

ISSN 1794-0915

Ornitología Colombiana



Octubre 2017 | Número 16 <http://asociacioncolombianadeornitologia.org/revista-ornitologia-colombiana/>



Ornitología Colombiana

<http://asociacioncolombianadeornitologia.org/revista-ornitologia-colombiana/>



Imagen de la portada: En este número, Niels Krabbe describe y nombra una especie de buhito del género *Megascops* del bosque húmedo montano de la Sierra Nevada de Santa Marta. Fotografía: A. Quevedo ©

CONTENIDO

Nota editorial

Nota editorial

Andrés M Cuervo

Orlando Acevedo-Charry

1

Artículos

Lista de chequeo de las aves de Colombia: Una síntesis del estado del conocimiento desde Hilty & Brown (1986)

Checklist of the birds of Colombia: A synthesis of the state of knowledge since Hilty and Brown (1986)

Jorge Enrique Avendaño, Clara Isabel Bohórquez, Loreta Rosselli, Diana Arzuza-Buelvas, Felipe A. Estela, Andrés M. Cuervo, F. Gary Stiles & Luis Miguel Renjifo

16:eA01 (01-83)

Secuencia de mudas y plumajes de *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia* en el valle del Magdalena

Molt and plumage sequences in Blue-Black Grassquit and Gray Seedeater in the Magdalena Valley

Miguel Moreno-Palacios, Sergio Losada-Prado, María Ángela Echeverry-Gálvis

16:eA02 (01-21)

Birds of Río Tame of the Andes-Orinoco transitional region: species check-list, biogeographic relationship and conservation

Aves del Río Tame de la región de transicional Andes-Orinoco: lista de especies, relación biogeográfica y conservación

Orlando Acevedo-Charry

16:eA03 (01-33)

Comportamiento de incubación del mirlo acuático (*Cinclus leucocephalus*) con notas del nido, huevos y polluelos

Nesting behaviour of the White-capped Dipper (*Cinclus leucocephalus*) with notes on nest, eggs and nestlings

Diego R. Guevara-Torres & Gustavo A. Londoño

16:eA04 (01-10)

Un aporte a la historia natural de *Galbula pastazae* (Galbulidae) en el piedemonte amazónico colombiano

A contribution to the natural history of *Galbula pastazae* (Galbulidae) in the Colombian Amazonian foothills

Orlando Acevedo-Charry, Katherine Certuche-Cubillos, Edilson A. Rosero, Patricia Guerrero Carvajal & Diego Carantón-Ayala

16:eA05 (01-12)

Dinámicas de los loros en cautiverio en Colombia: tráfico, mortalidad y liberación

Captivity parrots in Colombia: traffic, mortality and liberation

Diana C. Restrepo-Rodas & Paulo C. Pulgarín-Restrepo

16:eA06 (01-23)

Restored corridors as potential habitat for resident bird species in the Central Andes of Colombia

Corredores restaurados como hábitat potencial para especies de aves residentes en la Cordillera Central de Colombia

Carolina Montealegre-Talero, María Ángela Echeverry-Galvis, Luis Miguel Renjifo

16:eA07 (01-13)

A new species of *Megascops* (Strigidae) from the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, with notes on voices of New World screech-owls

Una nueva especie de *Megascops* (Strigidae) de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, con notas sobre las vocalizaciones de los currucutúes del Nuevo Mundo

Niels K. Krabbe

16:eA08 (01-27)

Notas Breves

La corocora (*Eudocimus ruber*) en la llanura amazónica entre los ríos Caquetá y Putumayo

The Scarlet Ibis (*Eudocimus ruber*) in the Amazonian plain between the Caquetá and Putumayo rivers

César Bonilla-Castillo, Flor Ángela Peña, Claribel Bonilla-Velazquez, Idenia Velazquez-Figueroa

16:eNB01 (01-04)

Confirmación de la presencia de *Calidris minutilla* (Scolopacidae) en el río La Vieja, Quindío, Colombia

Confirmation of the presence of *Calidris minutilla* (Scolopacidae) at the La Vieja river, Department of Quindío, Colombia

Yemay Toro-López, Esteban Castaño-Osorio, Yhon Mario Giraldo-Gómez, Leidy Fernanda Daza-Benavides & Sebastián Guerrero-Peláez

16:eNB02 (01-04)

Sex identification of neotropical macaws (*Ara* spp.) from invasive and non-invasive samples

Identificación del sexo en guacamayas neotropicales (*Ara* spp.) a partir de muestras invasivas y no invasivas

Lady Johana Franco-Gutiérrez, Jóhntan Álvarez-Cardona & Iván Darío Soto-Calderón

16:eNB03 (01-07)

Anotaciones sobre la distribución de *Doliornis remseni* (Cotingidae) y *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae)

Notes on the distribution of *Doliornis remseni* (Cotingidae) and *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae)

Orlando A. Acevedo-Charry & Brayan Coral-Jaramillo

16:eNB04 (01-19)

Primer registro de *Mitu salvini* en la cuenca del Nangaritza, Cordillera del Cóndor, sureste del Ecuador

First record of *Mitu salvini* in Nangaritza watershed, Cordillera del Cóndor, southeast of Ecuador

Leonardo Ordóñez-Delgado, Ivonne González & Rodrigo Cisneros

16:eNB05 (01-05)

Nystalus obamai en Colombia: primeros reportes para el país y aportes a su historia natural

The Western Striolated-Puffbird (*Nystalus obamai*) in Colombia: first country records and contributions to its natural history

Juan Pablo López-Ordóñez, Diego Carantón-Ayala, Katherine Certuche-Cubillos, Edilson A. Rosero, Yeimi Fajardo, & Orlando Acevedo-Charry

16:eNB06 (01-09)

Male and female parental care in the Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*)

Cuidado paternal de macho y hembra en *Euphonia cyanocephala*

Zachary Wright, Jeff Port & Harold F. Greeney

16:eNB07 (01-06)

Extensión de la distribución de *Pulsatrix melanota* (Strigidae) en el piedemonte llanero colombiano

Range extension of the Band-bellied Owl (*Pulsatrix melanota*: Strigidae) in the Colombian Llanos foothills

David Ricardo Rodríguez-Villamil

16:eNB08 (01-06)

Nota editorial - Ornitología Colombiana

Publicamos con mucho entusiasmo este número 16 de Ornitología Colombiana, el cual representa uno de los más diversos en temas de investigación ornitológica, y uno de los más voluminosos que hayamos publicado a la fecha. Abrimos con el listado de las aves de Colombia, una recopilación de los registros revisados válidos y publicados de especies de aves en todo el territorio terrestre y acuático de Colombia. Esta lista de chequeo es un trabajo de referencia importante, que ha sido adoptado por el Sistema de Información en Biodiversidad de Colombia (SiB). Este, como todos los listados regionales de especies en grupos tropicales, es muy cambiante tanto por las revisiones taxonómicas como por los constantes hallazgos de gran interés que se producen en cada rincón de la geografía colombiana, algunos de los cuales son publicados por nuestra revista. Este listado está aquí para ayudarse a ser desactualizado.

Niels Krabbe nos presenta una completísima revisión de la variación vocal de un grupo de *Megascops*, entre los que se encuentra la especie de la Sierra Nevada de Santa Marta que por fin tiene nombre luego de haber sido reconocido como especie distinta hace poco más de 10 años. El presente número cuenta además con un completo listado regional de la avifauna en Arauca, seis artículos o notas breves que documentan registros ornitológicos novedosos de gran interés complementado con información de historia natural de gran relevancia, por ejemplo, los artículos sobre *Nystalus obamai* y *Pulsatrix melanota*. Nos complace presentar acá estudios detallados en anidación y cuidado parental, determinación del sexo por medios moleculares, tráfico de aves silvestres, y ecología del paisaje para la conservación.

Además de los autores, este nutrido y diverso número salió adelante, en gran medida, gracias al

ahínco y compromiso de Tatian Celeita, y la experticia y disposición de los editores asociados y los esmerados revisores que donaron su tiempo para evaluar cada manuscrito. No estuvimos ajenos a dificultades que enfrentan las revistas actualmente y en proceso de transición como la nuestra. El compromiso de todo el equipo es agilizar los procesos editoriales para tener publicaciones con rigor científico publicadas ágilmente.

Invitamos a todos los autores a seguir enviando sus manuscritos sobre aves neotropicales y colombianas y en todas las áreas de la ornitología. La revista Ornitología Colombiana se ofrece como una ventana para actualizar el conocimiento que sobre las aves del país se genera de forma creciente, no solo por el auge del estudio científico de las aves por la academia, sino también por la gran fuerza con que crece la apreciación e interés por las aves de parte de aficionados y por toda la comunidad. Prueba de esto último, es el inusitado éxito de los conteos globales de aves en el país, que afianza la masiva comunidad de observadores y aficionados a las aves en Colombia, quienes están también generando datos ornitológicos de calidad. Muchos de los descubrimientos recientes en el país se producen por aficionados o en el ejercicio del aviturismo, en zonas de gran auge en este sector para Colombia. Esos descubrimientos pueden ser ampliados y discutidos por su valor ornitológico en esta revista, con rigor científico, para ampliar y consolidar el conocimiento de las aves colombianas, construido entre todos.

Andrés M Cuervo
Orlando Acevedo-Charry

Lista de chequeo de las aves de Colombia: Una síntesis del estado del conocimiento desde Hilty & Brown (1986)

Checklist of the birds of Colombia: A synthesis of the state of knowledge since Hilty and Brown (1986)

Jorge Enrique Avendaño¹, Clara Isabel Bohórquez², Loreta Rosselli³, Diana Arzuza-Buelvas⁴, Felipe A. Estela^{5,6}, Andrés M. Cuervo⁷, F. Gary Stiles⁸ & Luis Miguel Renjifo⁹

¹Laboratorio de Biología Evolutiva de Vertebrados, Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad de los Andes, Bogotá, Colombia

²Asociación Bogotana de Ornitología, Bogotá, Colombia

³Facultad de Ciencias Ambientales, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales U.D.C.A., Bogotá, Colombia

⁴Manchester Museum, University of Manchester, UK

⁵Asociación para el Estudio y Conservación de las Aves Acuáticas en Colombia – CALIDRIS

⁶Departamento de Ciencias Naturales, Físicas y Matemáticas, Pontificia Universidad Javeriana Cali, Colombia

⁷Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Villa de Leyva, Colombia

⁸Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, Colombia

⁹Departamento de Ecología y Territorio, Facultad de Estudios Ambientales y Rurales, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia

✉ jorgeavec@gmail.com, cibohorquez@hotmail.com, lrosselli@yahoo.com, dianaestherarzuza@yahoo.com, felipe.estela@gmail.com, acuervo@humboldt.org.co, fgstiles@unal.edu.co, lmrenjifo@javeriana.edu.co

Resumen

La taxonomía y conocimiento de la distribución de la avifauna colombiana ha sufrido grandes cambios desde la publicación de "A Guide to the Birds of Colombia" por Hilty & Brown (1986), a tal punto que hoy no se sabe con precisión cuántas y cuáles especies de aves existen en el territorio colombiano. Presentamos la lista de chequeo de la avifauna de Colombia a agosto de 2017 con base en la revisión de 340 referencias relacionadas con la distribución de la avifauna colombiana. En total, reportamos 1909 especies de aves para el territorio continental e insular del país, de las cuales 216 han sido adicionadas principalmente a partir de 1986. Aunque existe información novedosa sobre distribución para cerca del 66% de la avifauna colombiana, la mayoría de las publicaciones (87%) y registros (53%) se concentran al occidente de la cordillera Oriental (región transandina). Con base en esta información identificamos aquellas áreas del país con vacíos de conocimiento que ameritan mayor interés por parte de los investigadores. Además, estimulamos a la comunidad ornitológica a publicar la información inédita represada, al igual que mejorar la evidencia que soporta los registros novedosos para el país.

Palabras clave: Ampliaciones de distribución, avifauna colombiana, biodiversidad, endemismo, especies nuevas

Abstract

The taxonomy and knowledge of the distribution of Colombian avifauna has undergone great changes since the publication of "A Guide to the Birds of Colombia" by Hilty & Brown (1986) to the extent that we are unaware of how many and which species inhabit the Colombian territory. Here, we present a checklist of the birds of Colombia updated to August 2017 with a review of 340 references dealing with the distribution of Colombian birds. In sum, we report 1909 species for continental and insular Colombia, 216 of which have been added mainly since 1986. Although there are new data on distribution from 66% of the Colombian avifauna, most publications (87%) and new records (53%) are concentrated to the west of the Eastern cordillera (trans-Andean region). Based on the data we identify those regions of the country with knowledge gaps, which deserve more interest from researchers. Moreover, we encourage the ornithological community to publish their unpublished data and to improve the evidence supporting future new records for the country.

Key words: biodiversity, Colombian avifauna, endemism, new species, range extensions

Introducción

El estudio de la avifauna colombiana ha desempeñado un papel muy importante en el desarrollo de la ornitología de Suramérica y del Neotrópico en general. Importantes síntesis sobre la taxonomía y zoogeografía de la aves colombianas tales como Chapman (1917), Todd & Carriker (1922), Meyer de Schauensee (1948-52, 1966), Olivares (1969, 1974), Haffer (1975), entre otros, consolidaron las bases de la ornitología colombiana, a la vez que potenciaron el desarrollo ornitológico en países limítrofes, por ejemplo a manera de guías de campo (Meyer de Schauensee & Phelps Jr 1978). Estos trabajos estimularon el estudio de aspectos relacionados con la ecología, evolución, comportamiento y conservación de las aves. Sin embargo, el desarrollo científico de la ornitología y diversos procesos de conservación a nivel nacional y regional fue acelerado de manera dramática con la publicación de la obra de Hilty & Brown (1986) sobre las aves de Colombia, la cual se considera que marcó un hito histórico en la ornitología Neotropical (Freile & Córdoba-Córdoba 2008, Córdoba-Córdoba 2009, Naranjo 2009).

Tres décadas han pasado desde la publicación de la primera edición de "A Guide to the Birds of Colombia" por S. L. Hilty & W. L. Brown (1986). En su momento, la guía describía 1698 especies para el territorio continental e islas del Pacífico, además de 10 especies registradas solo hasta el momento para el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. Quince años más tarde, la traducción de la guía al castellano por Humberto Álvarez-López vino acompañada de 31 nuevas especies para el país. Sin embargo, para ese entonces la estructura taxonómica y sistemática de las aves neotropicales comenzaba a tambalearse producto del advenimiento de técnicas moleculares (Sibley & Ahlquist 1990) y varias obras taxonómicas (Ridgely & Gwynne

1989; Ridgely & Tudor 1989; Fjeldså & Krabbe 1990; Ridgely & Tudor 1994; Isler & Isler 1999).

Numerosos estudios en sistemática (filogenéticos, morfológicos y comportamentales), además de monografías taxonómicas y reportes sobre nuevos taxones y ampliaciones de distribución que competen a la avifauna colombiana han sido publicados desde Hilty & Brown (1986). Esto deja abierta la pregunta sobre cuántas y cuáles especies de aves existen en el territorio colombiano de acuerdo al conocimiento actual de la sistemática del grupo. Varios autores han tratado de dar respuesta a estos interrogantes (Salaman *et al.* 2001, 2008, McMullan & Donegan 2014, Donegan *et al.* 2009, 2016, Remsen *et al.* 2017). Sin embargo, diferentes criterios taxonómicos y operativos, así como la velocidad a la que son actualizados los diferentes listados dados para el país, han resultado en diferentes cifras sobre la diversidad de la avifauna colombiana. Por un lado, la adopción del sistema de puntuación de especies de Tobias *et al.* (2010) por parte del Handbook of the Birds of the World (del Hoyo & Collar 2014, 2016) ha influenciado un incremento más abrupto en el número de especies colombianas debido a separaciones taxonómicas (*v. gr.* Donegan *et al.* 2014, 2015, 2016), sin embargo, debido a que estas separaciones se basan en diferentes tipologías, pueden no tener sentido biológico. De otro lado, aunque el South American Classification Committee de la American Ornithological Society, (SACC; Remsen *et al.* 2017) se basa en un enfoque más riguroso en cuanto a la delimitación taxonómica de las especies, su ámbito geográfico restringido principalmente a Suramérica continental, así como la pausada actualización de la lista de especies para Colombia han resultado en una estimación menos extensa de la avifauna del país.

Con el propósito de resolver estas diferencias

presentamos una lista actualizada a agosto de 2017 de la avifauna continental e insular colombiana (Anexo 1). Es nuestro interés que la comunidad ornitológica cuente con una lista de chequeo de la avifauna colombiana lo más actualizada posible siguiendo el estándar de clasificación del South American Classification Committee, (SACC).

Complementamos esta contribución con los cambios taxonómicos efectuados desde Hilty & Brown (Anexo 2), además de un listado de especies cuya presencia en el país no ha sido documentada formalmente, o corresponden a separaciones taxonómicas aun no implementadas en el SACC (Anexo 3). Finalmente, presentamos un listado de las referencias bibliográficas relacionadas con ampliaciones de distribución de las aves terrestres y acuáticas colombianas publicadas desde 1986 (Anexo 4).

Materiales y métodos

Para actualizar el listado de especies de aves de Colombia partimos del total de especies dado por Hilty & Brown (1986, 2001). Posteriormente, realizamos búsquedas bibliográficas a través de Google Académico (<https://scholar.google.com/>) empleando las palabras Colombia y aves más las siguientes palabras clave: ampliación de distribución, inventario, listado de especies, nueva especie, nuevo registro y taxonomía. En total, consultamos 340 citas bibliográficas publicadas posteriormente a Hilty & Brown (1986) y relacionadas con ampliaciones de distribución de las aves colombianas hasta agosto de 2017, con algunas contribuciones en prensa sometidas durante el año en curso. Cabe resaltar que los registros novedosos incluidos dentro de esta revisión corresponden a aquellos formalmente publicados en revistas científicas sujetas a revisión por pares, y otros documentados en libros y guías

de campo (*e.g.* ABO 2000, McNish 2003). Por lo tanto, no se incluyeron registros proporcionados en informes técnicos, repositorios de registros biológicos (*e.g.* eBird) o comunicaciones personales.

Por otra parte, la lista de chequeo cubre Colombia continental e islas del Caribe (San Andrés, Providencia y Santa Catalina) y Pacífico (Gorgona, Malpelo). Así mismo, cada especie fue incluida en la lista de chequeo si su presencia en el área es apoyada en evidencia tangible sujeta a verificación, tal como un espécimen de museo o un registro fotográfico, fílmico o sonoro publicado. Especies cuya presencia es soportada sólo por registros visuales formalmente publicados son categorizadas como especies hipotéticas (Anexo 1). En el caso particular de las especies introducidas, sólo se incluyen en el listado aquellas para las que se tiene evidencia de su reproducción exitosa en libertad y mantenimiento de una o más poblaciones viables (Baptiste & Múnera 2010). En cuanto a endemismo, una especie se considera endémica de Colombia cuando su distribución geográfica está contenida totalmente dentro de los límites políticos del país (en el sentido tradicional, Stiles 1998). Para la actualización de la lista de especies endémicas partimos de Stiles (1998), Chaparro-Herrera *et al.* (2013) y Remsen *et al.* (2017).

La taxonomía empleada en esta lista de chequeo sigue a Remsen *et al.* (2017), versión 28 de abril. La clasificación presentada consiste principalmente de los rangos de Orden, Familia, Género y Especie. No hemos incluido subespecies debido a la complejidad de la variación geográfica de las subespecies colombianas y su delimitación diagnóstica. Para una sinopsis de la distribución y diagnóstico de las subespecies colombianas recomendamos seguir a Dickinson (2003), Dickinson & Christidis (2014) y Dickinson

& Remsen (2013). Los nombres en inglés siguen a Remsen *et al.* (2017) y la American Ornithological Society (Chesser *et al.* 2017) para los taxones fuera del área del SACC.

Resultados

Lista de especies y cambios taxonómicos. — En total reportamos 1909 especies para Colombia pertenecientes a 31 órdenes y 90 familias. Del total de especies, 1887 cuentan con registros en el territorio continental, mientras que 17 especies adicionales han sido reportadas únicamente para el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, y otras cinco sólo en isla Malpelo (Tabla 1). De esta manera, desde Hilty & Brown (1986) se han adicionado 216 especies a la avifauna colombiana, mientras otros 15 taxones han sido eliminados debido a fusiones taxonómicas (Anexo 2) o su presencia en el país ha sido invalidada (Anexo 3). Es de notar, que a pesar de que 53 familias cuentan con al menos una nueva especie desde 1986, aproximadamente el 51% de las adiciones (110 especies) se concentran en ocho familias (Procellariidae (9 especies), Laridae (8), Trochilidae (20), Thamnophilidae (15), Rhinocryptidae (10), Furnariidae (12), Tyrannidae (25), Thraupidae (11), lo cual se relaciona con diferentes énfasis a nivel de campo y sistemática que han tenido estos grupos en las últimas décadas.

Por su parte, la cronología de las adiciones de especies muestra una tasa de crecimiento casi constante a partir de 1990 (Fig. 1), con un promedio de 6.8 especies/año (intervalo 1-18). Esta tasa de adición ha sido principalmente afectada por el tipo de categoría de las adiciones, específicamente primeros registros, y no por la temporalidad de los mismos independientemente de si se evalúa por año o por períodos de cinco años ($F(2,10) = 7.1, P < 0.01, R^2 = 0.83$). De hecho, la tasa de adición fue afectada principalmente por

Tabla 1. Listado de especies exclusivas del Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina, e isla Malpelo. La mayoría de las especies corresponden a migratorias boreales regulares y/o erráticas (denotadas con X), comparado con el menor número de especies residentes (R). Entre corchetes se indican especies hipotéticas.

Especie	San Andrés	Providencia y Santa Catalina	Malpelo
<i>Anas strepera</i>	X		
<i>Mergus serrator</i>	X	X	
<i>Anous minutus</i>			R
<i>Gygis alba</i>			R
<i>Pterodroma phaeopygia</i>			X
<i>Ardenna pacifica</i>			X
[<i>Puffinus puffinus</i>]	X		
<i>Fregata minor</i>			R?
[<i>Phalacrocorax auritus</i>]	X	X	
<i>Pelecanus erythrorhynchus</i>	X		
<i>Leptotila jamaicensis</i>	R		
[<i>Empidonax minimus</i>]	X		
<i>Vireo griseus</i>	R		
<i>Vireo crassirostris</i>		R	
<i>Vireo caribaeus</i>	R		
[<i>Anthus rubescens</i>]	X		
[<i>Passerculus sandwichensis</i>]	X		
<i>Passerina ciris</i>	X		
<i>Limnothlypis swainsonii</i>	X		
<i>Leiostyris alpestris</i>	X		
<i>Setophaga americana</i>	X		
<i>İcterus leucopteryx</i>	R		

las especies registradas por primera vez en el país (133), seguida por separaciones taxonómicas (63), mientras el efecto de las especies nuevas para la ciencia (20) no fue significativo. Cabe resaltar que, entre estos tres tipos de adiciones, la tasa de primeros registros ha sido más amplia ($\bar{x} = 20.8$, intervalo = 14-33) a lo largo de períodos de cinco años que en el caso de las separaciones taxonómicas ($\bar{x} = 10.3$, intervalo = 7-13) y nuevas especies para la ciencia ($\bar{x} = 3.2$, intervalo = 1-6). Es de notar también que la mayoría de especies reportadas por primera vez en el país se

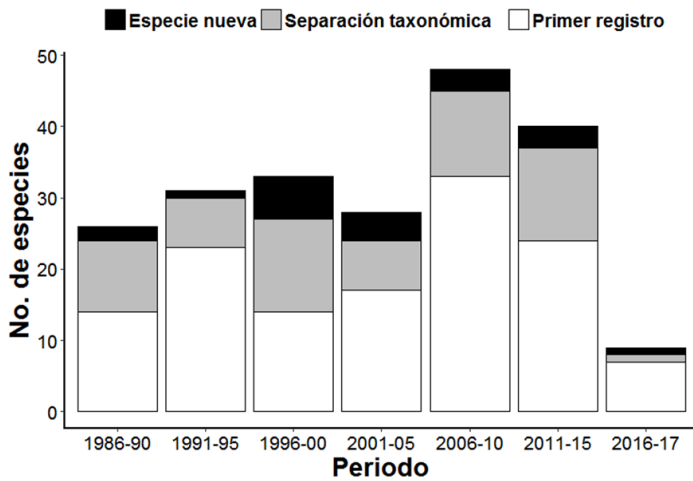


Figura 1. Número de especies de aves adicionadas para Colombia desde 1986 hasta agosto de 2017 totalizado en períodos de cinco años, con excepción del período 2016-2017. La tasa de adición de especies ha venido en incremento desde 1991 favorecida principalmente por el alto número de especies registradas por primera vez en el país.

concentran en regiones fronterizas tales como el piedemonte amazónico, sur del departamento del Chocó, Darién, Amazonía y el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. En contraste, la mayoría de especies nuevas para la ciencia han sido descubiertas a lo largo de las cordilleras Central y Occidental (Fig. 2).

De otro lado, la taxonomía empleada en Hilty & Brown (1986) ha sufrido por lo menos 300 modificaciones. Entre las más notables está la adopción de la nomenclatura científica y el orden lineal taxonómico propuesto por el SACC (en esencia Dickinson 2003), reemplazando el sistema propuesto por Meyer de Schauensee (1966) y la AOU (1957). Por consiguiente, varias familias han desaparecido (*e.g.* Cochlearidae, Phalaropodidae, Dendrocolaptidae, Rupicolidae, Coerebidae, Tersinidae, Catamblyrhynchidae), han sido reestructuradas (Scolopacidae, Capitonidae, Furnariidae, Formicariidae, Conopophagidae, Tyrannidae, Cotingidae, Pipridae, Troglodytidae, Thaupidae, Fringillidae) o nombradas (Semnornithidae, Sapayoidae, Thamnophilidae, Grallariidae, Oxyruncidae, Tityridae,

Donacobiidae, Emberizidae, Cardinalidae). Sin embargo, la mayoría de modificaciones se concentran a niveles taxonómicos inferiores debido a transferencias de taxones a nivel de familia, hasta asignación de estado específico a subespecies, cambios de nombres genéricos y específicos debido a prioridad taxonómica, entre otros. Un listado de los cambios taxonómicos efectuados desde Hilty & Brown (1986), con su respectiva actualización es presentado en el Anexo 2.

Situación de la avifauna colombiana. — Del total de especies registradas para Colombia, las especies residentes, hipotéticas y erráticas se han incrementado notablemente desde Hilty & Brown (1986) (Tabla 2), en comparación con las migratorias boreales y australes. Sin embargo, se desconoce con precisión el estado para cerca de 14 especies ya sea como residentes o migratorias. Por otra parte, la evidencia actual indica que el endémico Zambullidor Cira (*Podiceps andinus*) permanece como la única especie extinta del país y por ende globalmente (Amaya-Villarreal & Renjifo 2016). Además, dos especies exóticas han logrado establecer poblaciones viables en libertad, *Columba livia* (ABO 2000) y *Lonchura malacca* (Carantón-Ayala *et al.* 2008, Baptiste & Múnera 2010, López-O. *et al.* 2013), mientras que *Passer domesticus* ha colonizado varias regiones del país, particularmente en la costa Pacífica y La Guajira (Negret & Ortiz 1989, López-Victoria & Estela 2007; Freeman *et al.* 2012; Murillo-Pacheco *et al.* 2013). Hilty & Brown (1986) dieron para el país un total de 40 especies hipotéticas, de las cuales se han reportado 25 de ellas con algún tipo de evidencia (foto, espécimen, grabación, rastreo satelital). Sin embargo, del total actual de la avifauna colombiana, 57 especies son consideradas hipotéticas, lo que indica que en las últimas tres décadas 42 especies nuevas para el país han sido documentadas únicamente por observaciones. Las especies hipotéticas muestran

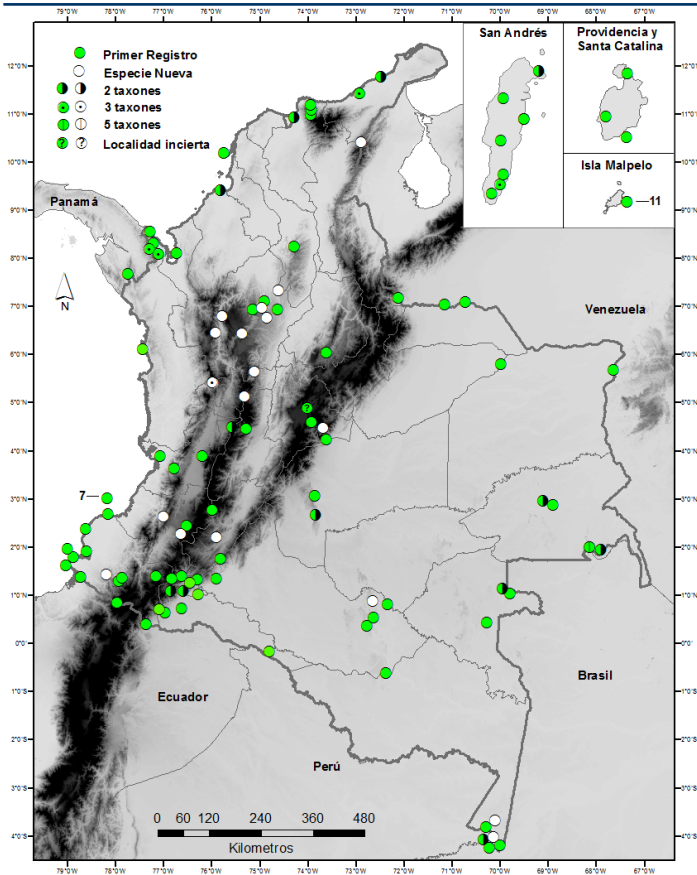


Figura 2. Distribución de especies de aves adicionadas para Colombia desde Hilty & Brown (1986), basada en 133 especies reportadas por primera vez para el país (círculos verdes) y 20 especies nuevas para la ciencia (círculos blancos). Cada círculo indica una localidad donde se ha registrado una o más especies (según su diseño). El signo de interrogación (?) corresponde a localidad incierta asignada a *Laterallus jamaicensis*. En isla Gorgona se han reportado por primera vez siete especies, mientras que once especies han sido registradas por primera vez para isla Malpelo y el Pacífico. El recuadro de las islas de San Andrés, Providencia, Santa Catalina y Malpelo no siguen la misma escala de la figura principal.

un patrón marcado de concentración y adición por regiones, principalmente en la Amazonía (15 especies; 9 de ellas nuevas desde Hilty & Brown (1986), Costa Pacífica (17; 12), el Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina (8; 8), Caribe-SNSM (8; 4), Chocó-Darién (3; 3), Andes (4; 4), Orinoquía (1; 1) y Magdalena-Cauca (1; 1).

La mayoría de estas especies (38) son migratorias boreales y australes cuya presencia en el país puede considerarse errática, mientras que el resto de especies (20) probablemente son residentes con distribuciones localizadas.

Especies endémicas. — El número y composición de especies endémicas de Colombia también se ha visto modificado a causa de la dinámica taxonómica y avances investigativos de los últimos años. De las 66 especies endémicas reportadas para Colombia (Stiles 1998), cinco han sido suprimidas por fusiones taxonómicas (*Crypturelus saltuarius*, *C. colombianus*, *Molothrus armenti*, *Sporophila insulata* y *Catamenia oreophila*) y seis por ampliaciones de distribución hacia otro país (*Capito quinticolor*, *Veniliornis chochoensis*, *Grallaria alleni*, *G. rufocinerea*, *Vireo masteri* y *Conirostrum rufum*). Entre tanto, 28 especies han sido adicionadas, 13 de las cuales representan especies nuevas para la ciencia (*Eriocnemis isabellae*, *Chlorostilbon olivaresi*, *Cercomacroides parkeri*, *Grallaria kaestneri*, *G. urraoensis*, *Scytalopus rodriguezii*, *S. stilesi*, *S. alvarezlopezi*, *Phylloscartes lanyoni*, *Lipaugus weberi*, *Thryophilus sernai*, *Henicorhina negreti* y *Atlapetes blancae*) y 15 que corresponden a taxones anteriormente tratados como subespecies que fueron elevados a la categoría de especie (*Ortalis columbiana*, *Anthocephala berlespchi*, *Oxygogon stubelii*, *O. cyanolaemus*, *O. guerinii*, *Chaetocercus astreans*, *Hapalopsittaca fuertesii*, *Drymophila hellmayri*, *D. caudata*, *Scytalopus sanctaemartae*, *S. canus*, *Clibanornis rufipectus*, *Troglodytes monticola*, *Henicorhina anachoreta* y *Arremon basilicus*). En total, adicionando tres especies endémicas que no fueron incluidas en su momento por Stiles (1998), *Coeligena orina*, *Cranioleuca hellmayri* reportada en Perijá en la literatura (Venezuela) y *Anisognathus melanogenys*, las aves endémicas de Colombia suman 83 especies. Esta cifra difiere del total de 79 especies dado por Chaparro-

Tabla 2. Estado de la avifauna colombiana, indicando el número de especies adicionadas por categoría desde Hilty & Brown (1986). Nótese el significativo incremento en especies residentes, erráticas e hipotéticas desde 1986. Por propósitos de categorización, 16 especies con poblaciones residentes y migratorias han sido incluidas dentro de las especies residentes. Las especies con estado no confirmado en Colombia son tratadas como estado incierto.

Estado	No. de especies	Adiciones
Residentes	1632	131
Migratorias australes	15	1
Migratorias boreales	124	10
Erráticas	63	25
Introducidas	3	2
Extintas	1	-
Incierto	14	5
Hipotéticas	57	42
Total	1909	216

Herrera *et al.* (2014) debido a la fusión de *Mimus magnirostris* con *M. gilvus*, la adición reciente de *A. berlepschi*, *O. stubelii*, *O. cyanolaemus*, *O. guerini*, *S. alvarezlopezi* y *H. anachoreta*, e invalidez taxonómica de *Heliangelus zusii* debido a su probable origen híbrido (Pérez-Emán *et al.* en revisión). A su vez difiere del total de 79 especies según el SACC (Ramsen *et al.* 2017), debido a la inclusión de dos especies no continentales (*V. caribeus* y *V. approximans*), así como de tres especies no consideradas endémicas o aún no debidamente reconocidas (*Rallus semiplumbeus*, *S. alvarezlopezi* y *C. hellmayri*) o invalidadas (*H. zusii*) por este comité.

Distribución de la información novedosa a nivel geográfico. — En total, logramos identificar 340 contribuciones publicadas desde 1986 relacionadas con primeros registros para el país, ampliaciones de distribución geográfica y/o altitudinal de especies previamente conocidas y especies nuevas para la ciencia. En general, la tasa de publicación de nuevos registros ha experimentado un incremento progresivo desde 1986 (Fig. 3), siendo los períodos entre 2001 y

2015, así como un mayor énfasis en datos de la región Andina, los factores que más han afectado de manera significativa la tasa de publicación ($F(12,36) = 8.3$, $P < 0.001$, $R^2 = 0.74$). Dado que la mayor parte de la avifauna colombiana se encuentra localizada al occidente de la cordillera Oriental con 947 especies, seguida de la región Orinoquía-Amazonía con 400 especies y 562 especies compartidas entre ambas regiones, no es sorprendente que la mayoría de publicaciones se concentran al occidente de la cordillera Oriental (trans-Andes; 85.9%) comparado con la región al oriente de la misma cordillera (cis-Andes; 14.1%). A menor escala, se presenta una mayor concentración de publicaciones en los Andes (49.7%), seguido de la región Amazonía-Orinoquía (14.1%), Caribe-Sierra Nevada de Santa Marta (12.1%) y costa Pacífica (9.1%). Regiones como los valles de los ríos Magdalena y Cauca, el Chocó y el archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina concentran el 7.6%, 5.0% y 2.4%, respectivamente, de las contribuciones con registros novedosos desde 1986.

A pesar de estas diferencias regionales en el esfuerzo de publicación, cabe destacar que para 1187 especies se ha reportado por lo menos una ampliación a nivel de distribución geográfica y de igual forma para 435 especies a nivel altitudinal. Lo anterior indica que desde 1986, se han publicado nuevos registros de distribución para 1255 especies que representan el 66% de la avifauna colombiana. Tal como se esperaría, la mayoría de los registros (53%) se concentran en especies transandinas, seguidas por especies cis-trans (32%) y finalmente las cisandinas (15%).

Discusión

A través de la dinámica taxonómica e investigativa de los últimos 30 años, la avifauna colombiana se ha mantenido como una de las

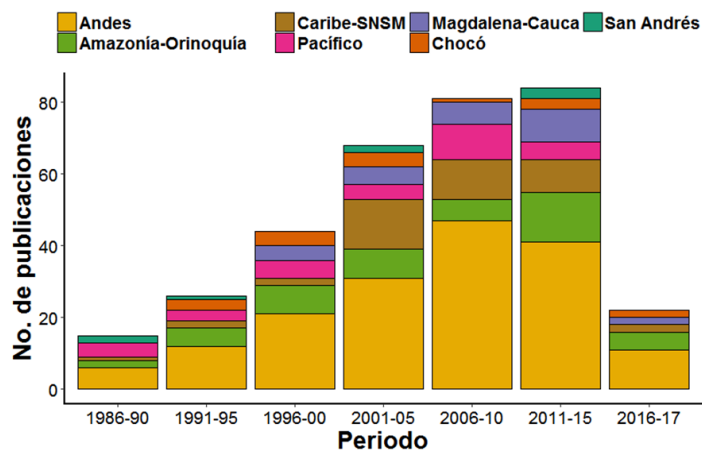


Figura 3. Número de publicaciones (n=340) relacionadas con ampliaciones de distribución de la avifauna colombiana posteriores a Hilty & Brown (1986) hasta agosto de 2017, totalizado en períodos de cinco años. La tasa de publicación ha venido en incremento desde 1986, con la mayoría de las contribuciones concentradas en los Andes.

más diversas de Suramérica con 1909 especies de aves distribuidas en su territorio continental y marino (Tabla 1). Aunque Brasil ha sobrepasado recientemente esta cifra con cerca de 1919 especies (Piacentini *et al.* 2015), el enfoque operativo del Comité Brasileño de Registros Ornitológicos, principalmente influenciado por el Concepto Unificado de Especie (de Queiroz 2005, Aleixo 2007), ha resultado en un mayor número de separaciones taxonómicas, comparado con el enfoque más conservador del Concepto Biológico de Especie implementado por el SACC (Remsen *et al.* 2017).

Bajo el enfoque sistemático y ámbito geográfico del SACC, Colombia posee un mayor número de especies que cualquier otro país suramericano y del planeta, incluso sin contabilizar las 17 especies exclusivas del Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina (Tabla 3). Es evidente que estas cifras son el resultado de una nueva ola de exploración y caracterización ornitológica iniciada principalmente a partir de 1990, la cual fue catalizada por varios factores como la consolidación de las asociaciones ornitológicas

del país, la maduración de los programas de biología en varias universidades, la potenciación de los museos, la llegada al país de varios investigadores nacionales y extranjeros y la aparición de varias revistas ornitológicas nacionales (Hilty & Brown 1986, 2001; Naranjo 2008, Córdoba-Córdoba 2009, Freile *et al.* 2014). La manera como estos actores influyeron en el conocimiento de la diversidad y distribución de la avifauna colombiana resultó en la adición de 216 especies posterior a Hilty & Brown (1986). En este sentido es evidente que la exploración y caracterización biológica de la avifauna del país ha sido el factor responsable del incremento de especies en el país, en contraste con el menor pero cada vez más creciente número de estudios sobre taxonomía y sistemática.

No obstante, aunque actualmente el 97% de las especies registradas en el país se encuentran respaldadas por algún tipo de evidencia sujeta a corroboración, es necesario que los investigadores traten en lo posible de documentar la mayor cantidad de información asociada a sus registros, no sólo a nivel de evidencia tangible (*i.e.* especímenes, fotos, grabaciones de vocalizaciones), sino también en cuanto a descripciones morfológicas detalladas así como datos de comportamiento y hábitat que son claves en la determinación taxonómica (ver Remsen 1977). La calidad en la documentación de los registros tiene implicaciones importantes en el inventario de las aves colombianas en distintas escalas geográficas. Por ejemplo, en la lista de chequeo no incluimos 35 especies (Anexo 3) reportadas para el país por otros autores dadas varias razones tales como (i) que en la mayoría de casos los registros no han sido formalmente publicados (*i.e.* corresponden a comunicaciones personales o informes de campo referenciados en otros trabajos), (ii) su presencia en Colombia es inferida con base en guías de campo, (iii) la evidencia actual presenta alta

Tabla 3. Comparación de totales de especies de aves entre los cinco países suramericanos con mayor diversidad aviar. Por propósito de análisis se utilizó el listado de especies por países del SACC (versión 28 abril 2017), actualizando el listado para Colombia con base en la información de este estudio. El total para Colombia difiere del dado en la Tabla 1 dado que no se incluyeron para este análisis 31 especies que están (i) fuera del ámbito geográfico del SACC (*i.e.* Archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina) y/o (ii) no han sido formalmente incluidas en dicho listado. Las especies endémicas no se consideran para el total de cada país.

	Colombia	Perú	Brasil	Ecuador	Venezuela
Residentes	1637	1615	1607	1452	1244
Migratorias	139	136	115	107	100
Erráticas	61	39	69	55	30
Introducidas	3	2	4	4	6
Extintas	1	0	4	2	1
Hipotéticas	37	60	24	54	18
Endémicas	78*	106	228	33	44
TOTAL	1878	1852	1823	1674	1399

*No incluye a *H. zuzii* y otras cinco especies no reconocidas por el SACC (ver texto).

incertidumbre taxonómica, (iv) no han sido formalmente descritas, o (v) corresponden a separaciones taxonómicas que no han sido formalmente reconocidas por el SACC. Varios de estos factores explican la diferencia de 28 especies entre el presente estudio y las 1937 especies reportadas para Colombia por Donegan *et al.* (2016). En este sentido, la documentación técnica y publicación formal de los registros es necesaria para consolidar el conocimiento sobre la diversidad y distribución de las aves colombianas.

Aunque Colombia figura entre los 12 países Neotropicales con mayor número de estudios sobre diferentes aspectos de la biología aviar publicados entre 1996 y 2011, la relación de publicaciones por especie es 0.34 (Freile *et al.* 2014). A nivel de información novedosa sobre distribución geográfica es de destacar que la tasa de publicación de este tópico se ha incrementado en los últimos años, tanto así que hoy el 66% de las especies colombianas cuentan con información novedosa acerca de su distribución, no obstante, en muchos casos el número de

registros nuevos por especie no es mayor a uno.

Así mismo, la mayoría de adiciones y ampliaciones de distribución provienen de regiones al occidente de la cordillera Oriental (trans-Andes) y zonas costeras. En la región transandina se han logrado avances significativos en el conocimiento de la avifauna marina (Estela *et al.* 2010), al igual que varios sectores de los Andes, la Sierra Nevada de Santa Marta, el Chocó y los valle secos interandinos (Strewe 2000; Salaman *et al.* 2002a,b; Strewe & Navarro 2003, 2004; Krabbe *et al.* 2006; Donegan *et al.* 2010; Cuervo *et al.* 2008a,b; Ayerbe-Quiñones & López-O. 2011; Losada-Prado & Molina-Martínez 2011; Suárez-Sanabria & Cadena 2013; López-O. *et al.* 2014). No obstante, algunas regiones como los valles del Magdalena y Cauca, el Darién, Catatumbo y los bosques secos del Caribe han permanecido poco documentados en las últimas décadas (Naranjo & Estela 1999; Estela & López-Victoria 2005, Laverde-R. *et al.* 2005; Avendaño 2012; Olaciregui *et al.* 2016; Renjifo *et al.* 2017). Por su parte, la información sobre la distribución y composición de la avifauna de la Orinoquía y

Amazonía es bastante escasa. Basta mirar que para la Amazonía colombiana solo se cuenta con siete inventarios de mediano a largo plazo (Cuadros 1993, Bennett-Defler 1994, Stiles *et al.* 1995, Cadena *et al.* 2000, Álvarez-R *et al.* 2003, Stiles 2010, Stiles & Beckers 2015), mientras la Orinoquía solo cuenta con dos (Rojas & Piragua 2000, Ocampo-Peñuela & Etter 2013). Este patrón de baja documentación a nivel de nuevos registros e inventarios para regiones como la Orinoquía, Amazonía y norte de la costa Caribe fue encontrado en un análisis bibliométrico que incluyó estudios publicados en varios grupos de vertebrados y plantas en Colombia entre 1990 y 2011, lo cual probablemente es un reflejo de las dificultades históricas de acceso a estas zonas por problemas de orden público (Arbeláez-Cortés 2013), así como de la menor visibilidad de un buen número de inventarios publicados en informes técnicos comparados con aquellos publicados en revistas arbitradas. Con la disminución del conflicto es de esperar el avance de los investigadores a regiones otrora inaccesibles; por consiguiente, el llamado es a dirigir los esfuerzos de investigación a estas regiones que en conjunto albergan la mitad de las especies del país.

De otro lado, la ornitología colombiana ha sido fortalecida por estudios en los campos de la taxonomía y sistemática a nivel neotropical, tanto así que 63 especies han sido adicionadas producto de separaciones taxonómicas en las últimas décadas. Aun así, creemos que el papel de los investigadores colombianos en campos como la taxonomía, filogenética, genética de poblaciones y ecología de las aves colombianas y Neotropicales puede ser mayor, para lo cual un punto estratégico es el fortalecimiento de las colecciones biológicas (pieles de estudio, tejidos, esqueletos, especímenes en líquido, huevos, nidos) y datos accesorios (grabaciones de cantos, fotografías, videos) (Cuervo *et al.* 2006). Por

ejemplo, algunas especies han sido incluidas en la lista de chequeo (Anexo 1) gracias a un único espécimen (*e.g.* *Conothraupis speculigera*; Lobo-y-Henriques *et al.* 2012) o grabación (*Turdus sanchezorum*; O'Neill *et al.* 2011). No obstante, en general la representatividad de las aves colombianas en diferentes aspectos de documentación es aún incompleta. Por ejemplo, a nivel de especímenes de museo, la colección de aves del Instituto de Ciencias Naturales, la más grande del país con alrededor de 40,000 especímenes, conserva pieles de *ca.* 1,580 especies y unas 2,200 subespecies de las 2,500 estimadas para el país (F. G. Stiles obs. personal), lo cual denota un vacío de muestreo para 329 especies y 300 subespecies. A nivel de series de especímenes de esta colección, las cifras actuales indican que *ca.* 60 especies incluyen más de 100 especímenes, mientras *ca.* 650 están representadas por 10 o menos, lo cual restringe la posibilidad o implicaciones de diferentes estudios a nivel de variación fenotípica y genética (Cuervo *et al.* 2006; F. G. Stiles obs. personal).

Así mismo, la colección de tejidos de aves mantenida por el Instituto Alexander von Humboldt con 8,007 muestras (individuos) ha contribuido en la ejecución de al menos 48 estudios sobre sistemática filogenética y filogeografía de aves Neotropicales (E. Arbeláez-Cortés com. pers.). No obstante, sólo 1,042 (~55%) de las 1909 especies del país cuentan con muestras de tejido en esta colección, y en promedio se cuenta con menos de 7,6 muestras por especie (E. López com. pers.) restringiendo así el alcance de diferentes estudios filogeográficos y de genética de poblaciones a nivel regional. Esta brecha de muestreo y representatividad de las aves colombianas en estudios filogenéticos y filogeográficos a nivel internacional es producto en parte de regulaciones excesivamente estrictas sobre la recolecta científica y aún más, el acceso a

recursos genéticos (Nemogá & Rojas 2007, Fernández 2011). No obstante, cambios sustanciales en la normatividad de recolección de especímenes y acceso al material genético de los mismos desde el 2013 (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2013a, Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2013b), seguramente impactarán en el conocimiento sobre la variabilidad genética e historia evolutiva de la avifauna colombiana y Neotropical, para lo cual es necesario un esfuerzo colaborativo interinstitucional dirigido a llenar vacíos de muestreo a nivel taxonómico y geográfico.

La documentación y estudio de las vocalizaciones de las aves colombianas ha venido en incremento en las últimas décadas principalmente por el trabajo realizado en el Banco de Sonidos Animales (hoy Colección de Sonidos Ambientales - CSA) del Instituto Alexander von Humboldt, y numerosos ornitólogos que han publicado guías sonoras regionales (e.g. Álvarez *et al.* 2007; Boesman 2012) o depositado sus grabaciones en xeno-canto. Para agosto de 2017, la CSA registraba 14,546 grabaciones de 1024 especies (IAvH 2012), mientras que xeno-canto.org reportaba un total de 19,272 grabaciones de 1,322 especies colombianas. Sin embargo, es imprescindible seguir grabando las vocalizaciones de las aves colombianas ya que el número de grabaciones por especie, población o tipo de vocalización en muchos casos es bajo.

El desarrollo de la ornitología colombiana en las próximas décadas dependerá de la recolección, calidad y disponibilidad de la información entre la comunidad científica. Por lo tanto, hacemos un llamado a los ornitólogos a publicar la información de inventarios y ampliaciones de distribución represados en informes técnicos, trabajos de grado e incluso libretas de campo, así como a continuar documentando diferentes aspectos de la biología de las aves. De este

esfuerzo mancomunado no sólo dependerá nuestro conocimiento de las aves colombianas, sino la conservación de las mismas.

Agradecimientos

Agradecemos a la Asociación Colombiana de Ornitología por la invitación a participar en este proyecto. Especial agradecimiento a M. F. Gómez, N. Giraldo, A. M. Amaya-Villarreal, S. de la Zerda, D. Forero y T. Celeita por su acompañamiento y la colaboración prestada en el transcurso del proyecto. M. L. Isler y M. B. Robbins prestaron asesoría sobre el estado de varias especies en Colombia. C. A. Medina facilitó el acceso a la Colección de Aves y Centro de Documentación del Instituto Alexander von Humboldt. E. Arbeláez-Cortés y E. López compartieron información de la Colección de Tejidos. Este proyecto fue financiado por la Unidad Especial del Sistema de Parques Nacionales como parte del proyecto de actualización de la guía de campo de aves de Colombia. Agradecemos a N. J. Bayly, S. L. Hilty, L. G. Naranjo, A. Rico-Guevara y un revisor anónimo por sus comentarios y aportes en el manuscrito.

Literatura citada

- ABO. 2000. Aves de la Sabana de Bogotá, Guía de Campo. ABO, CAR, Bogotá, Colombia.
- AMAYA-VILLARREAL, A. M. & L. M. RENJIFO. 2016. *Podiceps andinus*. Págs. 55-56 en: L. M. Renjifo, M. F. Gómez, J. Burbano-Girón & J. Velásquez-Tibatá (eds.) Libro Rojo de Aves de Colombia, Volumen II: Ecosistemas abiertos, secos, insulares, acuáticos continentales, marinos, tierras altas del Darién y Sierra Nevada de Santa Marta y bosque húmedos del centro, norte y oriente del país. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- ALEIXO, A. 2007. Conceitos de espécie e o eterno conflito entre continuidade e operacionalidade: uma proposta de normatização de critérios para o reconhecimento de espécies pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos. *Revista Brasileira de Ornitologia* 15: 297-

- 310.
- ÁLVAREZ-R, M., V. CARO-RAMÍREZ, O. LAVERDE & A. M. CUERVO. 2007. Guía sonora de las aves de los Andes colombianos. Banco de Sonidos Animales, Instituto Alexander von Humboldt & Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, New York.
- ÁLVAREZ-R, M., A. M. UMAÑA, G. D. MEJÍA, J. CAJIAO, P. VON HILDEBRAND & F. GAST. 2003. Aves del Parque Nacional Natural Serranía de Chiribiquete, Amazonía-Provincia de la Guyana, Colombia. *Biota Colombiana* 4: 49-63.
- AMERICAN ORNITHOLOGISTS' UNION. 1957. Check-list of North American Birds, 5th ed. American Ornithologists' Union, Washington, D.C.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E. 2013. Knowledge of Colombian biodiversity: published and indexed. *Biodiversity and Conservation* 22: 2875-2906.
- AVENDAÑO, J. E. 2012. La avifauna de las tierras bajas del Catatumbo, Colombia: inventario preliminar y ampliaciones de rango. *Boletín SAO* 21: 1-14.
- AYERBE-QUIÑONES, F. & J. P. LÓPEZ-O. 2011. Adiciones a la avifauna del valle alto del río Patía, un área interandina del suroccidente colombiano. *Boletín SAO* 20: 1-17.
- BAPTISTE M. P. & C. MÚNERA. 2010. Análisis de riesgo de vertebrados terrestres introducidos en Colombia. Págs. 149-199 en: M. P. Baptiste, N. Castaño, D. Cárdenas, F. P. Gutiérrez, D. L. Gil & C.A. Lasso (eds). Análisis de riesgo y propuesta de categorización de especies introducidas para Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, D. C., Colombia.
- BENNETT-DEFLER, S. 1994. Las aves de la Estación Biológica Caparú: una lista preliminar de especies. *Trianea* 5: 379-400.
- BOESMAN, P. 2012. Birds of Colombia MP3 - Sound Collection. BirdSounds.nl
- CADENA, C. D., M. ÁLVAREZ-R, J. L. PARRA, I. JIMÉNEZ, C. A. MEJÍA, M. SANTAMARÍA, A. M. FRANCO, C. A. BOTERO, G. D. MEJÍA, A. M. UMAÑA, A. CALIXTO, J. ALDANA & G. A. LONDOÑO. 2000. The birds of CIEM, Tinigua National Park, Colombia: an overview of 13 years of ornithological research. *Cotinga* 13: 46-54.
- CARANTÓN-AYALA, D. A., K. CERTUCHE-CUBILLOS, C. DÍAZ-JARAMILLO, R. PARRA-HERNÁNDEZ, J. SANABRÍA-MEJÍA & M. MORENO-PALACIOS. 2008. Aspectos biológicos de una nueva población del Capuchino Cabeza Negra (*Lonchura malacca*, Estrilidae) en el alto valle del Magdalena, Tolima. *Boletín SAO* 18: 54-63.
- CHAPARRO-HERRERA, S., M. Á. ECHEVERRY-GALVIS, S. CÓRDOBA-CÓRDOBA & A. SUA-BECERRA. 2013. Listado actualizado de las aves endémicas y casi-endémicas de Colombia. *Biota Colombiana* 14: 113-150.
- CHAPMAN, F. M. 1917. The distribution of birdlife in Colombia. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 36: 1-169.
- CHESSER, R. T., K. J. BURNS, C. CICERO, J. L. DUNN, A. W. KRATTER, I. J. LOVETTE, P. C. RASMUSSEN, J. V. REMSEN JR, J. D. RISING, D. F. STOTZ & K. WINKER. 2017. Fifty-eighth supplement to the American Ornithological Society's Check-list of North American Birds. *The Auk: Ornithological Advances* 134: 751-773.
- CÓRDOBA-CÓRDOBA, S. 2009. Historia de la ornitología colombiana: sus colecciones científicas, investigadores y asociaciones. *Boletín SAO* 19: 1-26.
- CUADROS, T. 1993. Distribución ecológica de la avifauna de Araracuara (Amazonas). *Revista ICNE* 4: 15-30.
- CUERVO, A. M., C. D. CADENA & J. L. PARRA. 2006. Seguir colectando aves en Colombia es imprescindible: Un llamado a fortalecer las colecciones ornitológicas. *Ornitología Colombiana* 4: 51-58.
- CUERVO, A. M., P. C. PULGARÍN & D. CALDERÓN. 2008a. New distributional bird data from the Cordillera Central of the Colombian Andes, with implications for the biogeography of northwestern South America. *Condor* 110: 526-537.
- CUERVO, A. M., P. C. PULGARÍN, D. CALDERÓN-F, J. M. OCHOA-QUINTERO, C. A. DELGADO-V, A. PALACIO, J. M. BOTERO & W. A. MÚNERA. 2008b. Avifauna of the northern Cordillera Central of the Andes, Colombia. *Ornitología Neotropical* 19: 495-515.
- DE QUEIROZ, K. 2005. Ernst Mayr and the modern concept of species. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 102: 6600-6607.
- DEL HOYO, J. & N. J. COLLAR. 2014. The HBW-BirdLife International illustrated checklist of the birds of the world, vol. 1: Non-passerines. Lynx Edicions, Barcelona.
- DEL HOYO, J. & N. J. COLLAR. 2016. The HBW-BirdLife International illustrated checklist of the birds of the world, vol. 2: Passerines. Lynx Edicions, Barcelona.
- DICKINSON, E. C. 2003. The Howard and Moore complete checklist of the birds of the world, Revised and enlarged 3rd Edition. Christopher Helm, London.
- DICKINSON, E. C. & L. CHRISTIDIS. 2014. The Howard and Moore complete checklist of the birds of the world, vol. 2: Passerines. Fourth edition. Aves Press, Eastbourne, UK.
- DICKINSON, E. C. & J. V. REMSEN JR. 2013. The Howard and Moore complete checklist of the birds of the world, vol. 1: Non-passerines. Fourth edition. Aves Press, Eastbourne, UK.
- DONEGAN, T. M., J. E. AVENDAÑO, E. R. BRICEÑO-L, J. C. LUNA, C. ROA, R. PARRA, C. TURNER, C. SHARP & B. HUERTAS. 2010. Aves de la Serranía de los Yariguíes y tierras bajas circundantes, Santander, Colombia. *Cotinga* 32: 72-89.
- DONEGAN, T. M., P. SALAMAN & D. CARO. 2009. Revision of the status of various bird species occurring or reported

- in Colombia. *Conservación Colombiana* 8: 80-86.
- DONEGAN, T. M., A. QUEVEDO, J. C. VERHELST, O. CORTÉS, J. A. PACHECO & P. SALAMAN. 2014. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2014. *Conservación Colombiana* 21: 3-11.
- DONEGAN, T. M., A. QUEVEDO, J. C. VERHELST, O. CORTÉS-HERRERA, T. ELLERY & P. SALAMAN. 2015. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2015, with discussion of BirdLife International's new taxonomy. *Conservación Colombiana* 23: 3-48.
- DONEGAN, T. M., J. C. VERHELST, T. ELLERY, O. CORTÉS-HERRERA & P. SALAMAN. 2016. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2016 and assessment of BirdLife International's new parrot taxonomy. *Conservación Colombiana* 24: 12-37.
- ESTELA, F. A. & M. LÓPEZ-VICTORIA. 2005. Aves de la parte baja del río Sinú, Caribe colombiano; inventario y ampliaciones de distribución. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras* 34: 7-42.
- ESTELA, F. A., M. LÓPEZ-VICTORIA, L. F. CASTILLO & L. G. NARANJO. 2010. Estado del conocimiento sobre aves marinas en Colombia, después de 110 años de investigación. *Boletín SAO* 20: 2-21.
- FERNÁNDEZ, F. 2011. The greatest impediment to the study of biodiversity in Colombia. *Caldasia* 33: 2-5.
- FREEMAN, B. G., S. L. HILTY, D. CALDERÓN-F, T. ELLERY & L. E. URUEÑA. 2012. New and noteworthy bird records from central and northern Colombia. *Cotinga* 34: 5-16.
- FREILE, J. F., & S. CÓRDOBA-CÓRDOBA. 2008. Historia de la ornitología en la región andina: el ejemplo de Colombia y Ecuador. *Ornitología Neotropical* 19: 381-389.
- FREILE, J. F., H. F. GREENEY & E. BONACCORSO. 2014. Current Neotropical ornithology: Research progress 1996-2011. *The Condor* 116: 84-96.
- HAFER, J. 1975. Avifauna of northwestern Colombia, South America. *Bonner Zoologische Monographien*, no. 7. Bonn.
- HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 1986. *A Guide to the Birds of Colombia*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey. 996 pp.
- HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 2001. *Guía de las aves de Colombia*. Princeton University Press, American Bird Conservancy-ABC, Universidad del Valle, Sociedad Antioqueña de Ornitología-SAO, Cali. 1030 pp.
- ISLER, M. L. & P. R. ISLER. 1999. *The tanagers: natural history, distribution, and identification*. Smithsonian Institution Press., Washington, D.C.
- INSTITUTO DE INVESTIGACIÓN DE RECURSOS BIOLÓGICOS ALEXANDER VON HUMBOLDT. 2012. *Colección de Sonidos Animales*. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá, Colombia. (accedido a través del portal de datos del SIB Colombia, <http://data.sibcolombia.net/datasets/resource/4>, 2017-07-31)
- KRABBE, N. K., P. FLÓREZ, G. SUÁREZ, J. CASTAÑO, J. D. ARANGO & A. DUQUE. 2006. The birds of páramo de Frontino, western Andes. *Ornitología Colombiana* 4: 39-50.
- LAVERDE-R, O., F. G. STILES & C. MÚNERA-R. 2005. Nuevos registros e inventario de la avifauna de la Serranía de las Quinchas, un área importante para la conservación de las aves (AICA) en Colombia. *Caldasia* 27: 247-265.
- LOBO-Y-HENRIQUES, J. C., Y., J. BATES & D. WILLARD. 2012. First Record for the Black-and-white Tanager *Conothraupis speculigera* in Colombia. *Conservación Colombiana* 17: 45-51.
- LÓPEZ-O, J. P., J. E. AVENDAÑO, N. GUTIÉRREZ-PINTO & A. M. CUERVO. 2014. The birds of Serranía de Perijá: The northernmost avifauna of the Andes. *Ornitología Colombiana* 14: 62-93.
- LÓPEZ-ORDÓÑEZ, J. P., J. O. CORTÉS-HERRERA, C. A. PAEZ-ORTÍZ & M. F. GONZÁLEZ-ROJAS. 2013. Nuevos registros y comentarios sobre la distribución de algunas especies de aves en los Andes Occidentales de Colombia. *Ornitología Colombiana* 13: 21-36.
- LÓPEZ-VICTORIA, M. & F. A. ESTELA. 2007. Una lista anotada de las aves de la isla Malpelo. *Ornitología Colombiana* 5: 40-53.
- LOSADA-PRADO, S. & Y. MOLINA-MARTÍNEZ. 2012. Avifauna del bosque seco tropical en el departamento del Tolima (Colombia): análisis de la comunidad. *Caldasia* 33: 271-194.
- McMULLAN, M. & T. M. DONEGAN. 2014. *Field Guide to the Birds of Colombia*. Second edition. Fundación ProAves, Bogotá.
- McNISH, T. 2003. *Lista de chequeo de la fauna terrestre del archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina*. M & B Producciones y Servicios Ltda, Bogotá.
- MEYER DE SCHAUENSEE, R. 1948-1952. *The birds of the Republic of Colombia*. *Caldasia* 22-26: 251-1212.
- MEYER DE SCHAUENSEE, R. 1966. *The species of birds of South America with their distribution*. Livingston Press. Narbeth, PA.
- MEYER DE SCHAUENSEE, R. & W. H. PHELPS JR. 1978. *A Guide to the Birds of Venezuela*. Princeton University Press, Princeton NJ.
- MINISTERIO DE AMBIENTE Y DESARROLLO SOSTENIBLE. 2013a. Decreto No.1376 por el cual se reglamenta el permiso de recolección de especímenes de especies silvestres de la diversidad biológica con fines de investigación científica no comercial. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. Bogotá, D.C.
- MINISTERIO DE AMBIENTE Y DESARROLLO SOSTENIBLE. 2013b. Decreto No. 1375 por el cual se reglamentan las colecciones biológicas. Ministerio de Ambiente y

- Desarrollo Sostenible. Bogotá, D.C.
- MURILLO-PACHECO, J. I., W. F. BONILLA-ROJAS & J. C. DE LAS CASAS. 2013. Listado y anotaciones sobre la historia natural de las aves del litoral de San Andrés de Tumaco, Nariño (Colombia). *Biota Colombiana* 14: 273-287.
- NARANJO, L.G. 2008. El arcano de la ornitología colombiana. *Ornitología Colombiana* 7: 5-16.
- NARANJO, L. G. & F. A. ESTELA. 1999. Inventario de la avifauna de un área suburbana de Cali. *Boletín SAO* 10: 11-27.
- NEGRET, A. J. & B. ORTIZ. 1989. Historia de la colonización del Gorrión Europeo (*Passer domesticus*) en América y los primeros ejemplares para Colombia. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 1: 21-28.
- NEMOGÁ, G. R. & D. A. ROJAS. 2007. Algunas lecciones sobre el acceso a recursos genéticos en Colombia. Dos estudios de caso. *Acta Biológica Colombiana* 14: 137-160.
- OCAMPO-PENUELA, N. & A. ETTER. 2013. Contribution of different forest types to the bird community of a savanna landscape in Colombia. *Ornitología Neotropical* 24: 35-53.
- OLACIREGUI, C., A. QUEVEDO, F. GONZÁLEZ & L. F. BARRERA. 2016. Range extensions and noteworthy records of birds from the Serranía de Abibe, north-west Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 136: 243-262.
- OLIVARES, A. 1969. Aves de Cundinamarca. Instituto de Ciencias Naturales. Universidad Nacional de Colombia. Editorial Tercer Mundo.
- OLIVARES, A. 1974. Aves de la Orinoquía Colombiana. Centro de Desarrollo Integrado 'Las Gaviotas' Orinoquía Colombiana. Imprenta Nacional. Bogotá.
- O'NEILL, J. P., D. F. LANE & L. N. NAKA. 2011. A cryptic new species of thrush (Turdidae: Turdus) from western Amazonia. *The Condor* 113: 869-880.
- PÉREZ-EMÁN, J. L., J. P. FERREIRA, N. GUTIÉRREZ-PINTO, A. M. CUERVO, L. N. CÉSPEDES, C. C. WITT & C. D. CADENA. 2017. An extinct hummingbird species that never was: a cautionary tale about sampling issues in molecular phylogenetics. *bioRxiv* 149898.
- PIACENTINI, V. D. Q., A. ALEIXO, C. E. AGNE, G. N. MAURÍCIO, J. F. PACHECO, G. A. BRAVO, G. R. R. BRITO, L. N. NAKA, F. OLMO, S. POSSO, L. F. SILVEIRA, G. S. BETINI, E. CARRANO, I. FRANZ, A. C. LEES, L. M. LIMA, D. PIOLI, F. SCHUNCK, F. RAPOSO DO AMARAL, G. A. BENCKE, M. COHN-HAFT, L. F. A. FIGUEIREDO, F. C. STRAUBE & E. CESARI. 2015. Annotated checklist of the birds of Brazil by the Brazilian Ornithological Records Committee. *Revista Brasileira de Ornitologia* 23: 90-298.
- REMSEN, J. V., JR 1977. On taking field notes. *American Birds* 31: 946-953.
- REMSEN, J. V., JR., J. I. ARETA, C. D. CADENA, S. CLARAMUNT, A. JARAMILLO, J. F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ & K. J. ZIMMER. 2017. A classification of the bird species of South America. *American Ornithological Society*. Version 28 April. <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.htm>
- RENJIFO, L. M., A. REPIZZO, J. M. RUIZ-OVALLE, S. OCAMPO & J. E. AVENDAÑO. 2017. New bird distributional data from Cerro Tacarcuna, with implications for conservation in the Darién highlands of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 137: 46-66.
- RIDGELY, R. S. & J. GWYNNE. 1989. *A Guide to the Birds of Panama with Costa Rica, Nicaragua and Honduras*, 2 ed. Princeton University Press, Princeton NJ.
- RIDGELY, R. S. & G. TUDOR. 1989. *The Birds of South America*. Volume 1: The Oscine Passerines. University of Texas Press, Austin, USA.
- RIDGELY, R. S. & G. TUDOR. 1994. *The Birds of South America*. Volume 2: The Suboscine Passerines. University of Texas Press, Austin, USA.
- ROJAS, R. & W. PIRAGUA. 2000. Afinidades biogeográficas y aspectos ecológicos de la avifauna de Caño Limón, Arauca, Colombia. *Crónica forestal y del Medio Ambiente* 15: 1-26.
- SALAMAN, P. G. W., T. CUADROS, J. G. JARAMILLO & W. H. WEBER. 2001. *Lista de Chequeo de las Aves de Colombia*. Sociedad Antioqueña de Ornitología, Medellín, Colombia.
- SALAMAN, P. G. W., T. M. DONEGAN & A. M. CUERVO. 2002a. New distributional bird records from Serranía de San Lucas and adjacent Central Cordillera of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 122: 285-303.
- SALAMAN, P. G. W., F. G. STILES, C. I. BOHÓRQUEZ, M. ÁLVAREZ-R, A. M. UMAÑA, T. M. DONEGAN & A. M. CUERVO. 2002b. New and noteworthy bird records from the east slope of the Andes of Colombia. *Caldasia* 24: 157-189.
- SALAMAN, P., N. BAYLY, R. BURRIDGE, M. GRANTHAM, M. GURNEY, A. QUEVEDO, L. E. UREÑA & T. M. DONEGAN. 2008. Sixteen bird species new for Colombia. *Conservación Colombiana* 5: 80-85.
- SIBLEY, C. G. & J. E. AHLQUIST. 1990. *Phylogeny and Classification of Birds*. Yale Univ. Press, New Haven, Connecticut.
- STILES, F. G. 1998. Especies de aves endémicas y casi endémicas de Colombia. Págs. 378-385 y 428-432 en: Chaves, M. E. & N. Arango. (Eds.). *Informe Nacional sobre el estado de la biodiversidad 1998-Colombia*. Instituto Alexander von Humboldt, PNUMA, Ministerio del Medio Ambiente, Santa Fé de Bogotá.
- STILES, F. G. 2010. La avifauna de la parte media del Río Apaporis, departamentos de Vaupés y Amazonas, Colombia. *Revista Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 132: 381-390.
- STILES, F. G., & J. BECKERS. 2015. Un inventario de las aves de la región de Inírida, Guainía, Colombia. *Ornitología Colombiana* 15: 19-50.
- STILES, F. G., J. L. TELLERÍA & M. DÍAZ. 1995. Observaciones sobre la composición, ecología y zoogeografía de la

- avifauna de la Sierra de Chiribiquete, Caquetá, Colombia. *Colombiana* 14: 48-61.
- STREWE, R. & C. NAVARRO. 2003. New distributional records and conservation importance of the San Salvador valley, Sierra Nevada de Santa Marta, northern Colombia. *Ornitología Colombiana* 1: 29-41.
- STREWE, R. & C. NAVARRO. 2004. New and noteworthy records of birds from the Sierra Nevada de Santa Marta region, north-eastern Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 124: 38-51.
- SUÁREZ-SANABRIA, N. & C. D. CADENA. 2014. Diversidad y estructura de la avifauna del Valle de Lagunillas, Parque Nacional Natural El Cocuy, Colombia. *Ornitología Colombiana* 16: 481-500.
- TOBIAS, J. A., N. SEDDON, C. N. SPOTTISWOODE, J. D. PILGRIM, L. D. C. FISHPOOL, & N. J. COLLAR. 2010. Quantitative criteria for species delimitation. *Ibis* 152: 724-746.
- TODD, W. E. C. & M. A. CARRIKER, JR. 1922. The birds of the Santa Marta region of Colombia: a study in altitudinal distribution. *Annals of Carnegie Museum* 14.

Recibido: 13 de febrero de 2017 *Aceptado:* 28 de agosto de 2017

Editor Ad hoc

Alejandro Rico-Guevara

Evaluadores

Steven Hilty / Nick Bayly / Luis Germán Naranjo / Anónimo

Citación: AVENDAÑO, J. E., C. I. BOHÓRQUEZ, L. ROSSELLI, D. ARZUZA-BUELVAS, F. A. ESTELA, A. M. CUERVO, F. G. STILES & L. M. RENJIFO. 2017. Lista de chequeo de las aves de Colombia: Una síntesis del estado del conocimiento desde Hilty & Brown (1986). *Ornitología Colombiana* 16:eA01.

Anexo 1. Lista de chequeo de las aves de Colombia

La nomenclatura y taxonomía siguen al SACC (Remsen *et al.* 2017, versión abril 28).

Estado: R=residente; R-E=endémico; Mb=migratorio boreal; Ma=migratorio austral; MI=migratorio intratropical; V=errático; EX=extinto; Int=introducido; ?=incierto; H=especie hipotética.

Evidencia: Esp=espécimen depositado en un museo nacional o extranjero; Foto=fotografía publicada; Grab=registro sonoro o fílmico depositado y/o publicado; Obs=observación documentada y/o publicada. Los superíndices indican la fuente bibliográfica (Anexo 4) de las especies nuevas para el país (especies nuevas y primeros registros) adicionadas posterior a Hilty & Brown (1986).

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Nothocercus julius</i>	Tawny-breasted Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Nothocercus bonapartei</i>	Highland Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Tinamus tao</i>	Gray Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Tinamus osgoodi</i>	Black Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Tinamus major</i>	Great Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Tinamus guttatus</i>	White-throated Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus berlepschi</i>	Berlepsch's Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus cinereus</i>	Cinereous Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus soui</i>	Little Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus obsoletus</i>	Brown Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus undulatus</i>	Undulated Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus duidae</i>	Gray-legged Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus erythropus</i>	Red-legged Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus kerriae</i>	Choco Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus variegatus</i>	Variiegated Tinamou	R	
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus brevirostris</i>	Rusty Tinamou	H	Obs ^{229,230}
Tinamiformes	Tinamidae	<i>Crypturellus casiquiare</i>	Barred Tinamou	R	
Anseriformes	Anhimidae	<i>Anhima cornuta</i>	Southern Screamer	R	
Anseriformes	Anhimidae	<i>Chauna chavaria</i>	Northern Screamer	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Dendrocygna bicolor</i>	Fulvous Whistling-Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Dendrocygna viduata</i>	White-faced Whistling-Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Dendrocygna autumnalis</i>	Black-bellied Whistling-Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Oressochen jubatus</i>	Orinoco Goose	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Cairina moschata</i>	Muscovy Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Sarkidiornis melanotos</i>	Comb Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Amazonetta brasiliensis</i>	Brazilian Teal	R-Ma?	
Anseriformes	Anatidae	<i>Merganetta armata</i>	Torrent Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas americana</i>	American Wigeon	Mb	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas strepera</i>	Gadwall	V	Foto ²⁹⁸
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas crecca</i>	Green-winged Teal	V	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas andium</i>	Andean Teal	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas acuta</i>	Northern Pintail	Mb	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas georgica</i>	Yellow-billed Pintail	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas bahamensis</i>	White-cheeked Pintail	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas puna</i>	Puna Teal	H	Obs ³²³
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas discors</i>	Blue-winged Teal	Mb-R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas cyanoptera</i>	Cinnamon Teal	R-Mb	
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas clypeata</i>	Northern Shoveler	Mb	
Anseriformes	Anatidae	<i>Netta erythrophthalma</i>	Southern Pochard	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Aythya collaris</i>	Ring-necked Duck	V	Esp ³¹⁸
Anseriformes	Anatidae	<i>Aythya affinis</i>	Lesser Scaup	Mb	
Anseriformes	Anatidae	<i>Melanitta americana</i>	Black Scoter	H	Obs ¹⁰⁷
Anseriformes	Anatidae	<i>Mergus serrator</i>	Red-breasted Merganser	Mb	Foto ³⁵⁵

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Anseriformes	Anatidae	<i>Nomonyx dominicus</i>	Masked Duck	R	
Anseriformes	Anatidae	<i>Oxyura jamaicensis</i>	Ruddy Duck	R-Mb?	
Galliformes	Cracidae	<i>Chamaepetes goudotii</i>	Sickle-winged Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope argyrotis</i>	Band-tailed Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope ortoni</i>	Baudo Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope montagnii</i>	Andean Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope jacquacu</i>	Spix's Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope purpurascens</i>	Crested Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Penelope perspicax</i>	Cauca Guan	R-E	
Galliformes	Cracidae	<i>Pipile cumanensis</i>	Blue-throated Piping-Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Aburria aburri</i>	Wattled Guan	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis cinereiceps</i>	Gray-headed Chachalaca	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis garrula</i>	Chestnut-winged Chachalaca	R-E	
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis ruficauda</i>	Rufous-vented Chachalaca	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis erythroptera</i>	Rufous-headed Chachalaca	R	Foto ³²³ Obs ³³⁶
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis colombiana</i>	Colombian Chachalaca	R-E	Esp ^{87,312}
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis guttata</i>	Speckled Chachalaca	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Ortalis motmot</i>	Variable Chachalaca	H	Obs ³²⁴
Galliformes	Cracidae	<i>Nothocrax urumutum</i>	Nocturnal Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Crax rubra</i>	Great Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Crax alberti</i>	Blue-billed Curassow	R-E	
Galliformes	Cracidae	<i>Crax daubentoni</i>	Yellow-knobbed Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Crax alector</i>	Black Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Crax globulosa</i>	Wattled Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Mitu tomentosum</i>	Crestless Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Mitu salvini</i>	Salvin's Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Mitu tuberosum</i>	Razor-billed Curassow	R	
Galliformes	Cracidae	<i>Pauxi pauxi</i>	Helmeted Curassow	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Rhynchortyx cinctus</i>	Tawny-faced Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Colinus cristatus</i>	Crested Bobwhite	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus gujanensis</i>	Marbled Wood-Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus atrifrons</i>	Black-fronted Wood-Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus erythrops</i>	Rufous-fronted Wood-Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus hyperythrus</i>	Chestnut Wood-Quail	R-E	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus melanonotus</i>	Dark-backed Wood-Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus speciosus</i>	Rufous-breasted Wood-Quail	R	Grab ²⁴⁸
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus dialeucos</i>	Tacarcuna Wood-Quail	R	
Galliformes	Odontophoridae	<i>Odontophorus strophium</i>	Gorgeted Wood-Quail	R-E	
Phoenicopteriformes	Phoenicopteridae	<i>Phoenicopterus ruber</i>	Greater Flamingo	R	
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Tachybaptus dominicus</i>	Least Grebe	R	
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Podilymbus podiceps</i>	Pied-billed Grebe	R	
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Podiceps andinus</i>	Colombian Grebe	E-EX	
Podicipediformes	Podicipedidae	<i>Podiceps occipitalis</i>	Silvery Grebe	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columba livia</i>	Rock Pigeon	Int	Obs ¹⁷
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas leucocephala</i>	White-crowned Pigeon	R	Esp ²²⁰ Obs ¹²⁵
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas speciosa</i>	Scaled Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas corensis</i>	Bare-eyed Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas fasciata</i>	Band-tailed Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas cayennensis</i>	Pale-vented Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas plumbea</i>	Plumbeous Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas subvinacea</i>	Ruddy Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas nigrirostris</i>	Short-billed Pigeon	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Patagioenas goodsoni</i>	Dusky Pigeon	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Columbiformes	Columbidae	<i>Geotrygon purpurata</i>	Purple Quail-Dove	R	Esp ¹¹⁰
Columbiformes	Columbidae	<i>Geotrygon saphirina</i>	Sapphire Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Geotrygon montana</i>	Ruddy Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Geotrygon violacea</i>	Violaceous Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotrygon veraguensis</i>	Olive-backed Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila verreauxi</i>	White-tipped Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila cassinii</i>	Gray-chested Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila conoveri</i>	Tolima Dove	R-E	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila plumbeiceps</i>	Gray-headed Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila rufaxilla</i>	Gray-fronted Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila jamaicensis</i>	Caribbean Dove	R	Esp ⁸⁷
Columbiformes	Columbidae	<i>Leptotila pallida</i>	Pallid Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zentrygon frenata</i>	White-throated Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zentrygon linearis</i>	Lined Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zentrygon goldmani</i>	Russet-crowned Quail-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zenaida asiatica</i>	White-winged Dove	V	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zenaida auriculata</i>	Eared Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Zenaida macroura</i>	Mourning Dove	V	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina passerina</i>	Common Ground-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina minuta</i>	Plain-breasted Ground-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina talpacoti</i>	Ruddy Ground-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina buckleyi</i>	Ecuadorian Ground-Dove	R	Esp ²⁵¹ Obs ²²⁶
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina squammata</i>	Scaled Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina picui</i>	Picui Ground-Dove	Ma	
Columbiformes	Columbidae	<i>Columbina cruziana</i>	Croaking Ground-Dove	R	Esp ^{251,226} Foto ²⁹⁸
Columbiformes	Columbidae	<i>Claravis pretiosa</i>	Blue Ground-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Claravis mondetoura</i>	Maroon-chested Ground-Dove	R	
Columbiformes	Columbidae	<i>Metriopelia melanoptera</i>	Black-winged Ground-Dove	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Crotophaga major</i>	Greater Ani	R-MI	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Crotophaga ani</i>	Smooth-billed Ani	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Crotophaga sulcirostris</i>	Groove-billed Ani	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Tapera naevia</i>	Striped Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Dromococcyx phasianellus</i>	Pheasant Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Dromococcyx pavoninus</i>	Pavonine Cuckoo	R	Esp ⁸³ Grab ⁸³
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Neomorphus geoffroyi</i>	Rufous-vented Ground-Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Neomorphus radiolosus</i>	Banded Ground-Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Neomorphus rufipennis</i>	Rufous-winged Ground-Cuckoo	H	Obs ³³²
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Neomorphus pucheranii</i>	Red-billed Ground-Cuckoo	R	Grab ¹⁷⁰
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyua minuta</i>	Little Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyua pumila</i>	Dwarf Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyua cinerea</i>	Ash-colored Cuckoo	H	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Piaya cayana</i>	Squirrel Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Piaya melanogaster</i>	Black-bellied Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus melacoryphus</i>	Dark-billed Cuckoo	R	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus americanus</i>	Yellow-billed Cuckoo	Mb	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus eulerei</i>	Pearly-breasted Cuckoo	V	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus minor</i>	Mangrove Cuckoo	V	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus erythrophthalmus</i>	Black-billed Cuckoo	Mb	
Cuculiformes	Cuculidae	<i>Coccyzus lansbergi</i>	Gray-capped Cuckoo	R	
Steatornithiformes	Steatornithidae	<i>Steatornis caripensis</i>	Oilbird	R	
Nyctibiiformes	Nyctibiidae	<i>Nyctibius grandis</i>	Great Potoo	R	
Nyctibiiformes	Nyctibiidae	<i>Nyctibius aethereus</i>	Long-tailed Potoo	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Nyctibiiformes	Nyctibiidae	<i>Nyctibius griseus</i>	Common Potoo	R	
Nyctibiiformes	Nyctibiidae	<i>Nyctibius maculosus</i>	Andean Potoo	R	
Nyctibiiformes	Nyctibiidae	<i>Nyctibius bracteatus</i>	Rufous Potoo	R?	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles nacunda</i>	Nacunda Nighthawk	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles pusillus</i>	Least Nighthawk	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles rupestris</i>	Sand-colored Nighthawk	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles acutipennis</i>	Lesser Nighthawk	R-Mb	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles minor</i>	Common Nighthawk	Mb	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Lurocalis semitorquatus</i>	Short-tailed Nighthawk	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Lurocalis rufiventris</i>	Rufous-bellied Nighthawk	R	Esp ⁸⁷
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctiprogne leucopyga</i>	Band-tailed Nighthawk	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctipolus nigrescens</i>	Blackish Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Systellura longirostris</i>	Band-winged Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctidromus albicollis</i>	Common Pauraque	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Uropsalis segmentata</i>	Swallow-tailed Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Uropsalis lyra</i>	Lyre-tailed Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Setopagis heterura</i>	Todd's Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Hydropsalis cayennensis</i>	White-tailed Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Hydropsalis maculicaudus</i>	Spot-tailed Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Hydropsalis climacocerca</i>	Ladder-tailed Nightjar	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctiphrynus rosenbergi</i>	Choco Poorwill	R	Esp ^{281,312} Obs ³⁵⁷
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Nyctiphrynus ocellatus</i>	Ocellated Poorwill	R	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Antrorstomus carolinensis</i>	Chuck-will's-widow	Mb	
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Antrorstomus rufus</i>	Rufous Nightjar	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Cypseloides cherriei</i>	Spot-fronted Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Cypseloides cryptus</i>	White-chinned Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Cypseloides niger</i>	Black Swift	Mb	Esp ³²⁹
Apodiformes	Apodidae	<i>Cypseloides lemosi</i>	White-chested Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Streptoprocne rutila</i>	Chestnut-collared Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Streptoprocne zonaris</i>	White-collared Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura spinicaudus</i>	Band-rumped Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura cinereiventris</i>	Gray-rumped Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura egregia</i>	Pale-rumped Swift	V	Foto ¹⁷⁰
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura pelagica</i>	Chimney Swift	Mb	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura chapmani</i>	Chapman's Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura viridipennis</i>	Amazonian Swift	R?	Esp ²⁰³
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura meridionalis</i>	Sick's Swift	Ma	
Apodiformes	Apodidae	<i>Chaetura brachyura</i>	Short-tailed Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Aeronautes montivagus</i>	White-tipped Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Tachornis furcata</i>	Pygmy Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Tachornis squamata</i>	Fork-tailed Palm-Swift	R	
Apodiformes	Apodidae	<i>Panyptila cayennensis</i>	Lesser Swallow-tailed Swift	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Topaza pyra</i>	Fiery Topaz	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Florisuga mellivora</i>	White-necked Jacobin	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eutoxeres aquila</i>	White-tipped Sicklebill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eutoxeres condamini</i>	Buff-tailed Sicklebill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Glaucis aeneus</i>	Bronzy Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Glaucis hirsutus</i>	Rufous-breasted Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Threnetes ruckeri</i>	Band-tailed Barbthroat	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Threnetes leucurus</i>	Pale-tailed Barbthroat	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis rufurumii</i>	Streak-throated Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis atrimentalis</i>	Black-throated Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis striigularis</i>	Stripe-throated Hermit	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis griseogularis</i>	Gray-chinned Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis ruber</i>	Reddish Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis augusti</i>	Sooty-capped Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis anthophilus</i>	Pale-bellied Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis hispidus</i>	White-bearded Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis yaruqui</i>	White-whiskered Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis guy</i>	Green Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis symmatophorus</i>	Tawny-bellied Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis bourcierii</i>	Straight-billed Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis longirostris</i>	Long-billed Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaethornis malaris</i>	Great-billed Hermit	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Doryfera ludovicae</i>	Green-fronted Lancebill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Doryfera johannae</i>	Blue-fronted Lancebill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Schistes geoffroyi</i>	Wedge-billed Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Colibri delphinae</i>	Brown Violetear	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Colibri thalassinus</i>	Green Violetear	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Colibri coruscans</i>	Sparkling Violetear	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Androdon aequatorialis</i>	Tooth-billed Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliophryx barroti</i>	Purple-crowned Fairy	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliophryx auritus</i>	Black-eared Fairy	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Polytmus guainumbi</i>	White-tailed Goldenthrout	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Polytmus theresiae</i>	Green-tailed Goldenthrout	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Avocettula recurvirostris</i>	Fiery-tailed Awlbill	V	Foto ¹⁷⁰
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chrysolampis mosquitus</i>	Ruby-topaz Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Anthracothorax prevostii</i>	Green-breasted Mango	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Anthracothorax nigricollis</i>	Black-throated Mango	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Helianthus mavors</i>	Orange-throated Sunangel	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Helianthus amethysticollis</i>	Amethyst-throated Sunangel	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Helianthus strophianus</i>	Gorgeted Sunangel	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Helianthus exortis</i>	Tourmaline Sunangel	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Discosura conversii</i>	Green Thorntail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Discosura popelairii</i>	Wire-crested Thorntail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Discosura langsdorffi</i>	Black-bellied Thorntail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Discosura longicaudus</i>	Racket-tailed Coquette	R	Esp ⁸
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lophornis delattrei</i>	Rufous-crested Coquette	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lophornis stictolophus</i>	Spangled Coquette	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lophornis chalybeus</i>	Festive Coquette	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phlogophilus hemileucurus</i>	Ecuadorian Piedtail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Adelomyia melanogenys</i>	Speckled Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Anthocephala floriceps</i>	Santa Marta Blossomcrown	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Anthocephala berlepschi</i>	Tolima Blossomcrown	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Agelaiocercus kingi</i>	Long-tailed Sylph	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Agelaiocercus coelestis</i>	Violet-tailed Sylph	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Oreotrochilus chimborazo</i>	Ecuadorian Hillstar	R	Foto ³⁰⁴
Apodiformes	Trochilidae	<i>Opisthoprora euryptera</i>	Mountain Avocetbill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lesbia victoriae</i>	Black-tailed Trainbearer	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lesbia nuna</i>	Green-tailed Trainbearer	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Ramphomicron dorsale</i>	Black-backed Thornbill	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Ramphomicron microrhynchum</i>	Purple-backed Thornbill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalcostigma ruficeps</i>	Rufous-capped Thornbill	V	Esp ³⁰⁷
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalcostigma stanleyi</i>	Blue-mantled Thornbill	R?	Esp ²⁹⁸ Obs ¹¹²
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalcostigma heteropogon</i>	Bronze-tailed Thornbill	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalcostigma herrani</i>	Rainbow-bearded Thornbill	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Apodiformes	Trochilidae	<i>Oxypogon stubelii</i>	Buffy Helmetcrest	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Oxypogon cyanoaemus</i>	Blue-bearded Helmetcrest	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Oxypogon guerinii</i>	Green-bearded Helmetcrest	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Metallura tyrianthina</i>	Tyrian Metaltail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Metallura iracunda</i>	Perija Metaltail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Metallura williami</i>	Viridian Metaltail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Haplophaedia aureliae</i>	Greenish Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Haplophaedia lugens</i>	Hoary Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis isabellae</i>	Gorgeted Puffleg	R-E	Esp ⁷¹
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis vestita</i>	Glowing Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis derbyi</i>	Black-thighed Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis godini</i>	Turquoise-throated Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis cupreovertris</i>	Coppery-bellied Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis luciani</i>	Sapphire-vented Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis mosquera</i>	Golden-breasted Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis mirabilis</i>	Colorful Puffleg	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Eriocnemis aline</i>	Emerald-bellied Puffleg	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Aglaeactis cupripennis</i>	Shining Sunbeam	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena coeligena</i>	Bronzy Inca	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena wilsoni</i>	Brown Inca	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena prunellei</i>	Black Inca	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena torquata</i>	Collared Inca	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena phalerata</i>	White-tailed Starfrontlet	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena orina</i>	Dusky Starfrontlet	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena lutetiae</i>	Buff-winged Starfrontlet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena bonapartei</i>	Golden-bellied Starfrontlet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena helianthea</i>	Blue-throated Starfrontlet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lafresnaya lafresnayi</i>	Mountain Velvetbreast	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Ensifera ensifera</i>	Sword-billed Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Pterophanes cyanopterus</i>	Great Sapphirewing	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Boissonneaua flavescens</i>	Buff-tailed Coronet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Boissonneaua matthewsi</i>	Chestnut-breasted Coronet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Boissonneaua jardini</i>	Velvet-purple Coronet	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Ocreatus underwoodii</i>	Booted Racket-tail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Urochroa bougueri</i>	White-tailed Hillstar	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Urostitte benjamini</i>	Purple-bibbed Whitetip	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Urostitte ruficrissa</i>	Rufous-vented Whitetip	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa gularis</i>	Pink-throated Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa schreibersii</i>	Black-throated Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa aurescens</i>	Gould's Jewelfront	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa rubinoides</i>	Fawn-breasted Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa jacula</i>	Green-crowned Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa imperatrix</i>	Empress Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliodoxa leadbeateri</i>	Violet-fronted Brilliant	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Patagona gigas</i>	Giant Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Sternoclyta cyanopectus</i>	Violet-chested Hummingbird	R	Esp ⁶⁹
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliomaster longirostris</i>	Long-billed Starthroat	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Heliomaster furcifer</i>	Blue-tufted Starthroat	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chaetocercus mulsant</i>	White-bellied Woodstar	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chaetocercus bombus</i>	Little Woodstar	H	Obs ³⁰⁴
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chaetocercus heliodor</i>	Gorgeted Woodstar	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chaetocercus astreans</i>	Santa Marta Woodstar	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chaetocercus jourdanii</i>	Rufous-shafted Woodstar	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Apodiformes	Trochilidae	<i>Calliphlox amethystina</i>	Amethyst Woodstar	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Calliphlox mitchellii</i>	Purple-throated Woodstar	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon melanorhynchus</i>	Western Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon gibsoni</i>	Red-billed Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon mellisugus</i>	Blue-tailed Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon olivaresi</i>	Chiribiquete Emerald	R-E	Esp ³¹⁶
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon russatus</i>	Coppery Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon stenurus</i>	Narrow-tailed Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorostilbon poortmani</i>	Short-tailed Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chlorestes notata</i>	Blue-chinned Sapphire	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Klais guimeti</i>	Violet-headed Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Phaeochroa cuvierii</i>	Scaly-breasted Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Campylopterus largipennis</i>	Gray-breasted Sabrewing	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Campylopterus falcatus</i>	Lazuline Sabrewing	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Campylopterus phainopeplus</i>	Santa Marta Sabrewing	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Campylopterus villaviscensio</i>	Napo Sabrewing	R	Esp ³⁰⁶ Foto ³⁰⁴
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalybura buffonii</i>	White-vented Plumeleteer	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chalybura urochrysis</i>	Bronze-tailed Plumeleteer	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Thalurania colombica</i>	Purple-crowned Woodnymph	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Thalurania furcata</i>	Fork-tailed Woodnymph	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Taphrospilus hypostictus</i>	Many-spotted Hummingbird	R	Esp ⁶⁹
Apodiformes	Trochilidae	<i>Leucippus fallax</i>	Buffy Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Leucippus chlorocercus</i>	Olive-spotted Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia tzacatl</i>	Rufous-tailed Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia castaneiventris</i>	Chestnut-bellied Hummingbird	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia versicolor</i>	Versicolored Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia franciae</i>	Andean Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia fimbriata</i>	Glittering-throated Emerald	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia amabilis</i>	Blue-chested Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia rosenbergi</i>	Purple-chested Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia saucerottei</i>	Steely-vented Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia cyanifrons</i>	Indigo-capped Hummingbird	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia edward</i>	Snowy-bellied Hummingbird	R	Foto ⁶⁵
Apodiformes	Trochilidae	<i>Amazilia viridigaster</i>	Green-bellied Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Chrysuronia oenone</i>	Golden-tailed Sapphire	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Goethalsia bella</i>	Pirre Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Goldmania violiceps</i>	Violet-capped Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lepidopyga coeruleogularis</i>	Sapphire-throated Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lepidopyga lilliae</i>	Sapphire-bellied Hummingbird	R-E	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Lepidopyga goudoti</i>	Shining-green Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Damophila julie</i>	Violet-bellied Hummingbird	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Hylocharis eliciae</i>	Blue-throated Goldentail	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Hylocharis sapphirina</i>	Rufous-throated Sapphire	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Hylocharis cyanus</i>	White-chinned Sapphire	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Hylocharis humboldtii</i>	Humboldt's Sapphire	R	
Apodiformes	Trochilidae	<i>Hylocharis grayi</i>	Blue-headed Sapphire	R	
Opisthocomiformes	Opisthocomidae	<i>Opisthocomus hoazin</i>	Hoatzin	R	
Gruiformes	Aramidae	<i>Aramus guarauna</i>	Limpkin	R	
Gruiformes	Psophiidae	<i>Psophia crepitans</i>	Gray-winged Trumpeter	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Coturnicops notatus</i>	Speckled Rail	V	
Gruiformes	Rallidae	<i>Micropygia schomburgkii</i>	Ocellated Crane	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Rallus longirostris</i>	Clapper Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Rallus limicola</i>	Virginia Rail	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Gruiformes	Rallidae	<i>Rallus semiplumbeus</i>	Bogota Rail	R-E	
Gruiformes	Rallidae	<i>Aramides wolfi</i>	Brown Wood-Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Aramides cajaneus</i>	Gray-necked Wood-Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Aramides axillaris</i>	Rufous-necked Wood-Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Amaurolimnas concolor</i>	Uniform Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Anurolimnas castaneiceps</i>	Chestnut-headed Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Anurolimnas viridis</i>	Russet-crowned Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Anurolimnas fasciatus</i>	Black-banded Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Laterallus melanophaius</i>	Rufous-sided Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Laterallus albigularis</i>	White-throated Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Laterallus exilis</i>	Gray-breasted Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Laterallus jamaicensis</i>	Black Rail	V	Esp ^{157,158}
Gruiformes	Rallidae	<i>Porzana flaviventer</i>	Yellow-breasted Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Porzana carolina</i>	Sora	Mb	
Gruiformes	Rallidae	<i>Porphyriops melanops</i>	Spot-flanked Gallinule	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Mustelirallus albicollis</i>	Ash-throated Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Mustelirallus colombianus</i>	Colombian Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Mustelirallus erythropus</i>	Paint-billed Crake	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Pardirallus maculatus</i>	Spotted Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Pardirallus nigricans</i>	Blackish Rail	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Gallinula galeata</i>	Common Gallinule	R-Mb?	
Gruiformes	Rallidae	<i>Porphyrio martinica</i>	Purple Gallinule	R	
Gruiformes	Rallidae	<i>Porphyrio flavirostris</i>	Azure Gallinule	Ma?	
Gruiformes	Rallidae	<i>Fulica americana</i>	American Coot	R-Mb	
Gruiformes	Rallidae	<i>Fulica ardesiaca</i>	Slate-colored Coot	R	
Gruiformes	Heliornithidae	<i>Heliornis fulica</i>	Sungrebe	R	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Pluvialis dominica</i>	American Golden-Plover	Mb	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Pluvialis squatarola</i>	Black-bellied Plover	Mb	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Vanellus cayanus</i>	Pied Lapwing	R	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Vanellus chilensis</i>	Southern Lapwing	R	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Vanellus resplendens</i>	Andean Lapwing	R	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius semipalmatus</i>	Semipalmated Plover	Mb	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius wilsonia</i>	Wilson's Plover	R-Mb	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius vociferus</i>	Killdeer	Mb	
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius nivosus</i>	Snowy Plover	Mb	Foto ^{142,289}
Charadriiformes	Charadriidae	<i>Charadrius collaris</i>	Collared Plover	R	
Charadriiformes	Haematopodidae	<i>Haematopus palliatus</i>	American Oystercatcher	R	
Charadriiformes	Recurvirostridae	<i>Himantopus mexicanus</i>	Black-necked Stilt	R	
Charadriiformes	Recurvirostridae	<i>Recurvirostra americana</i>	American Avocet	V	Foto ¹⁰⁸
Charadriiformes	Burhinidae	<i>Burhinus bistriatus</i>	Double-striped Thick-knee	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Bartramia longicauda</i>	Upland Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Numenius phaeopus</i>	Whimbrel	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Numenius americanus</i>	Long-billed Curlew	H	Foto ¹⁴²
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Limosa haemastica</i>	Hudsonian Godwit	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Limosa fedoa</i>	Marbled Godwit	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Arenaria interpres</i>	Ruddy Turnstone	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris canutus</i>	Red Knot	Mb	Foto ²⁸⁸
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris virgata</i>	Surfbird	Mb	Esp ²⁹² Obs ²⁵¹
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris pugnax</i>	Ruff	V	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris himantopus</i>	Stilt Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris alba</i>	Sanderling	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris alpina</i>	Dunlin	Mb	Foto ¹³⁵ Obs ^{297,292}
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris bairdii</i>	Baird's Sandpiper	Mb	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris minutilla</i>	Least Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris fuscicollis</i>	White-rumped Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris subruficollis</i>	Buff-breasted Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris melanotos</i>	Pectoral Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris pusilla</i>	Semipalmated Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Calidris mauri</i>	Western Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Limnodromus griseus</i>	Short-billed Dowitcher	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Limnodromus scolopaceus</i>	Long-billed Dowitcher	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago imperialis</i>	Imperial Snipe	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago jamesoni</i>	Jameson's Snipe	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago nobilis</i>	Noble Snipe	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago undulata</i>	Giant Snipe	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago delicata</i>	Wilson's Snipe	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Gallinago paraguaiiae</i>	South American Snipe	R	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Phalaropus tricolor</i>	Wilson's Phalarope	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Phalaropus lobatus</i>	Red-necked Phalarope	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Phalaropus fulicarius</i>	Red Phalarope	V	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Actitis macularius</i>	Spotted Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Tringa solitaria</i>	Solitary Sandpiper	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Tringa incana</i>	Wandering Tattler	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Tringa melanoleuca</i>	Greater Yellowlegs	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Tringa semipalmata</i>	Willet	Mb	
Charadriiformes	Scolopacidae	<i>Tringa flavipes</i>	Lesser Yellowlegs	Mb	
Charadriiformes	Jacaniidae	<i>Jacana jacana</i>	Wattled Jacana	R	
Charadriiformes	Stercorariidae	<i>Stercorarius skua</i>	Great Skua	H	
Charadriiformes	Stercorariidae	<i>Stercorarius maccormicki</i>	South Polar Skua	H	Obs ¹³³
Charadriiformes	Stercorariidae	<i>Stercorarius pomarinus</i>	Pomarine Jaeger	Mb	
Charadriiformes	Stercorariidae	<i>Stercorarius parasiticus</i>	Parasitic Jaeger	Mb	
Charadriiformes	Stercorariidae	<i>Stercorarius longicaudus</i>	Long-tailed Jaeger	Mb	Esp ¹³⁴
Charadriiformes	Laridae	<i>Creagrus furcatus</i>	Swallow-tailed Gull	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Xema sabini</i>	Sabine's Gull	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Chroicocephalus serranus</i>	Andean Gull	R	Foto ³³⁵
Charadriiformes	Laridae	<i>Chroicocephalus cirrocephalus</i>	Gray-hooded Gull	V	Foto ³⁴⁴
Charadriiformes	Laridae	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Black-headed Gull	H	Obs ^{232,134}
Charadriiformes	Laridae	<i>Hydrocoloeus minutus</i>	Little Gull	V	
Charadriiformes	Laridae	<i>Leucophaeus modestus</i>	Gray Gull	V	
Charadriiformes	Laridae	<i>Leucophaeus atricilla</i>	Laughing Gull	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Leucophaeus pipixcan</i>	Franklin's Gull	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus delawarensis</i>	Ring-billed Gull	V	
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus marinus</i>	Great Black-backed Gull	H	Obs ²³²
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus dominicanus</i>	Kelp Gull	V	Foto ¹³⁵
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus fuscus</i>	Lesser Black-backed Gull	V	Foto ^{298,142}
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus argentatus</i>	Herring Gull	V	Esp ^{232,292} Obs ¹⁴²
Charadriiformes	Laridae	<i>Anous stolidus</i>	Brown Noddy	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Anous minutus</i>	Black Noddy	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Gygis alba</i>	White Tern	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Onychoprion fuscatus</i>	Sooty Tern	V	
Charadriiformes	Laridae	<i>Onychoprion anaethetus</i>	Bridled Tern	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sternula antillarum</i>	Least Tern	R-Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sternula superciliaris</i>	Yellow-billed Tern	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Phaetusa simplex</i>	Large-billed Tern	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Gelochelidon nilotica</i>	Gull-billed Tern	R	
Charadriiformes	Laridae	<i>Hydroprogne caspia</i>	Caspian Tern	Mb	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Charadriiformes	Laridae	<i>Larosterna inca</i>	Inca Tern	H	
Charadriiformes	Laridae	<i>Chlidonias niger</i>	Black Tern	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sterna hirundo</i>	Common Tern	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sterna dougallii</i>	Roseate Tern	H	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sterna paradisaea</i>	Arctic Tern	V	
Charadriiformes	Laridae	<i>Sterna hirundinacea</i>	South American Tern	H	Obs ³¹⁴
Charadriiformes	Laridae	<i>Sterna forsteri</i>	Forster's Tern	V	Foto ²⁸⁶
Charadriiformes	Laridae	<i>Thalasseus elegans</i>	Elegant Tern	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Thalasseus sandvicensis</i>	Sandwich Tern	Mb	
Charadriiformes	Laridae	<i>Thalasseus maximus</i>	Royal Tern	Mb	
Charadriiformes	Rynchopidae	<i>Rynchops niger</i>	Black Skimmer	R	
Eurypygiformes	Eurypygidae	<i>Eurypyga helias</i>	Sunbittern	R	
Phaethontiformes	Phaethontidae	<i>Phaethon aethereus</i>	Red-billed Tropicbird	R?	
Phaethontiformes	Phaethontidae	<i>Phaethon rubricauda</i>	Red-tailed Tropicbird	H	Obs ³¹⁴
Phaethontiformes	Phaethontidae	<i>Phaethon lepturus</i>	White-tailed Tropicbird	H	
Sphenisciformes	Spheniscidae	<i>Spheniscus humboldti</i>	Humboldt Penguin	V	
Sphenisciformes	Spheniscidae	<i>Spheniscus mendiculus</i>	Galapagos Penguin	H	
Sphenisciformes	Spheniscidae	<i>Spheniscus magellanicus</i>	Magellanic Penguin	V	Esp ¹⁴⁰
Procellariiformes	Diomedidae	<i>Phoebastria irrorata</i>	Waved Albatross	V	
Procellariiformes	Diomedidae	<i>Thalassarche melanophris</i>	Black-browed Albatross	V	Foto ²³⁰
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Daption capense</i>	Cape Petrel	V	
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Pterodroma hasitata</i>	Black-capped Petrel	V	
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Pterodroma phaeopygia</i>	Galapagos Petrel	V	
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Pterodroma externa</i>	Juan Fernandez Petrel	H	Obs ²⁹
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Procellaria aequinoctialis</i>	White-chinned Petrel	H	Obs ¹³⁴
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Procellaria parkinsoni</i>	Parkinson's Petrel	V	Foto ¹²⁸
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Procellaria westlandica</i>	Westland Petrel	V	Foto ¹²⁶
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Calonectris diomedea</i>	Cory's Shearwater	V	Esp ²⁹⁰
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Ardenna pacifica</i>	Wedge-tailed Shearwater	V	
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Ardenna grisea</i>	Sooty Shearwater	Ma	
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Ardenna creatopus</i>	Pink-footed Shearwater	V	Obs ²⁰²
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Puffinus nativitatis</i>	Christmas Shearwater	H	Obs ³¹⁴
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Puffinus puffinus</i>	Manx Shearwater	H	Obs ^{213,112}
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Puffinus subalaris</i>	Galapagos Shearwater	V	Esp ^{157,112}
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Puffinus lherminieri</i>	Audubon's Shearwater	R	Esp
Procellariiformes	Procellariidae	<i>Pseudobulweria rostrata</i>	Tahiti Petrel	H	Obs ³⁰
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Fregatta grallaria</i>	White-bellied Storm-Petrel	H	Obs ³¹⁴
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanites gracilis</i>	Elliot's Storm-Petrel	Ma	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma microsoma</i>	Least Storm-Petrel	V	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma tethys</i>	Wedge-rumped Storm-Petrel	Ma	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma castro</i>	Band-rumped Storm-Petrel	H	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma leucorhoa</i>	Leach's Storm-Petrel	V	Esp ^{114,134}
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma markhami</i>	Markham's Storm-Petrel	H	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma hornbyi</i>	Ringed Storm-Petrel	V	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Oceanodroma melania</i>	Black Storm-Petrel	Mb	
Ciconiiformes	Ciconiidae	<i>Ciconia maguari</i>	Maguari Stork	R	
Ciconiiformes	Ciconiidae	<i>Jabiru mycteria</i>	Jabiru	R	
Ciconiiformes	Ciconiidae	<i>Mycteria americana</i>	Wood Stork	R	
Suliformes	Fregatidae	<i>Fregata magnificens</i>	Magnificent Frigatebird	R	
Suliformes	Fregatidae	<i>Fregata minor</i>	Great Frigatebird	R?	Obs ^{261,193}
Suliformes	Sulidae	<i>Sula nebouxii</i>	Blue-footed Booby	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Suliformes	Sulidae	<i>Sula variegata</i>	Peruvian Booby	V	
Suliformes	Sulidae	<i>Sula dactylatra</i>	Masked Booby	R	
Suliformes	Sulidae	<i>Sula granti</i>	Nazca Booby	R	
Suliformes	Sulidae	<i>Sula sula</i>	Red-footed Booby	R	
Suliformes	Sulidae	<i>Sula leucogaster</i>	Brown Booby	R	
Suliformes	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	Neotropic Cormorant	R	
Suliformes	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax bougainvillii</i>	Guanay Cormorant	V	
Suliformes	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax auritus</i>	Double-crested Cormorant	H	Obs ^{213,298,105}
Suliformes	Anhingidae	<i>Anhinga anhinga</i>	Anhinga	R	
Pelecaniformes	Pelecanidae	<i>Pelecanus occidentalis</i>	Brown Pelican	R	
Pelecaniformes	Pelecanidae	<i>Pelecanus erythrorhynchus</i>	American White Pelican	V	Foto ¹³¹
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Tigrisoma lineatum</i>	Rufescent Tiger-Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Tigrisoma fasciatum</i>	Fasciated Tiger-Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Tigrisoma mexicanum</i>	Bare-throated Tiger-Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Agamia agami</i>	Agami Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Cochlearius cochlearius</i>	Boat-billed Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Zebrius undulatus</i>	Zigzag Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Botaurus pinnatus</i>	Pinnated Bittern	R?	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ixobrychus exilis</i>	Least Bittern	R-Mb	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ixobrychus involucris</i>	Stripe-backed Bittern	R?	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Nycticorax nycticorax</i>	Black-crowned Night-Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Nyctanassa violacea</i>	Yellow-crowned Night-Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Butorides virescens</i>	Green Heron	Mb	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Butorides striata</i>	Striated Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Bubulcus ibis</i>	Cattle Egret	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ardea herodias</i>	Great Blue Heron	Mb	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ardea cocoi</i>	Cocoi Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Ardea alba</i>	Great Egret	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Syrigma sibilatrix</i>	Whistling Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Pilherodius pileatus</i>	Capped Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Egretta tricolor</i>	Tricolored Heron	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Egretta rufescens</i>	Reddish Egret	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Egretta thula</i>	Snowy Egret	R	
Pelecaniformes	Ardeidae	<i>Egretta caerulea</i>	Little Blue Heron	R-Mb	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Eudocimus albus</i>	White Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Eudocimus ruber</i>	Scarlet Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Plegadis falcinellus</i>	Glossy Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Cercibis oxycerca</i>	Sharp-tailed Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Mesembrinibis cayennensis</i>	Green Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Phimosus infuscatus</i>	Bare-faced Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Theristicus caudatus</i>	Buff-necked Ibis	R	
Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Platalea ajaja</i>	Roseate Spoonbill	R	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Cathartes aura</i>	Turkey Vulture	R-Mb	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Cathartes burrovianus</i>	Lesser Yellow-headed Vulture	R	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Cathartes melambrotus</i>	Greater Yellow-headed Vulture	R	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Coragyps atratus</i>	Black Vulture	R	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Sarcoramphus papa</i>	King Vulture	R	
Cathartiformes	Cathartidae	<i>Vultur gryphus</i>	Andean Condor	R	
Accipitriformes	Pandionidae	<i>Pandion haliaetus</i>	Osprey	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Elanus leucurus</i>	White-tailed Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Gampsonyx swainsonii</i>	Pearl Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Chondrohierax uncinatus</i>	Hook-billed Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Leptodon cayanensis</i>	Gray-headed Kite	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Elanoides forficatus</i>	Swallow-tailed Kite	R-Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Morphnus guianensis</i>	Crested Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Harpia harpyja</i>	Harpy Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Spizaetus tyrannus</i>	Black Hawk-Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Spizaetus melanoleucus</i>	Black-and-white Hawk-Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Spizaetus ornatus</i>	Ornate Hawk-Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Spizaetus isidori</i>	Black-and-chestnut Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Busarellus nigricollis</i>	Black-collared Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Rostrhamus sociabilis</i>	Snail Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Helicolestes hamatus</i>	Slender-billed Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Harpagus bidentatus</i>	Double-toothed Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Ictinia mississippiensis</i>	Mississippi Kite	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Ictinia plumbea</i>	Plumbeous Kite	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Circus cyaneus</i>	Northern Harrier	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Circus cinereus</i>	Cinereous Harrier	R?	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Circus buffoni</i>	Long-winged Harrier	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter poliogaster</i>	Gray-bellied Hawk	Ma?	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter superciliosus</i>	Tiny Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter collaris</i>	Semicollared Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter striatus</i>	Sharp-shinned Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter cooperii</i>	Cooper's Hawk	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Accipiter bicolor</i>	Bicolored Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Geranospiza caerulescens</i>	Crane Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Cryptoleucopteryx plumbea</i>	Plumbeous Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteogallus schistaceus</i>	Slate-colored Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteogallus anthracinus</i>	Common Black-Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteogallus meridionalis</i>	Savanna Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteogallus urubitinga</i>	Great Black-Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteogallus solitarius</i>	Solitary Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Morphnarchus princeps</i>	Barred Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Rupornis magnirostris</i>	Roadside Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Parabuteo unicinctus</i>	Harris's Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Parabuteo leucorrhous</i>	White-rumped Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Geranoaetus albicaudatus</i>	White-tailed Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Geranoaetus polyosoma</i>	Red-backed Hawk	Ma	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Geranoaetus melanoleucus</i>	Black-chested Buzzard-Eagle	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Pseudastur albicollis</i>	White Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Leucopternis semiplumbeus</i>	Semiplumbeous Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Leucopternis melanops</i>	Black-faced Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo nitidus</i>	Gray Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo platypterus</i>	Broad-winged Hawk	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo albigula</i>	White-throated Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo brachyurus</i>	Short-tailed Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo swainsoni</i>	Swainson's Hawk	Mb	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo albonotatus</i>	Zone-tailed Hawk	R	
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Buteo jamaicensis</i>	Red-tailed Hawk	H	Obs ^{51,337}
Strigiformes	Tytonidae	<i>Tyto alba</i>	Barn Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops choliba</i>	Tropical Screech-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops clarkii</i>	Bare-shanked Screech-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops colombianus</i>	Colombian Screech-Owl	R	Esp ¹³⁷
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops ingens</i>	Rufescent Screech-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops petersoni</i>	Cinnamon Screech-Owl	R	Esp ⁸³ Foto ¹⁴¹
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops watsonii</i>	Tawny-bellied Screech-Owl	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops guatemalae</i>	Vermiculated Screech-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops albogularis</i>	White-throated Screech-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Lophotrix cristata</i>	Crested Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Pulsatrix perspicillata</i>	Spectacled Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Pulsatrix melanota</i>	Band-bellied Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Bubo virginianus</i>	Great Horned Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Ciccaba virgata</i>	Mottled Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Ciccaba nigrolineata</i>	Black-and-white Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Ciccaba huhula</i>	Black-banded Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Ciccaba albitarsis</i>	Rufous-banded Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Glaucidium nubicola</i>	Cloud-forest Pygmy-Owl	R	Esp ²⁸⁰
Strigiformes	Strigidae	<i>Glaucidium jardinii</i>	Andean Pygmy-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Glaucidium parkeri</i>	Subtropical Pygmy-Owl	R	Foto ³
Strigiformes	Strigidae	<i>Glaucidium griseiceps</i>	Central American Pygmy-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Glaucidium brasilianum</i>	Ferruginous Pygmy-Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Athene cunicularia</i>	Burrowing Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Aegolius harrisii</i>	Buff-fronted Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Asio clamator</i>	Striped Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Asio stygius</i>	Stygian Owl	R	
Strigiformes	Strigidae	<i>Asio flammeus</i>	Short-eared Owl	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Pharomachrus pavoninus</i>	Pavonine Quetzal	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Pharomachrus auriceps</i>	Golden-headed Quetzal	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Pharomachrus fulgidus</i>	White-tipped Quetzal	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Pharomachrus antisianus</i>	Crested Quetzal	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon massena</i>	Slaty-tailed Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon comptus</i>	Blue-tailed Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon melanurus</i>	Black-tailed Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon chionurus</i>	White-tailed Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon viridis</i>	Green-backed Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon caligatus</i>	Gartered Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon ramonianus</i>	Amazonian Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon curucui</i>	Blue-crowned Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon rufus</i>	Black-throated Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon collaris</i>	Collared Trogon	R	
Trogoniformes	Trogonidae	<i>Trogon personatus</i>	Masked Trogon	R	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Megaceryle torquata</i>	Ringed Kingfisher	R	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Megaceryle alcyon</i>	Belted Kingfisher	Mb	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle amazona</i>	Amazon Kingfisher	R	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle americana</i>	Green Kingfisher	R	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle inda</i>	Green-and-rufous Kingfisher	R	
Coraciiformes	Alcedinidae	<i>Chloroceryle aenea</i>	American Pygmy Kingfisher	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Hylomanes momotula</i>	Tody Motmot	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Electron platyrhynchum</i>	Broad-billed Motmot	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Baryphthengus martii</i>	Rufous Motmot	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Momotus subrufescens</i>	Whooping Motmot	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Momotus momota</i>	Blue-crowned Motmot	R	
Coraciiformes	Momotidae	<i>Momotus aequatorialis</i>	Andean Motmot	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbalcyrhynchus leucotis</i>	White-eared Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Brachygalba lugubris</i>	Brown Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Brachygalba goeringi</i>	Pale-headed Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Brachygalba salmoni</i>	Dusky-backed Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula albirostris</i>	Yellow-billed Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula ruficauda</i>	Rufous-tailed Jacamar	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula galbula</i>	Green-tailed Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula tombacea</i>	White-chinned Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula pastazae</i>	Coppery-chested Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula chalcothorax</i>	Purplish Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula leucogastra</i>	Bronzy Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula dea</i>	Paradise Jacamar	R	
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Jacamerops aureus</i>	Great Jacamar	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Notharchus hyperrhynchus</i>	White-necked Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Notharchus pectoralis</i>	Black-breasted Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Notharchus ordii</i>	Brown-banded Puffbird	R	Esp ⁸ Grab ⁸ Obs ^{242,243}
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Notharchus tectus</i>	Pied Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Bucco macrodactylus</i>	Chestnut-capped Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Bucco tamatia</i>	Spotted Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Bucco noanamae</i>	Sooty-capped Puffbird	R-E	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Bucco capensis</i>	Collared Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Nystalus radiatus</i>	Barred Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Nystalus obamai</i>	Western Striolated-Puffbird	R	Grab ³⁵⁶
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Hypnelus ruficollis</i>	Russet-throated Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Malacoptila fusca</i>	White-chested Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Malacoptila panamensis</i>	White-whiskered Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Malacoptila fulvogularis</i>	Black-streaked Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Malacoptila mystacalis</i>	Moustached Puffbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Micromonacha lanceolata</i>	Lanceolated Monklet	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Nonnula rubecula</i>	Rusty-breasted Nunlet	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Nonnula brunnea</i>	Brown Nunlet	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Nonnula frontalis</i>	Gray-cheeked Nunlet	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Hapaloptila castanea</i>	White-faced Nunbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Monasa nigrifrons</i>	Black-fronted Nunbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Monasa morphoeus</i>	White-fronted Nunbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Monasa flavirostris</i>	Yellow-billed Nunbird	R	
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Chelidoptera tenebrosa</i>	Swallow-winged Puffbird	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito aurovirens</i>	Scarlet-crowned Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito maculicoronatus</i>	Spot-crowned Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito squamatus</i>	Orange-fronted Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito hypoleucus</i>	White-mantled Barbet	R-E	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito quinticolor</i>	Five-colored Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Capito auratus</i>	Gilded Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Eubucco richardsoni</i>	Lemon-throated Barbet	R	
Piciformes	Capitonidae	<i>Eubucco bourcierii</i>	Red-headed Barbet	R	
Piciformes	Semnornithidae	<i>Semnornis ramphastinus</i>	Toucan Barbet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos ambiguus</i>	Yellow-throated Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos tucanus</i>	White-throated Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos sulfuratus</i>	Keel-billed Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos brevis</i>	Choco Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos vitellinus</i>	Channel-billed Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	Emerald Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus sulcatus</i>	Groove-billed Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus derbianus</i>	Chestnut-tipped Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus haematopygus</i>	Crimson-rumped Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Andigena hypoglauca</i>	Gray-breasted Mountain-Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Andigena laminirostris</i>	Plate-billed Mountain-Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Andigena nigrirostris</i>	Black-billed Mountain-Toucan	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Selenidera spectabilis</i>	Yellow-eared Toucanet	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Piciformes	Ramphastidae	<i>Selenidera reinwardtii</i>	Golden-collared Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Selenidera nattereri</i>	Tawny-tufted Toucanet	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus incriptus</i>	Lettered Aracari	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus torquatus</i>	Collared Aracari	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus castanotis</i>	Chestnut-eared Aracari	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus pluricinctus</i>	Many-banded Aracari	R	
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus azara</i>	Ivory-billed Aracari	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus aurifrons</i>	Bar-breasted Piculet	H	Obs ¹¹¹
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus pumilus</i>	Orinoco Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus lafresnayi</i>	Lafresnaye's Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus exilis</i>	Golden-spangled Piculet	R	Foto ³²⁴
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus squamulatus</i>	Scaled Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus rufiventris</i>	Rufous-breasted Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus castelnaui</i>	Plain-breasted Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus olivaceus</i>	Olivaceous Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus granadensis</i>	Grayish Piculet	R-E	
Piciformes	Picidae	<i>Picumnus cinnamomeus</i>	Chestnut Piculet	R	
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes formicivorus</i>	Acorn Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes cruentatus</i>	Yellow-tufted Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes pulcher</i>	Beautiful Woodpecker	R-E	
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes pucherani</i>	Black-cheeked Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Melanerpes rubricapillus</i>	Red-crowned Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Sphyrapicus varius</i>	Yellow-bellied Sapsucker	Mb	Esp ⁸⁷ Foto ¹⁹⁹
Piciformes	Picidae	<i>Picooides fumigatus</i>	Smoky-brown Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis kirkii</i>	Red-rumped Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis passerinus</i>	Little Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis callonotus</i>	Scarlet-backed Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis dignus</i>	Yellow-vented Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis nigriceps</i>	Bar-bellied Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis affinis</i>	Red-stained Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Veniliornis chocoensis</i>	Choco Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Piculus leucolaemus</i>	White-throated Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Piculus litae</i>	Lita Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Piculus flavigula</i>	Yellow-throated Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Piculus chrysochloros</i>	Golden-green Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Colaptes rubiginosus</i>	Golden-olive Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Colaptes rivolii</i>	Crimson-mantled Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Colaptes punctigula</i>	Spot-breasted Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Celeus loricatus</i>	Cinnamon Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Celeus grammicus</i>	Scale-breasted Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Celeus elegans</i>	Chestnut Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Celeus flavus</i>	Cream-colored Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Celeus spectabilis</i>	Rufous-headed Woodpecker	R	Foto ⁴⁷
Piciformes	Picidae	<i>Celeus torquatus</i>	Ringed Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Dryocopus lineatus</i>	Lineated Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus pollens</i>	Powerful Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus haematogaster</i>	Crimson-bellied Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus rubricollis</i>	Red-necked Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus melanoleucos</i>	Crimson-crested Woodpecker	R	
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus gayaquilensis</i>	Guayaquil Woodpecker	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Herpetotheres cachinnans</i>	Laughing Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur ruficollis</i>	Barred Forest-Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur plumbeus</i>	Plumbeous Forest-Falcon	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur gilvicollis</i>	Lined Forest-Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur mirandollei</i>	Slaty-backed Forest-Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur semitorquatus</i>	Collared Forest-Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Micrastur buckleyi</i>	Buckley's Forest-Falcon	H	
Falconiformes	Falconidae	<i>Caracara cheriway</i>	Crested Caracara	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Ibycter americanus</i>	Red-throated Caracara	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Phalcoboenus carunculatus</i>	Carunculated Caracara	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Daptrius ater</i>	Black Caracara	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Milvago chimachima</i>	Yellow-headed Caracara	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco sparverius</i>	American Kestrel	R-Mb?	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco columbarius</i>	Merlin	Mb	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco ruficularis</i>	Bat Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco deiroleucus</i>	Orange-breasted Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco femoralis</i>	Aplomado Falcon	R	
Falconiformes	Falconidae	<i>Falco peregrinus</i>	Peregrine Falcon	Mb-Ma?	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Touit batavicus</i>	Lilac-tailed Parrotlet	R	Esp ³⁵⁰
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Touit huetii</i>	Scarlet-shouldered Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Touit dilectissimus</i>	Blue-fronted Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Touit purpuratus</i>	Sapphire-rumped Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Touit stictopterus</i>	Spot-winged Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Bolborhynchus lineola</i>	Barred Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Bolborhynchus ferrugineifrons</i>	Rufous-fronted Parakeet	R-E	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Brotogeris sanctithomae</i>	Tui Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Brotogeris versicolurus</i>	Canary-winged Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Brotogeris jugularis</i>	Orange-chinned Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Brotogeris cyanopectus</i>	Cobalt-winged Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Hapalopsittaca amazonina</i>	Rusty-faced Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Hapalopsittaca fuertesi</i>	Indigo-winged Parrot	R-E	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrilia haematotis</i>	Brown-hooded Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrilia pulchra</i>	Rose-faced Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrilia pyrilia</i>	Saffron-headed Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrilia barrabandi</i>	Orange-cheeked Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus fuscus</i>	Dusky Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus sordidus</i>	Red-billed Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus tumultuosus</i>	Speckle-faced Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus menstruus</i>	Blue-headed Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionus chalcopterus</i>	Bronze-winged Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Graydidascalus brachyurus</i>	Short-tailed Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona festiva</i>	Festive Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona autumnalis</i>	Red-lored Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona ochrocephala</i>	Yellow-crowned Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona farinosa</i>	Mealy Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona amazonica</i>	Orange-winged Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Amazona mercenarius</i>	Scaly-naped Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus passerinus</i>	Green-rumped Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus xanthopterygius</i>	Blue-winged Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus conspicillatus</i>	Spectacled Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus modestus</i>	Dusky-billed Parrotlet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Forpus coelestis</i>	Pacific Parrotlet	R	Esp ³²³ Obs ³⁹
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionites melanocephalus</i>	Black-headed Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pionites leucogaster</i>	White-bellied Parrot	R	Foto ¹⁹⁸
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Deroptyus accipitrinus</i>	Red-fan Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrhura picta</i>	Painted Parakeet	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrrhura viridicata</i>	Santa Marta Parakeet	R-E	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrrhura melanura</i>	Maroon-tailed Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrrhura calliptera</i>	Brown-breasted Parakeet	R-E	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Eupsittula pertinax</i>	Brown-throated Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Aratinga weddellii</i>	Dusky-headed Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Orthopsittaca manilatus</i>	Red-bellied Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara ararauna</i>	Blue-and-yellow Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara militaris</i>	Military Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara ambiguus</i>	Great Green Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara macao</i>	Scarlet Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara chloropterus</i>	Red-and-green Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ara severus</i>	Chestnut-fronted Macaw	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Leptosittaca branickii</i>	Golden-plumed Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Ognorhynchus icterotis</i>	Yellow-eared Parrot	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Thectocercus acuticaudatus</i>	Blue-crowned Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Psittacara wagleri</i>	Scarlet-fronted Parakeet	R	
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Psittacara leucophthalmus</i>	White-eyed Parakeet	R	
Passeriformes	Sapayoidae	<i>Sapayoa aenigma</i>	Sapayoa	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Euchrepomis callinota</i>	Rufous-rumped Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Euchrepomis spodioptila</i>	Ash-winged Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cymbilaimus lineatus</i>	Fasciated Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Frederickena fulva</i>	Fulvous Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Taraba major</i>	Great Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sakesphorus canadensis</i>	Black-crested Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus doliatus</i>	Barred Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus multistriatus</i>	Bar-crested Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus tenuepunctatus</i>	Lined Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus atrinucha</i>	Black-crowned Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus schistaceus</i>	Plain-winged Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus murinus</i>	Mouse-colored Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus nigriceps</i>	Black Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus praecox</i>	Cocha Antshrike	R	Grab ³⁵⁶
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus cryptoleucus</i>	Castelnau's Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus nigrocinereus</i>	Blackish-gray Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus punctatus</i>	Northern Slaty-Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus unicolor</i>	Uniform Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus aethiops</i>	White-shouldered Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus melanonotus</i>	Black-backed Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnophilus amazonicus</i>	Amazonian Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Megastictus margaritatus</i>	Pearly Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Neoctantes niger</i>	Black Bushbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Clytoctantes alixii</i>	Recurve-billed Bushbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnistes anabatinus</i>	Russet Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Dysithamnus mentalis</i>	Plain Antwreio	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Dysithamnus puncticeps</i>	Spot-crowned Antwreio	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Dysithamnus occidentalis</i>	Bicolored Antwreio	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Dysithamnus leucostictus</i>	White-streaked Antwreio	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnomanes ardesiacus</i>	Dusky-throated Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Thamnomanes caesius</i>	Cinereous Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Xenornis setifrons</i>	Spiny-faced Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Isleria hauxwelli</i>	Plain-throated Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Pygiptila stellaris</i>	Spot-winged Antshrike	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Epinecophylla fulviventris</i>	Checker-throated Antwren	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Epinecrophylla haematonota</i>	Stipple-throated Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Epinecrophylla spodionota</i>	Foothill Antwren	R	Esp ^{357,306}
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Epinecrophylla ornata</i>	Ornate Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Epinecrophylla erythrura</i>	Rufous-tailed Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula brachyura</i>	Pygmy Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula ignota</i>	Moustached Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula ambigua</i>	Yellow-throated Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula surinamensis</i>	Guianan Streaked-Antwren	H	Obs ^{242,243}
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula multostriata</i>	Amazonian Streaked-Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula pacifica</i>	Pacific Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula cherriei</i>	Cherrie's Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula longicauda</i>	Stripe-chested Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula axillaris</i>	White-flanked Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula schisticolor</i>	Slaty Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula sunensis</i>	Rio Suno Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula longipennis</i>	Long-winged Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula behni</i>	Plain-winged Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula menetriesii</i>	Gray Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmotherula assimilis</i>	Leaden Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Dichrozona cincta</i>	Banded Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Herpsilochmus dugandi</i>	Dugand's Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Herpsilochmus dorsimaculatus</i>	Spot-backed Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Herpsilochmus axillaris</i>	Yellow-breasted Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Herpsilochmus rufimarginatus</i>	Rufous-winged Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Microrhopias quixensis</i>	Dot-winged Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Formicivora grisea</i>	White-fringed Antwren	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Drymophila devillei</i>	Striated Antbird	R	Esp ³³³ Grab ⁴²
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Drymophila hellmayri</i>	Santa Marta Antbird	R-E	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Drymophila klagesi</i>	Klage's Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Drymophila caudata</i>	Long-tailed Antbird	R-E	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Drymophila striaticeps</i>	Streak-headed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hypocnemis flavescens</i>	Imeri Warbling-Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hypocnemis peruviana</i>	Peruvian Warbling-Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hypocnemis hypoxantha</i>	Yellow-browed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacroides parkeri</i>	Parker's Antbird	R-E	Esp ¹⁵⁴
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacroides tyrannina</i>	Dusky Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacroides serva</i>	Black Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacroides nigrescens</i>	Blackish Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacroides fuscicauda</i>	Riparian Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacra cinerascens</i>	Gray Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Cercomacra nigricans</i>	Jet Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Pyriglena leuconota</i>	White-backed Fire-eye	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmoborus leucophrys</i>	White-browed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmoborus lugubris</i>	Ash-breasted Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmoborus myotherinus</i>	Black-faced Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hypocnemoides melanopogon</i>	Band-tailed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmochanes hemileucus</i>	Black-and-white Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Gymnocichla nudiceps</i>	Bare-crowned Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sclateria naevia</i>	Silvered Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Percnostola rufifrons</i>	Black-headed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmelastes schistaceus</i>	Slate-colored Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmelastes hyperythrus</i>	Plumbeous Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmelastes leucostigma</i>	Spot-winged Antbird	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmeciza longipes</i>	White-bellied Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Poliocrania exsul</i>	Chestnut-backed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sipia palliata</i>	Magdalena Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sipia nigricauda</i>	Esmeraldas Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sipia berlepschi</i>	Stub-tailed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Sciaphylax castanea</i>	Zimmer's Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Akletos melanocephalus</i>	White-shouldered Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hafferia fortis</i>	Sooty Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hafferia zeledoni</i>	Zeledon's Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hafferia immaculata</i>	Blue-lored Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Aprositornis disjuncta</i>	Yapacana Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmophylax atrothorax</i>	Black-throated Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Ammonastes pelzelni</i>	Gray-bellied Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Myrmornis torquata</i>	Wing-banded Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Pithys albifrons</i>	White-plumed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Gymnopathys bicolor</i>	Bicolored Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Gymnopathys leucaspis</i>	White-cheeked Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Rhegmatorhina cristata</i>	Chestnut-crested Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Rhegmatorhina melanosticta</i>	Hairy-crested Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hylophylax naevioides</i>	Spotted Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hylophylax naevius</i>	Spot-backed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Hylophylax punctulatus</i>	Dot-backed Antbird	R	Esp ^{277,8}
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Willisornis poecilinotus</i>	Scale-backed Antbird	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Phlegopsis nigromaculata</i>	Black-spotted Bare-eye	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Phlegopsis erythroptera</i>	Reddish-winged Bare-eye	R	
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Phaenostictus mcleannani</i>	Ocellated Antbird	R	
Passeriformes	Conopophagidae	<i>Pittasoma michleri</i>	Black-crowned Antpitta	R	
Passeriformes	Conopophagidae	<i>Pittasoma rufopileatum</i>	Rufous-crowned Antpitta	R	
Passeriformes	Conopophagidae	<i>Conopophaga aurita</i>	Chestnut-belted Gnateater	R	
Passeriformes	Conopophagidae	<i>Conopophaga castaneiceps</i>	Chestnut-crowned Gnateater	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria squamigera</i>	Undulated Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria gigantea</i>	Giant Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria alleni</i>	Moustached Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria guatemalensis</i>	Scaled Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria haplonota</i>	Plain-backed Antpitta	R	Esp ³²⁶
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria dignissima</i>	Ochre-striped Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria ruficapilla</i>	Chestnut-crowned Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria bangsi</i>	Santa Marta Antpitta	R-E	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria kaestneri</i>	Cundinamarca Antpitta	R-E	Esp ³¹⁵
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria rufocinerea</i>	Bicolored Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria nuchalis</i>	Chestnut-naped Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria flavotincta</i>	Yellow-breasted Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria hypoleuca</i>	White-bellied Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria rufula</i>	Rufous Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria quitensis</i>	Tawny Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria urraoensis</i>	Urrao Antpitta	R-E	Esp ⁴⁸
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaria milleri</i>	Brown-banded Antpitta	R-E	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Hylopezus perspicillatus</i>	Streak-chested Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Hylopezus macularius</i>	Spotted Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Hylopezus dives</i>	Thicket Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Hylopezus fulviventris</i>	White-lored Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Myrmothera campanisona</i>	Thrush-like Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaricula flavirostris</i>	Ochre-breasted Antpitta	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaricula cucullata</i>	Hooded Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaricula ferrugineipectus</i>	Rusty-breasted Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaricula nana</i>	Slate-crowned Antpitta	R	
Passeriformes	Grallaridae	<i>Grallaricula lineifrons</i>	Crescent-faced Antpitta	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Liosceles thoracicus</i>	Rusty-belted Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Acropternis orthonyx</i>	Ocellated Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Myornis senilis</i>	Ash-colored Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus latrans</i>	Blackish Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus sanctaemartae</i>	Santa Marta Tapaculo	R-E	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus micropterus</i>	Long-tailed Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus atratus</i>	White-crowned Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus panamensis</i>	Pale-throated Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus chochoensis</i>	Choco Tapaculo	R	Esp ¹⁷⁸ Grab ¹⁷⁸
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus rodriguezi</i>	Upper Magdalena Tapaculo	R-E	Esp ¹⁷⁷ Grab ¹⁷⁷
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus stilesi</i>	Stiles's Tapaculo	R-E	Esp ⁸⁰ Grab ⁸⁰
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus alvarezlopezi</i>	Tatamá Tapaculo	R-E	Esp ³²⁸ Grab ³²⁸
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus vicinior</i>	Nariño Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus latebricola</i>	Brown-rumped Tapaculo	R-E	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus perijanus</i>	Perija Tapaculo	R	Esp ²⁰ Grab ²⁰
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus spillmanni</i>	Spillmann's Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus griseicollis</i>	Pale-bellied Tapaculo	R	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus canus</i>	Paramillo Tapaculo	R-E	
Passeriformes	Rhinocryptidae	<i>Scytalopus opacus</i>	Paramo Tapaculo	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Formicarius colma</i>	Rufous-capped Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Formicarius analis</i>	Black-faced Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Formicarius nigricapillus</i>	Black-headed Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Formicarius rufipectus</i>	Rufous-breasted Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Chamaeza campanisoma</i>	Short-tailed Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Chamaeza nobilis</i>	Striated Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Chamaeza turdina</i>	Schwartz's Antthrush	R	
Passeriformes	Formicariidae	<i>Chamaeza mollissima</i>	Barred Antthrush	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus mexicanus</i>	Tawny-throated Leaf-tosser	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus rufularis</i>	Short-billed Leaf-tosser	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus guatemalensis</i>	Scaly-throated Leaf-tosser	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus caudacutus</i>	Black-tailed Leaf-tosser	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus albigularis</i>	Gray-throated Leaf-tosser	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Certhiasomus stictolaemus</i>	Spot-throated Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sittasomus griseicapillus</i>	Olivaceous Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Deconychura longicauda</i>	Long-tailed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocincla tyrannina</i>	Tyrannine Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocincla merula</i>	White-chinned Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocincla homochroa</i>	Ruddy Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocincla fuliginosa</i>	Plain-brown Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Glyphorhynchus spirurus</i>	Wedge-billed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrexetastes rufigula</i>	Cinnamon-throated Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Nasica longirostris</i>	Long-billed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocolaptes sanctithomae</i>	Northern Barred-Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocolaptes certhia</i>	Amazonian Barred-Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendrocolaptes picumnus</i>	Black-banded Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Hylexetastes stresemanni</i>	Bar-bellied Woodcreeper	R	Esp ⁸⁷ Obs ⁸
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphocolaptes promeropirhynchus</i>	Strong-billed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus obsoletus</i>	Striped Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus ocellatus</i>	Ocellated Woodcreeper	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus elegans</i>	Elegant Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus susurrans</i>	Cocoa Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus guttatus</i>	Buff-throated Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus lachrymosus</i>	Black-striped Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus erythropygius</i>	Spotted Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xiphorhynchus triangularis</i>	Olive-backed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendroplex picus</i>	Straight-billed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Dendroplex kienerii</i>	Zimmer's Woodcreeper	R	Esp ³²¹
Passeriformes	Furnariidae	<i>Campylorhynchus trochilirostris</i>	Red-billed Scythebill	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Campylorhynchus procurvoides</i>	Curve-billed Scythebill	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Campylorhynchus pusillus</i>	Brown-billed Scythebill	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Drymotoxeres pucheranii</i>	Greater Scythebill	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Lepidocolaptes souleyetii</i>	Streak-headed Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Lepidocolaptes lacrymiger</i>	Montane Woodcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Lepidocolaptes duidae</i>	Lineated Woodcreeper	H	Obs ^{357,112}
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xenops tenuirostris</i>	Slender-billed Xenops	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xenops minutus</i>	Plain Xenops	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xenops rutilans</i>	Streaked Xenops	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Berlepschia rikeri</i>	Point-tailed Palmcreeper	R	Foto ¹¹² Grab ⁸
Passeriformes	Furnariidae	<i>Microxenops milleri</i>	Rufous-tailed Xenops	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Pseudocolaptes lawrencii</i>	Buffy Tuftedcheek	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Pseudocolaptes boissonneautii</i>	Streaked Tuftedcheek	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Premnornis guttuliger</i>	Rusty-winged Barbtail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Furnarius leucopus</i>	Pale-legged Hornero	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Furnarius torridus</i>	Pale-billed Hornero	R	Foto ²⁷⁰
Passeriformes	Furnariidae	<i>Furnarius minor</i>	Lesser Hornero	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Lochmias nematura</i>	Sharp-tailed Streamcreeper	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cinclodes albidiventris</i>	Chestnut-winged Cinclodes	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cinclodes excelsior</i>	Stout-billed Cinclodes	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Anabazenops dorsalis</i>	Dusky-cheeked Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Philydor fuscipenne</i>	Slaty-winged Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Philydor erythrocercum</i>	Rufous-rumped Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Philydor erythropterum</i>	Chestnut-winged Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Philydor rufum</i>	Buff-fronted Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Philydor pyrrhodes</i>	Cinnamon-rumped Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Anabacerthia striaticollis</i>	Montane Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Anabacerthia variegaticeps</i>	Scaly-throated Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Anabacerthia ruficaudata</i>	Rufous-tailed Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Syndactyla subalaris</i>	Lineated Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Ancistrops strigilatus</i>	Chestnut-winged Hookbill	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Clibanornis rubiginosus</i>	Ruddy Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Clibanornis rufipectus</i>	Santa Marta Foliage-gleaner	R-E	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripadectes ignobilis</i>	Uniform Treehunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripadectes flammulatus</i>	Flammulated Treehunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripadectes holostictus</i>	Striped Treehunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripadectes virgaticeps</i>	Streak-capped Treehunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripadectes melanorhynchus</i>	Black-billed Treehunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus rufipileatus</i>	Chestnut-crowned Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus melanopezus</i>	Brown-rumped Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus ochrolaemus</i>	Buff-throated Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus subulatus</i>	Striped Woodhaunter	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus infuscatus</i>	Olive-backed Foliage-gleaner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Premnoplex brunnescens</i>	Spotted Barbtail	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Furnariidae	<i>Margarornis stellatus</i>	Fulvous-dotted Treerunner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Margarornis bellulus</i>	Beautiful Treerunner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Margarornis squamiger</i>	Pearled Treerunner	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Leptasthenura andicola</i>	Andean Tit-Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Phacellodomus rufifrons</i>	Rufous-fronted Thornbird	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Hellmayrea gularis</i>	White-browed Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Asthenes flammulata</i>	Many-striped Canastero	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Asthenes wyatti</i>	Streak-backed Canastero	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Asthenes perijana</i>	Perija Thistletail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Asthenes fuliginosa</i>	White-chinned Thistletail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Metopothrix aurantiaca</i>	Orange-fronted Plushcrown	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Xenerpestes minlosi</i>	Double-banded Graytail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Siptornis striaticollis</i>	Spectacled Prickletail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Thripophaga cherriei</i>	Orinoco Softtail	R	Foto ³²⁴
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca vulpina</i>	Rusty-backed Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca subcristata</i>	Crested Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca erythrops</i>	Red-faced Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca hellmayri</i>	Streak-capped Spinetail	R-E	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca curtata</i>	Ash-browed Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Cranioleuca gutturata</i>	Speckled Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Certhiaxis cinnamomeus</i>	Yellow-chinned Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Certhiaxis mustelinus</i>	Red-and-white Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Mazaria propinqua</i>	White-bellied Spinetail	H	Obs ²⁵⁵
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis gujanensis</i>	Plain-crowned Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis brachyura</i>	Slaty Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis subpudica</i>	Silvery-throated Spinetail	R-E	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis moesta</i>	Dusky Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis albigularis</i>	Dark-breasted Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis beverlyae</i>	Rio Orinoco Spinetail	H	Obs ¹⁵⁶
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis albescens</i>	Pale-breasted Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis azarae</i>	Azara's Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis candei</i>	White-whiskered Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis fusciorufa</i>	Rusty-headed Spinetail	R-E	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis unirufa</i>	Rufous Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis cinnamomea</i>	Stripe-breasted Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis rutilans</i>	Ruddy Spinetail	R	
Passeriformes	Furnariidae	<i>Synallaxis cherriei</i>	Chestnut-throated Spinetail	R	Esp ⁸⁷
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias burmeisteri</i>	Rough-legged Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias griseiceps</i>	Sooty-headed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias nigrocapillus</i>	Black-capped Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias cinereiceps</i>	Ashy-headed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias uropygialis</i>	Tawny-rumped Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phyllomyias plumbeiceps</i>	Plumbeous-crowned Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannulus elatus</i>	Yellow-crowned Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiopagis gaimardii</i>	Forest Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiopagis caniceps</i>	Gray Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiopagis olallai</i>	Foothill Elaenia	R	Esp ⁸⁶
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiopagis flavivertex</i>	Yellow-crowned Elaenia	R	Foto ¹³⁹ Grab ¹³⁹
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiopagis viridicata</i>	Greenish Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia flavogaster</i>	Yellow-bellied Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia martinica</i>	Caribbean Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia spectabilis</i>	Large Elaenia	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia albiceps</i>	White-crested Elaenia	R-Ma	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia parvirostris</i>	Small-billed Elaenia	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia strepera</i>	Slaty Elaenia	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia gigas</i>	Mottle-backed Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia pelzelni</i>	Brownish Elaenia	H	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia cristata</i>	Plain-crested Elaenia	R	Esp ^{282,8}
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia chiriquensis</i>	Lesser Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia brachyptera</i>	Coopmans's Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia ruficeps</i>	Rufous-crowned Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia frantzii</i>	Mountain Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Elaenia pallatangae</i>	Sierran Elaenia	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ornithion brunneicapillus</i>	Brown-capped Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ornithion inermis</i>	White-lored Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Camptostoma obsoletum</i>	Southern Beardless-Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mecocerculus poecilocercus</i>	White-tailed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mecocerculus stictopterus</i>	White-banded Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mecocerculus leucophrys</i>	White-throated Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mecocerculus minor</i>	Sulphur-bellied Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Anairetes parulus</i>	Tufted Tit-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Uromyias agilis</i>	Agile Tit-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Serpophaga cinerea</i>	Torrent Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Serpophaga hypoleuca</i>	River Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phaeomyias murina</i>	Mouse-colored Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Capsiempis flaveola</i>	Yellow Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Polystictus pectoralis</i>	Bearded Tachuri	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pseudocolopteryx acutipennis</i>	Subtropical Doradito	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pseudotriccus pelzelni</i>	Bronze-olive Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pseudotriccus ruficeps</i>	Rufous-headed Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Corythopis torquatus</i>	Ringed Antpipit	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Euscarthmus meloryphus</i>	Tawny-crowned Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Stigmatura napensis</i>	Lesser Wagtail-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius vilissimus</i>	Paltry Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius albigularis</i>	Choco Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius gracilipes</i>	Slender-footed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius chrysops</i>	Golden-faced Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes poecilotis</i>	Variiegated Bristle-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes ophthalmicus</i>	Marble-faced Bristle-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes lanyoni</i>	Antioquia Bristle-Tyrant	R-E	Esp ¹⁵¹
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes orbitalis</i>	Spectacled Bristle-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes gualaquiza</i>	Ecuadorian Tyrannulet	H	Obs ³⁰²
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phylloscartes supercilialis</i>	Rufous-browed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mionectes striaticollis</i>	Streak-necked Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mionectes olivaceus</i>	Olive-striped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mionectes oleagineus</i>	Ochre-bellied Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Leptopogon amaurocephalus</i>	Sepia-capped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Leptopogon supercilialis</i>	Slaty-capped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Leptopogon rufipectus</i>	Rufous-breasted Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sublegatus arenarum</i>	Northern Scrub-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sublegatus obscurior</i>	Amazonian Scrub-Flycatcher	R	Esp ³¹²
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sublegatus modestus</i>	Southern Scrub-Flycatcher	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Inezia tenuirostris</i>	Slender-billed Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Inezia subflava</i>	Amazonian Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Inezia caudata</i>	Pale-tipped Tyrannulet	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiotriccus ornatus</i>	Ornate Flycatcher	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiornis atricapillus</i>	Black-capped Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiornis ecaudatus</i>	Short-tailed Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Oncostoma cinereigulare</i>	Northern Bentbill (V?)	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Oncostoma olivaceum</i>	Southern Bentbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Lophotriccus pileatus</i>	Scale-crested Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Lophotriccus vitosus</i>	Double-banded Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Lophotriccus galeatus</i>	Helmeted Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Atalotriccus pilaris</i>	Pale-eyed Pygmy-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus zosterops</i>	White-eyed Tody-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus iohannis</i>	Johannes's Tody-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus striaticollis</i>	Stripe-necked Tody-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i>	Pearly-vented Tody-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus granadensis</i>	Black-throated Tody-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hemitriccus rufularis</i>	Buff-throated Tody-Tyrant	R	Grab ³⁵⁶
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Poecilotriccus ruficeps</i>	Rufous-crowned Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Poecilotriccus capitalis</i>	Black-and-white Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Poecilotriccus latirostris</i>	Rusty-fronted Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Poecilotriccus sylvia</i>	Slate-headed Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Poecilotriccus calopterus</i>	Golden-winged Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Todirostrum maculatum</i>	Spotted Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Todirostrum cinereum</i>	Common Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Todirostrum nigriceps</i>	Black-headed Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Todirostrum chrysocrotaphum</i>	Yellow-browed Tody-Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Cnipodectes subbrunneus</i>	Brownish Twistwing	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhynchocyclus olivaceus</i>	Olivaceous Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhynchocyclus brevirostris</i>	Eye-ringed Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhynchocyclus pacificus</i>	Pacific Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhynchocyclus fulvipectus</i>	Fulvous-breasted Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tolmomyias sulphurescens</i>	Yellow-olive Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tolmomyias traylori</i>	Orange-eyed Flycatcher	R	Esp ³⁰⁸
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tolmomyias assimilis</i>	Yellow-margined Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tolmomyias poliocephalus</i>	Gray-crowned Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tolmomyias flaviventris</i>	Yellow-breasted Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Neopipo cinnamomea</i>	Cinnamon Manakin-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Platyrinchus saturatus</i>	Cinnamon-crested Spadebill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Platyrinchus mystaceus</i>	White-throated Spadebill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Platyrinchus coronatus</i>	Golden-crowned Spadebill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Platyrinchus flavigularis</i>	Yellow-throated Spadebill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Platyrinchus platyrhynchos</i>	White-crested Spadebill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Onychorhynchus coronatus</i>	Royal Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiophobus flavicans</i>	Flavescent Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiophobus phoenicomitra</i>	Orange-crested Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiophobus fasciatus</i>	Bran-colored Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiobius villosus</i>	Tawny-breasted Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiobius barbatus</i>	Sulphur-rumped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiobius atricaudus</i>	Black-tailed Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Terentotriccus erythrurus</i>	Ruddy-tailed Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pyrrhomyias cinnamomeus</i>	Cinnamon Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Hirundinea ferruginea</i>	Cliff Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Nephelomyias pulcher</i>	Handsome Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Lathrotriccus euleri</i>	Euler's Flycatcher	R-Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Aphanotriccus audax</i>	Black-billed Flycatcher	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Cnemotriccus fuscatus</i>	Fuscous Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonax flaviventris</i>	Yellow-bellied Flycatcher	Mb	Foto ¹⁷⁰
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonax vireescens</i>	Acadian Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonax traillii</i>	Willow Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonax alnorum</i>	Alder Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonax minimus</i>	Least Flycatcher	H	Obs ²⁹⁸
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Contopus cooperi</i>	Olive-sided Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Contopus fumigatus</i>	Smoke-colored Pewee	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Contopus sordidulus</i>	Western Wood-Pewee	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Contopus virens</i>	Eastern Wood-Pewee	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Contopus cinereus</i>	Tropical Pewee	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Mitrephanes phaeocercus</i>	Tufted Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sayornis nigricans</i>	Black Phoebe	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pyrocephalus rubinus</i>	Vermilion Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Knipolegus orenocensis</i>	Riverside Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Knipolegus poecilurus</i>	Rufous-tailed Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Knipolegus poeicilocercus</i>	Amazonian Black-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthornis littoralis</i>	Drab Water Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Satrapa icterophrys</i>	Yellow-browed Tyrant	Ma	Esp ²⁸² Obs ²²⁵
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Muscisaxicola fluviatilis</i>	Little Ground-Tyrant	H	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Muscisaxicola maculirostris</i>	Spot-billed Ground-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Muscisaxicola albilora</i>	White-browed Ground-Tyrant	V	Esp ²⁵¹
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Muscisaxicola alpinus</i>	Plain-capped Ground-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Agriornis montanus</i>	Black-billed Shrike-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiotheretes striaticollis</i>	Streak-throated Bush-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiotheretes pernix</i>	Santa Marta Bush-Tyrant	R-E	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiotheretes fumigatus</i>	Smoky Bush-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Cnemarchus erythropygius</i>	Red-rumped Bush-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Fluvicola pica</i>	Pied Water-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Fluvicola nengeta</i>	Masked Water-Tyrant	R	Foto ^{197,92}
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Arundinicola leucocephala</i>	White-headed Marsh Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthoeca frontalis</i>	Crowned Chat-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthoeca diadema</i>	Yellow-bellied Chat-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthoeca cinnamomeiventris</i>	Slaty-backed Chat-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthoeca rufipectoralis</i>	Rufous-breasted Chat-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ochthoeca fumicolor</i>	Brown-backed Chat-Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Colonia colonus</i>	Long-tailed Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Muscigralla brevicauda</i>	Short-tailed Field Tyrant	V	Esp ²⁵¹ Obs ²⁹²
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Machetornis rixosa</i>	Cattle Tyrant	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Legatus leucophaeus</i>	Piratic Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiozetetes cayanensis</i>	Rusty-margined Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiozetetes similis</i>	Social Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiozetetes granadensis</i>	Gray-capped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiozetetes luteiventris</i>	Dusky-chested Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Phelpsia inornata</i>	White-bearded Flycatcher	R	Esp ²⁸²
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pitangus sulphuratus</i>	Great Kiskadee	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Pitangus lictor</i>	Lesser Kiskadee	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Conopias albivittatus</i>	White-ringed Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Conopias parvus</i>	Yellow-throated Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Conopias cinchoneti</i>	Lemon-browed Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiodynastes chrysocephalus</i>	Golden-crowned Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiodynastes luteiventris</i>	Sulphur-bellied Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiodynastes maculatus</i>	Streaked Flycatcher	R-Ma	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Megarynchus pitangua</i>	Boat-billed Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannopsis sulphurea</i>	Sulphury Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonomus varius</i>	Variigated Flycatcher	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Empidonomus aurantioatrocristatus</i>	Crowned Slaty Flycatcher	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus niveigularis</i>	Snowy-throated Kingbird	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus albogularis</i>	White-throated Kingbird	H	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus melancholicus</i>	Tropical Kingbird	R-Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus forficatus</i>	Scissor-tailed Flycatcher	H	Obs ²⁸⁵
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus savana</i>	Fork-tailed Flycatcher	R-Mb-Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus tyrannus</i>	Eastern Kingbird	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus dominicensis</i>	Gray Kingbird	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhytipterna holerythra</i>	Rufous Mourner	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhytipterna simplex</i>	Grayish Mourner	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Rhytipterna immunda</i>	Pale-bellied Mourner	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sirystes albogriseus</i>	Choco Sirystes	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Sirystes albocinereus</i>	White-rumped Sirystes	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus tuberculifer</i>	Dusky-capped Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus swainsoni</i>	Swainson's Flycatcher	Ma	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus venezuelensis</i>	Venezuelan Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus panamensis</i>	Panama Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus ferox</i>	Short-crested Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus apicalis</i>	Apical Flycatcher	R-E	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus cephalotes</i>	Pale-edged Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus crinitus</i>	Great Crested Flycatcher	Mb	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiarchus tyrannulus</i>	Brown-crested Flycatcher	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ramphotrigon megalcephalum</i>	Large-headed Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ramphotrigon ruficauda</i>	Rufous-tailed Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Ramphotrigon fuscicauda</i>	Dusky-tailed Flatbill	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Attila cinnamomeus</i>	Cinnamon Attila	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Attila torridus</i>	Ochraceous Attila	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Attila citriniventris</i>	Citron-bellied Attila	R	Esp ⁸ Grab ⁸ Foto ²⁵⁵
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Attila bolivianus</i>	Dull-capped Attila	R	
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Attila spadiceus</i>	Bright-rumped Attila	R	
Passeriformes	Oxyruncidae	<i>Oxyruncus cristatus</i>	Sharpbill	R	Esp ⁸³ Foto ³⁰¹
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola riefferii</i>	Green-and-black Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola arcuata</i>	Barred Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola aureopectus</i>	Golden-breasted Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola jucunda</i>	Orange-breasted Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola lubomirskii</i>	Black-chested Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pipreola chlorolepidota</i>	Fiery-throated Fruiteater	R	Esp ^{28,149} Foto ¹⁴⁹
Passeriformes	Cotingidae	<i>Ampelioides tschudii</i>	Scaled Fruiteater	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Doliornis remseni</i>	Chestnut-bellied Cotinga	R	Foto ¹ Obs ²⁷²
Passeriformes	Cotingidae	<i>Ampelion rubrocristatus</i>	Red-crested Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Ampelion rufaxilla</i>	Chestnut-crested Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Phoenicircus nigricollis</i>	Black-necked Red-Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Rupicola rupicola</i>	Guianan Cock-of-the-rock	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Rupicola peruvianus</i>	Andean Cock-of-the-rock	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Snowornis subalaris</i>	Gray-tailed Piha	R	Esp ³⁰⁶ Obs ³⁵⁷
Passeriformes	Cotingidae	<i>Snowornis cryptolophus</i>	Olivaceous Piha	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Haematoderus militaris</i>	Crimson Fruitcrow	H	Obs ²⁶⁶
Passeriformes	Cotingidae	<i>Querula purpurata</i>	Purple-throated Fruitcrow	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Pyroderus scutatus</i>	Red-ruffed Fruitcrow	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cephalopterus ornatus</i>	Amazonian Umbrellabird	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cephalopterus penduliger</i>	Long-wattled Umbrellabird	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Perissocephalus tricolor</i>	Capuchinbird	R	Foto ³²⁴ Obs ^{242,243}
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cotinga nattererii</i>	Blue Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cotinga maynana</i>	Plum-throated Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cotinga cotinga</i>	Purple-breasted Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Cotinga cayana</i>	Spangled Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Lipaugus weberi</i>	Chestnut-capped Piha	R-E	Esp ⁸⁴
Passeriformes	Cotingidae	<i>Lipaugus fuscocinereus</i>	Dusky Piha	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Lipaugus unirufus</i>	Rufous Piha	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Lipaugus vociferans</i>	Screaming Piha	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Procnias averano</i>	Bearded Bellbird	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Porphyrolaema porphyrolaema</i>	Purple-throated Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Carpodectes hopkei</i>	Black-tipped Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Xipholena punicea</i>	Pompadour Cotinga	R	
Passeriformes	Cotingidae	<i>Gymnoderus foetidus</i>	Bare-necked Fruitcrow	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Tyranneutes stolzmanni</i>	Dwarf Tyrant-Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Neopelma chrysocephalum</i>	Saffron-crested Tyrant-Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Chloropipo flavicapilla</i>	Yellow-headed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Chiroxiphia lanceolata</i>	Lance-tailed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Chiroxiphia pareola</i>	Blue-backed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Masius chrysopterus</i>	Golden-winged Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Corapipo altera</i>	White-ruffed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Corapipo leucorrhoea</i>	White-bibbed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Xenopipo atronitens</i>	Black Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Cryptopipo holochlora</i>	Green Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Lepidothrix coronata</i>	Blue-crowned Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Lepidothrix isidorei</i>	Blue-rumped Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Heterocercus flavivertex</i>	Yellow-crowned Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Manacus manacus</i>	White-bearded Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Pipra filicauda</i>	Wire-tailed Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Machaeropterus deliciosus</i>	Club-winged Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Machaeropterus regulus</i>	Striped Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Dixiphia pipra</i>	White-crowned Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Ceratopipra mentalis</i>	Red-capped Manakin	R	
Passeriformes	Pipridae	<i>Ceratopipra erythrocephala</i>	Golden-headed Manakin	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Tityra inquisitor</i>	Black-crowned Tityra	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Tityra cayana</i>	Black-tailed Tityra	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Tityra semifasciata</i>	Masked Tityra	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Schiffornis major</i>	Varzea Schiffornis	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Schiffornis veraepacis</i>	Northern Schiffornis	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Schiffornis aenea</i>	Foothill Schiffornis	R	Grab ³⁵⁶
Passeriformes	Tityridae	<i>Schiffornis stenorhyncha</i>	Russet-winged Schiffornis	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Schiffornis turdina</i>	Brown-winged Schiffornis	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Laniocera rufescens</i>	Speckled Mourner	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Laniocera hypopyrra</i>	Cinereous Mourner	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Iodopleura isabellae</i>	White-browed Purpletuft	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Laniisoma elegans</i>	Shrike-like Cotinga	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus viridis</i>	Green-backed Becard	H	Obs ¹¹²
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus versicolor</i>	Barred Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus rufus</i>	Cinereous Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus cinnamomeus</i>	Cinnamon Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus castaneus</i>	Chestnut-crowned Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus polychopterus</i>	White-winged Becard	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus albogriseus</i>	Black-and-white Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus marginatus</i>	Black-capped Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus homochrous</i>	One-colored Becard	R	
Passeriformes	Tityridae	<i>Pachyramphus minor</i>	Pink-throated Becard	R	
Passeriformes	Incertae Sedis	<i>Piprites chloris</i>	Wing-barred Piprites	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Cyclarhis gujanensis</i>	Rufous-browed Peppershrike	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Cyclarhis nigrirostris</i>	Black-billed Peppershrike	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Hylophilus flavipes</i>	Scrub Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Hylophilus semicinereus</i>	Gray-chested Greenlet	H	Obs ^{157,158}
Passeriformes	Vireonidae	<i>Hylophilus brunneiceps</i>	Brown-headed Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Hylophilus thoracicus</i>	Lemon-chested Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireolanius eximius</i>	Yellow-browed Shrike-Vireo	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireolanius leucotis</i>	Slaty-capped Shrike-Vireo	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Tunchiornis ochraceiceps</i>	Tawny-crowned Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Pachysylvia decurtata</i>	Lesser Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Pachysylvia hypoxantha</i>	Dusky-capped Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Pachysylvia aurantiifrons</i>	Golden-fronted Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Pachysylvia semibrunnea</i>	Rufous-naped Greenlet	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo flavifrons</i>	Yellow-throated Vireo	Mb	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo masteri</i>	Choco Vireo	R	Esp ³⁰⁵
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo griseus</i>	White-eyed Vireo	V	Foto ²⁹⁸
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo approximans</i>	Providence Vireo	R-E	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo caribaeus</i>	San Andres Vireo	R-E	Esp ⁸⁷
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo philadelphicus</i>	Philadelphia Vireo	Mb	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo leucophrys</i>	Brown-capped Vireo	R	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo olivaceus</i>	Red-eyed Vireo	R-Mb-Ma	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo flavoviridis</i>	Yellow-green Vireo	Mb	
Passeriformes	Vireonidae	<i>Vireo altiloquus</i>	Black-whiskered Vireo	Mb	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanolyca armillata</i>	Black-collared Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanolyca turcosa</i>	Turquoise Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanolyca pulchra</i>	Beautiful Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanocorax violaceus</i>	Violaceous Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanocorax affinis</i>	Black-chested Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanocorax heilprini</i>	Azure-naped Jay	R	
Passeriformes	Corvidae	<i>Cyanocorax yncas</i>	Green Jay	R	
Passeriformes	Alaudidae	<i>Eremophila alpestris</i>	Horned Lark	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	Blue-and-white Swallow	R-Ma	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Pygochelidon melanoleuca</i>	Black-collared Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Alopocheilidon fucata</i>	Tawny-headed Swallow	R?-Ma?	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Orochelidon murina</i>	Brown-bellied Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Orochelidon flavipes</i>	Pale-footed Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Atticora fasciata</i>	White-banded Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Atticora tibialis</i>	White-thighed Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Stelgidopteryx serripennis</i>	Northern Rough-winged Swallow	H	Obs ^{115,213,17}
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Stelgidopteryx ruficollis</i>	Southern Rough-winged Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Progne tapera</i>	Brown-chested Martin	R-Ma	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Progne subis</i>	Purple Martin	Mb	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Progne chalybea</i>	Gray-breasted Martin	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Progne elegans</i>	Galapagos Martin	H	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Tachycineta bicolor</i>	Tree Swallow	Mb	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Tachycineta thalassina</i>	Violet-green Swallow	H	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Tachycineta albiventer</i>	White-winged Swallow	R	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Tachycineta cyaneoviridis</i>	Bahama Swallow	H	Obs ^{313,340}

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Riparia riparia</i>	Bank Swallow	Mb	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Hirundo rustica</i>	Barn Swallow	Mb	
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Petrochelidon pyrrhonota</i>	Cliff Swallow	Mb	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Microcerculus marginatus</i>	Scaly-breasted Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Odontorchilus branickii</i>	Gray-mantled Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Troglodytes aedon</i>	House Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Troglodytes ochraceus</i>	Ochraceous Wren	R	Grab ²⁷³
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Troglodytes solstitialis</i>	Mountain Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Troglodytes monticola</i>	Santa Marta Wren	R-E	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cistothorus platensis</i>	Sedge Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cistothorus apolinari</i>	Apolinar's Wren	R-E	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Campylorhynchus albobrunneus</i>	White-headed Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Campylorhynchus zonatus</i>	Band-backed Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Campylorhynchus nuchalis</i>	Stripe-backed Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Campylorhynchus griseus</i>	Bicolored Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Campylorhynchus turdinus</i>	Thrush-like Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius spadix</i>	Sooty-headed Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius fasciatoventris</i>	Black-bellied Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius euophrys</i>	Plain-tailed Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius mystacalis</i>	Whiskered Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius coraya</i>	Coraya Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius rutilus</i>	Rufous-breasted Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Pheugopedius sclateri</i>	Speckle-breasted Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Thryophilus rufalbus</i>	Rufous-and-white Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Thryophilus sernai</i>	Antioquia Wren	R-E	Esp ¹⁷⁹
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Thryophilus nicefori</i>	Niceforo's Wren	R-E	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cantorchilus leucopogon</i>	Stripe-throated Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cantorchilus nigricapillus</i>	Bay Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cantorchilus leucotis</i>	Buff-breasted Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cinnycerthia unirufa</i>	Rufous Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cinnycerthia olivascens</i>	Sharpe's Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Henicorhina leucosticta</i>	White-breasted Wood-Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Henicorhina leucophrys</i>	Gray-breasted Wood-Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Henicorhina anachoreta</i>	Hermit Wood-Wren	R-E	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Henicorhina negreti</i>	Munchique Wood-Wren	R-E	Esp ²⁹⁹
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cyphorhinus thoracicus</i>	Chestnut-breasted Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cyphorhinus phaeocephalus</i>	Song Wren	R	
Passeriformes	Troglodytidae	<i>Cyphorhinus arada</i>	Musician Wren	R	
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Microbates collaris</i>	Collared Gnatwren	R	
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Microbates cinereiventris</i>	Half-collared Gnatwren	R	
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Ramphocaenus melanurus</i>	Long-billed Gnatwren	R	
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Poliptila plumbea</i>	Tropical Gnatcatcher	R	
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Poliptila guianensis</i>	Guianan Gnatcatcher	H	Obs ^{242,243,163}
Passeriformes	Poliptilidae	<i>Poliptila schistaceigula</i>	Slate-throated Gnatcatcher	R	
Passeriformes	Donacobiidae	<i>Donacobius atricapilla</i>	Black-capped Donacobius	R	
Passeriformes	Cinclidae	<i>Cinclus leucocephalus</i>	White-capped Dipper	R	
Passeriformes	Bombycillidae	<i>Bombycilla cedrorum</i>	Cedar Waxwing	V	
Passeriformes	Turdidae	<i>Myadestes coloratus</i>	Varied Solitaire	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Myadestes ralloides</i>	Andean Solitaire	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus aurantiirostris</i>	Orange-billed Nightingale-Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus fuscater</i>	Slaty-backed Nightingale-Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus dryas</i>	Spotted Nightingale-Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus fuscescens</i>	Veery	Mb	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus minimus</i>	Gray-cheeked Thrush	Mb	
Passeriformes	Turdidae	<i>Catharus ustulatus</i>	Swainson's Thrush	Mb	
Passeriformes	Turdidae	<i>Hylocichla mustelina</i>	Wood Thrush	Mb	
Passeriformes	Turdidae	<i>Entomodestes coracinus</i>	Black Solitaire	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Cichlopsis leucogenys</i>	Rufous-brown Solitaire	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus leucops</i>	Pale-eyed Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus flavipes</i>	Yellow-legged Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus leucomelas</i>	Pale-breasted Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus fumigatus</i>	Cocoa Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus hauxwelli</i>	Hauxwell's Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus obsoletus</i>	Pale-vented Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus grayi</i>	Clay-colored Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus nudigenis</i>	Spectacled Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus sanchezorum</i>	Varzea Thrush	R	Grab ²⁵⁰
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus lawrencii</i>	Lawrence's Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus ignobilis</i>	Black-billed Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus fulviventris</i>	Chestnut-bellied Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus olivater</i>	Black-hooded Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus fuscater</i>	Great Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus serranus</i>	Glossy-black Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus assimilis</i>	White-throated Thrush	R	
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus albicollis</i>	White-necked Thrush	R	
Passeriformes	Mimidae	<i>Dumetella carolinensis</i>	Gray Catbird	Mb	
Passeriformes	Mimidae	<i>Mimus gilvus</i>	Tropical Mockingbird	R	
Passeriformes	Motacillidae	<i>Anthus rubescens</i>	American Pipit	H	Obs ²⁹⁸
Passeriformes	Motacillidae	<i>Anthus lutescens</i>	Yellowish Pipit	R	
Passeriformes	Motacillidae	<i>Anthus bogotensis</i>	Paramo Pipit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Nemosia pileata</i>	Hooded Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sericossypha albocristata</i>	White-capped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Parkerthraustes humeralis</i>	Yellow-shouldered Grosbeak	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Catamblyrhynchus diadema</i>	Plushcap	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chlorophanes spiza</i>	Green Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Iridophanes pulcherrimus</i>	Golden-collared Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chrysothlypis chrysomelas</i>	Black-and-yellow Tanager	R	Esp ²⁹⁵
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chrysothlypis salmomi</i>	Scarlet-and-white Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Heterospingus xanthopygius</i>	Scarlet-browed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Hemithraupis guira</i>	Guira Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Hemithraupis flavicollis</i>	Yellow-backed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum bicolor</i>	Bicolored Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum speciosum</i>	Chestnut-vented Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum leucogenys</i>	White-eared Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum binghami</i>	Giant Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum sitticolor</i>	Blue-backed Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum albifrons</i>	Capped Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum rufum</i>	Rufous-browed Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conirostrum cinereum</i>	Cinereous Conebill	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sicalis citrina</i>	Stripe-tailed Yellow-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sicalis columbiana</i>	Orange-fronted Yellow-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sicalis flaveola</i>	Saffron Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sicalis luteola</i>	Grassland Yellow-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Catamenia analis</i>	Band-tailed Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Catamenia inornata</i>	Plain-colored Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Catamenia homochroa</i>	Paramo Seedeater	R	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa gloriosissima</i>	Chestnut-bellied Flowerpiercer	R-E	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa lafresnayii</i>	Glossy Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa humeralis</i>	Black Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa brunneiventris</i>	Black-throated Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa albilatera</i>	White-sided Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa indigotica</i>	Indigo Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa sittoides</i>	Rusty Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa glauca</i>	Deep-blue Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa caerulescens</i>	Bluish Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Diglossa cyanea</i>	Masked Flowerpiercer	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Geospizopsis unicolor</i>	Plumbeous Sierra-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Spodiornis rusticus</i>	Slaty Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Volatinia jacarina</i>	Blue-black Grassquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Conothraupis speculigera</i>	Black-and-white Tanager	V?	Esp ¹⁸⁵
Passeriformes	Thraupidae	<i>Creurgops verticalis</i>	Rufous-crested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus cristatus</i>	Flame-crested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus surinamus</i>	Fulvous-crested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus luctuosus</i>	White-shouldered Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus delatrii</i>	Tawny-crested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus rufus</i>	White-lined Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tachyphonus phoenicius</i>	Red-shouldered Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Eucometis penicillata</i>	Gray-headed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Coryphospingus pileatus</i>	Pileated Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ramphocelus nigrogularis</i>	Masked Crimson Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ramphocelus dimidiatus</i>	Crimson-backed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ramphocelus carbo</i>	Silver-beaked Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ramphocelus flammigerus</i>	Flame-rumped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Lanio fulvus</i>	Fulvous Shrike-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Rhodospingus cruentus</i>	Crimson-breasted Finch	H	Obs ²⁵¹
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cyanerpes nitidus</i>	Short-billed Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cyanerpes lucidus</i>	Shining Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cyanerpes caeruleus</i>	Purple Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cyanerpes cyaneus</i>	Red-legged Honeycreeper	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tersina viridis</i>	Swallow Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis albiventris</i>	White-bellied Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis lineata</i>	Black-faced Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis flaviventer</i>	Yellow-bellied Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis hartlaubi</i>	Turquoise Dacnis	R-E	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis venusta</i>	Scarlet-thighed Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis cayana</i>	Blue Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis viguieri</i>	Viridian Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dacnis berlepschi</i>	Scarlet-breasted Dacnis	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila bouvronides</i>	Lesson's Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila lineola</i>	Lined Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila telasco</i>	Chestnut-throated Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila castaneiventris</i>	Chestnut-bellied Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila minuta</i>	Ruddy-breasted Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila funerea</i>	Thick-billed Seed-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila angolensis</i>	Chestnut-bellied Seed-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila crassirostris</i>	Large-billed Seed-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila corvina</i>	Variable Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila intermedia</i>	Gray Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila murallae</i>	Caqueta Seedeater	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila fringilloides</i>	White-naped Seedeater	R	Esp ^{332,8}
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila luctuosa</i>	Black-and-white Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila nigricollis</i>	Yellow-bellied Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila caerulescens</i>	Double-collared Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila schistacea</i>	Slate-colored Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sporophila plumbea</i>	Plumbeous Seedeater	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator maximus</i>	Buff-throated Saltator	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator atripennis</i>	Black-winged Saltator	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator orenocensis</i>	Orinocan Saltator	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator coerulescens</i>	Grayish Saltator	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator striatipectus</i>	Streaked Saltator	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator cinctus</i>	Masked Saltator	R	Esp ²⁷¹
Passeriformes	Thraupidae	<i>Saltator grossus</i>	Slate-colored Grosbeak	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Emberizoides herbicola</i>	Wedge-tailed Grass-Finch	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Pseudospingus verticalis</i>	Black-headed Hemispingus	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cnemoscopus rubrirostris</i>	Gray-hooded Bush Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Kleinotheraupis atropileus</i>	Black-capped Hemispingus	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sphenopsis frontalis</i>	Oleaginous Hemispingus	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Sphenopsis melanotis</i>	Black-eared Hemispingus	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thlypopsis sordida</i>	Orange-headed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thlypopsis fulviceps</i>	Fulvous-headed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thlypopsis superciliaris</i>	Superciliaried Hemispingus	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thlypopsis ornata</i>	Rufous-chested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Urothraupis stolzmanni</i>	Black-backed Bush Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Coereba flaveola</i>	Bananaquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tiaris olivaceus</i>	Yellow-faced Grassquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tiaris obscurus</i>	Dull-colored Grassquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tiaris fuliginosus</i>	Sooty Grassquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tiaris bicolor</i>	Black-faced Grassquit	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chlorochrysa phoenicotis</i>	Glistening-green Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chlorochrysa calliparaea</i>	Orange-eared Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chlorochrysa nitidissima</i>	Multicolored Tanager	R-E	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Paroaria nigrogenis</i>	Masked Cardinal	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Paroaria gularis</i>	Red-capped Cardinal	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Schistochlamys melanopis</i>	Black-faced Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cissopis leverianus</i>	Magpie Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Calochaetes coccineus</i>	Vermilion Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Iridosornis porphyrocephalus</i>	Purplish-mantled Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Iridosornis analis</i>	Yellow-throated Tanager	R	Foto ⁹² Obs ³⁰⁶
Passeriformes	Thraupidae	<i>Iridosornis rufivertex</i>	Golden-crowned Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Pipraeidea melanonota</i>	Fawn-breasted Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Dubusia taeniata</i>	Buff-breasted Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Anisognathus melanogenys</i>	Black-cheeked Mountain-Tanager	R-E	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Anisognathus lacrymosus</i>	Lacrimose Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Anisognathus igniventris</i>	Scarlet-bellied Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Anisognathus somptuosus</i>	Blue-winged Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Anisognathus notabilis</i>	Black-chinned Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Buthraupis montana</i>	Hooded Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Buthraupis wetmorei</i>	Masked Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Chlorornis riefferii</i>	Grass-green Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Cnemathraupis eximia</i>	Black-chested Mountain-Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Bangsia arcaei</i>	Blue-and-gold Tanager	R	Esp ²⁹⁵
Passeriformes	Thraupidae	<i>Bangsia melanochlamys</i>	Black-and-gold Tanager	R-E	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Thraupidae	<i>Bangsia rothschildi</i>	Golden-chested Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Bangsia edwardsi</i>	Moss-backed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Bangsia aureocincta</i>	Gold-ringed Tanager	R-E	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara ruficervix</i>	Golden-naped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara cyanoptera</i>	Black-headed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara heinei</i>	Black-capped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara palmeri</i>	Gray-and-gold Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara cayana</i>	Burnished-buff Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara vitriolina</i>	Scrub Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara nigrocincta</i>	Masked Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara larvata</i>	Golden-hooded Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara cyanicollis</i>	Blue-necked Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara vassorii</i>	Blue-and-black Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara nigroviridis</i>	Beryl-spangled Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara fucosa</i>	Green-naped Tanager	H	Obs ²⁵⁵
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara labradorides</i>	Metallic-green Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara cyanotis</i>	Blue-browed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara inornata</i>	Plain-colored Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara mexicana</i>	Turquoise Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara chilensis</i>	Paradise Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara velia</i>	Opal-rumped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara callophrys</i>	Opal-crowned Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara lavinia</i>	Rufous-winged Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara gyrola</i>	Bay-headed Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara chrysotis</i>	Golden-eared Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara xanthocephala</i>	Saffron-crowned Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara parzudakii</i>	Flame-faced Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara schrankii</i>	Green-and-gold Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara johannae</i>	Blue-whiskered Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara arthus</i>	Golden Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara florida</i>	Emerald Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara icterocephala</i>	Silver-throated Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thraupis cyanocephala</i>	Blue-capped Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thraupis episcopus</i>	Blue-gray Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thraupis glaucocolpa</i>	Glaucous Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Thraupis palmarum</i>	Palm Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ixothraupis rufigula</i>	Rufous-throated Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ixothraupis guttata</i>	Speckled Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ixothraupis xanthogastra</i>	Yellow-bellied Tanager	R	
Passeriformes	Thraupidae	<i>Ixothraupis punctata</i>	Spotted Tanager	R	Foto ²⁶⁶
Passeriformes	Incertae Sedis	<i>Mitrospingus cassinii</i>	Dusky-faced Tanager	R	
Passeriformes	Incertae Sedis	<i>Rhodinocichla rosea</i>	Rosy Thrush-Tanager	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Oreothraupis arremonops</i>	Tanager Finch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus flavigularis</i>	Yellow-throated Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus parvirostris</i>	Short-billed Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus canigularis</i>	Ashy-throated Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus flavopectus</i>	Common Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus tacarcunae</i>	Tacarcuna Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus inornatus</i>	Pirre Chlorospingus	H	Obs ^{279,162}
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus semifuscus</i>	Dusky Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Chlorospingus flavovirens</i>	Yellow-green Chlorospingus	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Passerculus sandwichensis</i>	Savannah Sparrow	H	Obs ^{213,298}
Passeriformes	Emberizidae	<i>Ammodramus savannarum</i>	Grasshopper Sparrow	R	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Emberizidae	<i>Ammodramus humeralis</i>	Grassland Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Ammodramus aurifrons</i>	Yellow-browed Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremonops conirostris</i>	Black-striped Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremonops tocuyensis</i>	Tocuyo Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon basilicus</i>	Sierra Nevada Brushfinch	R-E	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon perijanus</i>	Perija Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon atricapillus</i>	Black-headed Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon assimilis</i>	Stripe-headed Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon aurantirostris</i>	Orange-billed Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon schlegeli</i>	Golden-winged Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon taciturnus</i>	Pectoral Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon brunneinucha</i>	Chestnut-capped Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon castaneiceps</i>	Olive Finch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Arremon crassirostris</i>	Sooty-faced Finch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Zonotrichia capensis</i>	Rufous-collared Sparrow	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes albinucha</i>	White-naped Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes albofrenatus</i>	Moustached Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes melanocephalus</i>	Santa Marta Brushfinch	R-E	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes semirufus</i>	Ochre-breasted Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes flaviceps</i>	Yellow-headed Brushfinch	R-E	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes fuscolivaceus</i>	Dusky-headed Brushfinch	R-E	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes leucopis</i>	White-rimmed Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes tricolor</i>	Tricolored Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes schistaceus</i>	Slaty Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes pallidinucha</i>	Pale-naped Brushfinch	R	
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes blancae</i>	Antioquia Brushfinch	R-E	Esp ⁹⁴
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes latinuchus</i>	Yellow-breasted Brushfinch	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Piranga flava</i>	Hepatic Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Piranga rubra</i>	Summer Tanager	Mb	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Piranga olivacea</i>	Scarlet Tanager	Mb	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Piranga rubriceps</i>	Red-hooded Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Piranga leucoptera</i>	White-winged Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Habia rubica</i>	Red-crowned Ant-Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Habia fuscicauda</i>	Red-throated Ant-Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Habia gutturalis</i>	Sooty Ant-Tanager	R-E	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Habia cristata</i>	Crested Ant-Tanager	R-E	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Chlorothraupis carmioli</i>	Carmioli's Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Chlorothraupis olivacea</i>	Lemon-spectacled Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Chlorothraupis stolzmanni</i>	Ochre-breasted Tanager	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Pheucticus chrysogaster</i>	Golden-bellied Grosbeak	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Pheucticus aureoventris</i>	Black-backed Grosbeak	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Pheucticus ludovicianus</i>	Rose-breasted Grosbeak	Mb	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Granatellus pelzelni</i>	Rose-breasted Chat	R	Foto ³²⁴
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Cardinalis phoeniceus</i>	Vermilion Cardinal	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Caryothraustes canadensis</i>	Yellow-green Grosbeak	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Amaurospiza concolor</i>	Blue Seedeater	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Cyanoloxia cyanooides</i>	Blue-black Grosbeak	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Cyanoloxia brissonii</i>	Ultramarine Grosbeak	R	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Passerina caerulea</i>	Blue Grosbeak	V	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Passerina cyanea</i>	Indigo Bunting	V	
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Passerina ciris</i>	Painted Bunting	V	Foto ¹⁰⁹
Passeriformes	Cardinalidae	<i>Spiza americana</i>	Dickcissel	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Seiurus arocapilla</i>	Ovenbird	Mb	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Parulidae	<i>Helmitheros vermivorum</i>	Worm-eating Warbler	Mb	Foto ¹⁴²
Passeriformes	Parulidae	<i>Parkesia noveboracensis</i>	Northern Waterthrush	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Parkesia motacilla</i>	Louisiana Waterthrush	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Vermivora chrysoptera</i>	Golden-winged Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Vermivora cyanoptera</i>	Blue-winged Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Mniotilta varia</i>	Black-and-white Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Protonotaria citrea</i>	Prothonotary Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Limnothlypis swainsonii</i>	Swainson's Warbler	V	Foto ²⁹⁸
Passeriformes	Parulidae	<i>Leiothlypis peregrina</i>	Tennessee Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Leiothlypis ruficapilla</i>	Nashville Warbler	Mb	Foto ²⁹⁸
Passeriformes	Parulidae	<i>Oporornis agilis</i>	Connecticut Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Geothlypis aequinoctialis</i>	Masked Yellowthroat	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Geothlypis philadelphia</i>	Mourning Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Geothlypis formosa</i>	Kentucky Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Geothlypis semiflava</i>	Olive-crowned Yellowthroat	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Geothlypis trichas</i>	Common Yellowthroat	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga citrina</i>	Hooded Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga ruticilla</i>	American Redstart	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga tigrina</i>	Cape May Warbler	H	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga cerulea</i>	Cerulean Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga americana</i>	Northern Parula	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga pitiayumi</i>	Tropical Parula	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga magnolia</i>	Magnolia Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga castanea</i>	Bay-breasted Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga fusca</i>	Blackburnian Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga petechia</i>	Yellow Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga pensylvanica</i>	Chestnut-sided Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga striata</i>	Blackpoll Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga caeruleascens</i>	Black-throated Blue Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga palmarum</i>	Palm Warbler	H	Obs ^{157,158,255}
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga pinus</i>	Pine Warbler	H	Obs ³⁴³
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga coronata</i>	Yellow-rumped Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga dominica</i>	Yellow-throated Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga discolor</i>	Prairie Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga townsendi</i>	Townsend's Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Setophaga virens</i>	Black-throated Green Warbler	V	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis luteoviridis</i>	Citrine Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis basilica</i>	Santa Marta Warbler	R-E	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis flaveola</i>	Flavescent Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis nigrocristata</i>	Black-crested Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis fulvicauda</i>	Buff-rumped Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis chrysogaster</i>	Golden-bellied Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis conspicillata</i>	White-lored Warbler	R-E	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis cinereicollis</i>	Gray-throated Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myiothlypis coronata</i>	Russet-crowned Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Basileuterus rufifrons</i>	Rufous-capped Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Basileuterus culicivorus</i>	Golden-crowned Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Basileuterus ignotus</i>	Pirre Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Basileuterus tristriatus</i>	Three-striped Warbler	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Cardellina canadensis</i>	Canada Warbler	Mb	
Passeriformes	Parulidae	<i>Cardellina pusilla</i>	Wilson's Warbler	V	Foto ²⁴⁵
Passeriformes	Parulidae	<i>Myioborus miniatus</i>	Slate-throated Redstart	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myioborus flavivertex</i>	Yellow-crowned Redstart	R-E	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Parulidae	<i>Myioborus ornatus</i>	Golden-fronted Redstart	R	
Passeriformes	Parulidae	<i>Myioborus melanocephalus</i>	Spectacled Redstart	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius angustifrons</i>	Russet-backed Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius viridis</i>	Green Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius wagleri</i>	Chestnut-headed Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius decumanus</i>	Crested Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius guatimozinus</i>	Black Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius cassini</i>	Baudo Oropendola	R-E	
Passeriformes	Icteridae	<i>Psarocolius bifasciatus</i>	Olive Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus solitarius</i>	Solitary Black Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus sclateri</i>	Ecuadorian Cacique	R	Esp ^{42,36}
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus uropygialis</i>	Scarlet-rumped Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus cela</i>	Yellow-rumped Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus chrysonotus</i>	Mountain Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus latirostris</i>	Band-tailed Oropendola	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus haemorrhous</i>	Red-rumped Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Cacicus oseryi</i>	Casqued Oropendola	R?	Esp ⁷⁹
Passeriformes	Icteridae	<i>Amblycercus holosericeus</i>	Yellow-billed Cacique	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus icterus</i>	Venezuelan Troupial	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus croconotus</i>	Orange-backed Troupial	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus mesomelas</i>	Yellow-tailed Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus cayanensis</i>	Epaulet Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus spurius</i>	Orchard Oriole	Mb	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus auricapillus</i>	Orange-crowned Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus chrysater</i>	Yellow-backed Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus galbula</i>	Baltimore Oriole	Mb	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus leucopteryx</i>	Jamaican Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Icterus nigrogularis</i>	Yellow Oriole	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Dives waczewiczii</i>	Scrub Blackbird	H	Obs ²⁹⁸
Passeriformes	Icteridae	<i>Macroagelaius subalaris</i>	Mountain Grackle	R-E	
Passeriformes	Icteridae	<i>Gymnomystax mexicanus</i>	Oriole Blackbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Hypopyrrhus pyrohypogaster</i>	Red-bellied Grackle	R-E	
Passeriformes	Icteridae	<i>Lampropsar tanagrinus</i>	Velvet-fronted Grackle	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Chrysomus icterocephalus</i>	Yellow-hooded Blackbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Molothrus oryzivorus</i>	Giant Cowbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Molothrus aeneus</i>	Bronzed Cowbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Molothrus bonariensis</i>	Shiny Cowbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Quiscalus lugubris</i>	Carib Grackle	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Quiscalus mexicanus</i>	Great-tailed Grackle	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Dolichonyx oryzivorus</i>	Bobolink	Mb	
Passeriformes	Icteridae	<i>Sturnella magna</i>	Eastern Meadowlark	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Sturnella militaris</i>	Red-breasted Blackbird	R	
Passeriformes	Icteridae	<i>Sturnella bellicosa</i>	Peruvian Meadowlark	R	Esp ^{89,226} Foto ¹⁶⁷
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus spinescens</i>	Andean Siskin	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus yarrellii</i>	Yellow-faced Siskin	V	Foto ⁵³
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus cucullatus</i>	Red Siskin	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus magellanicus</i>	Hooded Siskin	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus xanthogastrus</i>	Yellow-bellied Siskin	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Spinus psaltria</i>	Lesser Goldfinch	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia plumbea</i>	Plumbeous Euphonia	R	Esp ⁸⁷
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia chlorotica</i>	Purple-throated Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia trinitatis</i>	Trinidad Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia concinna</i>	Velvet-fronted Euphonia	R-E	

Orden	Familia	Especie	Nombre en inglés	Estado	Evidencia
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia saturata</i>	Orange-crowned Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia laniirostris</i>	Thick-billed Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia cyanocephala</i>	Golden-rumped Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia fulvicrissa</i>	Fulvous-vented Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia chrysopasta</i>	Golden-bellied Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia mesochrysa</i>	Bronze-green Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia minuta</i>	White-vented Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia annae</i>	Tawny-capped Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia xanthogaster</i>	Orange-bellied Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Euphonia rufiventris</i>	Rufous-bellied Euphonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Chlorophonia cyanea</i>	Blue-naped Chlorophonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Chlorophonia pyrrhophrys</i>	Chestnut-breasted Chlorophonia	R	
Passeriformes	Fringillidae	<i>Chlorophonia flavirostris</i>	Yellow-collared Chlorophonia	R	
Passeriformes	Estrildidae	<i>Lonchura malacca</i>	Tricolored Munia	Int	Foto ^{49,253}
Passeriformes	Passeridae	<i>Passer domesticus</i>	House Sparrow	Int	Esp ^{226,241}

Anexo 2. Lista de cambios de nomenclatura a nivel de familia, género y especie efectuados desde Hilty & Brown (1986) hasta agosto de 2017.

En la columna "Familia", las familias siguen el orden lineal y composición actuales. En la columna "Nombre antiguo" aparece el nombre científico (o taxón) dado por Hilty & Brown (1986). La columna "Nombre actual" indica el nuevo nombre según el SACC. Las referencias que acompañan los cambios taxonómicos pueden ser consultadas en <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBiblio.htm>

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Anatidae	<i>Neochen jubata</i>	<i>Oressochen jubatus</i>	Transferido a <i>Oressochen</i> (Bulgarella <i>et al.</i> 2014, Remsen <i>et al.</i> 2015).
	<i>Anas flavirostris</i>	<i>Anas andium</i>	Separado de <i>A. flavirostris</i> (Ridgely & Greenfield 2001).
	<i>Oxyura dominica</i>	<i>Nomonyx dominicus</i>	Transferido de <i>Oxyura</i> (Livezey 1995, McCracken & Sorenson 2005).
Cracidae	<i>Aburria pipile</i>	<i>Pipile cumanensis</i>	Separada de <i>Aburria (Pipile) pipile</i> (del Hoyo 1994).
	<i>Ortalis motmot</i>	<i>Ortalis colombiana</i>	Separadas de <i>O. motmot</i> de las Guayanas y S de Venezuela (Remsen <i>et al.</i> 2010).
	<i>Crax tomentosa</i>	<i>Mitu tomentosum</i>	Transferidos a <i>Mitu</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Crax salvini</i>	<i>Mitu salvini</i>	
	<i>Crax mitu</i>	<i>Mitu tuberosum</i>	Transferidos a <i>Mitu</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017). Separado de <i>M. mitu</i> (del Hoyo 1994).
Podicipedidae	<i>Crax pauxi</i>	<i>Pauxi pauxi</i>	Transferido a <i>Pauxi</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017)..
	<i>Podiceps dominicus</i>	<i>Tachybaptus dominicus</i>	Transferido a <i>Tachybaptus</i> siguiendo a Storer (1976).
Columbidae	<i>Scardafella squammata</i>	<i>Columbina squammata</i>	Transferida a <i>Columbina</i> (Johnson & Clayton 2000, Johnson 2004).
	<i>Geotrygon veraguensis</i>	<i>Leptotrygon veraguensis</i>	Transferido a <i>Leptotrygon</i> (Banks <i>et al.</i> 2014).
	<i>Geotrygon saphirina</i>	<i>Geotrygon saphirina</i>	Se mantiene en el listado.
		<i>Geotrygon purpurata</i>	Separado de <i>G. saphirina</i> (Donegan & Salaman 2012).
	<i>Geotrygon frenata</i>	<i>Zentrygon frenata</i>	Transferidos a <i>Zentrygon</i> (Banks <i>et al.</i> 2014).
	<i>Geotrygon linearis</i>	<i>Zentrygon linearis</i>	
	<i>Geotrygon goldmani</i>	<i>Zentrygon goldmani</i>	
	<i>Columba</i>	<i>Patagioenas</i>	Especies de <i>Columba</i> del Nuevo Mundo fueron separadas de las del Viejo Mundo en <i>Patagioenas</i> (Johnson <i>et al.</i> 2001).
Cuculidae	<i>Piaya minuta</i>	<i>Coccyzua minuta</i>	Transferido a <i>Coccyzua</i> (Sorenson & Payne 2005).
	<i>Coccyzus pumilus</i>	<i>Coccyzua pumila</i>	Transferidos a <i>Coccyzua</i> (Sorenson & Payne 2005).
	<i>Coccyzus cinereus</i>	<i>Coccyzua cinerea</i>	
		Steatornithiformes	Incluye a <i>Steatornithidae</i> (Ericson <i>et al.</i> 2006, Hackett <i>et al.</i> 2008, Prum <i>et al.</i> 2015).
		Nyctibiiformes	Incluye a <i>Nyctibiidae</i> (Ericson <i>et al.</i> 2006, Hackett <i>et al.</i> 2008, Prum <i>et al.</i> 2015).
Nyctibidae	<i>Nyctibius leucopterus</i>	<i>Nyctibius maculosus</i>	Separado de <i>N. leucopterus</i> (Cohn-Haft 1999).
	<i>Podager nacunda</i>	<i>Chordeiles nacunda</i>	Transferido a <i>Chordeiles</i> (Han <i>et al.</i> 2010).
Caprimulgidae	<i>Lurocalis semitorquatus</i>	<i>Lurocalis semitorquatus</i>	Se mantiene en el listado.
		<i>Lurocalis rufiventris</i>	Separado de <i>L. semitorquatus</i> (Fjeldsa & Krabbe 1990).
	<i>Caprimulgus nigrescens</i>	<i>Nyctipolus nigrescens</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Caprimulgus longirostris</i>	<i>Systellura longirostris</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Caprimulgus parvulus</i>	<i>Setopagis heterura</i>	Separado de <i>C. parvulus</i> (Remsen <i>et al.</i> 2011) y luego transferido a <i>Setopagis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Caprimulgus cayennensis</i>	<i>Hydropsalis cayennensis</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Caprimulgus maculicaudus</i>	<i>Hydropsalis maculicaudus</i>	
	<i>Nyctiphrynus ocellatus</i>	<i>Nyctiphrynus ocellatus</i>	Se mantiene en el listado.
		<i>Nyctiphrynus rosenbergi</i>	Separado de <i>N. ocellatus</i> (Robbins & Ridgely 1992).
<i>Caprimulgus carolinensis</i>	<i>Antrostomus carolinensis</i>	Transferidos a <i>Antrostomus</i> (Han <i>et al.</i> 2010).	
	<i>Antrostomus rufus</i>		

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Apodidae	<i>Cypseloides rutilus</i>	<i>Streptoprocne rutila</i>	Transferido a <i>Streptoprocne</i> (Marin & Stiles 1992).
	<i>Chaetura chapmani</i>	<i>Chaetura viridipennis</i>	Separado de <i>C. chapmani</i> (Marín 1997).
		<i>Chaetura chapmani</i>	Se mantiene en el listado.
	<i>Chaetura andrei</i>	<i>Chaetura meridionalis</i>	Separado de <i>C. andrei</i> (Marín 1997).
	<i>Micropanyptila furcata</i>	<i>Tachornis furcata</i>	Transferido a <i>Tachornis</i> (Sibley & Monroe 1990).
Trochilidae	<i>Reinarda squammata</i>	<i>Tachonis squammata</i>	Transferido a <i>Tachornis</i> (Sibley & Monroe 1990).
	<i>Phaethornis squalidus</i>	<i>Phaethornis rupurumii</i>	Separado de <i>P. squalidus</i> (Hinkelmann and Schuchmann 1997).
	<i>Phaethornis longuemareus</i>	<i>Phaethornis atrimentalis</i>	E de los Andes, separado de <i>P. longuemareus</i> (Hinkelmann 1990).
		<i>Phaethornis striigularis</i>	W de los Andes y Catatumbo, separado de <i>P. longuemareus</i> (Hinkelmann 1990).
	<i>Phaethornis superciliosus</i>	<i>Phaethornis longirostris</i>	W de los Andes, separado de <i>P. superciliosus</i> (Hinkelmann 1996. Hinkelmann & Schuchmann 1997).
		<i>Phaethornis malaris</i>	E de los Andes, separado de <i>P. superciliosus</i> (Hinkelmann 1996. Hinkelmann & Schuchmann 1997).
	<i>Helianthus zusii</i>		No reconocido como una especie válida. Probablemente es un híbrido de <i>Agelaiocercus kingii</i> y otra especie (Pérez-Emán <i>et al. In litt</i>)
	<i>Lophornis popelairii</i>	<i>Discosura popelairii</i>	Transferidos a <i>Discosura</i> (Schuchmann 1999).
	<i>Lophornis langsdorffi</i>	<i>Discosura langsdorffi</i>	
	<i>Lophornis conversii</i>	<i>Discosura conversii</i>	
	<i>Lophornis longicauda</i>	<i>Discosura longicauda</i>	
	<i>Anthocephala floriceps</i>	<i>Anthocephala floriceps</i>	Se mantiene en el listado.
		<i>Anthocephala berlespchi</i>	Separado de <i>A. floriceps</i> (Lozano-Jaramillo <i>et al.</i> 2014).
	<i>Oxypogon guerinii</i>	<i>Oxypogon stubelii</i>	Separado de <i>O. guerinii</i> (Collar & Salaman 2013).
		<i>Oxypogon cyanolaemus</i>	
	<i>Oxypogon guerinii</i>	Se mantiene en el listado.	
<i>Polyplancta auresecens</i>	<i>Heliodoxa aurescens</i>	Transferido a <i>Heliodoxa</i> (Gerwin & Zink 1989, McGuire <i>et al.</i> 2008).	
<i>Acestrura mulsant</i>	<i>Chaetocercus mulsant</i>	<i>Acestrura</i> fue fusionado dentro de <i>Chaetocercus</i> (Schuchmann 1999).	
<i>Acestrura bombus</i>	<i>Chaetocercus bombus</i>		
<i>Acestrura heliodor</i>	<i>Chaetocercus heliodor</i>		
	<i>Chaetocercus astreans</i>	Separada de <i>A. heliodor</i> (Graves 1986).	
<i>Philodice mitchellii</i>	<i>Calliphlox mitchellii</i>	Transferido a <i>Calliphlox</i> (Schuchmann 1999).	
<i>Chlorostilbon mellisugus</i>	<i>Chlorostilbon melanorhynchus</i>	Separado de <i>C. mellisugus</i> (Stiles 1996, Remsen <i>et al.</i> 2003).	
	<i>Chlorostilbon mellisugus</i>	Se mantiene en el listado.	
<i>Thalurania colombica</i>	<i>Thalurania fannyae</i>	Fusionada con <i>T. colombica</i> (Donegan 2012).	
	<i>Thalurania colombica</i>	Se mantiene en el listado.	
<i>Hylocharis grayi</i>	<i>Hylocharis humboldtii</i>	Separado de <i>H. grayi</i> (Stiles 2003).	
	<i>Hylocharis grayi</i>	Se mantiene en el listado.	
Rallidae	<i>Poliolimnas flaviventer</i>	<i>Porzana flaviventer</i>	Transferido a <i>Porzana</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Gallinula melanops</i>	<i>Porphyriops melanops</i>	Transferido a <i>Porphyriops</i> (Livezey 1998, 2003, 2007; Garcia-R. <i>et al.</i> 2014).
	<i>Porzana albicollis</i>	<i>Mustelirallus albicollis</i>	Transferidos a <i>Mustelirallus</i> (Garcia-R. <i>et al.</i> (2014).
	<i>Neocrex colombiana</i>	<i>Mustelirallus colombianus</i>	
	<i>Neocrex erythrope</i>	<i>Mustelirallus erythrope</i>	
<i>Gallinula chloropus</i>	<i>Gallinula galeata</i>	Separado de poblaciones del Viejo Mundo de <i>G. chloropus</i> (Groenenberg <i>et al.</i> 2008).	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Charadriidae	<i>Hoploxypterus cayanus</i>	<i>Vanellus cayanus</i>	Transferido de <i>Hoploxypterus</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Charadrius alexandrinus</i>	<i>Charadrius nivosus</i>	Separado de <i>C. alexandrinus</i> (Funk <i>et al.</i> 2007, Küpper <i>et al.</i> 2009).
Scolopacidae	<i>Aphriza virgata</i>	<i>Calidris virgata</i>	Transferido a <i>Calidris</i> (Banks 2012, Gibson & Baker 2012).
	<i>Philomachus pugnax</i>	<i>Calidris pugnax</i>	Transferido a <i>Calidris</i> (Banks 2012, Gibson & Baker 2012).
	<i>Tryngites subruficollis</i>	<i>Calidris subruficollis</i>	Transferido a <i>Calidris</i> (Banks 2012, Gibson & Baker 2012).
	<i>Gallinago gallinago</i>	<i>Gallinago delicata</i>	Separado de <i>G. gallinago</i> del Viejo Mundo (Banks <i>et al.</i> 2002), aplica para las poblaciones migratorias.
		<i>Gallinago paraguayae</i>	Separado de <i>G. gallinago</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017) aplica para las poblaciones residentes.
	<i>Gallinago stricklandii</i>	<i>Gallinago jamesoni</i>	Separado de <i>G. stricklandii</i> (Sibley & Monroe 1990).
	<i>Catoptrophorus semipalmatus</i>	<i>Tringa semipalmata</i>	Transferido a <i>Tringa</i> (Pereira & Baker 2005).
	<i>Heteroscelus incanus</i>	<i>Tringa incana</i>	Transferido a <i>Tringa</i> (Fjeldså & Krabbe 1990, Pereira & Baker 2005).
	<i>Micropalama himantopus</i>	<i>Calidris himantopus</i>	Transferido a <i>Calidris</i> (Dittmann & Zink 1991).
	<i>Phalaropus</i>		Transferido de Phalaropodidae a Scolopacidae (Ericson <i>et al.</i> 2003, Paton <i>et al.</i> 2003).
Stercorariidae	<i>Catharacta</i>	<i>Stercorarius</i>	Fusionado dentro de <i>Stercorarius</i> (Cohen <i>et al.</i> 1997, Braun & Brumfield 1998).
Laridae	<i>Larus serranus</i>	<i>Chroicocephalus serranus</i>	Transferidos a <i>Chroicocephalus</i> ("Masked" species. Crochet <i>et al.</i> 2000, Pons <i>et al.</i> 2005).
	<i>Larus cirrocephalus</i>	<i>Chroicocephalus cirrocephalus</i>	
	<i>Larus rudibundus</i>	<i>Chroicocephalus rudibundus</i>	
	<i>Larus minutus</i>	<i>Hidrocoloeus minutus</i>	Transferido a <i>Hidrocoloeus</i> (Crochet <i>et al.</i> 2000, Pons <i>et al.</i> 2005).
	<i>Larus modestus</i>	<i>Leucophaeus modestus</i>	Transferidos a <i>Leucophaeus</i> ("Hooded" species. Crochet <i>et al.</i> 2000, Pons <i>et al.</i> 2005).
	<i>Larus atricilla</i>	<i>Leucophaeus atricilla</i>	
	<i>Larus pipixcan</i>	<i>Leucophaeus pipixcan</i>	
	<i>Sterna fuscata</i>	<i>Onychoprion fuscatus</i>	Transferido a <i>Onychoprion</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005).
	<i>Sterna anaethetus</i>	<i>Onychoprion anaethetus</i>	
	<i>Sterna albifrons</i>	<i>Sternula antillarum</i>	<i>S. albifrons</i> es considerada conespecífica con <i>S. antillarum</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017). Transferido a <i>Sternula</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005).
	<i>Sterna supercilii</i>	<i>Sternula supercilii</i>	Transferido a <i>Sternula</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005).
	<i>Sterna elegans</i>	<i>Thalasseus elegans</i>	Transferido a <i>Thalasseus</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005).
	<i>Sterna sandvicensis</i>	<i>Thalasseus sandvicensis</i>	Transferido a <i>Thalasseus</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005). Incluye a <i>S. eurygnatha</i> (Remsen <i>et al.</i> 2011).
	<i>Sterna maximus</i>	<i>Thalasseus maximus</i>	Transferido a <i>Thalasseus</i> (Bridge <i>et al.</i> 2005).
	Procellariidae	<i>Puffinus pacificus</i>	<i>Ardenna pacifica</i>
<i>Puffinus griseus</i>		<i>Ardenna grisea</i>	
<i>Puffinus creatopus</i>		<i>Ardenna creatopus</i>	
<i>Puffinus lherminieri</i>		<i>Puffinus subalaris</i>	Reconocida como una especie diferente a <i>P. lherminieri</i> , y más relacionada con <i>P. nativitatis</i> (Austin <i>et al.</i> 2004); Hilty & Brown (1986) reportan un espécimen de la raza de Galápagos para el Golfo de Cupica;
		<i>Puffinus lherminieri</i>	Se mantiene en el listado.

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia	
Sulidae	<i>Sula dactylatra</i>	<i>Sula granti</i>	Separada de <i>S. dactylatra</i> (Pitman & Jehl 1998).	
		<i>Sula dactylatra</i>	Se mantiene en la lista.	
Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax olivaceus</i>	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	El epíteto específico correcto es <i>brasilianus</i> y no <i>olivaceus</i> (Browning 1989).	
Ardeidae	<i>Cochlearius cochlearius</i>		Transferida de Cochlearidae a Ardeidae (Sheldon 1987).	
	<i>Casmerodius albus</i>	<i>Ardea alba</i>	Transferido de <i>Casmerodius</i> a <i>Ardea</i> (McCracken & Sheldon 1997, 1998).	
	<i>Hydranassa tricolor</i> <i>Dichromanassa rufescens</i> <i>Florida cerulea</i>	<i>Egretta tricolor</i> <i>Egretta rufescens</i> <i>Egretta cerulea</i>	Transferidos a <i>Egretta</i> (Sheldon 1987, Sheldon <i>et al.</i> 2000).	
Threskiornithidae	<i>Ajaia ajaja</i>	<i>Platalea ajaja</i>	Transferida a <i>Platalea</i> (Hancock <i>et al.</i> 1992).	
Acipitridae	<i>Elanus caeruleus</i>	<i>Elanus leucurus</i>	Separado de <i>E. caeruleus</i> del Viejo Mundo (Clark & Banks 1992).	
	<i>Leucopternis plumbeus</i>	<i>Cryptoleucopteryx plumbea</i>	Transferido a <i>Cryptoleucopteryx</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Leucopternis schistaceus</i> <i>Heterospizias meridionalis</i> <i>Harpyhaliaetus solitarius</i>	<i>Buteogallus schistaceus</i> <i>Buteogallus meridionalis</i> <i>Buteogallus solitarius</i>	Transferido a <i>Buteogallus</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Leucopternis princeps</i>	<i>Morphnarchus princeps</i>	Transferido a <i>Morphnarchus</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Buteo magnirostris</i>	<i>Rupornis magnirostris</i>	Transferido a <i>Rupornis</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Buteo leucorrhous</i>	<i>Parabuteo leucorrhous</i>	Transferido a <i>Parabuteo</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Buteo poecilochrous</i>	<i>Geranoaetus polyosoma</i>	<i>B. poecilochrous</i> fue fusionado dentro de <i>B. polyosoma</i> (Farquhar 1998, Riesing <i>et al.</i> 2003), luego fue transferido a <i>Geranoaetus</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Buteo albicaudatus</i>	<i>Geranoaetus albicaudatus</i>	Transferido a <i>Geranoaetus</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Leucopternis albicollis</i>	<i>Pseudastur albicollis</i>	Transferido a <i>Pseudastur</i> (Raposo do Amaral <i>et al.</i> 2009).	
	<i>Spizastur melanoleucus</i> <i>Oroaetus isidori</i>	<i>Spizaetus melanoleucus</i> <i>Spizaetus isidori</i>	Transferido a <i>Spizaetus</i> (Helbig <i>et al.</i> 2005, Haring <i>et al.</i> 2007).	
	Strigidae	<i>Otus</i>	<i>Megascops</i>	Los <i>Otus</i> del Nuevo Mundo fueron separados de los del Viejo Mundo como <i>Megascops</i> (König <i>et al.</i> 1999, Wink <i>et al.</i> 2004).
		<i>Otus ingens</i>	<i>Megascops columbianus</i>	Separado de <i>M. ingens</i> (Fitzpatrick & O'Neill 1986), vertiente Pacífica.
		<i>Megascops ingens</i>	Se mantiene en el listado, resto de los Andes.	
<i>Glaucidium minutissimum</i>		<i>Glaucidium griseiceps</i>	Separado de <i>G. minutissimum</i> (Howell & Robbins 1995).	
	<i>Speotyto cunicularia</i> <i>Rhinoptynx clamator</i>	<i>Athene cunicularia</i> <i>Asio clamator</i>	Transferido a <i>Athene</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017). Transferido a <i>Pseudoscops</i> (Olson 1995), y recientemente a <i>Asio</i> (Remsen <i>et al.</i> 2016)	
Trogonidae	<i>Trogon viridis</i>	<i>Trogon chionurus</i>	W de los Andes, separado de <i>T. viridis</i> (Ridgely & Greenfield 2001, Dacosta & Klicka 2008).	
		<i>Trogon viridis</i>	E de los Andes, se mantiene en el listado.	
	<i>Trogon violaceus</i>	<i>Trogon caligatus</i>	W de los Andes, separado de <i>T. violaceus</i> (Ridgely & Greenfield 2001, Dacosta & Klicka 2008).	
		<i>Trogon ramonianus</i>	E de los Andes, separado de <i>T. violaceus</i> (Dacosta & Klicka 2008).	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Alcedinidae	<i>Ceryle</i>	<i>Megaceryle</i>	Separado de <i>Ceryle</i> . <i>Megaceryle</i> aplica para las especies del Nuevo Mundo (Fry 1980).
Momotidae	<i>Baryphthengus ruficapillus</i>	<i>Baryphthengus martii</i>	Separado de <i>B. ruficapillus</i> (Sick 1993).
	<i>Momotus momota</i>	<i>Momotus subrufescens</i>	W de los Andes y Catatumbo. Separado de <i>M. momota</i> (Stiles 2009).
		<i>Momotus aequatorialis</i>	Andes. Separado de <i>M. momota</i> (Stiles 2009).
Galbulidae	<i>Galbula leucogastra</i>	<i>Galbula chalcothorax</i>	E de los Andes, se mantiene en el listado.
		<i>Galbula leucogastra</i>	Separado de <i>G. leucogastra</i> (Parker & Remsen 1987). Se mantiene en el listado.
Bucconidae	<i>Notharchus macrorhynchus</i>	<i>Notharchus hyperhynchus</i>	Separado de <i>N. macrorhynchus</i> (Rasmussen & Collar 2002).
Capitonidae	<i>Capito niger</i>	<i>Capito auratus</i>	Separado de <i>C. niger</i> (Armenta <i>et al.</i> 2005, Haffer 1997).
Semnornithidae	<i>Semnornis ramphastinus</i>		Transferida de Capitonidae a Semnornithidae (Barker & Lanyon 2000, Moyle 2004).
Ramphastidae	<i>Ramphastos swainsonii</i>	<i>Ramphastos ambiguus</i>	Fusionado con <i>R. swainsonii</i> (Short & Horne 2001, 2002b).
	<i>Ramphastos citreolaemus</i>	<i>Ramphastos vitellinus</i>	<i>R. citreolaemus</i> y <i>R. culminatus</i> son considerados subespecies de <i>R. vitellinus</i> (Haffer 1974, Patané <i>et al.</i> 2009).
	<i>Ramphastos culminatus</i>		
	<i>Pteroglossus sanguineus</i>	<i>Pteroglossus torquatus</i>	<i>P. sanguineus</i> es considerado una subespecie de <i>P. torquatus</i> (Haffer 1974, Short & Horne 2002b).
Picidae	<i>Pteroglossus flavirostris</i>	<i>Pteroglossus azara</i>	El epíteto específico correcto es <i>azara</i> (Sibley & Monroe 1990).
	<i>Melanerpes chrysauchen</i>	<i>Melanerpes pulcher</i>	Separado de <i>M. chrysauchen</i> de Centro América (Remsen <i>et al.</i> 2004).
	<i>Veniliornis fumigatus</i>	<i>Picoides fumigatus</i>	Transferido a <i>Picoides</i> (Moore <i>et al.</i> 2006).
	<i>Veniliornis affinis</i>	<i>Veniliornis affinis</i>	E de los Andes, se mantiene en el listado.
		<i>Veniliornis chocoensis</i>	Separado de <i>V. affinis</i> (Winkler & Christie 2002), Pacífico.
	<i>Piculus leucolaemus</i>	<i>Piculus leucolaemus</i>	Magdalena medio y Cordillera Oriental, se mantiene en el listado.
		<i>Piculus litae</i>	Separado de <i>P. leucolaemus</i> (Winkler & Christie 2002), Pacífico.
Falconidae	<i>Piculus rubiginosus</i>	<i>Colaptes rubiginosus</i>	Transferidos a <i>Colaptes</i> (Benz <i>et al.</i> 2006, Moore <i>et al.</i> 2011).
	<i>Piculus rivolii</i>	<i>Colaptes rivolii</i>	
	<i>Chrysoptilus punctigula</i>	<i>Colaptes punctigula</i>	Transferido a <i>Colaptes</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Polyborus plancus</i>	<i>Caracara cheriway</i>	El género correcto es <i>Caracara</i> (Banks & Dove 1992). <i>C. cheriway</i> fue separado de <i>C. plancus</i> del S de Suramérica (Dove & Banks 1999).
	<i>Daptrius americanus</i>	<i>Ibycter americanus</i>	Transferido a <i>Ibycter</i> (Griffiths 1999, Griffiths <i>et al.</i> 2004).
Psittacidae	<i>Ara manilata</i>	<i>Orthopsittaca manilata</i>	Transferido a <i>Orthopsittaca</i> (Sick 1990).
	<i>Forpus sclateri</i>	<i>Forpus modestus</i>	El epíteto específico correcto es <i>modestus</i> (Pacheco & Whitney 2006).
	<i>Pionopsitta</i>	<i>Pyrilia</i>	Especies de <i>Pionopsitta</i> fueron transferidas a <i>Pyrilia</i> (Ribas <i>et al.</i> 2005, Remsen <i>et al.</i> 2008).
	<i>Aratinga pertinax</i>	<i>Eupstittula pertinax</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Aratinga acuticauda</i>	<i>Thectocercus acuticaudatus</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Aratinga wagleri</i>	<i>Psittacara wagleri</i>	(Remsen <i>et al.</i> 2017).
Sapayoidae	<i>Aratinga leucophthalma</i>	<i>Psittacara leucophthalmus</i>	
		Sapayoidae	<i>Sapayoa aenigma</i> fue transferido de <i>Pipridae</i> a <i>Eurylaimidae</i> (Banks <i>et al.</i> 2008) y recientemente asignado a su propia familia Sapayoidae (Fjeldså <i>et al.</i> 2003, Irestedt <i>et al.</i> 2006, Moyle <i>et al.</i> 2006).

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Thamnophilidae		Thamnophilidae	Nueva familia, separada de Formicariidae (Sibley & Ahlquist 1990, Moyle <i>et al.</i> 2009).
	<i>Terenura callinota</i>	<i>Euchrepomis callinota</i>	Transferidos a <i>Euchrepomis</i> (Bravo <i>et al.</i> 2012).
	<i>Terenura spodioptila</i>	<i>Euchrepomis spodioptila</i>	
	<i>Frederickena unduliger</i>	<i>Frederickena fulva</i>	Separado de <i>F. unduliger</i> (Isler <i>et al.</i> 2009).
	<i>Thamnophilus palliatus</i>	<i>Thamnophilus tenuipunctatus</i>	Separado de <i>T. palliatus</i> (Ridgely & Tudor 1994, Zimmer & Isler 2003).
	<i>Thamnophilus punctatus</i>	<i>Thamnophilus atrinucha</i>	W de los Andes y Catatumbo. Separado de <i>T. punctatus</i> (Isler <i>et al.</i> 1997).
		<i>Thamnophilus punctatus</i>	E de los Andes. Se mantiene en el listado.
	<i>Sakesphorus melanonotus</i>	<i>Thamnophilus melanonotus</i>	Transferido a <i>Thamnophilus</i> (Brumfield & Edwards 2007).
	<i>Thamnomanes occidentalis</i>	<i>Dysithamnus occidentalis</i>	Transferido a <i>Dysithamnus</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Dysithamnus plumbeus</i>	<i>Dysithamnus leucostictus</i>	Separado de <i>D. plumbeus</i> (Isler <i>et al.</i> 2008).
	<i>Myrmotherula hauxwelli</i>	<i>Isleria hauxwelli</i>	Transferido a <i>Isleria</i> (Bravo <i>et al.</i> 2012).
	<i>Myrmotherula fulviventris</i>	<i>Epinecrophylla fulviventris</i>	Transferido a <i>Epinecrophylla</i> (Isler <i>et al.</i> 2006).
	<i>Myrmotherula haematonota</i>	<i>Epinecrophylla haematonota</i>	
	<i>Myrmotherula spodionota</i>	<i>Epinecrophylla spodionota</i>	
	<i>Myrmotherula ornata</i>	<i>Epinecrophylla ornata</i>	
	<i>Myrmotherula erythrura</i>	<i>Epinecrophylla erythrura</i>	
	<i>Myrmotherula brachyura</i>	<i>Myrmotherula brachyura</i>	Incluye solo las poblaciones cis-Andinas de <i>M. brachyura</i> (Isler & Isler 2003).
		<i>Myrmotherula ignota</i>	Separado de <i>M. brachyura</i> , e incluye a <i>M. obscura</i> , el cual pasa a ser una subespecie de <i>M. ignota</i> (Isler & Isler 2003).
	<i>Myrmotherula surinamensis</i>	<i>Myrmotherula multostriata</i>	Separado de <i>M. surinamensis</i> (Isler <i>et al.</i> 1999).
		<i>Myrmotherula pacifica</i>	
	<i>Herpsilochmus sticturus</i>	<i>Herpsilochmus dugandi</i>	Separada de <i>H. sticturus</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Drymophila caudata</i>	<i>Drymophila hellmayri</i>	Separada de <i>D. caudata</i> (Isler <i>et al.</i> 2012). Endémico de la Sierra Nevada de Santa Marta.
		<i>Drymophila klaguesi</i>	Separada de <i>D. caudata</i> (Isler <i>et al.</i> 2012). NE Colombia en Serranía de Perijá y el norte de la Cordillera oriental en el Dpto. de Norte de Santander.
		<i>Drymophila caudata</i>	Endémico de la vertiente occidental de la Cordillera oriental y el alto valle del Magdalena en Caquetá y Huila (Isler <i>et al.</i> 2012).
		<i>Drymophila striaticeps</i>	Separada de <i>D. caudata</i> (Isler <i>et al.</i> 2012). Ambas vertientes de las Cordilleras central y occidental.
	<i>Hypocnemis cantator</i>	<i>Hypocnemis flavescens</i>	Separada de <i>H. cantator</i> (Isler <i>et al.</i> 2007).
		<i>Hypocnemis peruviana</i>	Separada de <i>H. cantator</i> (Isler <i>et al.</i> 2007).
	<i>Cercomacra parkeri</i>	<i>Cercomacroides parkeri</i>	Transferidos a <i>Cercomacroides</i> (Tello <i>et al.</i> 2014).
	<i>Cercomacra tyrannina</i>	<i>Cercomacroides tyrannina</i>	
	<i>Cercomacra serva</i>	<i>Cercomacroides serva</i>	
	<i>Cercomacra nigrescens</i>	<i>Cercomacroides nigrescens</i>	
	<i>Cercomacra nigrescens</i>	<i>Cercomacra fuscicauda</i>	Separado de <i>C. nigrescens</i> (Mayer <i>et al.</i> 2014).
	<i>Percnostola schistacea</i>	<i>Myrmelastes schistaceus</i>	Transferido a <i>Schistocichla</i> (Ridgely & Tudor 1994), y recientemente a <i>Myrmelastes</i> (Brumfield <i>et al.</i> 2007, Isler <i>et al.</i> 2013).

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
	<i>Myrmeciza hyperythrus</i>	<i>Myrmelastes hyperythrus</i>	Transferido a <i>Myrmelastes</i> (Brumfield <i>et al.</i> 2007, Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Percnostola leucostigma</i>	<i>Myrmelastes leucostigma</i>	Transferido a <i>Schistocichla</i> (Ridgely & Tudor 1994), y recientemente a <i>Myrmelastes</i> (Brumfield <i>et al.</i> 2007, Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza exsul</i>	<i>Poliocrania exsul</i>	Transferido a <i>Poliocrania</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza laemosticta</i>	<i>Sipia palliata</i>	Anteriormente en <i>Myrmeciza</i> pero transferido a <i>Sipia</i> (Isler <i>et al.</i> 2013). La subespecie <i>palliata</i> de Suramerica fue separada de <i>M. laemosticta</i> de Centro América (Cháves <i>et al.</i> 2010).
	<i>Sipia rosenbergi</i>	<i>Sipia nigricauda</i>	<i>S. rosenbergi</i> es un sinónimo de <i>Myrmeciza laemosticta nigricauda</i> (Robbins and Ridgely 1991). Zimmer & Isler (2003) separaron a <i>M. nigricauda</i> de <i>M. laemosticta</i> .
	<i>Myrmeciza hemimelaena</i>	<i>Sciaphylax castanea</i>	Separado de <i>M. hemimelaena</i> y tratado como <i>M. castanea</i> (Isler <i>et al.</i> 2002). Recientemente transferido a <i>Sciaphylax</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza melanoceps</i>	<i>Akletos melanoceps</i>	Separado de <i>Myrmeciza</i> (Brumfield <i>et al.</i> 2007, Isler <i>et al.</i> 2013, 2014).
	<i>Myrmeciza fortis</i>	<i>Hafferia fortis</i>	Separado de <i>Myrmeciza</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza inmaculata</i>	<i>Hafferia zeledoni</i>	Separada de <i>M. inmaculata</i> (Donegan 2012); tierras bajas del Chocó y piedemonte de la Cordillera occidental (0-2000 m) desde sur de Panamá al norte de Ecuador. Recientemente transferido a <i>Hafferia</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
		<i>Hafferia inmaculata</i>	Ambas vertientes de la mitad norte de la Cordillera Central, Serranías de San Lucas y de Perijá, y ambas vertientes de la porción norte de la Cordillera Oriental (Donegan 2012). Recientemente transferido a <i>Hafferia</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza disjuncta</i>	<i>Aprositornis disjuncta</i>	Transferido a <i>Aprositornis</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza atrothorax</i>	<i>Myrmophylax atrothorax</i>	Transferido a <i>Myrmophylax</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Myrmeciza pelzelni</i>	<i>Ammonastes pelzelni</i>	Transferido a <i>Ammonastes</i> (Isler <i>et al.</i> 2013).
	<i>Hylophylax poecilonota</i>	<i>Willisornis poecilonotus</i>	Transferido a <i>Willisornis</i> (Brumfield <i>et al.</i> 2007, Agne & Pacheco 2007).
	<i>Phlegopsis barringeri</i>	<i>Phlegopsis nigromaculata</i>	Incluye a <i>P. barringeri</i> , considerado un híbrido entre <i>P. nigromaculata</i> y <i>P. erythroptera</i> (Graves 1992).
Conopophagidae		Conopophagidae	Nueva familia, separada de Formicariidae (Sibley & Ahlquist 1990, Chesser 2004, Moyle <i>et al.</i> 2009).
Grallaridae		Grallaridae	Nueva familia, separada de Formicariidae (Irestedt <i>et al.</i> 2002).
	<i>Hylopezus fulviventris</i>	<i>Hylopezus fulviventris</i> <i>Hylopezus dives</i>	Se mantiene en el listado. E de los Andes. Separado de <i>H. fulviventris</i> (Ridgely & Tudor 1994). Pacífico.

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Rhinocryptidae	<i>Scytalopus femoralis</i>	<i>Scytalopus santaemartae</i> <i>Scytalopus micropterus</i> <i>Scytalopus atratus</i>	Separados de <i>S. femoralis</i> (Krabbe & Schulenberg 1997).
	<i>Scytalopus latebricola</i>	<i>Scytalopus latebricola</i> <i>Scytalopus spillmanni</i>	Sierra Nevada de Santa Marta. Andes. Separado de <i>S. latebricola</i> (Krabbe & Schulenberg 1997).
	<i>Scytalopus magellanicus</i>	<i>Scytalopus griseicollis</i> <i>Scytalopus canus</i>	Separado de <i>S. magellanicus</i> (Krabbe & Schulenberg 1997). Incluye a <i>S. infasciatus</i> (Donegan & Avendaño 2008). Separado de <i>S. magellanicus</i> (Krabbe & Schulenberg 1997). Inicialmente incluía las subespecies <i>canus</i> y <i>opacus</i> , ésta última posteriormente elevada a especie (ver abajo).
Formicariidae	<i>Chamaeza ruficauda</i>	<i>Chamaeza turdina</i>	Separado de <i>S. canus</i> (Krabbe & Cadena 2010). Separada de <i>C. ruficauda</i> (Willis 1992)
Furnariidae	<i>Dendrocolaptidae</i>	Furnariidae	Incluye a Dendrocolaptidae y Furnariidae (Chesser <i>et al.</i> 2004, Moyle <i>et al.</i> 2009).
	<i>Deconychura stictolaema</i>	<i>Certhiasomus stictolaemus</i>	Transferido a <i>Certhiasomus</i> (Derryberry <i>et al.</i> 2010a).
	<i>Dendrocolaptes certhia</i>	<i>Dendrocolaptes sanctithomae</i> <i>Dendrocolaptes certhia</i>	Separado de <i>D. certhia</i> (Marantz 1997). Se mantiene en el listado.
	<i>Xyphorhynchus guttatus</i>	<i>Xyphorhynchus susurrans</i>	W de los Andes y Catatumbo. Separado de <i>X. guttatus</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Xyphorhynchus picus</i>	<i>Xyphorhynchus guttatus</i> <i>Dendroplex picus</i>	E de los Andes. Se mantiene en el listado. Transferido a <i>Dendroplex</i> (Aleixo <i>et al.</i> 2007).
	<i>Xyphorhynchus spixii</i>	<i>Xyphorhynchus elegans</i>	Las poblaciones colombianas (<i>buenavistae</i> y <i>ornatus</i>) son tratadas como parte de <i>X. elegans</i> .
	<i>Campylorhamphus pucherani</i>	<i>Drymotoxeres pucherani</i>	Transferido a <i>Drymotoxeres</i> (Claramunt <i>et al.</i> 2010).
	<i>Lepidocolaptes affinis</i>	<i>Lepidocolaptes lacrymiger</i>	Separado de <i>L. affinis</i> de Centro América (Ridgely & Tudor 1994, Chesser <i>et al.</i> 2009, Arbeláez-Cortés <i>et al.</i> 2010).
	<i>Lepidocolaptes albolineatus</i>	<i>Lepidocolaptes duidae</i>	Separado de <i>L. albolineatus</i> (Rodrigues <i>et al.</i> 2013).
	<i>Xenops milleri</i>	<i>Microxenops milleri</i>	Transferido de <i>Xenops</i> a <i>Microxenops</i> (Moyle <i>et al.</i> 2009, Derryberry <i>et al.</i> 2011).
	<i>Cinclodes rufus</i>	<i>Cinclodes albidiventris</i>	Separado de <i>C. fuscus</i> (Sanín <i>et al.</i> 2009).
	<i>Automolus dorsalis</i>	<i>Anabazenops dorsalis</i>	Transferido a <i>Anabazenops</i> (Kratte & Parker 1997).
	<i>Philydor ruficaudatum</i>	<i>Anabacerthia ruficaudata</i>	Transferido de <i>Philydor</i> a <i>Anabacerthia</i> (Derryberry <i>et al.</i> 2011).
	<i>Automolus rufipectus</i>	<i>Automolus rufipileatus</i>	Sierra Nevada de Santa Marta. Separado de <i>A. rufipectus</i> (Krabbe 2008).
	<i>Hyloctistes subulatus</i>	<i>Automolus rufipectus</i> <i>Automolus subulatus</i>	Se mantiene en el listado. Transferido de <i>Hyloctistes</i> a <i>Automolus</i> (Remsen <i>et al.</i> 2014)
	<i>Automolus rubiginosus</i>	<i>Clibanornis rubiginosus</i>	Transferidos de <i>Automolus</i> a <i>Clibanornis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2014)
	<i>Automolus rufipectus</i>	<i>Clibanornis rufipectus</i>	
	<i>Schizeoaca perijana</i>	<i>Asthenes perijana</i>	Transferido a <i>Asthenes</i> (Derryberry <i>et al.</i> 2010b).
	<i>Schizeoaca fuliginosa</i>	<i>Asthenes fuliginosa</i>	
	<i>Synallaxis propinqua</i>	<i>Mazaria propinqua</i>	Transferido a <i>Mazaria</i> (Remsen <i>et al.</i> 2016)

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Tyrannidae	<i>Anairetes agilis</i>	<i>Uromyias agilis</i>	Transferido a <i>Uromyias</i> (Dubay & Witt 2012).
	<i>Zimmerius viridiflavus</i>	<i>Zimmerius chrysops</i>	Separado de <i>Z. viridiflavus</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Zimmerius chrysops</i>	<i>Zimmerius albigularis</i>	Tierras bajas del Chocó biogeográfico. Separado de <i>Z. (viridiflavus) chrysops</i> (Rheindt <i>et al.</i> 2008).
		<i>Zimmerius chrysops</i>	E de los Andes, excepto Nariño.
	<i>Elaenia chiriquensis</i>	<i>Elaenia brachyptera</i>	Separada de <i>E. chiriquensis</i> (Rheindt <i>et al.</i> 2015)
		<i>Elaenia chiriquensis</i>	Se mantiene en el listado.
	<i>Pogonotriccus poecilotis</i>	<i>Phylloscartes poecilotis</i>	Trasferidos a <i>Phylloscartes</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Pogonotriccus ophthalmicus</i>	<i>Phylloscartes ophthalmicus</i>	
	<i>Pogonotriccus orbitalis</i>	<i>Phylloscartes orbitalis</i>	
	<i>Sublegatus arenarum</i>	<i>Sublegatus arenarum</i>	Se mantiene en el listado.
		<i>Sublegatus modestus</i>	Separado de <i>S. arenarum</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Sublegatus modestus</i>	<i>Sublegatus obscurior</i>	Separado de <i>S. modestus</i> (Ridgely & Tudor 1994). En Hilty & Brown (1986) correspondería a <i>S. modestus</i> .
	<i>Inezia subflava</i>	<i>Inezia subflava</i>	Incluye subsp <i>obscura</i> .
		<i>Inezia caudata</i>	Separada de <i>I. subflava</i> , e incluye subespecies <i>intermedia</i> y <i>caudata</i> (Zimmer & Whittaker 2000).
	<i>Myiornis ecaudatus</i>	<i>Myiornis ecaudatus</i>	E de los Andes.
		<i>Myiornis atricapillus</i>	Separada de <i>M. ecaudatus</i> (Ridgely & Tudor 1994), W de los Andes.
	<i>Todirostrum latirostre</i>	<i>Poecilotriccus latirostris</i>	Transferidos a <i>Poecilotriccus</i> (Lanyon 1988).
	<i>Todirostrum sylvia</i>	<i>Poecilotriccus sylvia</i>	
	<i>Todirostrum calopterygum</i>	<i>Poecilotriccus calopterygus</i>	
	<i>Rhynchocyclus brevirostris</i>	<i>Rhynchocyclus brevirostris</i>	Se mantiene en el listado. NW Colombia.
		<i>Rhynchocyclus pacificus</i>	Separada de <i>R. brevirostris</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Neopipo cinnamomea</i>		Transferido de Pipridae a Tyrannidae (Moblely & Prum 1995).
	<i>Myiophobus pulcher</i>	<i>Nephelomyias pulcher</i>	Transferido a <i>Nephelomyias</i> (Ohlson <i>et al.</i> 2009).
<i>Empidonax euleri</i>	<i>Lathotriccus euleri</i>	Transferido a <i>Lathotriccus</i> (Lanyon & Lanyon 1986. Cicero & Johnson 2002).	
<i>Empidonax traillii</i>	<i>Empidonax traillii</i>	Se mantiene en el listado.	
	<i>Empidonax alnorum</i>	Separado de <i>E. traillii</i> (Stein 1963).	
<i>Contopus borealis</i>	<i>Contopus cooperi</i>	Anteriormente llamado <i>C. borealis</i> pero el epíteto correcto es <i>cooperi</i> (Banks & Browning 1995).	
<i>Ochthoeca littoralis</i>	<i>Ochthornis littoralis</i>	En base a evidencia morfológica fue transferido de <i>Ochthoeca</i> (Lanyon 1988).	
<i>Conopias parvus</i>	<i>Conopias parvus</i>	E de los Andes.	
	<i>Conopias albobittatus</i>	Separada de <i>C. parvus</i> (Ridgely & Tudor 1994), Pacífico.	
<i>Myiotheretes erythrogygius</i>	<i>Cnemarchus erythrogygius</i>	En base a evidencia morfológica fue transferido de <i>Myiotheretes</i> (Lanyon 1988).	
<i>Tyrannopsis luteiventris</i>	<i>Myiozetetes luteiventris</i>	Transferido de <i>Tyrannopsis</i> (Lanyon 1985?).	
<i>Sirystes sibilator</i>	<i>Sirystes albogriseus</i>	Separado de <i>S. sibilator</i> (Donegan <i>et al.</i> 2013).	
	<i>Sirystes albocinereus</i>	Separado de <i>S. sibilator</i> (Donegan <i>et al.</i> 2013).	
Oxyruncidae		Oxyruncidae	Nueva familia, separado de Cotingidae en base a evidencia morfológica (Lanyon 1985) y genética (Ohlson 2007, Tello <i>et al.</i> 2009).
Cotingidae	<i>Rupicola</i>		Transferido de Rupicolidae a Cotingidae (Ohlson <i>et al.</i> 2007).
	<i>Lipaugus subalaris</i>	<i>Snowornis subalaris</i>	Transferidos a <i>Snowornis</i> (Prum 2001).
	<i>Lipauquus cryptolophus</i>	<i>Snowornis cryptolophus</i>	

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Pipridae	<i>Corapipo leucorrhoa</i>	<i>Corapipo altera</i>	Separada de <i>C. leucorrhoa</i> (Sibley & Monroe 1990; Ridgely & Tudor 1994). Darién al S hasta Snía del Baudó.
		<i>Corapipo leucorrhoa</i>	Se mantiene en el listado. Resto del país.
	<i>Chloropipo holochlora</i>	<i>Cryptopipo holochlora</i>	Transferido a <i>Cryptopipo</i> (Ohlson <i>et al.</i> 2013).
	<i>Allocopterus deliciosus</i>	<i>Machaeropterus deliciosus</i>	Transferido a <i>Machaeropterus</i> (Prum 1992).
	<i>Pipra pipra</i>	<i>Dixiphia pipra</i>	Transferido a <i>Pipra</i> (Rego <i>et al.</i> 2007, Tello <i>et al.</i> 2009, McKay <i>et al.</i> 2010).
	<i>Pipra mentalis</i>	<i>Ceratopipra mentalis</i>	Transferido a <i>Ceratopipra</i> (Rego <i>et al.</i> 2007, Tello <i>et al.</i> 2009, McKay <i>et al.</i> 2010).
	<i>Pipra erythrocephala</i>	<i>Ceratopipra erythrocephala</i>	
	<i>Manacus manacus</i>	<i>Manacus manacus</i>	<i>M. vitellinus</i> fue fusionado con <i>M. manacus</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Manacus vitellinus</i>		
	<i>Pipra coronata</i>	<i>Lepidothrix coronata</i>	Transferidos a <i>Lepidothrix</i> (Prum 1992. Rêgo <i>et al.</i> 2007).
<i>Pipra isidorei</i>	<i>Lepidothrix isidorei</i>		
Tityridae		<i>Tityridae</i>	Nueva familia, incluye desde <i>Tityra</i> hasta <i>Pachyramphus</i> (Barber & Rice 2007, Tello <i>et al.</i> 2009).
	<i>Schiffornis turdinus</i>	<i>Schiffornis veraepacis</i>	Separado de <i>Schiffornis turdina</i> (Nyári 2007, Donegan <i>et al.</i> 2011). Tierras bajas del Darién al sur por el Chocó.
		<i>Schiffornis aenea</i>	Separado de <i>Schiffornis turdina</i> (Nyári 2007, Donegan <i>et al.</i> 2011). Piedemonte amazónico.
		<i>Schiffornis stenorhyncha</i>	Separado de <i>Schiffornis turdina</i> (Nyári 2007, Donegan <i>et al.</i> 2011). Cerro Tacarcuna al Este por valle del Magdalena medio, piedemontes de Cordilleras Central y Oriental, y Catatumbo.
		<i>Schiffornis turdina</i>	Tierras bajas amazónicas.
Incertae Sedis	<i>Platyparis homochrous</i>	<i>Pachyramphus homochrous</i>	Transferidos de <i>Platyparis</i> , forman un grupo monofiléticos con <i>Pachyramphus</i> (Barber & Rice 2007)
	<i>Platyparis minor</i>	<i>Pachyramphus minor</i>	
		<i>Piprites chloris</i>	Transferido de Pipridae (Prum & Lanyon 1989, Barber & Rice 2007), probablemente relacionado con Tyrannidae (Tello <i>et al.</i> 2009).
Vireonidae	<i>Vireo crassirostris</i>	<i>Vireo approximans</i>	Tratado como subespecie de <i>V. crassirostris</i> o <i>V. pallens</i> (Chesser <i>et al.</i> 2016, Brewer 2017). Tratado como una especie diferente (Donegan <i>et al.</i> 2016).
	<i>Vireo olivaceus</i>	<i>Vireo flavoviridis</i> <i>Vireo olivaceus</i>	Separado de <i>V. olivaceus</i> (Johnson <i>et al.</i> 1985). Se mantiene en el listado.
Corvidae	<i>Hylophilus ochraceiceps</i>	<i>Tunchiornis ochraceiceps</i>	Transferido a <i>Tunchiornis</i> (Slager & Klicka 2014).
	<i>Hylophilus semibrunneus</i>	<i>Pachysylvia semibrunnea</i>	Transferidos a <i>Pachysylvia</i> (Slager <i>et al.</i> 2014).
	<i>Hylophilus aurantiifrons</i>	<i>Pachysylvia aurantiifrons</i>	
	<i>Hylophilus hypoxanthus</i>	<i>Pachysylvia hypoxantha</i>	
	<i>Hylophilus decurtatus</i>	<i>Pachysylvia decurtata</i>	
Hirundinidae	<i>Cyanolyca viridicyana</i>	<i>Cyanolyca armillata</i>	Separada de <i>C. viridicyana</i> (Ridgely & Tudor 1994).
	<i>Notiochelidon cyanoleuca</i>	<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	Transferido a <i>Pygochelidon</i> (Sheldon <i>et al.</i> 2005, Remsen <i>et al.</i> 2008).
	<i>Notiochelidon melanoleuca</i>	<i>Pygochelidon melanoleuca</i>	
	<i>Notiochelidon murina</i>	<i>Orochelidon murina</i>	Transferido a <i>Orochelidon</i> (Sheldon <i>et al.</i> 2005, Remsen <i>et al.</i> 2008).
	<i>Notiochelidon flavipes</i>	<i>Orochelidon flavipes</i>	
	<i>Neochelidon tibialis</i>	<i>Atticora tibialis</i>	Transferido a <i>Atticora</i> (Sheldon <i>et al.</i> 2005, Remsen <i>et al.</i> 2008).
	<i>Progne modesta</i>	<i>Progne elegans</i>	<i>P. elegans</i> es tratada como una especie diferente a <i>P. modesta</i> .

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Troglodytidae	<i>Troglodytes solstitialis</i>	<i>Troglodytes monticola</i>	Separado de <i>T. solstitialis</i> (Sibley & Monroe 1990), Sierra Nevada de Santa Marta.
		<i>Troglodytes solstitialis</i>	Andes y Pacífico.
	<i>Thryothorus spadix</i>	<i>Pheugopedius spadix</i>	Separado de <i>Thryothorus</i> (Mann <i>et al.</i> 2006, 2009). <i>T. mystacalis</i> fue separado de <i>T. genibarbis</i> (Ridgely & Tudor 1989). <i>T. sclateri</i> fue separado de <i>T. maculipectus</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Thryothorus fasciatoventris</i>	<i>Pheugopedius fasciatoventris</i>	
	<i>Thryothorus euophrys</i>	<i>Pheugopedius euophrys</i>	
	<i>Thryothorus genibarbis</i>	<i>Pheugopedius mystacalis</i>	
	<i>Thryothorus coraya</i>	<i>Pheugopedius coraya</i>	
	<i>Thryothorus rutilus</i>	<i>Pheugopedius rutilus</i>	
	<i>Thryothorus maculipectus</i>	<i>Pheugopedius sclateri</i>	
	<i>Thryothorus rufalbus</i>	<i>Thryophilus rufalbus</i>	Separado de <i>Thryothorus</i> (Mann <i>et al.</i> 2006, 2009).
	<i>Thryothorus nicefori</i>	<i>Thryophilus nicefori</i>	
	<i>Thryothorus leucopogon</i>	<i>Cantorchilus leucopogon</i>	Separado de <i>Thryothorus</i> (Mann <i>et al.</i> 2006, 2009).
	<i>Thryothorus nigricapillus</i>	<i>Cantorchilus nigricapillus</i>	
	<i>Thryothorus leucotis</i>	<i>Cantorchilus leucotis</i>	
Poliotilidae	<i>Cinnycerthia peruana</i>	<i>Cinnycerthia olivascens</i>	Separado de <i>C. peruana</i> (Brumfield & Remsen 1996)
	<i>Henicorhina leucophrys</i>	<i>Henicorhina anachoreta</i>	Separada de <i>H. leucophrys</i> (Cadena <i>et al.</i> 2015)
	<i>Sylviidae</i>	Poliotilidae	Evidencia genética sugiere que las Currucas del Nuevo Mundo están más relacionadas con Troglodytidae que con las Currucas del Viejo Mundo (Silviidae) (Sibley & Ahlquist 1990, Johansson <i>et al.</i> 2008);
Donacobidae		Donacobidae	Nueva familia. <i>Donacobius</i> fue transferido de <i>Troglodytidae</i> (Baker 2004, Alström <i>et al.</i> 2006, Aleixo & Pacheco 2006).
Turdidae	<i>Myadestes leucogenys</i>	<i>Cichlopsis leucogenys</i>	Transferido a <i>Cichlopsis</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Platycichla leucops</i>	<i>Turdus leucops</i>	Transferidos a <i>Turdus</i> (Klicka <i>et al.</i> 2005, Collar 2005).
	<i>Platycichla flavipes</i>	<i>Turdus flavipes</i>	
	<i>Turdus obsoletus</i>	<i>Turdus hauxwelli</i>	Separada de <i>T. obsoletus</i> (Ridgely & Tudor 1989). Monotípica, E de los Andes.
	<i>Turdus obsoletus</i>	Incluye subespecies <i>obsoletus</i> , <i>parambanus</i> y <i>colombianus</i> . <i>Orinocensis</i> es considerada una subsp de <i>T. fumigatus</i> (Collar 2005).	
Mimidae	<i>Mimus magnirostris</i>	<i>Mimus gilvus</i>	<i>Mimus magnirostris</i> es considerado una subespecie de <i>M. gilvus</i> (Collar 2005).
Thraupidae	<i>Caryothraustes humeralis</i>	<i>Parkerthraustes humeralis</i>	Separado de <i>Caryothraustes</i> (Demastes & Remsen 1994, Remsen 1997). Transferido de <i>Emberizidae</i> a <i>Thraupidae</i> (Remsen <i>et al.</i> 2011).
	<i>Catamblyrhynchus diadema</i>		Transferido de Catamblyrhynchidae a Thraupidae (Bledsoe 1988).
	<i>Erythrothlypis salmoni</i>	<i>Chrysothlypis salmoni</i>	Transferido a <i>Chrysothlypis</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Oreomanes fraseri</i>	<i>Conirostrum binghami</i>	Transferido a <i>Conirostrum</i> (Burns <i>et al.</i> 2016), con cambio de epíteto específico (Dickinson & Christidis 2014).
	<i>Phrygilus unicolor</i>	<i>Geospizopsis unicolor</i>	Transferido de Emberizidae a Thraupidae (Remsen <i>et al.</i> 2011), luego a <i>Geospizopsis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Haplospiza rustica</i>	<i>Spodiornis rusticus</i>	Transferido de Emberizidae a Thraupidae (Remsen <i>et al.</i> 2011), luego a <i>Spodiornis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
	<i>Ramphocelus flammigerus</i>	<i>Ramphocelus flammigerus</i>	Incluye a <i>R. icteronotus</i> con el que intergrada en el SW Colombia (Sibely 1958, Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Ramphocelus icteronotus</i>		
	<i>Tersina viridis</i>		Transferido de Tersinidae a Thraupidae (Burns <i>et al.</i> 2003).
	<i>Pseudodacnis hartlaubi</i>	<i>Dacnis hartlaubi</i>	Transferido de <i>Dacnis</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Sporophila insulata</i>	<i>Sporophila telasco</i>	<i>Sporophila insulata</i> es un morfo o subespecie de <i>S. telasco</i> (Stiles 2004).
	<i>Oryzoborus</i>		Transferido de Emberizidae a Thraupidae (Remsen <i>et al.</i> 2011).
	<i>Oryzoborus angolensis</i>	<i>Sporophila funerea</i>	Separada de <i>O. angolensis</i> (1981a,b). Incluye subespecies <i>ochrogyne</i> (Vertiente Pacífica al E hasta valle medio del Magdalena) y <i>aethiops</i> (W Nariño). Transferido a <i>Sporophila</i> (Mason & Burns 2013).
		<i>Sporophila angolensis</i>	Incluye subespecies <i>theobromae</i> (Alto valle del Magdalena) y <i>angolensis</i> (E de los Andes). Transferido a <i>Sporophila</i> (Mason & Burns 2013).
	<i>Oryzoborus crassirostris</i>	<i>Sporophila crassirostris</i>	Transferido a <i>Sporophila</i> (Mason & Burns 2013).
	<i>Oryzoborus maximiliani</i>	<i>Sporophila crassirostris</i>	La subespecie <i>Sporophila maximiliani occidentalis</i> del Chocó fue transferida a <i>O. crassirostris</i> (Ridgely & Tudor 1994), por lo que <i>S. maximiliani</i> no se mantiene en el listado.
	<i>Sporophila americana</i>	<i>Sporophila corvina</i>	Separados de <i>S. americana</i> (Stiles 1996).
		<i>Sporophila murallae</i>	
	<i>Dolospingus fringilloides</i>	<i>Sporophila fringilloides</i>	Transferido de Emberizidae a Thraupidae (Remsen <i>et al.</i> 2011). Transferido a <i>Sporophila</i> (Mason & Burns 2013).
		<i>Saltator</i>	Transferido a Thraupidae (Barker <i>et al.</i> 2013, Remsen <i>et al.</i> 2016).
	<i>Pitylus grossus</i>	<i>Saltator grossus</i>	Provisionalmente en Incertae Sedis (Remsen <i>et al.</i> 2011). Transferido a <i>Saltator</i> (Remsen <i>et al.</i> 2017).
	<i>Saltator albicollis</i>	<i>Saltator striatipectus</i>	Separado de <i>S. albicollis</i> (Seutin <i>et al.</i> 1993).
	<i>Sicalis</i>		Transferidos de Emberizidae a Thraupidae (Remsen <i>et al.</i> 2011).
	<i>Catamenia</i>		
	<i>Volatinia jacarina</i>		
	<i>Coryphospingus pileatus</i>		
	<i>Rhodospingus cruentus</i>		
	<i>Sporophila</i>		
	<i>Emberizoides herbicola</i>		
	<i>Coereba flaveola</i>		
	<i>Tiaris</i>		
	<i>Hemispingus verticalis</i>	<i>Pseudospingus verticalis</i>	Transferido a <i>Pseudospingus</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Hemispingus atropileus</i>	<i>Kleinothraupis atropileus</i>	Transferido a <i>Kleinothraupis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Hemispingus frontalis</i>	<i>Sphenopsis frontalis</i>	Transferidos a <i>Sphenopsis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Hemispingus melanotis</i>	<i>Sphenopsis melanotis</i>	
	<i>Hemispingus superciliaris</i>	<i>Thlypopsis superciliaris</i>	Transferido a <i>Thlypopsis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Paroaria gularis</i>	<i>Paroaria gularis</i>	Transferido de Emberizidae a Thraupidae (Yuri and Midell 2002, Klicka <i>et al.</i> 2007).
		<i>Paroaria nigrogenis</i>	Separada de <i>P. gularis</i> (Dávalos & Porzecanski 2009).
	<i>Anisognathus flavinucha</i>	<i>Anisognathus somptuosus</i>	Antes como <i>A. flavinucha</i> (Sibley & Monroe 1990);
	<i>Buthraupis eximia</i>	<i>Cnemathraupis eximia</i>	Transferido a <i>Cnemathraupis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012).
	<i>Tangara rufigula</i>	<i>Ixothraupis rufigula</i>	Transferidos a <i>Ixothraupis</i> (Burns <i>et al.</i> 2016).
	<i>Tangara guttata</i>	<i>Ixothraupis guttata</i>	
	<i>Tangara xanthogastra</i>	<i>Ixothraupis xanthogastra</i>	
	<i>Tangara punctata</i>	<i>Ixothraupis punctata</i>	

Estado del conocimiento de la avifauna colombiana

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
Incertae Sedis		<i>Mitrospingus</i> <i>Rhodinocichla</i>	Provisionalmente en Incertae Sedis (Remsen <i>et al.</i> 2011).
Emberizidae		Emberizidae	Nueva familia, agrupa varios taxa anteriormente ubicados en Fringillidae y Thraupidae (Burns <i>et al.</i> 2002, 2003, Klicka <i>et al.</i> 2007).
	<i>Atlapetes brunneinucha</i> <i>Atlapetes atricapillus</i>	<i>Arremon brunneinucha</i> <i>Arremon atricapillus</i>	Transferidos de <i>Atlapetes</i> a <i>Buarremon</i> por Remsen & Graves (1985) y luego movido a <i>Arremon</i> (Cadena <i>et al.</i> 2007).
	<i>Atlapetes torquatus</i>	<i>Arremon basilicus</i> <i>Arremon perijanus</i> <i>Arremon assimilis</i>	Separados de <i>Atlapetes</i> (<i>Arremon</i>) <i>torquatus</i> (Cadena & Cuervo 2010).
	<i>Lysurus castaneiceps</i> <i>Lysurus crassirostris</i> <i>Atlapetes gutturalis</i>	<i>Arremon castaneiceps</i>	Transferidos a <i>Arremon</i> (Cadena <i>et al.</i> 2007).
	<i>Atlapetes rufinucha</i>	<i>Atlapetes albinucha</i>	<i>A. gutturalis</i> fue fusionado en <i>A. albinucha</i> (Dickinson 2003).
		<i>Atlapetes latinuchus</i>	<i>A. latinuchus</i> fue separado de <i>A. rufinucha</i> (Remsen & Graves 1985, García-Moreno & Fjeldsa 1999).
		<i>Chlorospingus</i>	Transferido de Thraupidae a Emberizidae (Burns <i>et al.</i> 2002, 2003, Klicka <i>et al.</i> 2007).
	<i>Chlorospingus ophthalmicus</i>	<i>Chlorospingus flavopectus</i> Cardinalidae	Transferido a <i>C. flavopectus</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012).
Cardinalidae			Nueva familia, agrupa varios taxones (desde <i>Piranga</i> hasta <i>Spiza</i>) antiguamente ubicados en <i>Thraupidae</i> y <i>Fingillidae</i> (AOU 1998).
	<i>Pheucticus chrysopleus</i> <i>Guiraca caerulea</i> <i>Cyanocompsa</i>	<i>Pheucticus chrysogaster</i> <i>Passerina caerulea</i> <i>Cyanoloxia</i>	Separado de <i>P. chrysopleus</i> (Ridgely & Tudor 1989). Transferido a <i>Passerina</i> (Klicka <i>et al.</i> 2000, 2007). Género cambiado (Remsen <i>et al.</i> 2016)
Parulidae	<i>Seiurus noveboracensis</i> <i>Seiurus motacilla</i> <i>Vermivora pinus</i>	<i>Parkesia noveboracensis</i> <i>Parkesia motacilla</i> <i>Vermivora chrysoptera</i>	Transferidos a <i>Parkesia</i> (Sangster 2008b), no aplica para <i>Seiurus aurocapilla</i> . Epíteto cambiado a <i>cyanooptera</i> (Olson & Reveal 2009, Remsen <i>et al.</i> 2010).
	<i>Vermivora peregrina</i> <i>Vermivora ruficapilla</i> <i>Oporornis philadelphia</i> <i>Oporornis formosus</i> <i>Wilsonia citrina</i> <i>Dendroica</i>	<i>Leiothlypis peregrina</i> <i>Leiothlypis ruficapilla</i> <i>Geothlypis philadelphia</i> <i>Geothlypis formosa</i> <i>Setophaga citrina</i> <i>Setophaga</i>	Transferidos a <i>Leiothlypis</i> (Sangster 2008a), no aplica para <i>Vermivora chrysoptera</i> y <i>V. pinus</i> . Transferidos a <i>Geothlypis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012).
	<i>Parula</i>	<i>Setophaga</i>	Transferida a <i>Setophaga</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012). Todas las especies anteriormente en <i>Dendroica</i> fueron transferidas a <i>Setophaga</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012). Todas las especies anteriormente en <i>Parula</i> fueron transferidas a <i>Setophaga</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012).
	<i>Basileuterus luteoviridis</i> <i>Basileuterus basilicus</i> <i>Basileuterus flaveolus</i> <i>Basileuterus nigrocristatus</i> <i>Basileuterus chrysogaster</i> <i>Basileuterus conspicillatus</i> <i>Basileuterus cinereicollis</i> <i>Basileuterus coronatus</i> <i>Basileuterus fulvicauda</i>	<i>Myiothlypis luteoviridis</i> <i>Myiothlypis basilica</i> <i>Myiothlypis flaveola</i> <i>Myiothlypis nigrocristata</i> <i>Myiothlypis chrysogaster</i> <i>Myiothlypis conspicillata</i> <i>Myiothlypis cinereicollis</i> <i>Myiothlypis coronata</i> <i>Myiothlypis fulvicauda</i>	Transferidos a <i>Myiothlypis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012).
	<i>Basileuterus signatus</i> <i>Wilsonia canadensis</i> <i>Wilsonia pusilla</i>	<i>Cardellina canadensis</i> <i>Cardellina pusilla</i>	Transferido a <i>Phaeothlypis</i> (AOU 1998), luego a <i>Myiothlypis</i> (Remsen <i>et al.</i> 2012). Eliminado del listado (Stiles 2011). Transferida a <i>Cardellina</i> (Lovette <i>et al.</i> 2010, Remsen <i>et al.</i> 2012).

Familia	Nombre antiguo	Nombre actual	Referencia
	<i>Zarhynchus wagleri</i>	<i>Psarocolius wagleri</i>	Transferido de <i>Zarhynchus</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Gymnostinops guatimozinus</i>	<i>Psarocolius guatimozinus</i>	<i>Gymnostinops</i> fue fusionado dentro de <i>Psarocolius</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Psarocolius yuracares</i>	<i>Psarocolius bifasciatus</i>	<i>P. yuracares</i> es una subespecie de <i>P. bifasciatus</i> (Ridgely & Tudor 1989).
	<i>Cacicus leucoramphus</i>	<i>Cacicus chrysonotus</i>	Controversial. El grupo <i>leucoramphus</i> es considerado una especie distinta del grupo <i>chrysonotus</i> (Jaramillo & Burke 1999), aunque también han sido tratados como conespecíficos (debido a cierto flujo), en tal caso <i>chrysonotus</i> tiene prioridad (Remsen <i>et al.</i> 2011).
	<i>Ocyalus latirostris</i>	<i>Cacicus latirostris</i>	Transferidos a <i>Cacicus</i> (Powell <i>et al.</i> 2014).
	<i>Clypicterus oseryi</i>	<i>Cacicus oseryi</i>	
	<i>Icterus jamacaii</i>	<i>Icterus croconotus</i>	Separado de <i>I. jamacaii</i> (Ridgely & Tudor 1989, Jaramillo & Burke 1999).
	<i>Icterus cayanensis</i>	<i>Icterus cayanensis</i>	<i>I. chrysocephalus</i> es considerado una subespecie de <i>I. cayanensis</i> (Omland <i>et al.</i> 1999, D'Horta <i>et al.</i> 2008).
	<i>Icterus chrysocephalus</i>		
	<i>Agelaius icterocephalus</i>	<i>Chrysomus icterocephalus</i>	Transferido a <i>Chrysomus</i> (Lanyon 1994, Johnson & Lanyon 1999).
	<i>Scaphydura oryzivora</i>	<i>Molothrus oryzivorus</i>	Transferido de <i>Scaphidura</i> (Johnson & Lanyon 1999).
	<i>Molothrus armenti</i>	<i>Molothrus aeneus</i>	<i>M. armenti</i> es considerado una subespecie de <i>M. aeneus</i> (Dugand & Eisenmann 1983).
Fringillidae		<i>Euphonia</i>	Transferido a Fringillidae (Burns 1997, Burns <i>et al.</i> 2002, Klicka <i>et al.</i> 2000, Sato <i>et al.</i> 2001, Yuri and Mindell 2002).
	<i>Euphonia musica</i>	<i>Euphonia cyanocephala</i>	Separada de <i>E. musica</i> (Sibely & Monroe 1990);
		<i>Chlorophonia</i>	Transferido a Fringillidae (Burns 1997, Burns <i>et al.</i> 2002, Klicka <i>et al.</i> 2000, Sato <i>et al.</i> 2001, Yuri and Mindell 2002).
Estrildidae		Estrildidae	Nueva familia para Colombia con base en poblaciones en libertad y establecidas de <i>Lonchura malacca</i> (Carantón-Ayala <i>et al.</i> 2008).
Passeridae	Ploceidae	Passeridae	<i>Passer</i> y otros géneros no están relacionados con <i>Ploceidae</i> , por lo que fueron transferido a su propia familia (Barker <i>et al.</i> 2002).

Anexo 3. Lista de especies cuya presencia o estado en el país no ha sido documentada formalmente, o corresponden a separaciones taxonómicas no implementadas en el SACC.

Orden	Familia	Especie	Anotaciones
Anseriformes	Anatidae	<i>Anas platyrhynchos</i>	Observaciones de individuos en áreas urbanas y rurales han sido asumidas como evidencia de establecimiento de la especie (Salaman <i>et al.</i> 2008). Sin embargo, evidencia de poblaciones criando en estado silvestre y con poblaciones viables no es contundente (ABO 2000, Baptiste & Múnera 2010, Remsen <i>et al.</i> 2016).
Caprimulgiformes	Caprimulgidae	<i>Chordeiles gundlachi</i>	Citado por varios autores (Cleere & Nurley 1998, McNish 2003) pero sin evidencia.
Apodiformes	Trochilidae	<i>Schistes albogularis</i>	Separado de <i>S. geoffroyi</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena conradii</i>	Separado de <i>C. torquata</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Apodiformes	Trochilidae	<i>Coeligena consita</i>	Separado de <i>C. bonapartei</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Apodiformes	Trochilidae	<i>Urochroa leucura</i>	Separado de <i>U. bougueri</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Apodiformes	Trochilidae	<i>Archilochus colubris</i>	Reportado en McNish (2003); sin embargo, la foto reportada fue tomada en Texas, USA (Donegan <i>et al.</i> 2014).
Gruiformes	Psophidae	<i>Psophia leucoptera</i>	Registro fotográfico de baja calidad que limita la identificación taxonómica (van Leeuwen & Hoogeland 2004).
Charadriiformes	Laridae	<i>Larus belcheri</i>	Especie probable para el país, pero sin registros confirmados (Estela <i>et al.</i> 2010).
Accipitriformes	Accipitridae	<i>Pseudastur occidentalis</i>	Observación no documentada incluida en una lista de observación (Donegan <i>et al.</i> 2010).
Strigiformes	Strigidae	<i>Megascops sp</i>	Corresponde al <i>Megascops</i> conocido como "Santa Marta Screech-Owl"; un taxón aún no descrito.
Galbuliformes	Galbulidae	<i>Galbula cyanescens</i>	Registro del PNN Amacayacu, Amazonas, sin evidencia o descripción del registro (Salaman <i>et al.</i> 2001).
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Hypnelus bicinctus</i>	Separado de <i>H. ruficollis</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Galbuliformes	Bucconidae	<i>Monasa atra</i>	Registros al Este de Colombia (Hilty 2003) y Puerto Inírida, Guainía (Gallo-Cajiao 2002) requieren confirmación.
Piciformes	Ramphastidae	<i>Pteroglossus aracari</i>	Sin evidencia o descripción del registro (Salaman <i>et al.</i> 2001).
Piciformes	Picidae	<i>Campephilus splendens</i>	Separado de <i>C. haematogaster</i> (del Hoyo & Collar 2014, Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrrhura pacifica</i>	Separado de <i>P. melanura</i> (del Hoyo & Collar 2014). No implementado por el SACC.
Psittaciformes	Psittacidae	<i>Pyrrhura chapmani</i>	Separado de <i>P. melanura</i> (Donegan <i>et al.</i> 2015). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Euchrepomis humeralis</i>	Sin evidencia o descripción del registro (Ridgely & Tudor 1994; Salaman <i>et al.</i> 2001).
Passeriformes	Thamnophilidae	<i>Frederickena unduliger</i>	Especie probable para el país (Isler <i>et al.</i> 2009), pero sin registros confirmados.
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus obscurior</i>	Separado de <i>S. mexicanus</i> (Donegan <i>et al.</i> 2014). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Furnariidae	<i>Sclerurus peruvianus</i>	Separado de <i>S. mexicanus</i> (Donegan <i>et al.</i> 2014). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Furnariidae	<i>Automolus virgatus</i>	Separado de <i>A. subulatus</i> (Ridgely & Tudor 2001; Hilty 2003; Donegan <i>et al.</i> 2014). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius improbus</i>	Separado de <i>Z. vilissimus</i> (Ridgely & Tudor 1994; Hilty 2003; Donegan <i>et al.</i> 2010). No implementado por el SACC.

Orden	Familia	Especie	Anotaciones
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Zimmerius minimus</i>	Separado de <i>Z. chrysops</i> (Ridgely & Tudor 1994; Hilty 2003; Donegan <i>et al.</i> 2010). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Todirostrum pictum</i>	Registro del Leticia, Amazonas, sin evidencia o descripción del registro (Salaman <i>et al.</i> 2001). No coincide con la distribución de la especie.
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Myiophobus roraimae</i>	Especímenes (ICN e IAvH) atribuidos a <i>M. roraimae</i> (Olivares 1964, Álvarez <i>et al.</i> 2003) corresponden a <i>Lathrotriccus euleri</i> y <i>Cnemotriccus fuscatus duidae</i> (Stiles & Naranjo en imprenta). Se retira del listado.
Passeriformes	Tyrannidae	<i>Tyrannus couchii</i>	Especimen digitalizado en el FMNH, pero ya no existe para su corroboración (Lobo & Henriques (2014).
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Tachycineta albilinea</i>	Turner & Rose (1989) y Restall <i>et al.</i> (2007) incluyen a <i>T. albilinea</i> para Colombia. Registros sin confirmar.
Passeriformes	Hirundinidae	<i>Petrochelidon fulva</i>	Especimen dudoso (Lobo & Henriques (2014).
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus maculirostris</i>	Especímenes atribuidos a <i>T. maculirostris</i> (Donegan <i>et al.</i> 2009), corresponden a un taxón diferente (Avendaño <i>et al.</i> datos no publicados)
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus debilis</i>	Separado de <i>T. ignobilis</i> (Cerqueira <i>et al.</i> 2016; Donegan <i>et al.</i> 2016). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Turdidae	<i>Turdus arthuri</i>	Separado de <i>T. ignobilis</i> (Cerqueira <i>et al.</i> 2016; Donegan <i>et al.</i> 2016). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Thraupidae	<i>Tangara varia</i>	Registro de Puerto Inírida, sin evidencia o descripción del registro (Salaman <i>et al.</i> 2001).
Passeriformes	Emberizidae	<i>Atlapetes nigrifrons</i>	Separado de <i>A. latinuchus</i> (Donegan <i>et al.</i> 2014). No implementado por el SACC.
Passeriformes	Parulidae	<i>Basileuterus tacarcunae</i>	Separado de <i>B. tristriatus</i> (Donegan 2014; Donegan <i>et al.</i> 2014). No implementado por el SACC.

Anexo 4. Literatura sobre ampliaciones de distribución y especies adicionadas a la avifauna colombiana entre 1986 y agosto de 2017.

1. ACEVEDO-CHARRY, O. 2014. Aves de Quindicocha-Valle de Sibundoy, Putumayo-Colombia: Potencial área de conservación. *Universitas Scientiarum*, 19: 29-41.
2. ACEVEDO-CHARRY, O. A. & L. ECHEVERRI-MALLARINO. 2013. Notes of Records about Yellow-Green Vireo (*Vireo flavoviridis*: Vireonidae) at the Sabana de Bogotá, Cundinamarca (Colombia). *Acta Biológica Colombiana* 18: 517-522.
3. ACEVEDO-CHARRY, O. A., A. CÁRDENAS, B. CORAL-JARAMILLO, W. DAZA DÍAZ, J. JARAMILLO & J. F. FREILE. 2015. First record of Subtropical Pygmy Owl *Glaucidium parkeri* in the Colombian Andes. *Bulletin of the British Ornithologists Club* 135: 77-79.
4. ACEVEDO-CHARRY, O. A., E. MATIZ-GONZÁLEZ, K. E. PÉREZ-ALBARRACÍN, S. RODRÍGUEZ-GONZÁLEZ & C. J. VALENCIA-VERA. 2015. El águila arpía (*Harpia harpyha*) y el águila iguanera (*Spizaetus tyrannus*) en el ecotono entre los Andes y los Llanos de la Orinoquia, Arauca, Colombia. *Spizaetus* 19: 2-11.
5. ALARCÓN-NIETO, G. & E. PALACIOS. 2005. Confirmación de una segunda población del Pavón Moquirrojo (*Crax globulosa*) para Colombia en el bajo río Caquetá. *Ornitología Colombiana* 3: 97-99.
6. ÁLVAREZ-LÓPEZ, H. & M. D. HEREDIA. 1996. Primer registro de la Reinita Gorginegra (*Dendroica virens*) en el occidente colombiano. *Boletín SAO* 7: 5-7.
7. ÁLVAREZ-R, M. 2000. Aves de la Isla Malpelo. *Biota Colombiana* 1: 203-207.
8. ÁLVAREZ-R, M., A. M. UMAÑA, G. D. MEJÍA, J. CAJIAO, P. VON HILDEBRAND, & F. GAST. 2003. Aves del Parque Nacional Natural Serranía de Chiribiquete, Amazonía-Provincia de la Guyana, Colombia. *Biota Colombiana* 4: 49-63.
9. ANDRADE, G. I. & I. E. LOZANO. 1997. Ocurrencia del Hormiguero de Corona Pizarra *Grallaricula nana* en la Reserva Biológica Carpanta, Macizo de Chingaza, Cordillera Oriental Colombiana. *Cotinga* 7: 37-38.
10. ARANGO, G. 1986. Distribución del género *Gallinago* Brisson 1760 (Aves: Scolopacidae) en los Andes Orientales de Colombia. *Caldasia* 15: 669-706.
11. ARBELÁEZ-CORTÉS, E. & O. BAENA-TOVAR. 2006. Primer registro del Azulejo de Wetmore (*Buthraupis wetmorei*, Thraupinae) para el Quindío, Andes centrales de Colombia. *Ornitología Colombiana* 4: 78-81.
12. ARBELÁEZ-CORTÉS, E., O. H. MARÍN-GÓMEZ, O. BAENA-TOVAR & J. C. OSPINA-GONZÁLEZ. 2011. Aves, Finca Estrella de Agua-Páramo de Frontino, municipality of Salento, Quindío, Colombia. *Check List* 7: 64-70.
13. ARBELÁEZ-CORTÉS, E., O. H. MARÍN-GÓMEZ, D. DUQUE-MONTOYA, P. CARDONA-CAMACHO, L. M. RENJIFO & H. F. GÓMEZ. 2011. Birds, Quindío Department, Central Andes of Colombia. *Check List* 7: 227-247.
14. ARBELÁEZ-CORTÉS, E., G. PATIÑO, J. GARZÓN, Y. BELTRÁN-ARCILA, D. DUQUE-MONTOYA, M. S. SIERRA, F. FORERO, L. URREA, P. CARDONA-CAMACHO, J. MORALES-SÁNCHEZ, A. BAYER & O. H. MARÍN-GÓMEZ. 2015. Fourteen new additions to the list of birds of Quindío department, Colombia. *Check List* 11: 1-9.
15. ARIAS-FIGUEROA, A. 1998. Caracterización de la avifauna en cinco localidades del proyecto vial carretera alterna Buga-Buenaventura Tramo: Madroñal-Córdoba-Valle del Cauca. *Cespedesia* 23:85-116.
16. ARZUZA, D. E., M. I. MORENO & P. SALAMAN. 2008. Conservación de las aves acuáticas en Colombia. *Conservación Colombiana* 6:1-72.
17. ASOCIACIÓN BOGOTANA DE ORNITOLOGÍA. 2000. Aves de la Sabana de Bogotá, guía de campo. ABO, CAR. Bogotá, Colombia.
18. AVENDAÑO, J. E. 2012. La avifauna de las tierras bajas del Catatumbo, Colombia: inventario preliminar y ampliaciones de rango. *Boletín SAO* 21: 1-14.
19. AVENDAÑO, J. E., J. O. CORTÉS-HERRERA, E. R. BRICEÑO-LARA & D. A. RINCÓN-GUARÍN. 2013. Crossing or bypassing the Andes: a commentary on recent range extensions of cis-Andean birds to the West of the Andes of Colombia. *Orinoquia* 17: 207-214.
20. AVENDAÑO, J. E., A. M. CUERVO, J. P. LÓPEZ-O, N. GUTIÉRREZ-PINTO, A. CORTÉS-DIAGO & C. D. CADENA. 2015. A new species of tapaculo (Rhinocryptidae: *Scytalopus*) from the Serranía de Perijá of Colombia and Venezuela. *Auk* 132: 450-466.
21. AVENDAÑO, J. E., F. G. STILES & C. D. CADENA. 2013. A new subspecies of Common Bush-Tanager (*Chlorospingus flavopectus*, Emberizidae) from the east slope of the Andes of Colombia. *Ornitología Colombiana* 13: 44-58.
22. ÁVILA-CAMPOS, J. E. 2016. Lista de aves de alta montaña de la serranía de Los Picachos, San Vicente del Caguán, Caquetá (Colombia). *Biota Colombiana* 17: 103-113.
23. ÁVILA-CAMPOS, J. E., A. M. ECHEVERRY-ARIAS & N. J. BONILLA-SÁNCHEZ. 2014. Nuevo registro de Halcón Pechirrojo (*Falco*

- deiroleucus*) Para Bogotá, Colombia. Spizaetus 17: 24-27.
24. AYERBE-GONZÁLEZ, S. & P. LEHMANN-ALBORNOZ. 2005. Redescubrimiento del Pato Pico de Oro de Nicéforo (*Anas georgica niceforoi*). Novedades Colombianas 8:45-52.
 25. AYERBE-QUIÑONES, F. & J. P. LÓPEZ-ORDÓÑEZ. 2011. Adiciones a la avifauna del valle alto del río Patía, un área interandina del suroccidente colombiano. Boletín SAO 20: 1-17.
 26. AYERBE-QUIÑONES, F. & H. RAMÍREZ-CHAVES. 2008. Primeros registros de *Ammodramus savannarum cauae* (Emberizidae) en el valle alto del Patía, suroccidente de Colombia. Ornitología Colombiana 6: 82-85.
 27. AYERBE-QUIÑONES, F., L. G. GÓMEZ, J. P. LÓPEZ, M. B. RAMÍREZ, J. V. SANDOVAL & M. F. GONZÁLEZ. 2009. Avifauna de Popayán y municipios aledaños. Novedades Colombianas 9: 1-27.
 28. AYERBE-QUIÑONES, F., L. G. GÓMEZ-BERNAL, & J. RAMÍREZ-MOSQUERA. 2009. Nuevos registros del Frutero Pigmeo (*Pipreola chlorolepidota*), primer ejemplar colectado en Colombia. Novedades Colombianas 9: 38-41.
 29. BALLANCE, L. T. 2007. Understanding seabirds at sea: why and how? Marine Ornithology 35:127-135.
 30. BALLANCE, L. T., R. L. PITMAN & P. C. FIEDLER. 2006. Oceanographic influences on seabirds and cetaceans of the eastern tropical Pacific: a review. Progress in Oceanography 69: 360-390.
 31. BARRETO, M. & M. E. BURBANO. 1996. *Mesembrinibis cayennensis* (Aves: Threskiornithidae) en Puerto Leguizamó, Putumayo, Colombia. Cespedesia 21:175-178.
 32. BAYLY, N. J. 2015. Primer registro de la Gaviota de Franklin (*Leucophaeus pipixcan*) en la Cordillera Oriental de Colombia. Boletín SAO 24: 13-14.
 33. BELTRÁN, W. & G. H. KATTAN. 2001. First record of the Slaty-backed Nightingale-Thrush in the Central Andes of Colombia, with notes on its ecology and geographical variation. Wilson Bulletin 113: 134-139.
 34. BENNETT-DEFLER, S. 1994. Las aves de la Estación Biológica Caparú: una lista preliminar de especies. Trianea 5: 379-400.
 35. BORJA, R., W. NÚÑEZ, D. RODRÍGUEZ & A. BOLÍVAR. 2011. Reporte del Torito *Molothrus armenti* en el departamento del Atlántico, Caribe colombiano. Boletín SAO 12:84-87.
 36. BOTERO, C. A. 2001. First specimen of the Ecuadorian Cacique from Colombia with notes on its nesting behavior. Wilson Bulletin 113: 327-328.
 37. BOTERO, J. E., G. M. LENTJO, A. M. LÓPEZ, O. CASTELLANOS, C. ARISTIZÁBAL, N. FRANCO & D. ARBELÁEZ. 2005. Adiciones a la lista de aves del municipio de Manizales. Boletín SAO 15: 69-88.
 38. BRAN-CASTRILLÓN, C., C. GAVIRIA-ZAPATA & J. L. PARRA. 2014. Avifauna de los hábitats de la desembocadura del Río Atrato (Turbo, Antioquia). Ornitología Colombiana 14: 94-111.
 39. BRINKHUIZEN, D. M. & T. SEIMOLA. 2014. First record of Pacific Parrotlet *Forpus coelestis* in Colombia. Conservación Colombiana 21: 30-32.
 40. BUELVAS-MEZA, C., J. E. MAYORGA, & R. STREWE. 2006. Primer registro del Ala de Cera (*Bomycilla cedrorum*) para el Caribe Colombiano. Boletín SAO 16: 71-75.
 41. CABOT, J., T. DE VRIES & F. G. STILES. 2006. Aberrant distributional records of Cordilleran Buzzard (Hawk) *Buteo poecilochrous* in Colombia reflect confusion with White-tailed Buzzard (Hawk) *B. albicaudatus*. Bulletin of the British Ornithologists' Club 126: 65-68.
 42. CADENA, C. D., M. ÁLVAREZ-R, J. L. PARRA, I. JIMÉNEZ, C. A. MEJÍA, M. SANTAMARÍA, A. M. FRANCO, C. A. BOTERO, G. D. MEJÍA, A. M. UMAÑA, A. CALIXTO, J. ALDANA & G. A. LONDOÑO. 2000. The birds of CIEM, Tinigua National Park, Colombia: an overview of 13 years of ornithological research. Cotinga 13: 46-54.
 43. CALDERÓN, D. & L. AGUDELO. 2014. Primer registro de *Bomycilla cedrorum* en los Andes de Colombia. Boletín SAO 23: 18-21.
 44. CALDERÓN-FRANCO, D., J. D. RAMÍREZ, & J. C. SAENZ. 2017. First record of the Ash-throated Crane, *Mustelirallus albicollis* Vieillot, 1819 (Aves, Rallidae) in the Cordillera Central of the Colombian Andes. Check List 13: 2089.
 45. CALDERÓN-FRANCO, D., J. A. ZULETA-MARÍN & F. AYERBE-QUIÑONES. 2012. *Atlapetes flaviceps* también se encuentra en la cordillera Occidental de los Andes en Colombia. Boletín SAO 21: 1-6.
 46. CALDERÓN-LEYTON, J. J., Y. ROSERO-MORA, Y. CASTILLO-RODRÍGUEZ & R.A. FERNÁNDEZ. 2015. Avifauna amenazada de la región Andino Amazónica de Nariño, Colombia. Revista de Ciencias 5: 1-16.
 47. CARANTÓN-AYALA, D., G. D. BERMEO & A. R. BURBANO. 2016. Primeros registros del carpintero cabecirrufo (*Celeus spectabilis*. Picidae) en Colombia. Acta Biológica Colombiana 21: 649-652.
 48. CARANTÓN-AYALA, D. & K. CERTUCHE-CUBILLOS. 2010. A new species of Antpitta (Grallaridae: *Grallaria*) from the northern sector of the western Andes of Colombia. Ornitología Colombiana 9: 56-70.

49. CARANTÓN-AYALA, D., K. CERTUCHE-CUBILLOS, C. DÍAZ-JARAMILLO, R. PARRA-HERNÁNDEZ, J. SANABRÍA-MEJÍA & M. MORENO-PALACIOS. 2008. Aspectos biológicos de una nueva población del Capuchino Cabeza Negra (*Lonchura malacca*, Estrilidae) en el alto valle del Magdalena, Tolima. Boletín SAO 18: 54-63.
50. CASAS-CRUZ, C. & F. AYERBE-QUIÑONES. 2006. Primer registro para el departamento del Cauca de *Leptotila conoveri* (Columbidae), una especie endémica y en peligro. Ornitología Colombiana 4: 73-75.
51. CASTAÑO-R, A. M. & G. J. COLORADO-Z. 2002. First records of Red-tailed Hawk *Buteo jamaicensis* in Colombia. Cotinga 18: 102.
52. CASTRO-VÁSQUEZ, L. 2016. Aproximación al estado actual del conocimiento de la avifauna del departamento del Atlántico, Colombia. Biota Colombiana 17: 90-117.
53. CASTRO-LIMA, F. & N. OCAMPO-PEÑUELA. 2011. Primer registro del Jilguero Cara Amarilla (Fringillidae: *Carduelis yarrellii*) en Colombia. Ornitología Colombiana 10: 69-71.
54. CAYCEDO-ROSALES, P., P. J. CARDONA, AND P. PULIDO-SANTACRUZ. 2004. El nido del Tapaculo Ocelado (*Acropternis orthonix*). Ornitología Colombiana 2: 41-44.
55. CHAPARRO-HERRERA, S. & O. LAVERDE. 2014. Una nueva localidad para el Águila Solitaria (*Buteogallus solitarius*) en Colombia. Boletín SAO 23:15-17.
56. CHÁVES-PORTILLA, G., A. HERNÁNDEZ-JARAMILLO, O. CORTÉS-HERRERA, D. X. VILLAGRAN-CHAVARRO, J. DRIGELIO-GIL, S. M. ALARCÓN-BERNAL, N. RODRÍGUEZ & C. GAMBA-TRIMIÑO. 2007. Tercer registro del Vencejo Frente Blanca (*Cypseloides cherriei*, Apodidae) para Colombia. Boletín SAO 17: 47-49.
57. CHÁVES-PORTILLA, G. & O. CORTÉS-HERRERA. 2006. Nueva localidad para la Quincha de Soatá (*Amazilia castaneiventris*) en el municipio de San Gil, Santander, Colombia. Boletín SAO 16: 1-6.
58. CHIRIVÍ-GALLEGO, H. 1988. Fauna tetrápoda y algunos aspectos ecológicos de los cayos del archipiélago de San Andrés y Providencia, Colombia. Trianea 2: 227-237.
59. CIFUENTES-SARMIENTO, Y. 2010. Nuevas localidades para la Corocora (*Eudocimus ruber*) y el Correlimos Zancón (*Calidris himantopus*) en Colombia. Boletín SAO 20: 24-28.
60. CIFUENTES-SARMIENTO, Y. 2016. Registros importantes de anátidos en humedales artificiales del valle alto del Río Cauca, Colombia. Ornitología Colombiana 15: 3-11.
61. COLLAZOS-GONZÁLEZ, S. A. & O. CORTES-HERRERA. 2015. Listado de las aves de las reservas las Tángaras, Gorrion-Andivia y Lora Carirosada de los Andes Occidentales de Colombia. Conservación Colombiana 23: 58-81.
62. COLLINS, C.T. 2006. Further records of Elegant Terns *Sterna elegans* in Colombia and their geographic source. Ornitología Colombiana 4: 76-77.
63. COLORADO-Z, G. J. 2008. Rediscovery of the Recurve-billed Bushbird for the Cordillera Central of Colombia. Ornitología Neotropical 19: 467-471.
64. COLORADO-Z, G. J. & J. D. RAMÍREZ. 2005. Registro del Pelicano Pardo (*Pelecanus occidentalis*) en el área de la central hidroeléctrica Porce II, Nordeste de Antioquia, Colombia. Boletín SAO 15: 39-42.
65. COLORADO-Z, G. J. & P. C. PULGARÍN. 2003. Snowy-bellied Hummingbird *Saucerottia edward*, new to Colombia and South America. Cotinga 20: 99-101.
66. COLORADO-Z, G. J., J. L. TORO-MURILLO & C. M. MAZO. 2006. Redescubrimiento del Loro Orejiamarillo (*Ognorhynchus icterotis*) en el norte de Antioquia. Boletín SAO 16: 9-19.
67. CÓRDOBA-CÓRDOBA, S. 2016. Aves en páramos de Colombia: características ecológicas de acuerdo a grupos de dieta y peso corporal. Biota Colombiana 17: 77-102.
68. CÓRDOBA-CÓRDOBA, S. & J. A. AHUMADA. 2005. Confirmation of Buff-fronted Owl *Aegolius harrisii* for the Cordillera Oriental of Colombia. Bulletin of the British Ornithologists' Club 125: 56-58.
69. CÓRDOBA-CÓRDOBA, S. & M. Á. ECHEVERRY-GALVIS. 2006. Two new hummingbirds for Colombia, Many-spotted Hummingbird *Taphrospilus hypostictus* and Violet-chested Hummingbird *Sternoclyta cyanopectus*. Bulletin of the British Ornithologists' Club 126: 194-195.
70. CÓRDOBA-CÓRDOBA, S., M. Á. ECHEVERRY-GALVIS, & F. A. ESTELA. 2008. Nuevos registros de distribución para el Águila Crestada (*Spizaetus isidori*) y el Águila Iguanera (*S. tyrannus*) para Colombia, con anotaciones para su identificación. Ornitología Colombiana 7: 66-74.
71. CORTÉS-DIAGO, A., L. A. ORTEGA, L. MAZARIEGOS-HURTADO, & A. A. WELLER. 2007. A new species of *Eriocnemis* (Trochilidae) from Southwest Colombia. Ornitología Neotropical 18: 161-170.
72. CORTÉS-HERRERA, J. O., G. A. CHAVES-PORTILLA, A. HERNÁNDEZ-JARAMILLO, C. GAMBA-TRIMIÑO, S. M. ALARCÓN-BERNAL & D. X. VILLAGRAN-CHAVARRO. 2006. Redescubrimiento de *Macroagelaius subalaris* en el municipio de Soatá, Boyacá,

- Colombia. Boletín SAO 16: 85-92.
73. CORTÉS-HERRERA, O., A. HERNÁNDEZ-JARAMILLO, & E. BRICEÑO-BUITRAGO. 2004. Redescubrimiento del colibrí *Amazilia castaneiventris*, una especie endémica y amenazada de Colombia. *Ornitología Colombiana* 2:47-49.
 74. CORTÉS-HERRERA, O., A. HERNÁNDEZ-JARAMILLO, G. CHÁVES-PORTILLA, O. LAVERDE-R, C. GAMBA-TRIMIÑO, D. X. VILLAGRAN-CHAVARRO & S. M. ALARCÓN-BERNAL. 2007. Nuevos registros de poblaciones de aves amenazadas en Soatá (Boyacá), Colombia. *Cotinga* 27: 74-77.
 75. CORTÉS-HERRERA, O., H. D. BENÍTEZ-CASTAÑEDA, F. BECERRA-GALINDO & S. VILLAMARÍN. 2006. Un nuevo registro del Loro Orejiamarillo (*Ognorhynchus icterotis*) para el departamento del Tolima. *Boletín SAO* 16: 4-8.
 76. COSTA T.V.V., K.V.C. BARBOSA & L.F. SILVEIRA. 2016. Range extension for Swallow-tailed Nightjar *Uropsalis segmentata* in northern Colombia. *Cotinga* 38: 35.
 77. CUADROS, T. 1991. Registro visual del Cuco Terrestre Piquirojo (*Neomorphus pucheranii*) en Colombia. *Boletín SAO* 4: 26-27.
 78. CUADROS, T. 1993. Distribución ecológica de la avifauna de Araracuara (Amazonas). *Revista ICNE* 4: 15-30.
 79. CUAO-CARRANZA, E. A. 2007. El primer registro para Colombia de la Oropéndola de Casco, *Clypicerus oseryi* (Icteridae). *Ornitología Colombiana* 5: 78-80.
 80. CUERVO, A. M., C. D. CADENA, N. KRABBE, & L. M. RENJIFO. 2005. *Scytalopus stilesi*, a new species of tapaculo (Rhinocryptidae) from the Cordillera Central of Colombia. *Auk* 122: 445-463.
 81. CUERVO, A. M. & C. A. DELGADO. 2001. Adiciones a la avifauna del Valle de Aburrá y comentarios sobre la investigación ornitológica local. *Boletín SAO* 12: 52-65.
 82. CUERVO, A. M., A. HERNÁNDEZ-JARAMILLO, O. CORTÉS-HERRERA, & O. LAVERDE-R. 2007. Nuevos registros en la parte alta de la Serranía de las Quinchas, Magdalena medio, Colombia. *Ornitología Colombiana* 5: 94-98.
 83. CUERVO, A. M., P. C. PULGARÍN, & D. CALDERÓN. 2008. New distributional bird data from the Cordillera central of the Colombian Andes, with implications for the biogeography of northwestern South America. *Condor* 110: 526-537.
 84. CUERVO, A. M., P. SALAMAN, T. M. DONEGAN, & J. M. OCHOA. 2001. A new species of Piha (Cotingida: *Lipaugus*) from the Cordillera Central of Colombia. *Ibis* 143: 353-368.
 85. CUERVO, A. M., F. G. STILES, C. D. CADENA, J. L. TORO-MURILLO, & G. A. LONDOÑO. 2003. New and noteworthy bird records from the northern sector of the Western Andes of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 123: 7-2
 86. CUERVO, A. M., F. G. STILES, M. LENTINO, R. T. BRUMFIELD & E. P. DERRYBERRY. 2013. Geographic variation and phylogenetic relationships of *Myiopagis olallai* (Aves: Passeriformes; Tyrannidae), with the description of two new taxa from the Northern Andes. *Zootaxa* 3873: 1-24.
 87. DARWIN DATABASE. 2014. Database: BioMap. Available: <<http://biomap.net/>>
 88. DE BRUIJN, A. 2006. Long-billed Curlew at Riohacha, Colombia in March 2006. *Dutch Birding* 28: 301-302.
 89. DE LAS CASAS, J. C., F. G. STILES, I. A. BOLÍVAR, & J. I. MURILLO. 2004. Range extensions of two species of "Red-breasted" Meadowlarks (Icteridae: *Sturnella*) in Colombia. *Ornitología Colombiana* 2:37-40.
 90. DE SOYE, Y., K.L. SCHUCHMANN & J.C. MATHEUS. 1997. Field notes on Giant Antpitta *Grallaria gigantea*. *Cotinga* 7: 35-36
 91. DELGADO, C. A. 2000. Ampliación distribucional del Saltarín Mayor (*Schiffornis major*) en Colombia. *Boletín SAO* 11: 38-4
 92. DELGADO-CH., A. C., J. J. CALDERÓN, Y. ROSERO-M, R. FERNÁNDEZ-G & C. FLÓREZ-P. 2014. Ampliaciones de distribución de aves en el suroccidente colombiano. *Ornitología Colombiana* 14: 112-124.
 93. DIGBY, A., P. LÓPEZ, I. RIBEIRO, J. ALARCÓN & A. GARTNER. 2015. Caribbean Colombia: Pelagic Bird observations in 2014 and 2015. *Conservación Colombiana* 23: 50-57.
 94. DONEGAN, T. M. 2007. A new species of brush finch (Emberizidae: *Atlapetes*) from the northern Central Andes of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 127: 225-268.
 95. DONEGAN, T. M. 2012. Range extensions and other notes on the birds and conservation of the Serranía de San Lucas, an isolated mountain range in northern Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 132: 140-161.
 96. DONEGAN, T. M. & J. E. AVENDAÑO. 2008. Notes on tapaculos (Passeriformes: Rhinocryptidae) of the Eastern Andes of Colombia and the Venezuelan Andes, with a new subspecies of *Scytalopus griseicollis* from Colombia. *Ornitología Colombiana* 6: 24-65.
 97. DONEGAN, T. M., J. E. AVENDAÑO, E. R. BRICEÑO-L, & B. HUERTAS. 2007. Range extensions, taxonomic and ecological notes from Serranía de los Yariquíes, Colombia's new national park. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 127: 172-213.

98. DONEGAN, T. M., J. E. AVENDAÑO, E. R. BRICEÑO-L, J. C. LUNA, C. ROA, R. PARRA, C. TURNER, M. SHARP, & B. HUERTAS. 2010. Aves de la Serranía de los Yariguíes y tierras bajas circundantes, Santander, Colombia. *Cotinga* 32: 72-89.
99. DONEGAN, T., J. E. AVENDAÑO, B. HUERTAS & P. FLÓREZ. 2009. Avifauna de San Pedro de los Milagros, Antioquia: una comparación entre colecciones antiguas y evaluaciones rápidas. *Boletín Científico. Centro de Museos. Museo de Historia Natural* 13: 63-72.
100. DONEGAN, T. M., J. E. AVENDAÑO & F. LAMBERT. 2013. A new tapaculo related to *Scytalopus rodriguezi* from Serranía de los Yariguíes, Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 133: 4-19.
101. DONEGAN, T. M., N. J. COLLAR, T. ELLERY, O. A. R. GILES, B. HUERTAS, C. OLACIREGUI, P. SALAMAN, B. SWIFT & J. L. TORO-M. 2010. Photographic record of Cedar Waxwing *Bombycilla cedrorum* from the Santa Marta Mountains, Colombia. *Cotinga* 32: 105-106.
102. DONEGAN, T. M. & L. M. DÁVALOS. 1999. Ornithological observations from Reserva Natural Tambito, Cauca, south-west Colombia. *Cotinga* 12: 48-55.
103. DONEGAN, T. M. & B. HUERTAS. 2011. The subspecies of Brown-throated Parakeet *Aratinga pertinax* on San Andres island. *Conservación Colombiana* 15: 35-37.
104. DONEGAN, T. M. & B. HUERTAS. 2002. First mainland record of Worm-eating Warbler *Helmitheros vermivorus* for Colombia. *Cotinga* 17: 77-78.
105. DONEGAN, T. & B. HUERTAS. 2015. Noteworthy bird records on San Andrés island, Colombia. *Conservación Colombiana* 22: 8-12.
106. DONEGAN, T. M., B. HUERTAS & E. R. BRICEÑO. 2005. Discovery of a population stronghold of Gorgeted Wood-Quail *Odontophorus strophium*, a critically endangered Colombian endemic, with notes on ecology and vocalisations. *Cotinga* 23: 74-77.
107. DONEGAN, T. M., M. McMULLAN, A. QUEVEDO & P. SALAMAN. 2013. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2013. *Conservación Colombiana* 19: 3-10.
108. DONEGAN, T. M., A. QUEVEDO, M. McMULLAN & P. SALAMAN. 2011. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2011. *Conservación Colombiana* 15: 4-21.
109. DONEGAN, T. M., A. QUEVEDO, M. McMULLAN & P. SALAMAN. 2014. Revision of the status of bird species occurring or reported in Colombia 2014. *Conservación Colombiana* 21: 3-11.
110. DONEGAN, T. M. & P. SALAMAN. 2011. Vocal differentiation and conservation of Indigo-crowned Quail-Dove *Geotrygon purpurata*. *Conservación Colombiana* 17: 15-19.
111. DONEGAN, T. M., P. SALAMAN & D. CARO. 2009. Revision of the status of various bird species occurring or reported in Colombia. *Conservación Colombiana* 8: 80-86.
112. DONEGAN, T. M., P. SALAMAN, D. CARO & M. McMULLAN. 2010. Revision of the status of bird species occurring in Colombia 2010. *Conservación Colombiana* 13: 25-54.
113. DONEGAN, T. M., P. SALAMAN, A. M. CUERVO, J. C. LUNA, & A. CORTÉS. 2002. Recent records from Tambito Nature Reserve and Munchique National Park, south-west Colombia. *Cotinga* 17: 77.
114. DONEGAN, T. M., P. SALAMAN, & J. DEAN. 2009. Overlooked first record of Leach's Petrel *Oceanodroma leucorhoa* for Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 129: 198-201.
115. DOWNING, C. 2005. New distributional information for some Colombian birds, with a new species for South America. *Cotinga* 24:13-15.
116. DOWNING, C. & J. HICKMAN. 2002. The first White-chested Swift *Cypseloides lemosi* in Amazonian Colombia. *Cotinga* 18:102-103.
117. DURÁN, S. M., G. LENTJO, A. M. LÓPEZ & J. E. BOTERO. 2009. Nuevos registros de la distribución y uso de hábitat del Tororoí Dorsiescamado (*Grallaria guatemalensis*) en Colombia. *Ornitología Neotropical* 20: 285-290.
118. ECHEVERRY-GALVIS, M. Á. & MORALES-ROZO, A. 2007. Lista anotada de algunas especies de la vereda "Cerca de Piedra", Chía, Colombia. *Boletín SAO* 17: 87-93.
119. ECHEVERRY-GALVIS, M. Á. & S. CÓRDOBA-CÓRDOBA. 2007. New distributional and other bird records from Tatamá massif, West Andes, Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 127: 213-224.
120. ELLERY, T. 2013. First mainland record of Caribbean Coot *Fulica caribaea* for Colombia. *Conservación Colombiana* 19: 42-43.
121. ELLERY, T., D. HAHN, G. FOULKS, C. OLACIREGUI & T. M. DONEGAN. 2009. First confirmed locality of Yellow-throated Warbler *Dendroica dominica* for Colombia. *Conservación Colombiana* 8: 82-83.
122. ESPINOSA-BLANCO, A. S., J. R. SALAMANCA, & P. RODRÍGUEZ-A. 2009. Una nueva localidad para el Cucarachero de

- Pantano (*Cistothorus apolinari*, Troglodytidae) en Sogamoso, Boyacá. Ornitología Colombiana 8: 78-82.
123. ESTELA, F. A. 2002. Observaciones de dos especies de aves migratorias poco frecuentes en Colombia. Boletín SAO 13: 35-37.
124. ESTELA, F. A. 2004. Observaciones del Págallo del Polo sur (*Catharacta maccomicki*) en el Caribe colombiano. Ornitología Colombiana 2: 50-52.
125. ESTELA, F. A. 2006. Aves de Isla Fuerte y Tortugilla, dos islas de la plataforma continental del Caribe colombiano. Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras 35: 267-272.
126. ESTELA, F. A. & C. GARCÍA. 2010. Primer registro del Petrel de Westland (*Procellaria westlandica*) en aguas del Pacífico colombiano. Boletín SAO 20: 50-54.
127. ESTELA, F. A. & M. LÓPEZ-VICTORIA. 2005. Aves de la parte baja del río Sinú, Caribe colombiano. Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras 34: 7-42.
128. ESTELA, F. A., C. GARCÍA, R. JOHNSTON-GONZÁLES, G. SOLER & S. BESSUDO. 2007. Confirmation of Parkinson's Petrel *Procellaria parkinsoni* in the Colombian Pacific. Cotinga 28: 60-61.
129. ESTELA, F. A., E. R. BRICEÑO-L., J. H. RESTREPO & D. RODRÍGUEZ. 2000. Ampliación del rango altitudinal de la Tángara (*Nemosia pileata*). Boletín SAO 11: 85-88.
130. ESTELA, F. A., F. AYERBE-QUIÑONES & I. ANGARITA. 2009. Nuevos registros del Águila Rabiblanca (*Parabuteo unicinctus*) en el suroccidente de Colombia. Novedades Colombianas 9: 42-47.
131. ESTELA, F. A., J. D. SILVA & L. F. CASTILLO. 2005. El Pelicano Blanco Americano (*Pelecanus erythrorhynchus*) en Colombia, con comentarios sobre los efectos de los huracanes en el Caribe. Caldasia 27: 271-275.
132. ESTELA, F. A., J. G. JARAMILLO & A. MEJÍA-TOBÓN. 2005. Ampliación de distribución de la Tortolita Escamada (*Columbina squammata*) en el Caribe colombiano. Boletín SAO 15: 105-111.
133. ESTELA, F. A., L. G. NARANJO & R. FRANKE-ANTE. 2004. Registros de Págalos (Aves: Stercoriidae) en las costas de Colombia. Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras 33: 245-250.
134. ESTELA, F. A., M. LÓPEZ-VICTORIA, L. F. CASTILLO & L. G. NARANJO. 2010. Estado del conocimiento sobre aves marinas en Colombia, después de 110 años de investigación. Boletín SAO 20: 2-21.
135. FAGAN, J. & M. McMULLAN. 2013. First confirmed records of Kelp Gull *Larus dominicanus* and Dunlin *Calidris alpina* for Colombia. Conservación Colombiana 19: 39-41.
136. FIERRO-CALDERÓN, K. & C. MONTEALEGRE. 2010. Nuevo registro del Buhío Nubícola (*Glaucidium nubicola*) en la Cordillera Occidental de Colombia. Boletín SAO 20: 29-33.
137. FITZPATRICK, J. W. & J. P. O'NEILL. 1986. *Otus petersoni*, a new Screech-Owl from the Eastern Andes, with systematic notes on *O. columbianus* and *O. ingens*. Wilson Bulletin 98: 1-14.
138. FJELDSA, J. & N. KRABBE. 1990. Birds of the High Andes. Zoological Museum, Univ. of Copenhagen and Apollo Books, Svendborg, Denmark.
139. FLÓREZ, P. & G. M. KIRWAN. 2017. Yellow-crowned Elaenia *Myiopagis flavivertex*, new to Colombia. Bulletin of the British Ornithologists' Club, 137: 150-151.
140. FRANKE-ANTE, R. & L. G. NARANJO. 1994. Primer registro del Pinguino de Magallanes en costas colombianas. Trianea 5: 401-406.
141. FREEMAN, B. G. & C. JULIO. 2010. The nest and egg of Cinnamon Screech Owl *Megascops petersoni* in Central Colombia. Cotinga 32:107.
142. FREEMAN, B. G., S. L. HILTY, D. CALDERÓN-F, T. ELLERY & L. E. URUEÑA. 2012. New and noteworthy bird records from central and northern Colombia. Cotinga 34: 5-16.
143. GALLO-CAJIAO, E. 2002. Sobre las especies del género *Monasa* (Bucconidae) en el departamento del Guainía, oriente colombiano. Boletín SAO 13: 38-40.
144. GALLO-CAJIAO, E. & C. J. IDROBO-MEDINA. 2005. Observación reciente del Quetzal de Cresta (*Pharomachrus antisianus* [D'orbigny, 1837]), en un bosque aledaño a Popayán, Cordillera Central de Colombia. Novedades Colombianas 8: 53-56.
145. GARCÉS-RESTREPO, M. F., X. MORENO-GUTIÉRREZ & N. F. OSPINA-REINA. 2014. Un nuevo registro del Colimbo Selvático (*Heliornis fulica*) en el Valle del Río Cauca. Boletín SAO 23: 11-14.
146. GARCÉS-RESTREPO, M. F., C. A. SAAVEDRA-RODRÍGUEZ, G. CÁRDENAS-CARMONA, V. VIDAL-ASTUDILLO, F. AYERBE-QUIÑONES, L. F. ORTEGA, J. E. LÓPEZ-SOLARTE, R. JOHNSTON-GONZÁLES & C. A. RÍOS-FRANCO. 2012. Expansión de la distribución y datos ecológicos del Carpintero Habado (*Melanerpes rubricapillus*) en el valle del río Cauca, Colombia. Ornitología Colombiana 12: 54-60.

147. GARCÍA, J. M. & E. BOTERO-DELGADILLO. 2013. Nuevos registros de distribución del Cabezón Cinéreo (*Pachyramphus rufus*) en Colombia. *Ornitología Colombiana* 13: 69-73.
148. GARZÁBAL, J. A., C. A. DELGADO, A. ARIAS-ALZATE, S. BOTERO-CAÑOLA, J. D. SÁNCHEZ-LONDOÑO, L. M. TABÁREZ, P. X. LIZARAZO-M. & J. L. PARRA. 2014. Nuevos registros de la Paloma-perdiz Lineada (*Geotrygon linearis*) en el Valle de Aburrá, Antioquia, Colombia. *Boletín SAO* 23: 1-5.
149. GÓMEZ-BERNAL, L.G., F. AYERBE-QUIÑONES & P. J. NEGRET. 2016. Nuevos registros de aves en el piedemonte amazónico colombiano. *Cotinga* 38: 23-32.
150. GONZÁLEZ-PRIETO, A. M., N. ESPEJO, J. SANABRIA-MEJÍA, C. GONZÁLEZ-PRIETO, D. CORMIER & K. HOBSON. 2014. First record of Tolima Dove *Leptotila conoveri* in the Colombian East Andes. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 134: 307-310.
151. GRAVES, G. R. 1988. *Phylloscartes lanyoni*, a new species of Bristle-Tyrant (Tyrannidae) from the lower Cauca valley of Colombia. *Wilson Bulletin* 100: 529-534.
152. GRAVES, G. R. 1989. A new allopatric taxon in the *Hapalopsittaca amazonina* (Psittacidae) superspecies from Colombia. *Wilson Bulletin* 101: 369-376.
153. GRAVES, G. R. 1993. Relic of a lost World: A new species of Sunangel (Trochilidae: *Heliangelus*) from "Bogotá". *Auk* 110: 1-8.
154. GRAVES, G. R. 1997. Colorimetric and morphometric gradients in Colombian populations of Dusky Antbirds (*Cercomacra tyrannina*), with a description of a new species, *Cercomacra parkeri*. *Ornithological Monographs* 48: 21-35.
155. HERRERA-ORDÓÑEZ, R. & D.A. GUARÍN-RINCÓN. 2014. Nuevo registro del Hormiguero Pico de Hacha *Clytoctantes alixii* para el departamento de Santander, Colombia. *Cotinga* 36: 54-55.
156. HILTY, S. L. & D. ASCANIO. 2009. A new species of Spinetail (Furnariidae: *Synallaxis*) from the río Orinoco of Venezuela. *Auk* 126: 485-492.
157. HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 1986. *A Guide to the Birds of Colombia*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey. 996 pp.
158. HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 2001. *Guía de las aves de Colombia*. Princeton University Press, American Bird Conservancy-ABC, Universidad del Valle, Sociedad Antioqueña de Ornitología-SAO, Cali. 1030 pp.
159. HOELL, P. 2012. Curious Migration of Shining Sunbeam (*Aglaeactis cupripennis*) In Colombia's Western Cordillera. *Boletín SAO* 21: 61-62.
160. HUERTAS, B., A. MOORWOOD, F. FORERO, R. KIRBY, A. RODRÍGUEZ & T. DOYER. 2015. Cada punto cuenta. Nuevos registros encontrados durante una evaluación rápida de diversidad en uno de los tepuyes del Parque Nacional Serranía de Chiribiquete, durante la filmación del documental de National Geographic 'Wild Colombia' y de la película 'Colombia Magia Salvaje'. *Conservación Colombiana* 23: 82-90.
161. ISLER, M. L., J. ALVAREZ-ALONSO, P. R. ISLER, T. VALQUI, A. BEGAZO, & B. M. WHITNEY. 2002. Rediscovery of a cryptic species and description of a new subspecies in the *Myrmeciza hemimelaena* complex (Thamnophilidae) of the Neotropics. *Auk* 119: 362-378.
162. ISLER, M. L. & P. R. ISLER. 1999. *The tanagers: natural history, distribution, and identification*. Smithsonian Institution Press., Washington, D.C.
163. JANNI, O., L. DE TEMMERMAN & S. COOLEMAN. 2013. Range extension for Rio Negro Gnatcatcher *Polioptila (guianensis) facilis* in Colombia. *Cotinga* 35: 108-109.
164. JARAMILLO, A. 1999. Registro de la Reinita de Pensilvania (*Dendroica pensylvanica*) en Antioquia. *Boletín SAO* 10: 81-82.
165. JARAMILLO, J. G. 2001. Observaciones del Azulillo Norteño (*Passerina cyanea*) en Tolú. *Boletín SAO* 12: 82-83.
166. JOHNSTON-GONZÁLES, R., D. ARBELÁEZ-ALVARADO & I. ANGARITA. 2005. Primeros registros de reproducción del Gaviotín Blanco (*Gelochelidon nilotica*) en Colombia. *Ornitología Colombiana* 3: 84-87.
167. JOHNSTON-GONZÁLES, R., C. J. RUIZ-GUERRA, C. E. HERNÁNDEZ, L. F. CASTILLO & Y. CIFUENTES-SARMIENTO. 2006. *Sturnella bellicosa* sigue aumentando su distribución en Colombia. *Ornitología Colombiana* 4: 64-65.
168. JOHNSTON-GONZÁLES, R., C. A. SAAVEDRA-RODRÍGUEZ & C. VALDERRAMA-ARDILA. 2008. Presencia de Guardacaminos Rabimanchado (*Caprimulgus maculicaudus*) en el valle del río Cauca, Colombia. *Ornitología Colombiana* 6: 74-77.
169. KESLEY, M. 1999. Tercer registro del ave playera (*Aphriza virgata*) en Colombia. *Boletín SAO* 10: 53-54.
170. KIRWAN, G. M., D. BRINKHUIZEN, D. CALDERÓN-F. B. DAVIS & J. MINNS. 2015. *Neotropical Notebook*. *Neotropical Birding* 16: 43-62.

171. KIRKCONNELL, A. & O. H. GARRIDO. 1991. The Thick-billed Vireo, *Vireo crassirostris* (Aves: Vireonidae), a new addition to the Cuban avifauna. *Ornitología Neotropical* 2: 99-100.
172. KRABBE, N. K. 2008. Vocal evidence for restitution of species rank to a Santa Marta endemic: *Automolus rufipectus* Bangs (Furnariidae), with comments on its generic affinities. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 128: 219-227.
173. KRABBE, N. 2009. A significant northward range extension of Munchique Wood-Wren (*Henicorhina negreti*) in the Western Andes of Colombia. *Ornitología Colombiana* 8: 76-77.
174. KRABBE, N. & C. D. CADENA. 2010. A taxonomic revision of the Paramo Tapaculo *Scytalopus canus* Chapman (Aves: Rhinocryptidae), with description of a new subspecies from Ecuador and Peru. *Zootaxa*, 2354: 56-66.
175. KRABBE, N. K., P. FLÓREZ, G. SUÁREZ, J. CASTAÑO, J. D. ARANGO & A. DUQUE. 2006. The birds of páramo de Frontino, western Andes. *Ornitología Colombiana* 4: 39-50.
176. KRABBE, N. K., P. FLÓREZ, G. SUÁREZ, J. CASTAÑO, J. D. ARANGO, P. C. PULGARÍN, W. A. MÚNERA, F. G. STILES & P. SALAMAN. 2005. Rediscovery of the Dusky Starfrontlet *Coeligena orina*, with a description of the adult plumages and a reassessment of its taxonomic status. *Ornitología Colombiana* 3: 28-35.
177. KRABBE, N., P. SALAMAN, A. CORTÉS, A. QUEVEDO, L. A. ORTEGA & C. D. CADENA. 2005. A new species of *Scytalopus* tapaculo from the upper Magdalena Valley, Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 125: 93-108.
178. KRABBE, N. & T. S. SCHULENBERG. 1997. Species limits and natural history of *Scytalopus* tapaculos (Rhinocryptidae), with descriptions of the Ecuadorian taxa, including three new species. Pp. 47-88 en *Studies in Neotropical Ornithology Honoring Ted Parker* (J. V. Remsen, Ed.). *Ornithological Monographs*, no. 48.
179. LARA, C. E., A. M. CUERVO, S. V. VALDERRAMA, D. CALDERÓN-F. & C. D. CADENA. 2012. A new species of wren (Troglodytidae: *Thryophilus*) from the dry Cauca River canyon, northwestern Colombia. *The Auk* 129: 537-550.
180. LARA-VÁSQUEZ, C. E., A. M. CASTAÑO-RIVAS & R. JONKER. 2007. Notas acerca de las guacamayas (Psittacidae: *Ara*) introducidas en el municipio de Medellín, Colombia. *Boletín SAO* 17: 104-110.
181. LAVERDE-R, O. & F. G. STILES. 2007. Apuntes sobre el Hormiguero Pico de Hacha (Thamnophilidae: *Clytoctantes alixii*) y su relación con un bambú en un bosque secundario de Colombia. *Ornitología Colombiana* 5: 83-90.
182. LAVERDE-R, O., F. G. STILES & C. MÚNERA-R. 2005. Nuevos registros e inventario de la avifauna de la Serranía de las Quinchas, un área importante para la conservación de las aves (AICA) en Colombia. *Caldasia* 27: 247-265.
183. LEAL, C. A., H. S. MENESES, O. GEREDA, A. M. CUERVO & E. BONACCORSO. 2011. Ampliación de la distribución conocida y descripción del plumaje juvenil del Azulejo de Wetmore (*Buthraupis wetmorei*, Thraupidae). *Ornitología Colombiana* 11: 91-97.
184. LEÓN-LLERAS, J. S. & D. R. RODRÍGUEZ-VILLAMIL. 2015. Registros del Ibis pico de hoz, *Plegadis falcinellus* (Linnaeus 1776) (Pelecaniformes: Threskiornithidae) en Colombia. *Biota Colombiana* 16: 158-161.
185. LOBO-Y-HENRIQUES, J. C., Y., J. BATES & D. WILLARD. 2012. First Record for the Black-and-white Tanager *Conothraupis speculigera* in Colombia. *Conservación Colombiana* 17: 45-51.
186. LONDOÑO, G. V. A. 2005. A description of the nest and eggs of the Pale-eyed Thrush (*Platycichla leucops*), with notes on incubation behavior. *The Wilson Bulletin* 117: 394-399.
187. LÓPEZ-LANÚS, B., O. LAVERDE, R. OMENA & L. G. OLARTE. 1999. New Records of Pale-footed Swallow *Notiochelidon flavipes* in the Cordillera Central, Colombia. *Cotinga* 12: 72.
188. LÓPEZ-LANÚS, B., K. S. BERG, R. STREWE & P. SALAMAN. 1999. The ecology and vocalisations of Banded Ground-cuckoo *Neomorphus radiolosus*. *Cotinga* 11:42-45.
189. LÓPEZ-LANÚS, B., O. LAVERDE-R, R. OMENA & L. G. OLARTE. 2009. Lack of evidence for the presence of macaws of the *Anodorhynchus* genus in the Colombian-Brazilian river basin of the Vaupés. *Hornero* 24: 37-41.
190. LÓPEZ-O, J. P., J. E. AVENDAÑO, N. GUTIÉRREZ-PINTO & A. M. CUERVO. 2014. The birds of Serranía de Perijá: The northernmost avifauna of the Andes. *Ornitología Colombiana* 14: 62-93.
191. LÓPEZ-O, J. P., J. O. CORTÉS-HERRERA, C. A. PAEZ-ORTÍZ & M. F. GONZÁLEZ-ROJAS. 2013. Nuevos registros y comentarios sobre la distribución de algunas especies de aves en los Andes Occidentales de Colombia. *Ornitología Colombiana* 13:21-36.
192. LÓPEZ-O, J. P., C. A. PÁEZ, V. SANDOVAL & P. SALAMAN. 2008. Una segunda localidad para *Eriocnemis mirabilis* en la Cordillera Occidental de Colombia. *Cotinga* 29: 77-79.
193. LÓPEZ-VICTORIA, M. & F. A. ESTELA. 2006. Additions to the breeding seabirds of Malpelo Island, Colombia. *Marine Ornithology* 34: 83-84.
194. LOSADA-PRADO, S., A. M. GONZÁLEZ-PRIETO, A. M. CARVAJAL-LOZANO & Y. G. MOLINA-MARTÍNEZ. 2005. Especies endémicas y amenazadas registradas en la cuenca del río Coello (Tolima) durante estudios rápidos en 2003.

- Ornitología Colombiana 3: 76-80.
195. LOSADA-PRADO, S., R. PARRA-HERNÁNDEZ & A. M. CARVAJAL-LOZANO. 2004. Nuevos registros del Turpial amarillo (*Icterus nigrogularis*) en la parte alta del valle del Magdalena. Boletín SAO 14: 33-35.
196. LOSADA, S. & Y. MOLINA. 2012. Avifauna del Bosque Seco Tropical en el departamento del Tolima (Colombia): análisis de la comunidad. Caldasia 33: 271-294.
197. LUNA, J. C. 2011. Primeros registros de la Viudita Enmascarada *Fluvicola nengeta* en Colombia. Conservación Colombiana, 15: 38-39.
198. LUNA, J. C. & E. A. CUAO-CARRANZA. 2011. First records of White-bellied Parrot *Pionites leucogaster* for Colombia. Conservación Colombiana 15: 34.
199. LUNA, J. C., T. ELLERY, K. KNUDSEN & M. McMULLAN. 2011. First confirmed records of Yellow-bellied Sapsucker *Sphyrapicus varius* for Colombia and South America. Conservación Colombiana 15: 29-30.
200. LUNA, J. C. & A. QUEVEDO. 2012. Primera fotografía en su hábitat y nuevo avistamiento del Cucarachero de Santa Marta *Troglodytes monticola*, especie en peligro crítico. Conservación Colombiana 17: 31-32.
201. MACANA, D. C. & J. E. ZULUAGA-BONILLA. 2006. Presencia de la Alondra cachudita, *Eremophila alpestris peregrina* en cultivos de cebolla en el lago de Tota, Boyacá, Colombia. Boletín SAO 16: 26-30.
202. MANGEL, J. C., J. ADAMS, J. ALFARO-SHIGUETO, P. HODUM, K. D. HYRENBACH, V. COLODRO & J. H. NORRIS. 2013. Conservation implications of Pink-footed Shearwater (*Puffinus creatopus*) movements and fishery interactions assessed using multiple methods. Fifth Meeting of the Seabird Bycatch Working Group. La Rochelle, France. SBWG5 Doc 06 Agenda Item 18, 19.
203. MARÍN, M. 1997. Species limits and distribution of some New World Spine-tailed Swifts (*Chaetura spp.*). Ornithological Monographs 78: 431-443.
204. MARÍN, M. 2000. Species limits, distribution, and biogeography of some New World Gray-rumped Spine-tailed Swifts (*Chaetura*, Apodidae). Ornitología Neotropical 11: 93-107.
205. MARÍN, M. & F. G. STILES. 1993. Notes on the biology of the Spot-fronted Swift. Condor 95: 479-483.
206. MARÍN-GÓMEZ, O. H. 2005. Avifauna del campus de la Universidad del Quindío. Boletín SAO 15: 42-60.
207. MARÍN-GÓMEZ, O. H., J. M. POLANCO, D. ARANGO GIRALDO & A. OSPINA DUQUE. 2015. A new population of the Hooded Antpitta (*Grallaricula cucullata*: Grallaridae) for the Colombian Central Andes. Acta Biológica Colombiana 20: 229-232.
208. MÁRQUEZ, J. C. & M. LÓPEZ-VICTORIA. 2010. Aves marinas en las plataformas de explotación de gas de Chuchupa, Guajira, Colombia. Boletín SAO 20: 33-38.
209. MARTÍNEZ, F. J. C. & V. H. SERRANO-CARDOZO. 2017. First record of Scarlet-thighed Dacnis, *Dacnis venusta* (Lawrence, 1862) (Aves: Thraupidae) for the middle Magdalena valley of Santander, Colombia. Check List 13: 2124.
210. MARTINEZ, Y. G. M. 2014. Birds of the Totare River basin, Colombia. Check List 10: 269-286.
211. MARTÍNEZ-GÓMEZ, J., V. ROJAS-DÍAZ, C. A. SAAVEDRA-RODRÍGUEZ & P. FRANCO. 2013. Noteworthy records of the birds *Neomorphus radiolosus* Sclater and Salvin, 1878 (Cuculiformes: Cuculidae), *Geotrygon frenata* (Tschudi, 1843) (Columbiformes: Columbidae) and *Odontophorus hyperythrus* Gould, 1858 (Galliformes: Odontophoridae) in the Western Cordillera of the Colombian Andes. Check List 9: 1584-1587.
212. MAZAR BARNETT, J., G. M. KIRWAN & J. TOBIAS. 1996. Neotropical notebook: Colombia. Cotinga 9: 91.
213. McNISH, T. 2003. Lista de chequeo de la fauna terrestre del archipiélago de San Andrés, Providencia y Santa Catalina. M & B Producciones y Servicios Ltda, Bogotá.
214. MEDINA, W., D. C. MACANA GARCÍA & F. SÁNCHEZ. 2015. Aves y mamíferos de bosque altoandino-páramo en el páramo de Rabanal (Boyacá-Colombia). Ciencia en Desarrollo 6: 185-198.
215. MOLINA-MARTÍNEZ, Y., J. E. GARCÍA-MELO & S. LOSADA PRADO. 2015. Evaluación rápida de las aves de la parte baja de la cuenca del río Anamichú, Río Blanco, Tolima. Revista Tumbaga 2: 72-93.
216. MONCADA-ÁLVAREZ, L. I. 2013. Registros nuevos o poco conocidos de aves migratorias en la laguna del Otún, Parque Nacional Natural Los Nevados, Risaralda, Colombia. Acta Biológica Colombiana 18: 191-198.
217. MORALES, G. & A. LEÓN. 2000. La avifauna asociada a un manglar: Golfo de Tortugas, Pacífico Colombiano. Boletín SAO 9: 20-21.
218. MORALES SÁNCHEZ, J. E. 1988. Confirmación de la presencia de *Spheniscus humboldti* Meyen (Aves: Spheniscidae) para Columbia. TRIANA (Act. Cient. Técn. INDERENA) 1: 141-143.
219. MORALES, G., L. CHASQUI-V. & A. LEÓN. 2003. Primer registro del Ibis Verde *Mesembribis cayennensis* (Aves: Threskiornithidae) para el Pacífico colombiano. Caldasia 25: 199-200.

220. MORENO, J. G., R. M. DE AYALA & L. G. NARANJO. 1999. Expansión del rango de la Paloma Coroniblanca *Columba leucocephala* al territorio continental de Colombia. *Caldasia* 21: 112-113.
221. MORENO-PALACIOS, M. & S. LOSADA-PRADO. 2016. Avifauna del complejo de páramos Chilí-Barragán (Tolima, Colombia). *Biota Colombiana* 17: 114-133.
222. MORENO-PALACIOS, M. & E. RODRÍGUEZ-ORTÍZ. 2008. Nuevo registro del Mochuelo Cabecigrís (*Glaucidium griseiceps*) en el valle medio del río Magdalena, Colombia. *Ornitología Colombiana* 6: 92-95.
223. MÚNERA, W. A. 2004. Nuevo registro del pato de torrentes (*Merganetta armata colombiana*) en Antioquia y comentarios sobre su distribución en el norte de la Cordillera Central. *Boletín SAO* 14: 21-24.
224. MURCIA-NOVA, M. & D. BELTRÁN-ALVARADO. 2009. Un nuevo registro del Loro Orejiamarillo (*Ognorhynchus icterotis*, Psittacidae) en la Cordillera Oriental Colombiana. *Ornitología Colombiana* 8: 94-99.
225. MURILLO-PACHECO, J. I. & W. F. BONILLA-ROJAS. 2016. New records and distribution extensions of some bird species in the Colombian Andean-Orinoco, department of Meta. *Check List* 12: 1876.
226. MURILLO-PACHECO, J. I., W. F. BONILLA-ROJAS & J. C. DE LAS CASAS. 2013. Listado y anotaciones sobre la historia natural de las aves del litoral de San Andrés de Tumaco, Nariño (Colombia). *Biota Colombiana* 14: 273-287.
227. MURILLO-PACHECO, J. I., W. F. BONILLA-ROJAS & G. LÓPEZ-IBORRA. 2014. El Flamenco Americano (*Phoenicopiterus ruber*) en la Orinoquia Colombiana: ¿Ampliación de Rango o introducción de especie? *Orinoquia* 18: 105-112.
228. NARANJO, L. G. 1991. Confirmación de la presencia de *Limnodromus scolopaceus* (Aves: Scolopacidae) en Colombia. *Trianea* 4: 559-561.
229. NARANJO, L. G. 2004. Presencia de la Corocora (*Eudocimus ruber*) en el valle del río Cauca, Occidente de Colombia. *Ornitología Colombiana* 2: 45-46.
230. NARANJO, L. G. 2010. Dos registros desapercibidos de aves marinas en Colombia. *Boletín SAO* 20: 39-41.
231. NARANJO, L. G. & F. A. ESTELA. 1999. Inventario de la avifauna de un área suburbana de Cali. *Boletín SAO* 10: 11-27.
232. NARANJO, L. G. & R. FRANKE-ANTE. 1995. Registros inusuales de gaviotas para el occidente colombiano. *Boletín SAO* 6: 13-15.
233. NEGRET, A. J. 1992. La avifauna del Valle del Patía. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 5: 45-65.
234. NEGRET, A. J. 1989. Aves del Parque Nacional Natural Gorgona. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 1: 29-42.
235. NEGRET, A. J. 1991. Reportes recientes en el Parque Nacional Munchique de aves consideradas raras o amenazadas de extinción. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 3: 39-45.
236. NEGRET, A. J. 1994. Notas sobre los chorlitos migratorios en los alrededores de Popayán. *Boletín SAO* 10: 8-10.
237. NEGRET, A. J. 1995. El Vencejo Negro (*Cypseloides niger*): una nueva adición a la avifauna colombiana. *Caldasia* 18: 145-146.
238. NEGRET, A. J. 1997. Adiciones a la avifauna del Parque Nacional Natural Munchique, Cauca. *Novedades Colombianas* 7: 88.
239. NEGRET, A. J. 1997. Notas sobre la avifauna del suroccidente colombiano. *Novedades Colombianas* 7: 45-50.
240. NEGRET, A. J. & C. ACEVEDO. 1990. Reportes recientes de *Leptosittaca branickii*, ave colombiana amenazada de extinción. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 2: 70-71.
241. NEGRET, A. J. & B. ORTIZ. 1989. Historia de la colonización del Gorrión Europeo (*Passer domesticus*) en América y los primeros ejemplares para Colombia. *Novedades Colombianas, Nueva Época* 1: 21-28.
242. NEWMAN, J. 1992. *Birds in Amazon 1992 - Final Report*. A Cambridge - RHBNC expedition to Colombia.
243. NEWMAN, J. 2008. Sight records of five bird species new to Colombia from Serranía de Naquén, dpto. Guainía. *Cotinga* 29: 160-161.
244. OCAMPO-PEÑUELA, N. & A. ETTER. 2013. Contribution of different forest types to the bird community of a savanna landscape in Colombia. *Ornitología Neotropical* 24: 35-53.
245. OCAMPO-TOBÓN, S. 2005. La Reinita Gorrinegra *Wilsonia pusilla* (Parulidae), nuevo registro para los Andes Colombianos. *Ornitología Colombiana* 3: 74-75.
246. OCHOA-QUINTERO, J. M., I. MELO-VÁSQUEZ, J. A. PALACIO-VIEIRA & A. M. PATIÑO. 2005. Nuevos registros y notas sobre la historia natural del Paujil colombiano *Crax alberti* al nororiente de la cordillera Central colombiana. *Ornitología Colombiana* 3: 42-50.
247. OLACIREGUI, C., A. QUEVEDO, F. GONZÁLEZ & L. F. BARRERA. 2016. Range extensions and noteworthy records of birds from the Serranía de Abibe, north-west Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 136: 243-262.
248. OLACIREGUI, C. & F. GUZMAN. 2011. First record of Rufous-breasted Wood-Quail *Odontophorus speciosus* for Colombia. *Conservación Colombiana* 15: 31-33.

249. OLARTE, L. G. 1997. Registros muy importantes en Medellín. Boletín SAO 8: 61.
250. O'NEILL, J. P., D. F. LANE & L. N. NAKA. 2011. A cryptic new species of thrush (Turdidae: *Turdus*) from western Amazonia. Condor 113: 869-880.
251. ORTIZ-VON HALLE, B. 1990. Adiciones a la avifauna de Colombia de especies arribadas a la Isla Gorgona. Caldasia 16: 209-214.
252. OSBORN, S. & C. OLSON. 2015. New record and known-range extension of Undulated Antpitta (*Grallaria squamigera*) in the Sierra Nevada de Santa Marta of Colombia. Boletín SAO 24: 9-12.
253. PARRA-HERNÁNDEZ, R. M., Y. TOLOSA & W. E. FIGUEROA. 2015. Nuevos registros y estado actual de las especies introducidas en Ibagué. Revista Tumbaga 1: 58-75.
254. PARRA-HERNÁNDEZ, R., D. CARANTÓN-AYALA, M. MORENO-PALACIOS & J. S. SANABRIA. 2008. Primer registro del Vencejo Cuatro Ojos (*Cypseloides cherriei*) para la Cordillera Central de los Andes (Colombia). Ornitología Colombiana 6: 66-68.
255. PEARMAN, M. 1993. Some range extensions and five species new to Colombia, with notes on some scarce or little known species. Bulletin of the British Ornithologists' Club 113: 66-75.
256. PEÑA, M. 1997. Ornitofauna presente en una zona de construcción carretera Florencia - Altamira. Interventora Integral S.A. Boletín SAO 8: 30-45.
257. PEÑA, M. & W. H. WEBER. 2000. Reencuentro del Saltarín Cabecidorado (*Chloropipo flavicapilla*) en Antioquia. Boletín SAO 11: 46-48.
258. PERAZA, C. A. 2011. Aves, Bosque Oriental de Bogotá Protective Forest Reserve, Bogotá, DC, Colombia. Check List 7: 057-063.
259. PERAZA, C., Y. CIFUENTES, Y. ALAYON & C. CLAVIJO. 2004. Adiciones a la avifauna de un cafetal con sombrío en la Mesa de Los Santos (Santander, Colombia). Universitas Scientiarum 9: 19-32.
260. PINEDA-GUERRERO, A., J. P. LÓPEZ-ORDÓÑEZ & P. CAMARGO-MARTÍNEZ. 2014. Migración y primer registro del Caracolero Selvático (*Chondrohierax uncinatus*) en la ciudad de Bogotá, Colombia. Spizaetus 18: 33-39.
261. PITMAN, R. K., L. B. SPEAR & D. G. AINLEY. 1995. The marine birds of Malpelo Island. Colonial Waterbirds 18: 113-119.
262. PITMAN, R. L. & J. R. JEHL, JR. 1998. Geographic variation and reassessment of species limits in the "Masked" Boobies of the Eastern Pacific Ocean. Wilson Bulletin 110: 155-170.
263. POLANCO, J. M., A. OSPINA DUQUE, D. ARANGO GIRALDO, J. SNAIDER GRANADA & O. H. MARÍN GÓMEZ. Efectividad de las redes de niebla para determinar la riqueza de aves en un bosque montano de los Andes centrales (Salento, Quindío, Colombia). Rev. Invest. Univ. Quindío 27: 75-88.
264. PULGARÍN, P. C. & W. A. MÚNERA. 2006. New bird records from Farallones de Citará, Colombian western Cordillera. Boletín SAO 16: 44-53.
265. PULGARÍN, P. C., N. J. BAYLY & T. ELLERY. 2015. New records of Chimney Swift (*Chaetura pelagica*) in Bogotá, Eastern Andes of Colombia. Boletín SAO 24: 1-3.
266. QUEVEDO, A. & J. C. LUNA. 2012. Dos nuevas especies de aves para Colombia en el departamento del Guainía. Conservación Colombiana 17: 26-27.
267. QUEVEDO, A. & B. LÓPEZ-LANÚS. 2002. Registro extralimital de *Sturnella magna* en Colombia: Tolima, Cordillera Central. Boletín SAO 13: 46-47.
268. RAMÍREZ, J. D. 2006. Redescubrimiento de *Grallaria rufocinerea* (Formicariidae) en el valle de Aburrá, Antioquia, Colombia. Boletín SAO 16: 17-23.
269. RAMÍREZ-GÓMEZ, O. & S. OCAMPO-TOBÓN. 2006. Nuevo registro del Vencejo Pierniblanco (*Aeronautes montivagus*) en el Valle del Cauca. Boletín SAO 16: 55-57.
270. REMSEN, J. V., JR. 2008. First specimens for Colombia of *Furnarius torridus* (Furnariidae) and *Myrmotherula assimilis* (Thamnophilidae). Ornitología Colombiana 6: 89-81.
271. RENJIFO, L. M. 1991. Discovery of the Masked Saltator in Colombia, with notes on its ecology and behavior. Wilson Bulletin 103: 685-690.
272. RENJIFO, L. M. 1991. First record of the Bay-vented Cotinga *Doliornis sclateri* in Colombia. Bulletin of the British Ornithologists' Club 114: 101-103.
273. RENJIFO, L. M., A. REPIZO, J. M. RUIZ-OVALLE, S. OCAMPO, S. & J. E. AVENDAÑO. 2017. New bird distributional data from Cerro Tacarcuna, with implications for conservation in the Darién highlands of Colombia. Bulletin of the British Ornithologists' Club 137: 46-66.
274. RESTREPO-CARDONA, J. S., L. VARGAS MARÍN & H. D. RODRÍGUEZ LASSO. Nuevos registros del poco conocido Azor

- Collarejo *Accipiter collaris* en Colombia. *Cotinga* 38: 36-37.
275. REYES, J. 2003. Primer registro de anidación del Gaviotín o Charrancito Americano *Sterna antillarum* en el Caribe colombiano. *Ornitología Colombiana* 1: 66-67.
276. RIDGELY, R. S. & G. TUDOR. 1989. *The Birds of South America. Volume 1: The Oscine Passerines*. University of Texas Press, Austin, USA.
277. RIDGELY, R. S. & G. TUDOR. 1994. *The Birds of South America. Volume 2: The Suboscine Passerines*. University of Texas Press, Austin, USA.
278. RIVERA-PEDROZA, L. & M. P. RAMÍREZ. 2005. Una extensión de la distribución del Tororoi Medialuna *Grallarica lineifrons* (Formicariidae) en Colombia. *Ornitología Colombiana* 3: 81-83.
279. ROBBINS, M. B., T. A. PARKER, & S. A. ALLEN. 1985. The avifauna of Cerro Pirre, Darién, Panamá. Págs. 198-232 en P. A. Buckley, M. S. Foster, E. S. Morton, R. S. Ridgely & F. G. Buckley (eds.) *Neotropical ornithology*. *Ornithological Monographs* 36.
280. ROBBINS, M. B. & F. G. STILES. 1999. A new species of Pymy-Owl (Strigidae: *Glaucidium*) from the Pacific slope of the northern Andes. *Auk* 116: 305-315.
281. ROBBINS, M. B. & R. S. RIDGELY. 1992. Taxonomy and natural history of *Nyctiphrynus rosenbergi* (Caprimulgidae). *Condor* 94: 984-987.
282. ROJAS-R, R., W. PIRAGUA-A, F. G. STILES & T. McNISH. 1997. Primeros registros para Colombia de cuatro taxones de la familia Tyrannidae (Aves: Passeriformes). *Caldasia* 19: 523-525.
283. ROSSELLI, L., S. DE LA ZERDA & J. CANDIL. 2017. Cambios en la avifauna de un relicto de bosque en la franja periurbana de Bogotá a lo largo de catorce años. *Acta Biológica Colombiana* 22: 181-190.
284. ROSSELLI, L., F. G. STILES & P. A. CAMARGO. 2017. Changes in the avifauna in a high Andean cloud forest in Colombia over a 24-year period. *Journal of Field Ornithology* (early view).
285. ROWLAND, F. & B. MASTER. 2011. First published record of Scissor-tailed Flycatcher *Tyrannus forficatus* for Colombia and South America. *Conservación Colombiana* 15: 44.
286. ROWLAND, F. & B. MASTER. 2012. New records of Forster's Tern *Sterna forsteri* for Colombia. *Colombiana* 17: 28-30.
287. RUEDA, M. 2015. Un registro confirmado de *Picumnus exilis* para Colombia. *Conservación Colombiana* 23: 49.
288. RUIZ-GUERRA, C. 2012. Occurrence of Red Knot and Marbled Godwit in Colombia. *Wader Study Group Bull.* 118: 194-195.
289. RUIZ-GUERRA, C. 2012. El Chorlito nival (*Charadrius nivosus*), el Chorlo de los rompientes (*Aphriza virgata*), el Falaropo tricolor (*Phalaropus tricolor*) y la Cigüeñuela (*Himantopus mexicanus*) en las costas colombianas. *Boletín SAO* 21: 19-26.
290. RUIZ-GUERRA, C. & Y. CIFUENTES-SARMIENTO. 2011. Primer registro del Petrel de Cory (*Calonectris diomedea*) para Colombia. *Ornitología Colombiana* 10: 65-68.
291. RUIZ-GUERRA, C., D. EUSSE-GONZÁLEZ, C. ARANGO, L. MIRANDA & Y. A. BELTRÁN. 2013. Spring status of Buff-breasted Sandpipers in Colombia. *Wader Study Group Bulletin* 120: 202.
292. RUIZ-GUERRA, C., R. JOHNSTON-GONZÁLES, Y. CIFUENTES-SARMIENTO, F. A. ESTELA, L. F. CASTILLO, C. E. HERNÁNDEZ & L. G. NARANJO. 2007. Noteworthy bird records from the southern Chocó of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 127: 283-293.
293. RUIZ-OVALLE, J. M. 2005. El Carpinterito Castaño (*Picumnus cinnamomeus*) en el bosque de manglar del antiguo delta del río Sinú, departamento de Córdoba, noroeste de Colombia. *Boletín SAO* 15: 112-115.
294. RUIZ-OVALLE, J. M. & S. CHAPARRO-HERRERA. 2016. Nuevas localidades para el Tachurí barbado (*Polystictus pectoralis*) en la Orinoquía Colombiana. *Ornitología Colombiana* 15: 111-116.
295. RUIZ-OVALLE, J. M. & A. HURTADO-GUERRA. 2014. Primeros registros de *Bangsia arcae* y *Chrysothlypis chrysomelas* (Thraupidae) para Colombia. *Ornitología Colombiana* 14: 130-135.
296. SAÉN-JIMÉNEZ, F., F. CIRI-LEÓN, J. PAREDES-GÓMEZ & S. ZULUAGA. 2014. Registros recientes de Cóndor andino (*Vultur gryphus*) en los Andes nororientales colombianos. ¿Evidencia de su recuperación en el país? *Spizaetus* 17: 19-23.
297. SALAMAN, P. 1995. The rediscovery of the Tumaco Seedeater *Sporophila insulata*. *Cotinga* 4: 33-35.
298. SALAMAN, P. G. W., N. BAYLY, R. BURRIDGE, M. GRANTHAM, M. GURNEY, A. QUEVEDO, L. E. UREÑA & T. M. DONEGAN. 2008. Sixteen bird species new for Colombia. *Conservación Colombiana* 5: 80-85.
299. SALAMAN, P. G. W., P. COOPMANS, T. M. DONEGAN, M. MULLIGAN, A. CORTÉS, S. L. HILTY & L. A. ORTEGA. 2003. A new species of Wood-Wren (Troglodytidae: *Henicorhina*) from the Western Andes of Colombia. *Ornitología Colombiana* 1: 4-21.

300. SALAMAN, P. G. W., L. M. DÁVALOS & G. M. KIRWAN. 1998. The first breeding records of White-rimmed Brush-finch, *Atlapetes leucopis*, with ecological notes. *Cotinga* 9: 24-26.
301. SALAMAN, P. G. W., T. M. DONEGAN & A. M. CUERVO. 2002. New distributional bird records from Serranía de San Lucas and adjacent Central Cordillera of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 122: 285-303.
302. SALAMAN, P. G. W., T. M. DONEGAN, D. DAVISON & J. M. OCHOA. 2007. Birds of Serranía de los Churumbelos, their conservation and elevational distribution. *Conservación Colombiana* 3: 29-58.
303. SALAMAN, P. G. W., T. M. DONEGAN & R. PRYS-JONES. 2009. A new subspecies of Brown-banded Antpitta *Grallaria milleri* from Antioquia, Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 129: 5-17.
304. SALAMAN, P. G. W., & L. MAZARIEGOS-HURTADO. 1998. The hummingbirds of Nariño, Colombia. *Cotinga* 10: 30-36.
305. SALAMAN, P. G. W. & F. G. STILES. 1996. A distinctive new species of vireo (Passeriformes: Vireonidae) from the Western Andes of Colombia. *Ibis* 138: 610-619.
306. SALAMAN, P. G. W., F. G. STILES, C. I. BOHÓRQUEZ, M. ÁLVAREZ-R, A. M. UMAÑA, T. M. DONEGAN & A. M. CUERVO. 2002. New and noteworthy bird records from the east slope of the Andes of Colombia. *Caldasia* 24: 157-189.
307. SCHUCHMANN, K. L. 1978. Notes on the Rufous-capped Thornbill *Chalcostigma ruficeps*, a new hummingbird species for Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists Club*, 98, 115-116.
308. SCHULENBERG, T. S. & T. A. PARKER III. 1997. A new species of tyrant-flycatcher (Tyrannidae: *Tolmomyias*) from the western Amazon basin. *Ornithological Monographs* 48: 723-732.
309. SERNA, M. A. 1990. Algunas aves observadas en la ciénaga de Ayapel, Córdoba. *Boletín SAO* 1: 2-21.
310. SERNA, M. A. 1990. Novedades sobre aves de Medellín. *Boletín SAO* 1: 37-38.
311. SERNA, M. A. 1992. Notas sobre algunas especies de aves de Colombia, algunas de ellas potencialmente amenazadas. *Boletín SAO* 5: 9-23.
312. SISTEMA DE INFORMACIÓN SOBRE BIODIVERSIDAD DE COLOMBIA [SiB-COLOMBIA]. 2013. Available from: <http://www.sibcolombia.net/web/sib/>
313. SMITH, P. W. & S. A. SMITH. 1989. The Bahama Swallow *Tachycineta cyaneoviridis*, a summary. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 109: 170-180.
314. SPEAR, L. B. & D. G. AINLEY. 1999. Seabirds of the Panama Bight. *Waterbirds* 22: 175-198.
315. STILES, F. G. 1992. A new species of Antpitta (Formicariidae: *Grallaria*) from the Eastern Andes of Colombia. *Wilson Bulletin* 104: 389-399.
316. STILES, F. G. 1996. A new species of Emerald hummingbird (Trochilidae, *Chlorostilbon*) from the Sierra de Chiribiquete, southeastern Colombia, with a review of the *C. mellisugus* complex. *Wilson Journal of Ornithology* 108: 1-27.
317. STILES, F. G. 1998. Notes on the biology of two threatened species of *Bangsia* tanagers in northwestern Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 118: 25-31.
318. STILES, F. G. 2001. Primer registro del Porrón Collarejo *Aythya collaris* (Anatidae) y de la anidación del Ibis Morito *Plegadis falcinellus* (Threskiornithidae) en el Caribe colombiano. *Caldasia* 23: 559-561.
319. STILES, F. G. 2003. Notas taxonómicas sobre aves colombianas I: el rango taxonómico de *Hylocharis humboldtii* (Trochilidae). *Ornitología Colombiana* 1: 68-70.
320. STILES, F. G. 2004. The Tumaco Seedeater (*Sporophila insulata*, Emberizidae): a species that never was? *Ornitología Neotropical* 15: 17-30.
321. STILES, F. G. 2005. El Trepatroncos de Zimmer *Xyphorhynchus kienerii* (Dendrocolaptidae) en la Amazonía colombiana. *Ornitología Colombiana* 3: 104-106.
322. STILES, F. G. 2010. La avifauna de la parte media del Río Apaporis, departamentos de Vaupés y Amazonas, Colombia. *Revista Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 132: 381-390.
323. STILES, F. G. 2017. Avifauna de Tumaco y alrededores, Nariño, Colombia. En preparación.
324. STILES, F. G & J. BECKERS. 2015. Un inventario de las aves de la región de Inírida, Guainía, Colombia. *Ornitología Colombiana* 15: 21-52.
325. STILES, F. G. & C. I. BOHÓRQUEZ. 2000. Evaluando el estado de la Biodiversidad: el caso de la avifauna de la Serranía de las Quinchas, Boyacá, Colombia. *Caldasia* 22: 61-92.
326. STILES, F. G. & H. ÁLVAREZ-LÓPEZ. 1995. La situación del Tororoi Pechicanela [*Grallaria haplonota*, Formicariidae] en Colombia. *Caldasia* 17: 607-610.
327. STILES, F. G., N. K. KRABBE & T. S. SCHULENBERG. 2006. Species limits in the genus *Urosticte* (Trochilidae). *Ornitología Colombiana* 4: 59-63.
328. STILES, F. G., O. A. LAVERDE & C. D. CADENA. 2017. A new species of tapaculo Rhinocryptidae; (*Scytalopus*) from the Western Andes of Colombia. *The Auk* 134: 377-392.

329. STILES, F. G. & A. J. NEGRET. 1994. The nonbreeding distribution of the Black Swift: a clue from Colombia and unsolved problems. *Condor* 96: 1091-1094.
330. STILES, F. G., L. ROSSELLI & C. I. BOHÓRQUEZ. 1999. New and noteworthy records of birds from the middle Magdalena valley of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 119: 113-129.
331. STILES, F. G., L. ROSSELLI & S. DE LA ZERDA. 2017. Changes over 26 years in the avifauna of the Bogotá region, Colombia: has climate change become important? *Frontiers in Ecology and Evolution* 5:58.
332. STILES, F. G., J. L. TELLERÍA & M. DÍAZ. 1995. Observaciones sobre la composición, ecología y zoogeografía de la avifauna de la Sierra de Chiribiquete, Caquetá, Colombia. *Caldasia* 17: 481-500.
333. STOTZ, D. F. 1990. First specimens of *Drymophilla devillei* from Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 110: 37-38.
334. STREWE, R. 1999. Notes on the rediscovery of the Baudó Oropendola *Psarocolius cassini* in Chocó, Colombia. *Cotinga* 12: 40-43.
335. STREWE, R. 2000. New distributional sightings of 28 species of birds from Dpto. Nariño, SW Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 120: 189-195.
336. STREWE, R. 2001a. First record of the Rufous-headed Chachalaca for Colombia. *Cotinga* 15: 63.
337. STREWE, R. 2001b. Segundo registro de *Buteo jamaicensis* para Colombia. *Boletín SAO* 12: 80-81.
338. STREWE, R. 2002. Primeros informes de anidación con notas ecológicas de *Capito quinticolor* y *C. squamatus* (Aves: Capitonidae) del Pacífico colombiano. *Caldasia* 24: 221-224.
339. STREWE, R. 2004. Notas sobre una colonia de anidación del Vencejo pierniblanco (*Aeronautes montivus*) en la Serranía de Perijá. *Boletín SAO* 14: 2-4.
340. STREWE, R. 2006. Primer registro de la Golondrina de Bahamas *Tachycineta cyaneoviridis* para Suramérica. *Boletín SAO* 16: 54-58.
341. STREWE, R. & S. KREFT. 1999. First records of Masked Mountain-Tanager (*Buthraupis wetmorei*) and Black-backed Bush-Tanager (*Urothraupis stolzmanni*) (Thraupinae) for Nariño, southwestern Colombia. *Ornitología Neotropical* 10: 111-113.
342. STREWE, R. & C. NAVARRO. 2003. New distributional records and conservation importance of the San Salvador valley, Sierra Nevada de Santa Marta, northern Colombia. *Ornitología Colombiana* 1: 29-41.
343. STREWE, R. & C. NAVARRO. 2004. New and noteworthy records of birds from the Sierra Nevada de Santa Marta region, north-eastern Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 124: 38-51.
344. STREWE, R., C. NAVARRO & J. BELTRÁN. 2008. Primer registro de la Gaviota Cabecigrís (*Chroicocephalus cirrocephalus*) para la región del Caribe y Colombia. *Ornitología Colombiana* 7: 75-77.
345. STREWE, R., C. VILLA-DE LEÓN, G. LOBATÓN, A. MORALES ROZO & F. AYERBE QUIÑONES. 2006. Ampliación del rango de distribución del chango llanero *Quiscalus lugubris* (Icteridae) en Colombia. *Revista Intropica* 3: 109-112.
346. STREWE, R., C. VILLA-DE LEÓN, C. NAVARRO, J. ALZATE & G. UTRÍA. 2016. Primer registro documentado de la Torcaza aliblanca (*Zenaida asiatica*) en América del Sur. *Ornitología Colombiana* 15: 90-93.
347. SUÁREZ-SANABRIA, N. & C. D. CADENA. 2014. Diversidad y estructura de la avifauna del Valle de Lagunillas, Parque Nacional Natural El Cocuy, Colombia. *Ornitología Colombiana* 14: 48-61.
348. TORO, J. L. & P. FLÓREZ. 2001. Una nueva población de Loro Orejiamarillo (*Ognorhynchus icterotis*) en los Andes de Colombia. *Boletín SAO* 12: 46-51.
349. TOVAR-MARTÍNEZ, A. E. 2010. Redescubrimiento y notas sobre la ecología y vocalizaciones del Periquito de Todd (*Pyrrhura picta caeruleiceps*) en el nororiente de Colombia. *Ornitología Colombiana* 9: 48-55.
350. TRONCOSO, F., P. A. J. VAN DER WOLF & J. A. AHUMADA. 1995. The Lilac-Tailed Parrotlet (*Touit batavica*), a new record for Colombia. *Caldasia* 18: 147-148.
351. URIBE, D. 2011. Confirmada la presencia del Tororoi media luna en el departamento de Caldas. *Merganetta* 48.
352. VAN LEEUWEN, M. & C. HOOGELAND. 2004. The first Pale-winged Trumpeter *Psophia leucoptera* in Colombia. *Cotinga* 21: 76-77.
353. VAN OOSTEN, H. & O. CORTES. 2009. First record of Munchique Wood-Wren *Henicorhina negreti* in dpto. Chocó, Colombia. *Cotinga* 31: 64.
354. VERHELST, J. C., J. E. BOTERO, Ó. ORREGO & D. FAJARDO. 2002. El Carpinterito Punteado, *Picumnus granadensis*, en las regiones cafeteras de Colombia. *Caldasia* 24: 201-208.
355. WARD-BOLIVAR, V. & J. LASSO-ZAPATA. 2012. Primeros registros del Pato Serrucho Pechicastaño (*Mergus serrator*) para las islas de Providencia y San Andrés, Caribe Colombiano. *Ornitología Colombiana* 12: 47-50.

356. WILLIAMS, R. 2016. Neotropical Notebook. *Neotropical Birding* 18: 45-52.
357. WILLIS, E. O. 1988. Behavioral notes, breeding records, and range extensions for Colombian birds. *Revista Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 16: 137-150.
358. WOODS, S., F. ORTIZ-CRESPO & P. M. RAMSAY. 1998. Presence of Giant Hummingbird *Patagona gigas* and Ecuadorian Hillstar *Oreotrochilus chimborazo jamesoni* at the Ecuador-Colombia border. *Cotinga* 10: 37-40.
359. ZULUAGA-BONILLA, J. E. 2006. Registros de *Icterus icterus* y *Machetornis rixosa* en un pequeño humedal artificial de Tunja, Boyacá, Colombia. *Boletín SAO* 16: 64-69.
360. ZULUAGA-BONILLA, J. E. & D. C. MACANA-GARCÍA. 2016. La avifauna actual del lago de Tota, Boyacá, Colombia: área importante para la conservación de las aves. *Biota Colombiana* 17(2): 138-162.

Secuencia de mudas y plumajes de *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia* en el valle del Magdalena

Molt and plumage sequences in Blue-Black Grassquit and Gray Seedeater in the Magdalena Valley

Miguel Moreno-Palacios^{1,2}, Sergio Losada-Prado², María Ángela Echeverry-Gálvis³

¹Grupo de Investigación Naturatu, Facultad de Ciencias Naturales y Matemáticas, Universidad de Ibagué, Ibagué, Colombia.

²Grupo de Investigación en Zoología, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima, Ibagué, Colombia.

³Departamento de Ecología y Desarrollo Territorial, Facultad de Estudios Ambientales y Rurales, Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.

✉ miguel.moreno@unibague.edu.co, slosada@ut.edu.co, ma.echeverryg@javeriana.edu.co

Resumen

La información suministrada por las estrategias de muda es importante para entender las historias de vida de las aves, sin embargo su estudio aún es limitado, lo que dificulta la investigación comparada de sus ciclos de vida. Con el objetivo de profundizar en la estrategia de muda de *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia*, dos tráupidos granívoros comunes en las zonas bajas del norte de Suramérica, presentamos las descripciones de las secuencias de sus mudas y plumajes, en una localidad del valle alto del Magdalena, utilizando el sistema de clasificación de edades basado en ciclos de muda Wolfe-Ryder-Pyle y suplementado con material fotográfico. Tanto *V. jacarina* como *S. intermedia* mostraron una Estrategia Alternativa Compleja, lo cual es consistente con lo descrito para algunas otras especies de Thraupidae y otros Passeriformes. La muda prebásica en ambas especies fue completa, al igual que la muda preformativa, mientras que la muda prealterna fue parcial. La extensión completa de la muda preformativa, así como la presencia de una muda prealterna pueden asociarse a los hábitos de estas especies de áreas abiertas con mayor exposición solar, por lo tanto requiriendo un reemplazo más frecuente de plumas. Sin embargo, la muda prealterna podría estar asociada a procesos de selección sexual en ambas especies. La secuencia de mudas y plumajes permitió identificar 11 clases de edad en *V. jacarina* y ocho en *S. intermedia*, lo que involucró aves en primer y segundo ciclo, así como individuos en ciclo de muda definitivo, información que apoya el uso del sistema WRP, que puede proveer información relevante para el estudio de la estructura de edades y los ciclos de vida en Passeriformes neotropicales.

Palabras clave: estrategia de muda, extensión de la muda, *Sporophila intermedia*, *Volatinia jacarina*

Abstract

Information on molt strategies is important for understanding the life history of birds but their study is still limited, hindering the comparative study of their life cycles. In order to better understand the molt strategies of the Blue-black Grassquit (*Volatinia jacarina*) and the Gray Seedeater (*Sporophila intermedia*), two common granivorous tanagers in the lowlands of northern South America, we present descriptions of the sequence of molts and plumages, at a locality in the upper Magdalena valley (Colombia), using the Wolfe-Ryder-Pyle age system based on molt cycles and supplemented with photographic material. Both *V. jacarina* and *S. intermedia* showed a Complex Alternate Strategy, consistent with that described for some other tanagers and other passerines. The prebasic molt in both species was complete, as was the performative molt, while prealternate molt was partial. The full extent of the performative molt and the presence of a prealternate molt may be associated with the habits of these species occupying open areas with high sun exposure and therefore requiring more frequent replacement of feathers. However, the prealternate molt might be associated with sexual selection processes. The sequence of molts and plumages identified 11 age classes in *V. jacarina* and eight in *S. intermedia*, involving birds in their first and second cycles and individuals in definitive molt cycles, supporting the use of WRP system, which can provide relevant information for the study of the age structure and life cycles in neotropical passerines.

Key words: molt strategy, molt extent, *Sporophila intermedia*, *Volatinia jacarina*

Introducción

Las estrategias de muda (*sensu* Howell *et al.* 2003) son el concepto que incorpora todos los patrones conocidos de sucesión del plumaje, y su estudio proporciona un marco para el análisis y comparación de los ciclos de muda en las aves. La información suministrada por las estrategias de muda es de importancia para la comprensión de las historias de vida de las aves, debido a las interacciones que se presentan con otros ciclos como la reproducción o la migración. A pesar de su relevancia, el estudio de estas estrategias en aves neotropicales es aún limitado, lo que dificulta la comparación de sus ciclos de vida.

La extensión de la muda del plumaje está definida como aquellos grupos de plumas que son reemplazados durante un evento de muda (Pyle 1997a). La diferencia en los grupos de plumas involucrados en un proceso de muda ha llevado a la definición de cinco tipos de muda (ver métodos, Pyle 1997a). En Passeriformes y otros grupos relacionados, las mudas prebásicas (*sensu* Howell *et al.* 2003) o aquellas que demarcan el principio y final de un ciclo de muda, son completas en extensión, por lo que todas las plumas del cuerpo y del vuelo son reemplazadas. En los casos de mudas insertadas dentro del ciclo básico (*e.g.*, muda preformativa, muda prealterna), se ha observado que estas son generalmente limitadas, parciales e incompletas, en donde ciertos grupos de plumas son reemplazados, pero otros son retenidos. Cuando esto ocurre, aparecen visibles los límites de muda, que se definen como “los límites entre plumas reemplazadas y retenidas” (Pyle 1997a). Estos límites han sido reconocidos como criterios para estudiar la extensión de las mudas (Mulvihill 1993, Jenni & Winkler 1994, Pyle 1997b, Pyle *et al.* 2004) y por el hecho de que los eventos de muda ocurren en momentos específicos del ciclo de vida de las aves, los límites de muda son útiles en

la determinación de la edad en muchas especies (Froehlich 2003, Ryder & Durães 2005, Hernández 2012).

Howell (2010) menciona que en Norteamérica, a pesar de las diferencias en tamaños, apariencias e historias de vida, los Passeriformes exhiben una estrategia de muda básica compleja o alterna compleja, lo que podría sugerir que existe una señal filogenética. Por otro lado, Mulvihill (1993) y Pyle (1997a) indican que con pocas excepciones, los Passeriformes de Norteamérica presentan mudas prebásicas completas, mientras que las mudas preformativas son parciales a incompletas. Esto quiere decir que la mayoría de Passeriformes en esa región exhiben estrategias de muda que permiten que un individuo con plumas juveniles retenidas pueda ser correctamente clasificado como un ave de primer año. Wolfe *et al.* (2009a) advierten que la diferencia en las historias de vida de las aves neotropicales se podría ver reflejada en distintos patrones y secuencias de plumaje. Sin embargo, estudios preliminares muestran que la mayoría de residentes del Neotrópico presentan estrategias de muda similares a las registradas en zonas templadas (Foster 1975, Ryder & Wolfe 2009, Wolfe *et al.* 2009a, Hernández 2012), lo que incluye mudas preformativas parciales a incompletas y mudas prebásicas completas, que ocurren generalmente posterior a la reproducción (Pyle 1997a, Wolfe *et al.* 2009a).

Parte de la dificultad en la definición del ciclo de muda es la obtención de tamaños de muestra adecuados para cada clase de edad/sexo en las poblaciones bajo estudio, razón por la cual es aconsejable comenzar la descripción de los patrones de muda de las especies con mayor tasa de captura en una comunidad. *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia* son dos tráupidos comunes en las zonas bajas del norte de Suramérica. Estas especies se distribuyen en casi todo Colombia, en alturas por debajo de 1.500

m, generalmente asociadas a áreas abiertas y matorrales, aunque también a bordes de bosque. Ambas especies son representativas del bosque seco tropical en el departamento de Tolima, en donde se encuentran unas de las poblaciones más estudiadas del país. En el norte del departamento se ha registrado que los periodos reproductivos de *V. jacarina* y *S. intermedia* se extienden de seis a siete meses, con un incremento en el número de individuos reproductivos durante o inmediatamente después del pico de lluvia del segundo semestre (septiembre-noviembre). *Volatinia jacarina* exhibe rasgos reproductivos más dispersos a través del año, mientras que *S. intermedia* muestra una temporada reproductiva marcada (septiembre-abril). En ambos casos, las especies tienden a suspender los eventos reproductivos durante los meses más secos (enero y julio) (Moreno-Palacios *et al.* 2013). En estudios previos, Moreno-Palacios *et al.* (2012, 2013) discutieron la importancia del uso del sistema de clasificación basado en ciclos de muda Wolfe-Ryder-Pyle WRP (Wolfe *et al.* 2010) para el análisis de la dinámica de la estructura etaria en ambas especies, logrando identificar 11 clases de edad en cada una. No obstante, y tras algunas sugerencias, hemos considerado realizar la descripción formal de la secuencia de mudas y plumajes encontrada en ambas especies, con el fin de apoyar la utilización de las clases de edad.

Presentamos las descripciones detalladas de la secuencia y extensión de la muda y los plumajes resultantes en *V. jacarina* y *S. intermedia* en una localidad del valle alto del Magdalena, utilizando el sistema WRP y suplementado con material fotográfico de referencia. Esperamos que la información suministrada estimule el interés por el estudio de los ciclos de muda en aves residentes neotropicales, con el fin de mejorar nuestro entendimiento sobre la historia natural de estas especies.

Materiales y métodos

El estudio se llevó a cabo en el Centro Universitario Regional del Norte CURDN de la Universidad del Tolima, municipio de Armero-Guayabal, norte del departamento de Tolima, Colombia (05°00'N, 74°54'W; 280 m), en un bosque seco tropical. Presenta una temperatura promedio de 28°C y precipitación de 1791 mm, distribuidos en un régimen bimodal, con temporadas lluviosas entre marzo-mayo y octubre-diciembre.

La fase de campo se desarrolló entre febrero de 2011 y enero de 2012. Durante ese tiempo se realizaron capturas de aves en matorral secundario, con el uso de 10 redes de niebla (12 x 2.5 m, 36 mm malla), entre las 06:00 y 17:00 h, durante tres días al mes, asegurando un esfuerzo mensual de 150 h-red. Los individuos de *V. jacarina* y *S. intermedia* fueron marcados con una combinación única de anillos de colores, procesados y liberados siguiendo metodologías internacionales (NABC 2001). Aunque la mejor forma de establecer la secuencia de mudas y plumajes sería a través del seguimiento del ciclo en los mismos individuos, la baja tasa de recaptura y la imposibilidad de mantener aves en cautiverio implicaron que los ciclos de muda debieron ser descritos a partir de los patrones observados en diferentes individuos capturados, lo que puede introducir variabilidad en la muestra, pero al mismo tiempo, al funcionar como un muestreo completamente aleatorio, reduce los efectos individuales no controlados (*e.g.* componente genético, salud, dieta).

Para el área de estudio se conoce que ambas especies llevan a cabo eventos de muda de primarias que pueden tardar entre 59–100 días (Moreno-Palacios 2013), lo que indica que una periodicidad mensual puede ser suficiente para obtener al menos un par de datos sobre un

evento de muda en la población. En consecuencia, se estableció una periodicidad de entre 20–30 días durante un ciclo anual de lluvias para el desarrollo de las jornadas de anillamiento, asegurando que todos los procesos de muda quedaran representados.

La extensión de la muda se estableció según Pyle (1997a) como la descripción de los grupos de plumas involucrados en el proceso de muda, lo cual resulta en la definición de las siguientes categorías: ausente, limitada, parcial, incompleta y completa. Para la identificación de estas categorías de extensión, se registraron las características de la muda presente en cada individuo, a través de una carta de muda modificada de Rohwer (2008) y se fotografiaron las aves y sus alas desplegadas. De manera general, se requirió de la clasificación de todas las plumas de vuelo de cada individuo, en categorías como “nueva”, “vieja” o “en crecimiento” y la descripción de cada pluma de vuelo como una fracción de su longitud total, información que fue utilizada para evaluar otros aspectos de la muda de ambas especies (Moreno-Palacios 2013). Adicionalmente, se registraron los grupos de plumas de cuerpo que se encontraban en muda, y se anotó la presencia de otros caracteres complementarios para la determinación de la edad, como grado de osificación craneal, coloración del pico, color de la comisura, presencia de protuberancia cloacal o parche de incubación.

A causa de que distintas mudas pueden diferir en extensión y que estos procesos se encuentran relacionados con la edad, en este estudio se adoptaron las categorías de edad sugeridas por el sistema WRP (Wolfe *et al.* 2010, Johnson *et al.* 2011). Asimismo, se describieron los plumajes resultantes de cada muda discriminando por sexo. La traducción al español de los códigos del

sistema de clasificación utilizados en el presente manuscrito se puede encontrar en el Anexo 1.

Resultados

Luego de un esfuerzo de muestreo de 1.800 h-red, se logró la captura de 179 individuos de las especies focales, incluyendo a 94 individuos para *V. jacarina* (5.2 ind./100h-red), correspondientes a 52 machos, 39 hembras, y tres indeterminados, y 85 individuos para *S. intermedia*, (4.7 ind./100h-red), correspondientes a 39 machos y 46 hembras. Aunque se obtuvo una tasa de recaptura del 11% para *V. jacarina* (10 ind.) y del 21% para *S. intermedia* (18 ind.), estos individuos se recapturaron en pares de meses consecutivos o en épocas muy distantes (10 a 12 meses), por lo cual las características de plumaje no permitieron inferir acerca de la secuencia de mudas.

Del total de individuos de *V. jacarina*, el 65% (61 ind.) registraron muda. De estos, 52% fueron aves que se encontraban realizando muda prebásica definitiva (DPB/SPB), el 33% realizaban una muda preformativa (FPF), el 10% una muda prealterna (FPA/DPA) y el 5% una primera muda prebásica (FPJ). De los individuos de *V. jacarina* que no estaban mudando (33 ind.), el 64% se encontraban en plumaje básico definitivo (DCB), mientras que el 21% exhibían un plumaje formativo (FCF), el 12% un plumaje alterno (FCA/DCA) y un individuo (3%) con plumaje no determinado (DCU) (Fig. 1).

En el caso de *S. intermedia*, el 67% (57 ind.) de los individuos se encontraban en muda. De estos, el 54% se hallaban en muda prebásica definitiva (DPB), el 42% en muda preformativa (FPF), y el 4% en muda prealterna (FPA). De aquellos individuos que no estaban mudando (28 ind.), el 36% fueron descritos en plumaje básico definitivo

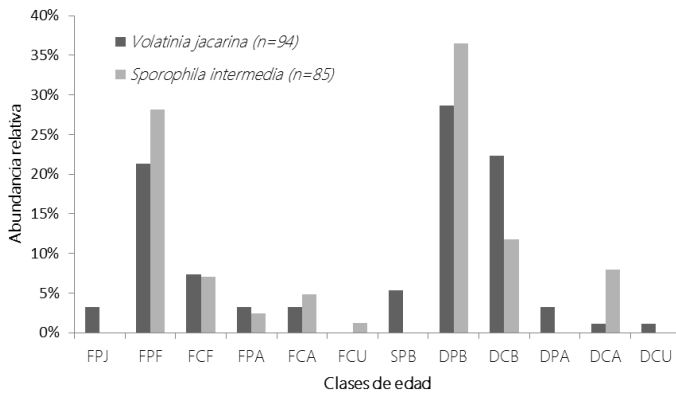


Figura 1. Distribución de individuos de *V. jacarina* y *S. intermedia* en cada muda y plumaje encontrados durante el estudio. Los códigos hacen referencia al sistema WRP (Wolfe *et al.* 2010, actualizado por Johnson *et al.* 2011). El significado y traducción al español de los códigos se

(DCB), mientras que el 39% en plumaje alterno definitivo (DCA), el 21% en plumaje formativo (FCF), y un individuo (4%) en plumaje no determinado (FCU) (Fig. 1).

Volatinia jacarina

Primera muda prebásica o muda prejuvenil (n=3) (febrero-mayo).- Es una muda completa, todas las plumas del cuerpo, así como rémiges y rectrices crecen simultáneamente. En consecuencia, el primer plumaje básico (plumaje juvenil) resultante presenta una sola generación de plumas. El primer plumaje básico es café claro, similar a la hembra adulta pero decolorado; es especialmente distinguible en las coberteras mayores y medias; con estrías negruzcas en el pecho, rémiges y rectrices delgadas y puntiagudas. No hay diferencias aparentes en el plumaje juvenil entre sexos (Figs. 2A y 2B).

Por su apariencia, este plumaje es diagnosticable, lo cual facilita la separación de individuos juveniles de las siguientes clases de edad. Otros caracteres que complementaban la descripción de los juveniles fueron la presencia de una

evidente comisura amarilla, el pico claro especialmente en la mandíbula y 0%–30% de osificación craneal.

Muda preformativa (n=27) (enero-junio).- Es una muda completa, con un plumaje formativo resultante que presenta una sola generación de plumas y permite separar entre sexos. Los machos exhiben las coberteras secundarias menores y medias negras con estrecho borde azul metalizado y extremos blanquecinos; coberteras mayores de color variable desde negro a café oscuro, en el 100% de los casos con borde café claro y extremos ante. Las coberteras primarias fueron gris oscuro, presentando indicios de margen azul y extremo ante. Las rémiges muestran borde exterior café claro: las primarias varían entre negro y café, mientras que las secundarias son negras en el 90% de los casos, con indicios de azul en el borde anterior. Las rectrices negras con margen azul metalizado; en el 50% de los individuos, las rectrices R5–R6 muestran el extremo ante. Todos los individuos presentaron un parche blanco oculto en hombro. La cabeza y el manto son café, mientras que el pecho y abdomen son blanquecinos, esta coloración varía en extensión entre machos, a causa de algunas plumas que al emerger son café o blanquecino y a medida que crecen adquieren una coloración oscura o azul metalizado; la distribución de estas plumas no es uniforme y por tanto resulta en un patrón aleatorio de pequeños parches oscuros, principalmente en el pecho (Figs. 2C y 2D).

Las características más contrastantes de la muda preformativa con respecto a la hembra son las coberteras secundarias menores, medias y mayores, así como coberteras de las primarias, gris oscuro con borde café. Las rémiges son de color gris con margen café, donde las secundarias son invariablemente más oscuras y el margen café es más amplio que en las rémiges primarias.



Figura 2. Individuos juveniles y machos de *V. jacarina*. (A), (B) (FCJ, 26 feb): plumaje café opaco, raquis de plumas son café, las plumas de vuelo translúcidas con alto desgaste en los extremos. Se aprecia claramente la comisura amarilla. (C) (FPF, 24 feb) y (D) (FCF, 25 mar): alas y cola oscuras, mientras que cabeza, manto, pecho y abdomen café o crema con manchas azules. Coberteras medianas, y mayores son oscuras o azules, se ven nuevas y frescas pero el borde es aún café o crema. Se observa contraste entre plumas juveniles y adultas; las primeras de menor longitud, café opaco, raquis café, desgaste alto, más puntiagudas o redondeadas y más angostas. (E) y (F) (FPA, 28-29 oct). Las aves obtienen algunas plumas azul metalizado brillante, incluyendo plumas en cabeza, pecho y manto. Note que las coberteras menores y medias presentan poco o nada de borde claro.

Las rectrices son negras con delgado margen ante en el extremo, el cual se pierde por desgaste. Las partes superiores son café claro, mientras que las partes inferiores son ante. El pecho presenta estrías negruzcas (Figs. 3A y 3B).

Todos los individuos dentro de esta categoría de edad presentaron una osificación craneal entre el 30%–60% y una comisura pálida conspicua, caracteres que complementan la correcta determinación de esta edad.

Primera muda prealterna (n=6) (octubre-enero).-

Muda parcial que involucra todas las plumas del cuerpo, 90%–100% de las coberteras secundarias menores y medias, 60%–100% de las coberteras mayores, 1–3 terciarias, y en el 50% de los individuos, también las rectrices centrales. Los machos formativos que pasan por la muda prealterna muestran todavía una variable cantidad de plumas café en el cuerpo, entre mezcladas con plumas azul metálico brillante, más evidentes en cabeza, manto y las coberteras secundarias. Esta mezcla de colores obedece a que la primera fracción de algunas plumas es ante (pecho) o café (cabeza y espalda) y la parte basal es azul (Figs. 2E y 2F).

A diferencia del plumaje formativo, el cual mostró la cabeza y manto café, con pecho y partes bajas blanquecino manchado de azul, el primer plumaje alterno exhibe plumas azules brillantes en cabeza, manto, garganta y en las partes bajas, de tal manera que los individuos machos en este plumaje se observan, de forma general, más oscuros que los individuos formativos. En las hembras fue más compleja la identificación del primer plumaje alterno, debido a que no se encontró un cambio de color marcado como en los machos (*i.e.*, de café a azul). Sin embargo, en el 33% de los individuos se detectaron límites de muda en las coberteras secundarias medias, mayores e incluso en las rémiges terciarias, las

cuales contrastan en color y desgaste (lucen nuevas y frescas), en comparación con las plumas adyacentes (Figs. 3C y 3D).

Otros criterios como procesos de osificación incompletos (50%–99%), pueden ser evidencia de individuos en su primer año de vida, y por lo tanto, pueden apoyar la idea de que se trata de una primera muda prealterna y no una muda prealterna definitiva.

Segunda muda prebásica (n=5) (febrero-marzo).-

Es una muda completa, en la que la mezcla de colores azul/café en los machos, permitió detectar la presencia de plumas formativas (60% de los casos), principalmente las coberteras de las primarias, así como las rémiges primarias y secundarias. Esta muda puede ser identificada en las hembras por las mismas razones, aunque los contrastes de color pueden ser sutiles. El resultado de esta muda, el cual técnicamente es referido como el segundo plumaje básico, es indistinguible de plumajes sucesivos, por lo cual se nombró como plumaje básico definitivo (ver siguiente muda).

Muda prebásica definitiva (n=48) (enero-mayo, ocasionalmente suspendida hasta agosto-octubre).-

Es una muda completa, donde el plumaje básico definitivo resultante es indistinto de plumajes básicos posteriores. Los machos exhiben azul metálico uniforme; en el 50% de los casos con estrechos márgenes café en extremo de plumas del manto y/o la cabeza; con rémiges y rectrices negras con margen azul, y presentan un parche blanco oculto en el hombro (Figs. 4A y 4B). Las hembras, por su lado, muestran café amarillento por encima, con coberteras café oscuro y ancho margen café amarillento, las rémiges también presentan margen café, especialmente amplio en plumas secundarias; las rectrices son negruzcas. El pecho es ante con estrías oscuras y partes bajas de color crema



Figura 3. Hembras de *V. jacarina*. (A) (FPF, 21 ene) y (B) (FCF, 30 abr): Se resalta el contraste entre plumas juveniles que están siendo mudadas y plumas formativas. (C) y (D) (FPA, 16 jun): Se observa la presencia de coberteras secundarias menores, medias y mayores nuevas y frescas en contraste con las retenidas.

(Figs. 5A y 5B). El 94% de los individuos presentó una osificación craneal del 100%, mientras que tres individuos mostraron 95%–99% de osificación.

Muda prealterna definitiva (n=4) (octubre-enero).- Es una muda parcial, que involucra todas las plumas del cuerpo, todas las coberteras secundarias menores y medias, la mayor parte o la totalidad de las coberteras mayores y 1–3 terciarias. En machos, el plumaje alterno definitivo resultante es completamente azul metalizado y brillante, sin márgenes café en plumas de la cabeza o manto (Figs. 4C y 4D). En las hembras, este plumaje es

semejante en coloración al plumaje básico definitivo; por lo tanto, su descripción estuvo basada únicamente en la detección de límites de muda, principalmente en coberteras secundarias mayores y en plumas terciarias (Figs. 5C y 5D). Todos los individuos presentaron 100% de osificación craneal.

Sporophila intermedia

Primera muda prebásica o muda prejuvenil.- No se capturaron individuos juveniles. Aunque no fue posible describir el plumaje juvenil en esta especie, las aves que se encontraban

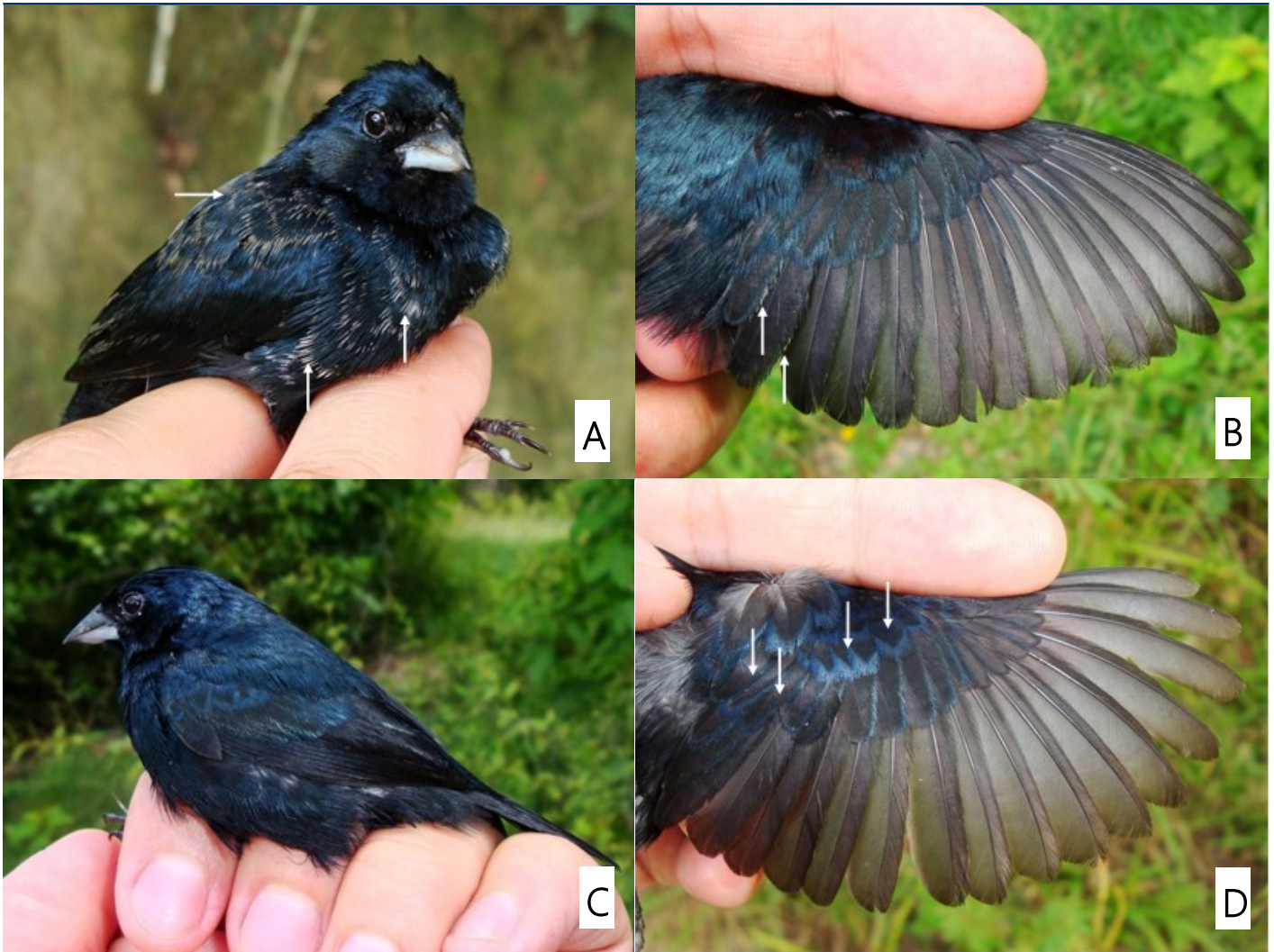


Figura 4. Machos de *V. jacarina*. (A) y (B) (DCB, 29 abr, 24 mar). Aunque el plumaje es azul metalizado, se observan terciarias, coberteras menores y medias, y variable cantidad de plumas en manto y pecho, con borde café. (C) y (D) (DCA, 24 mar, 21 ene): Tanto coberteras menores, medias y mayores como terciarias son nuevas y brillantes. El límite de muda es visible entre coberteras mayores, medias y mayores, y entre terciarias y secundarias externas

comenzando la muda preformativa permitieron comparar algunos atributos generales del plumaje juvenil de la especie, en contraste con las plumas formativas nuevas (color café claro del vexilo y el raquis, menor densidad de barbas, mayor desgaste en los bordes, extremos de coberteras secundarias y primarias de color claro), lo que sumado a caracteres como baja osificación craneal (0%–20%), comisura sobresaliente y ausencia de espejo alar proporcionan información suficiente para identificar esta clase de edad.

Muda preformativa (n=30) (diciembre-julio, ocasionalmente suspendida hasta agosto-septiembre).- En 29 individuos se registró una muda completa y solo una hembra presentó muda incompleta. Todas las plumas del cuerpo, así como las rémiges primarias, secundarias y rectrices son reemplazadas. El plumaje formativo en machos es gris en la cabeza, nuca, manto y rabadilla, con el 30–80% de las plumas marginadas oliva; blanco en partes inferiores y el pecho ante claro. Las primarias y secundarias así como rectrices, gris opaco, 50% de las ocasiones



Figura 5. Hembras de *V. jacarina* en (A) y (B) (DCB, 11 dic). El plumaje se observa homogéneo, con poco signo de desgaste. (C) y (D) (DCA, 17 jun): Las coberteras menores, medias y mayores y las terciarias son nuevas.

con margen externo oliva. Las primarias P4–P7 con el margen externo de la base blanco, lo cual forma el espejo alar característico de la especie, pero que se observa mejor desarrollado en machos adultos (ver plumaje básico definitivo). El 40% de los machos mostró el espejo reducido a la altura de las coberteras primarias, y por lo tanto, poco visible. Las coberteras de las secundarias presentan negro hacia el centro de la pluma y margen ancho gris, el 50% de las veces presentaron también oliva en el extremo. Las coberteras de las primarias y el álula son grises hasta café opaco e igualmente exhiben el margen externo oliva (Figs. 6A y 6B). Las hembras muestran oliva amarillento por encima y amarillo

pálido en partes bajas. Las primarias, secundarias y rectrices son grises con margen externo oliva. Coberteras secundarias son gris oscuro en el centro y con amplio margen oliva en el extremo. Las hembras no presentan espejo alar blanco en las plumas primarias (Figs. 7A y 7B). La hembra que presentó una muda preformativa incompleta mostró rémiges reemplazadas hasta P6 y S1. Sin embargo, únicamente fueron mudadas la cobertera de las primarias más interna, la cobertera mayor más externa, la cobertera carpal y el álula (Fig. 7e).

El 20% de los individuos desarrolló la muda de plumas del cuerpo con antelación a la muda de

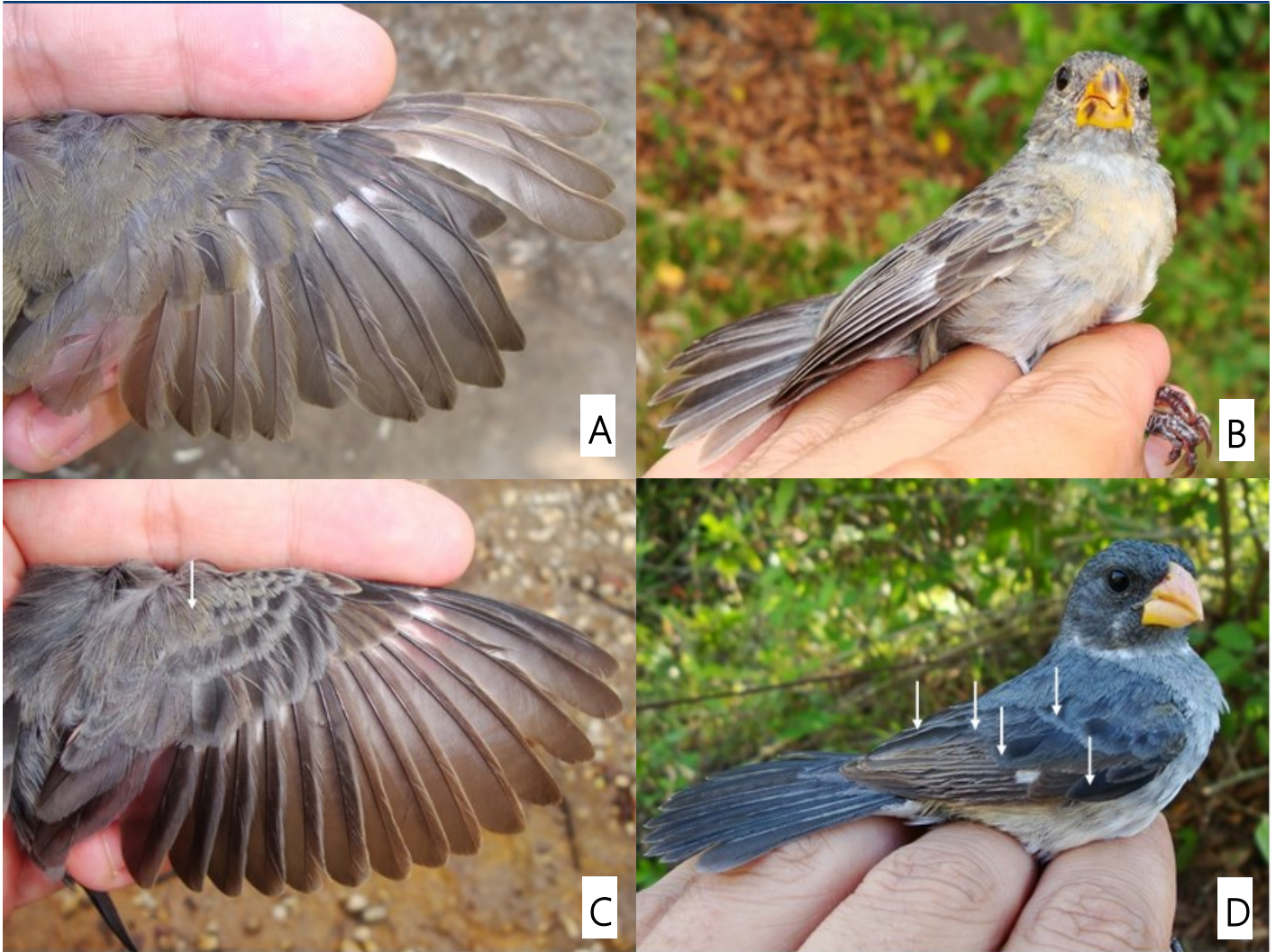


Figura 6. Machos de *S. intermedia*. **(A)** (FPF, 26 may) y **(B)** (FCF, 4 ago): Las plumas del cuerpo y coberteras están terminando de mudar, pero continúan oliva en el borde. El espéculo alar es difuso. De frente aún presenta manchas crema y el pico no es totalmente amarillo. **(C)** y **(D)** (FCA, 11 feb y 27 ago): Han sido reemplazadas las plumas del cuerpo y coberteras secundarias menores, medias y mayores, en su mayoría negras con borde gris. Sin embargo todavía se observan plumas con rastros oliva.

plumas de vuelo, esto resultó en que estas aves fueran inicialmente asignadas a una muda parcial. Sin embargo, gracias a las recapturas de algunos individuos ($n=4$), fue posible constatar que la muda de rémiges y rectrices sucedió efectivamente a la muda de cuerpo. Los individuos dentro de esta categoría de edad presentaron entre 10%–50% de osificación craneal. Adicionalmente, todos los machos formativos presentaron patrones variables en la proporción del color amarillo en el pico, entre 10%–70%, pero ninguno mostró el pico

totalmente negro, como en las hembras, o totalmente amarillo, como en machos adultos.

Primera muda prealterna ($n=6$) (agosto).- Es una muda parcial que involucra todas las plumas del cuerpo y coberteras menores, medias y mayores. La muda de las coberteras secundarias mayores inicia desde las plumas proximales (*i.e.*, aquellas cercanas al cuerpo) hacia las plumas distales (*i.e.*, aquellas cercanas a las coberteras primarias). Esta muda es distinguible en los machos por los límites entre plumas formativas de color café y plumas



Figura 7. Hembra de *S. intermedia* (A) y (B) (FPF, 28 abr): Se observa el desgaste de las plumas juveniles. Aún es visible la comisura. (C) y (D) (FCA, 25 ago): Se detecta la presencia de plumas nuevas en las coberteras secundarias menores, medias y mayores, con raquis negro, en contraste con coberteras de las primarias. (E) (FPF incompleta, 30 sep): Se observa que algunas de las coberteras de las primarias no fueron mudadas con sus respectivas plumas de vuelo.

alternas grises (aunque éstas pueden tener márgenes oliva), en las coberteras secundarias. El primer plumaje alterno en machos y hembras (Figs. 6C, 6D, 7C y 7D) es similar al plumaje formativo, los límites de muda son la única evidencia. Los individuos en esta categoría mostraron 60%–100% de osificación craneal.

Esta muda puede ser altamente variable en coloración. El 50% de los individuos no presentaron plumas formativas café/oliva, lo que podría sugerir que se trata de otra muda (una

segunda muda prealterna).

Muda prebásica definitiva (n=41) (diciembre-mayo, ocasionalmente suspendido hasta julio-octubre).- Es una muda completa, donde el plumaje básico definitivo en los machos es gris oscuro lustroso en cabeza, nuca, manto y rabadilla. El pecho es igualmente gris, y se observa un delgado collar blanco que llega hasta la altura de los auriculares. Los flancos son grisáceos y el abdomen blanco. Las rémiges y rectrices son del mismo gris del cuerpo. Las



Figura 8. Machos de *S. intermedia*. (A) (DPB, 20 ene) y (B) (DCB, 20 may). El plumaje es gris homogéneo, sin rastros oliva, la diferencia entre las plumas viejas y las nuevas en crecimiento es apenas detectable por el grado de desgaste. Adicionalmente, el pico es completamente amarillo y el espéculo alar es evidente. (C) y (D) (DCA, 27-28 oct): Se observa un límite de muda en las coberteras secundarias medias y mayores.

coberteras secundarias son negras hacia el centro y con un amplio margen gris oscuro. El espejo alar es blanco y contrastante con el plumaje; en el 61% de los machos, este espejo abarca desde P1–P7 (Figs. 8A y 8B). En el caso de las hembras, el plumaje básico definitivo es de color oliva amarillento en cabeza, nuca, manto y rabadilla y ante en garganta, pecho y abdomen. Las rémiges, rectrices y coberteras son grises con margen externo oliva; este gris en las hembras se decolora con el tiempo hasta alcanzar una tonalidad café (Figs. 9A y 9B).

El 32% de los individuos presentó una variable cantidad de oliva en las plumas nuevas, lo que

sugiere que estos individuos podrían ser categorizados como en segunda muda prebásica/segundo plumaje básico, similar a lo ocurrido en *V. jacarina*. El 80% (33) de los individuos en esta categoría de edad presentaron 100% de osificación craneal, los individuos restantes se encontraron en un rango entre 80%–99%.

Muda prealterna definitiva (n=7) (agosto-diciembre).– Es una muda parcial. El plumaje alterno definitivo es idéntico al plumaje básico definitivo, por lo cual la evidencia sobre esta muda procede de los límites encontrados entre las coberteras secundarias y entre terciarias y



Figura 9. Hembras de *S. intermedia*. (A) (DPB, 10 feb) y (B) (DCB, 10 dic). El plumaje es homogéneo. La hembra adulta puede tener un poco de amarillo en el pico. (C) y (D) (DCA, 11 dic). Se observa un límite de muda entre las coberteras secundarias medias y mayores.

secundarias externas (Figs. 8C, 8D, 9C y 9D). Uno de los individuos presentó pequeñas ventanas en la coronilla (~2 mm), las demás aves presentaron osificación craneal completa.

Discusión

Tanto *V. jacarina* como *S. intermedia* presentaron una Estrategia Alterna Compleja (EAC) (Fig. 10), es decir, que ambas especies mostraron más mudas insertadas dentro de su primer ciclo que en los subsiguientes. En el primer ciclo desarrollaron una muda preformativa, así como una muda prealterna, mientras que en los siguientes ciclos únicamente se encontró insertada una muda prealterna. Esta estrategia adoptada por *V. jacarina* y *S. intermedia* es consistente con lo descrito por Howell (2010) para los Passeriformes de Norteamérica, donde se documenta que este grupo de aves únicamente muestra dos tipos de estrategias de muda, la Estrategia Básica Compleja (EBC) y la EAC. Si bien *V. jacarina* y *S. intermedia* son especies exclusivamente tropicales, que podrían desarrollar estrategias diferentes, la sucesión de las mudas presentes en las pocas especies neotropicales estudiadas parece ser hasta el momento muy similar al descrito en aves de zonas templadas (Wolfe *et al.* 2009a). Según arreglos taxonómicos recientes (Remsen *et al.* 2014), estas dos especies fueron asignadas a la familia Thraupidae, en donde se han reportado EBC y EAC (Ryder & Wolfe 2009), siendo congruentes con la estrategia mostrada por las especies aquí evaluadas.

Las mudas prebásicas en *V. jacarina* y *S. intermedia* son completas al igual que en todos los Passeriformes a que se les conoce la extensión de esta muda (Pyle 1997a, Ryder & Wolfe 2009, Wolfe *et al.* 2009a, Wolfe *et al.* 2009b), pues se presume que las mudas básicas son homólogas en las aves (Humphrey & Parkes 1959, Howell

2010). La muda preformativa es completa en las dos especies, hecho que ha sido documentado para *V. jacarina* en dos localidades de Centroamérica (Dickey & Van Rossem 1938, Guallar *et al.* 2009); sin embargo, es la primera vez que se describe en *S. intermedia*, aunque Ryder y Wolfe (2009) sugirieron la posibilidad de que el género *Sporophila* presentara mudas preformativas parciales a incompletas. Esto resalta la necesidad de estudiar cada especie en detalle y utilizar las generalizaciones como hipótesis de trabajo, ya que a pesar de las afinidades taxonómicas, existen variables ecológicas que pueden modificar la extensión, no solo entre especies, sino también a nivel poblacional (Howell 2003). La muda de cuerpo en algunos individuos de *S. intermedia* (~5%) se realizó con anterioridad a la muda de las plumas de vuelo, por lo cual algunos de los primeros individuos capturados fueron descritos con un plumaje resultado de una muda parcial. Sin embargo, gracias a la recaptura de estos mismos individuos fue posible observar que la muda prosiguió, involucrando todas las plumas de vuelo. Aunque el patrón usual es que la muda de cuerpo ocurra mientras que las primarias se encuentran en crecimiento (Mallet-Rodrigues & Marinho 2001), algunos estudios también han mostrado que en ciertas especies estos dos grupos de plumas no mudan de manera simultánea, sino que la muda del cuerpo puede comenzar con anterioridad (Wolf 1977) o demorarse hasta un mes más después de las rémiges (Guallar *et al.* 2009). A pesar del bajo número de registros, esto sugiere que algunos individuos de *S. intermedia* pueden prolongar la muda completa, realizando el reemplazo de plumas de cuerpo y de vuelo en tiempos diferentes. Lo anterior podría permitir sobrellevar los altos costos energéticos requeridos por una muda simultánea (especialmente en tiempos de baja disponibilidad de alimento), como lo discutido en el género *Aimophila*, en donde los individuos jóvenes de

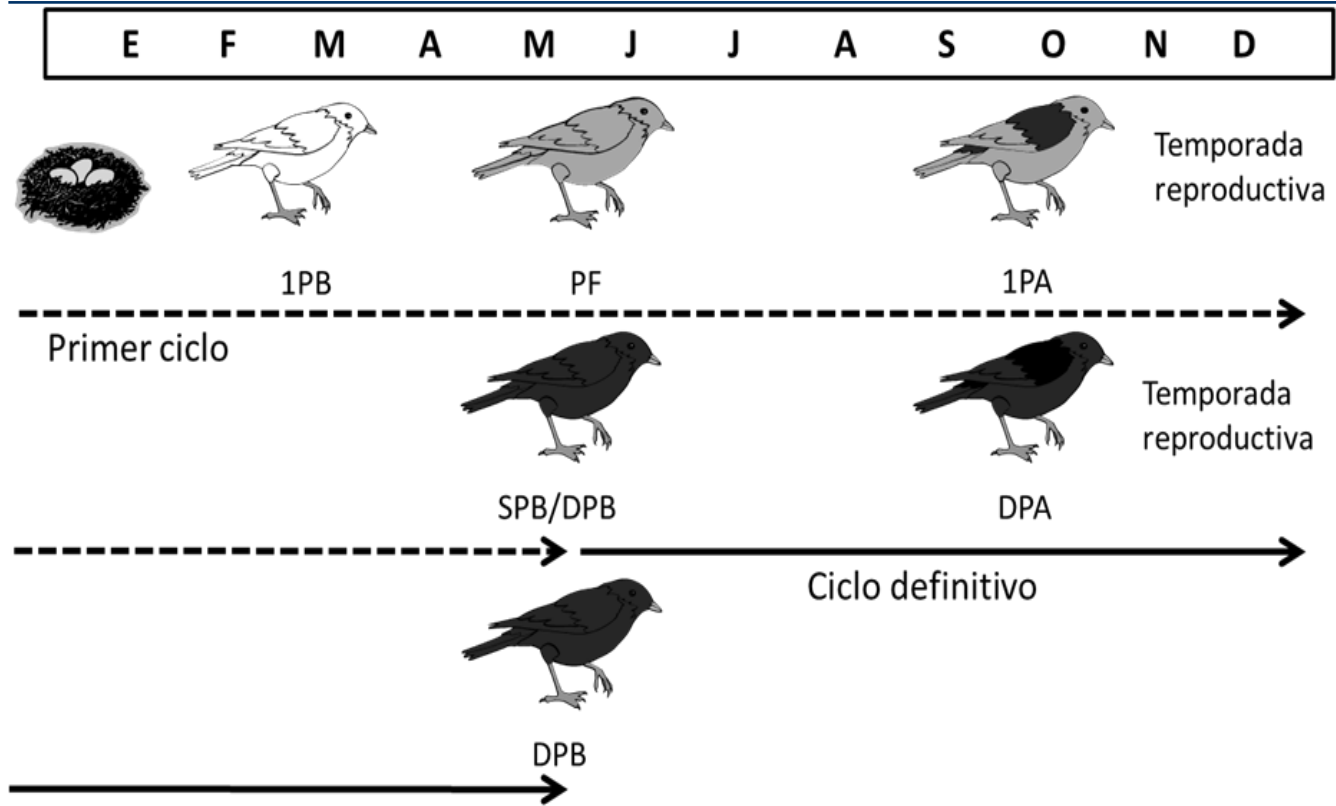


Figura 10. Esquema general del ciclo de vida de *V. jacarina* y *S. intermedia* en el CURDN-Tolima. Se utilizó enero como el mes de eclosión. Sin embargo, existen evidencias reproductivas desde noviembre, según datos de parche de incubación (Moreno-Palacios *et al.* 2013). Ambas especies presentan una estrategia alterna compleja, terminan la muda prejuvenil (1PB-completa) fuera del nido y dos o tres meses después desarrollan una muda preformativa (PF-completa). A más tardar para el mes de octubre, y acercándose o solapando con la temporada reproductiva, las aves realizan una muda prealternativa (PA-parcial). Finalmente, dos o tres meses después de la salida de los volantones, los adultos realizan la muda prebásica definitiva (DPB-completa).

todas las especies desarrollan una muda preformativa completa, en dos etapas, principalmente mudando las plumas del cuerpo con anterioridad a las plumas de vuelo, (pero ver Wolf 1977). Según Wolf (1997), este fenómeno podría ser considerado como una estrategia que permite a las aves jóvenes realizar simultáneamente dos actividades energéticamente costosas, por un lado continuar su crecimiento y desarrollo y por el otro, llevar a cabo el reemplazo de todas las plumas.

El plumaje básico de los machos de *V. jacarina* aquí descrito parece diferir con el observado en

otras latitudes (*e.g.*, México, Chile) (S. Howell, com. pers.), básicamente por la menor extensión de café en el plumaje. Aunque no es claro el mecanismo que subyace este tipo de variación, esta podría ser atribuida a efectos de la latitud o a la presencia de un régimen bimodal de lluvias. En este sentido, existe la asunción generalizada de que en los trópicos las aves presentan mayor coloración que en otras latitudes (Wilson & Von Neumann 1972), aunque sin explicación adecuada del fenómeno. Otra alternativa podría encontrarse en la bien conocida regla de Gloger, en la cual los animales tienden a presentar una pigmentación más oscura en ambientes con

mayor humedad (Gloger 1833), caso que podría explicar lo sucedido con *V. jacarina*, ya que posiblemente la precipitación a través del año en el valle del Magdalena es mayor en comparación con las localidades de zonas subtropicales en donde se distribuye la especie. Una discusión similar es la presentada por Friedman & Remeš (2017), quienes evaluaron el cambio en la coloración en dos familias de aves australianas (Meliphagidae y Acanthizidae), encontrando que la latitud no presenta una relación importante con diferentes variables de coloración del plumaje. Sin embargo, en Meliphagidae se observaron fuertes relaciones negativas entre el brillo de plumas dorsales y ventrales y la precipitación, concluyendo que la familia desarrolla plumajes más claros en zonas con mayores temperaturas, y menores precipitaciones. Estos resultados sugieren que la variación en la coloración del plumaje observada en *V. jacarina* podría estar relacionada con factores similares, con poblaciones de plumajes básicos con mayor pigmentación en zonas de mayor precipitación.

De otro lado, la extensión completa de la muda preformativa ha sido atribuida a un mayor y más rápido deterioro de las plumas juveniles, pues además de la baja calidad del primer plumaje básico (Froehlich 2003), se suma el hecho de vivir en un hábitat muy expuesto a la radiación solar, lo que resulta en la necesidad del reemplazo de todas las plumas (Wolf 1977) y no solo de una parte, como ocurre en muchos Passeriformes y especies relacionadas, en donde esta muda es parcial (Howell 2010, Svensson & Hedenström 1999).

Entre tanto, la muda prealterna presenta una extensión parcial en ambas especies. En *V. jacarina*, esta fue descrita inicialmente como una muda de cuerpo (Dickey & Van Rossem 1938), aunque Guallar *et al.* (2009) documentaron en detalle que la muda prealterna en la especie

incluye también las coberteras caudales y alares, así como las rémiges terciarias, lo cual se ajusta a lo encontrado en este estudio. De igual forma, *S. intermedia* presenta mudas prealternas parciales, congruente con observaciones hechas en *S. torqueola* (Pyle 1997a, Dickey & Van Rossem 1938), *S. corvina* (Wolfe *et al.* 2009a) y posiblemente *S. minuta* (Dickey & Van Rossem 1938) y que ha sido sugerido para todo el género *Sporophila* (Ryder & Wolfe 2009). La muda prealterna de extensión parcial también ha sido descrita en al menos otros tres géneros de tángaras como *Cyanerpes*, *Thraupis* y *Habia* (Dickey & Van Rossem 1938), mientras que *Piranga* presenta una muda prealterna incompleta (Pyle 1997a) (los últimos dos géneros actualmente ubicados en Cardinalidae). Desafortunadamente, es poca la información disponible sobre la presencia de la muda prealterna en tráupidos y relacionados, lo cual refleja el escaso conocimiento que tenemos sobre los ciclos de vida de estas especies.

El hecho de que ambas especies realicen mudas prealternas puede ser un indicativo de la semejanza en su historia natural y quizás se relacione con sus hábitos de mantener en áreas expuestas al sol, como pastizales y matorrales, pues la inserción de esta muda se explica de manera semejante a la muda preformativa, por un mayor deterioro de ciertos grupos de plumas, atribuido a la acción de la luz UV, razón por la cual estas especies requieren realizar mudas limitadas o parciales, con anterioridad al desarrollo de la muda completa (prebásica) (Howell 2010, Renfrew *et al.* 2011, Svensson & Hedenström 1999). A pesar de lo mencionado, es claro que este cambio ha sido incorporado dentro de las estrategias reproductivas de diferentes especies de aves, de tal manera que el reemplazo de plumas puede coincidir de manera variable con el cambio o aumento de la pigmentación, que al igual que otros ornamentos,

podría funcionar como una señal que informa sobre la salud, condición o estado de los machos (Searcy & Nowicki 2005), proceso que es mantenido por selección sexual. En este contexto, la muda prealterna parcial en *V. jacarina* y *S. intermedia* podría estar relacionada no solo con la necesidad de renovación de plumas, por efecto del daño producido por la luz en hábitat abiertos, sino que también podría estar asociada con procesos de selección, algunos de ellos documentados en *V. jacarina*, donde se ha demostrado que la coloración estructural está relacionada con la condición o calidad de los machos (Doucet 2002).

Los juveniles de ambas especies son reconocibles y diferenciables de individuos de otras edades, tal como sucede en diversas especies Passeriformes y relacionadas (*e.g.*, Pyle 1997a). A pesar de que tanto *V. jacarina* como *S. intermedia* son aves con dimorfismo sexual marcado, el primer plumaje básico (juvenil) en ambas especies es similar entre sexos, es decir que no es posible determinar el sexo de juveniles exclusivamente con base en el plumaje. Esto ocurre en una variedad de especies sexualmente dimórficas y probablemente refleja los caracteres ancestrales del plumaje (Humphrey & Parkes 1959). Sin embargo, se han sugerido algunas ventajas de este primer plumaje, entre los que se encuentran el camuflaje y la posibilidad de ser reconocidos como individuos jóvenes por los adultos territoriales, evadiendo comportamientos agresivos (Ligon & Hill 2009).

La secuencia de mudas y plumajes permitió identificar once clases de edad en *V. jacarina* y ocho en *S. intermedia*. Aunque en estudios previos hemos descrito individuos de *S. intermedia* en segunda muda prebásica y segunda muda prealterna (Moreno-Palacios *et al.* 2012, 2013), somos conscientes de que estas categorías podrían ser el resultado de la amplia variabilidad que presenta la primera muda

prealterna y la muda prebásica definitiva y por lo tanto sería conveniente aumentar el número de individuos para asegurar una adecuada descripción de estas edades potenciales (S. Howell, com. pers.). A pesar de ello, el estudio de las clases de edad involucró aves en primer y segundo ciclo, así como individuos en ciclo de muda definitivo, lo que sugiere que el conocimiento detallado de los ciclos de muda de estas especies puede ser de utilidad para el estudio de la dinámica demográfica de sus poblaciones, lo cual es parte de los objetivos de los programas de monitoreo. Finalmente, es importante resaltar la necesidad de continuar la descripción de las estrategias de muda en especies de la región, pues esta información es un insumo importante para el análisis y comparación de las historias de vida de aves neotropicales, y su incorporación a discusiones en contextos ecológicos y evolutivos.

Agradecimientos

El presente estudio contó con el permiso de investigación en diversidad biológica, Resolución No. 1277 del 11 de abril de 2012, otorgado por CORTOLIMA. La investigación se desarrolló en el marco del Programa de Monitoreo de Aves del Grupo de Investigación en Zoología de la Universidad del Tolima (GIZ-UT) y del proyecto Evaluación de la biodiversidad faunística en el bs-T del norte del Tolima (Fase I). Agradecemos a Bilma Florido-Cuellar, Héctor F. Cruz, Jeyson Sanabria y Carolina Díaz, por su colaboración como auxiliares de campo, y a Steve Howell, Regina Macedo, Gary Stiles y Nick Bayly, por sus comentarios a versiones preliminares del manuscrito.

Literatura citada

ANÓNIMO. 2001. The North American Banders' study guide. Point Reyes Station, California: The North American Banding Council.

- DICKEY, D., & A. VAN ROSSEM. 1938. Birds of El Salvador. Field Museum Natural History Zoology Series 23:1-658.
- DOUCET, S. 2002. Structural plumage coloration, male body size, and condition in the blue-black grassquit. *The Condor* 104:30-38.
- FOSTER, M. 1975. The overlap of molting and breeding in some tropical birds. *The Condor* 77:304-314.
- FRIEDMAN, N.R. & V. REMEŠ. 2017. Ecogeographical gradients in plumage coloration among Australasian songbird clades *Global Ecology and Biogeography* 26:261-274
- FROELICH, D. 2003. Ageing North American landbirds by molt limits and plumage criteria. Slate Creek Press, Bolinas, California.
- GLOGER, C.L. 1833. Das Abändern der Vögel durch Einfluss des Klimas. August Schulz, Breslau.
- GUALLAR, S., E. SANTANA, S. CONTRERAS, H. VERDUGO, & A. GALLÉS. 2009. Paseriformes del Occidente de México: Morfometría, datación y sexado. Monografies del Museu de Ciències Naturals no 5. Instituto de Cultura de Barcelona, Barcelona, España.
- HERNÁNDEZ, A. 2012. Molt patterns and sex and age criteria for selected landbirds of southwest Colombia. *Ornitología Neotropical* 23:215-223.
- HOWELL, S. 2010. Molt in North American Birds. Houghton Mifflin Harcourt, Boston.
- HOWELL, S., C. CORBEN, P. PYLE, & D. ROGERS. 2003. The first basic problem: a review of molt and plumage homologies. *The Condor* 105:635-653.
- HUMPHREY, P., & K. PARKES. 1959. An approach to the study of molts and plumages. *The Auk* 76:1-31.
- JENNI, L., & R. WINKLER. 1994. Moulting and Ageing of European Passerines. Academic Press, London, UK.
- JOHNSON, E. I., J. WOLFE, B. T. RYDER, & P. PYLE. 2011. Modifications to a molt-based ageing system proposed by Wolfe et al. (2010). *Journal of Field Ornithology* 82:422-424.
- LIGON, R. A., & G. E. HILL. 2009. Do adult eastern bluebird *Sialia sialis* males recognize juvenile-specific traits? *Animal Behavior* 77:1267-1272.
- MALLET-RODRIGUES, F., & M. MARINHO. 2001. Molt pattern in *Pyriglena leucoptera* with considerations about the study of molt. *Ararajuba* 9:51-55.
- MORENO-PALACIOS, M, LOSADA-PRADO, S. & M.A. ECHEVERRY-GÁLVIS. 2013. Ciclos de reproducción y muda del Volatinero negro (*Volatinia jacarina*) y el Semillero gris (*Sporophila intermedia*) en un matorral secundario al norte del Tolima, Colombia. *Ornitología Neotropical* 24:421-431.
- MORENO-PALACIOS, M. 2013. Patrones de muda de *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia* (Aves: Thraupidae) en un matorral secundario del Bosque seco Tropical del departamento de Tolima. Maestría en Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias, Universidad del Tolima.
- MORENO-PALACIOS, M., S. LOSADA-PRADO, & M. A. ECHEVERRY-GÁLVIS. 2012. Ciclos de muda en *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia*: comparación de dos métodos. Memorias del XVI Congreso de la Sociedad Mesoamericana para la Biología y la Conservación. Ciudad de Panamá. Mesoamericana (Edición Especial) 16(2):84.
- MULVIHILL, R. 1993. Using wing molt to age passerines. *North American Bird Bander* 18:1-10.
- PYLE, P. 1997a. Identification Guide to North American Birds, Part I. Slate Creek Press, Bolinas, California.
- PYLE, P. 1997b. Molt limits in North American passerines. *North American Bird Bander* 22:49-89.
- PYLE, P., A. MCANDREWS, & P. VELÉZ. 2004. Molt patterns and age and sex determination of selected southeastern Cuban landbirds. *Journal of Field Ornithology* 75:136-145.
- REMSEN, J. V., J., C. D. CADENA, A. JARAMILLO, M. NORES, J. F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ, & K. J. ZIMMER. Versión [Marzo 2016]. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Union.
- RENFREW, R. B., S. J. K. FREY, & J. KLAVINS. 2011. Phenology and sequence of the complete prealternate molt of Bobolinks in South America. *Journal of Field Ornithology* 82:101-113.
- ROHWER, S. 2008. A Primer on summarizing molt data for flight feathers. *The Condor* 110:799-806.
- RYDER, T., & R. DURÃES. 2005. It's not easy being green: using molt and morphological criteria to age and sex green-plumage manakins (Aves: Pipridae). *Ornitología Neotropical* 16:481-491.
- RYDER, T., & J. WOLFE. 2009. The current state of knowledge on molt and plumage sequences in selected Neotropical bird families: a review. *Ornitología Neotropical* 20:1-18.
- SEARCY, W.A., & S. NOWICKI. 2005. The evolution of animal communication: reliability and deception in signaling systems. Princeton University Press, New Jersey.
- SVENSSON, E., & A. HEDENSTRÖM. 1999. A phylogenetic analysis of the evolution of moult strategies in Western Palearctic warblers (Aves: Sylviidae). *Biological Journal of the Linnean Society* 67:263-276.
- WILSON, M.F. & R.A.VON NEUMANN. 1972. Why are Neotropical birds more colorful than North American birds? *The Avicultural Magazine* 78,141-147
- WOLF, L. 1977. Species relationships in the avian genus *Aimophila*. *Ornithological Monographs*. 23:1-220.
- WOLFE, J., P. PYLE, & C. J. RALPH. 2009a. Breeding Seasons, Molt Patterns, and Gender and Age Criteria for selected northeastern Costa Rican resident landbirds. *Wilson Journal of Ornithology* 121:556-567.

WOLFE, J., R. CHANDLER, & D. KING. 2009b. Molt patterns, age, and sex criteria for selected highland Costa Rican resident landbirds. *Ornitología Neotropical* 20:1-10.

WOLFE, J., T. B. RYDER, & P. PYLE. 2010. Using molt cycles to categorize the age of tropical birds: an integrative new system. *Journal of Field Ornithology* 81:186-194.

Recibido: 06 de febrero de 2015 *Aceptado:* 01 de septiembre de 2017

Editor asociado

Nick Bayly

Evaluadores

Steve Howell / Regina Macedo / Lilian Manica

Citación: MORENO-PALACIOS, M., S. LOSADA-PRADO & M. Á. ECHEVERRY-GÁLVIS. 2017. Secuencia de mudas y plumajes de *Volatinia jacarina* y *Sporophila intermedia* en el alto Magdalena. *Ornitología Colombiana* 16:eA02.

Anexo 1. Definición de los códigos del sistema de clasificación de edades basado en ciclos de muda (WRP) (Wolfe *et al.* 2010), utilizados en este manuscrito.

Código WRP	Significado en inglés	Significado en español
FPJ	First Prejuvinal	Primer ciclo muda prejuvenil
FPF	First Preformative	Primer ciclo muda preformativa
FCF	First Cycle Formative	Primer ciclo plumaje formativo
FPA	First Prealternate	Primer ciclo muda prealterna
FCA	First Prealternate	Primer ciclo plumaje alterno
FCU	First Cycle Unknown plumage	Primer ciclo plumaje desconocido
SPB	Second Prebasic	Segundo ciclo muda prebásica
DPB	Definitive Prebasic	Ciclo definitivo muda prebásica
DCB	Definitive Cycle Basic	Ciclo definitivo plumaje básico
DPA	Definitive Prealternate	Ciclo definitivo muda prealterna
DCA	Definitive Cycle Alternate	Ciclo definitivo plumaje alterno
DCU	Definitive Cycle Unknown plumage	Ciclo definitivo plumaje desconocido

Birds of Río Tame of the Andes-Orinoco transitional region: species check-list, biogeographic relationship and conservation

Aves del Río Tame de la región de transicional Andes-Orinoco: lista de especies, relación biogeográfica y conservación

Orlando Acevedo-Charry¹

Grupo de Ornitología de la Universidad Nacional de Colombia – GOUN, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D.C., Colombia.

YOLUKA ONG, Fundación de Investigación en Biodiversidad y Conservación, Bogotá D.C., Colombia.

¹ Present address: Department of Biology. College of Natural Science. University of Puerto Rico – Río Piedras, San Juan, Puerto Rico.

✉ acevedocharry@gmail.com

Abstract

The foothills of the Eastern Andes of Colombia represent one of the least explored and poorly known ornithological regions in the northern Neotropics. This area includes the transition between the Andean premontane forests and the tropical savanna of the Orinoco lowland region (the Llanos). Land covers are a mixture of grassland, semi-deciduous and premontane forests within a relatively short geographical distance. Here, I present an inventory of the birds of the lower foothills of the Río Tame Forest Reserve (Río Tame) in Arauca, Colombia. I conducted a biogeographic relationship analysis at the subspecies level, based on the birds collected in Río Tame. Field work took place in 2011 and 2013, at elevations between 630 and 1,023 m. The surveys were based on visual and auditory surveys, complemented with sound recording, mist netting and, when possible, the collection of specimens to document records of particular interest. I recorded 215 bird species belonging to 43 families. Extensions of geographical or altitudinal ranges were documented for 20 species. I recorded 15 species of conservation concern and 19 species with few historical, unsubstantiated records or special interest at the level of subspecies in the Araucan foothills. The biogeographic analysis documents that the Araucan foothill region, at Río Tame, represents a zone of avifaunal turnover between those of northern vs. southern affinities; with more similarities with the northern Andes avifauna. My results differ from others that found greater similarities between the Eastern Andes slopes and the Sierra de la Macarena, and dissimilarities with the Serranía de Perijá. More phylogeographic studies are needed to elucidate the dynamics of avian turnover at both geographic and taxonomic scales. I highlight the importance of this region to the conservation of birds in Colombia and suggest that it be included as part of the El Cocuy Important Bird Area (IBA), or as a new IBA.

Key words: Apure-Villavicencio ecoregion, biogeography, Colombia, lower piedmont, range extensions, threatened species.

Resumen

Las estribaciones del sector norte de la cordillera Oriental de Colombia representan uno de los ecosistemas menos explorados y con menor información ornitológica disponible al norte del Neotrópico. Esta área incluye la transición entre el bosque premontano de los Andes y las sabanas tropicales de la región Orinoquia (los Llanos) con una mezcla de sabanas, bosques semicaducifolios y premontanos dentro de una distancia geográfica relativamente corta. Presento un inventario de aves de la zona baja del piedemonte en la Reserva Forestal Protectora Río Tame (Río Tame) en Arauca, Colombia. Adicionalmente, presento un análisis de relaciones biogeográficas al nivel de subespecie, en base a las aves colectadas. Hice exploraciones ornitológicas en 2011 y 2013 a elevaciones entre 630 y 1.023 m, mediante registros visuales y acústicos, captura con redes de niebla y, donde era posible, recolecta de especímenes para documentar registros de interés particular. Logré registrar un total de 215 especies de aves de 43 familias. Registré extensiones de las distribuciones geográficas o altitudinales para 20 especies. Quince especies con interés de conservación fueron registradas, además de 19 especies con pocos registros históricos, sin confirmación en el piedemonte araucano o especies de interés particular al nivel de subespecie. Mi análisis biogeográfico documenta la región de piedemonte de Arauca, en Río Tame, como una zona de recambio de avifauna entre las afinidades norte y sur; con una mayor similitud con el norte. Mis resultados difieren de otros

que han encontrado mayor similitud entre la vertiente este de los Andes y la Sierra de la Macarena, y disimilitudes con la Serranía de Perijá. Se requieren más estudios filogeográficos para elucidar la dinámica del recambio de especies en ambas escalas, geográfica y taxonómica. Comento sobre la importancia de esta región para la conservación de las aves en Colombia, y sugiero que sea incluida como parte del Área de Importancia para la Conservación de las Aves (AICA) El Cocuy, o que sea propuesta una nueva AICA.

Palabras clave: ampliación de distribución, biogeografía, Colombia, ecorregión Apure-Villavicencio, especies amenazadas, piedemonte bajo.

Introduction

The Andes are recognized as a global biodiversity hotspot due to its high levels of endemism and beta diversity (Myers *et al.* 2000, Graham *et al.* 2010, Jenkins *et al.* 2013), harboring more than 2,000 bird species, 600 of which are endemic to the region (Herzog & Kattan 2012). Near its northern end, the Andes split into three large ranges, the Western, Central, and Eastern Cordilleras of Colombia. Each range has unique bird communities, reflecting different historical processes of geographical isolation and dispersal in the context of topographical and ecological complexity (Chapman 1917, Hilty & Brown 1986, Kattan *et al.* 2004, Graham *et al.* 2010). The Eastern Andes of Colombia is recognized as an important center of avian endemism, with many endangered species (Stattersfield 1998, Boyla & Estrada 2005). Of particular biogeographic interest is the northernmost end of this range (López-O. *et al.* 2014). At around 7°N a spur extends eastward as the Páramo de Tamá; between 7° and 8° N, the main range takes a 90° turn (from NE to NW), and at 8° N, approaches close to the Cordillera de Mérida of Venezuela across the narrow Táchira depression (Graham *et al.* 2010). Although significant avifaunal turnover is known to exist in this area (Hilty & Brown 1986), Graham *et al.* (2010) found no evidence of major ecological changes in the Andes-Orinoco transition region (Hernández-Camacho *et al.* 1992, Olson *et al.* 2001). This environmental gradient provides an interesting opportunity to further elucidate the relationship between

evolutionary and ecological processes (Graham *et al.* 2014).

The lower Andean foothills are regions of high species diversity and rapid turnover because of the mixing of lowland and montane communities (Terborgh 1977, Jankowski *et al.* 2013). The east slope of the Eastern Andes harbors the highest diversity of bird species in the Colombian Andes and has more species per elevational belt than other Andean slopes (Kattan & Franco 2004, Kattan *et al.* 2004, but see Ocampo-Peñuela & Pimm 2014 for an analysis of endemic species). Nevertheless, the northern portion (*e.g.*, Arauca) is one of the least explored and documented, with few and sparse inventories (Chapman 1917, Olivares 1963, 1971, IAvH 1998, Bohórquez 2002, Salaman *et al.* 2002, Chaparro & Laverde 2014). In the adjacent Araucan Orinoco region, the few published studies have been mainly in the lowlands of the Arauca river and some of its southern tributaries (Blake 1961, Rojas *et al.* 1997, Rojas & Piragua 2000, Acevedo-Charry *et al.* 2013). The first study of the avifauna in this region was based on an expedition by K. von Sneider, in 1959 to Arauca and eastern Boyacá (Blake 1961). However, this account mentioned only those of von Sneider's specimens that included additions to the Colombian avifauna and did not include a complete list of his collection for each locality (Blake 1961). Only at Hacienda La Primavera (*ca.* 7°N), now in the southernmost Norte de Santander, he reached elevations of *ca.* 2,000 m, from which Blake (1961) mentioned some montane birds, including White-browed

Spinetail (*Hellmayrea gularis*), Streaked Tuftedcheek (*Pseudocolaptes boissoneaui*), and Barred Becard (*Pachyramphus versicolorus*).

Recent research reviewing the avifauna in the Orinoco region (Umaña *et al.* 2009) recorded only 60 species around the town of Tame, the largest municipality in Arauca. The lack of data for the entire Arauca-Casanare foothills in recent years has been partly due to a continuous sociopolitical conflict (O'Dea *et al.* 2004, Sánchez-Cuervo & Aide 2013), as well as difficult access to remnants of natural vegetation. Extensive deforestation exists along most of this slope below 1,000-2,000 m, especially for cattle pastures and agriculture. Due to the combination of least deforestation rate and least-studied effort, the Araucan foothills were recently recognized as a high priority for basic research (Restrepo-Calle *et al.* 2010, Arbeláez-Cortés 2013). Furthermore, that lack of knowledge could be an obstacle to understanding the ecology and biogeography of the Andes mountain biota (Graham *et al.* 2014).

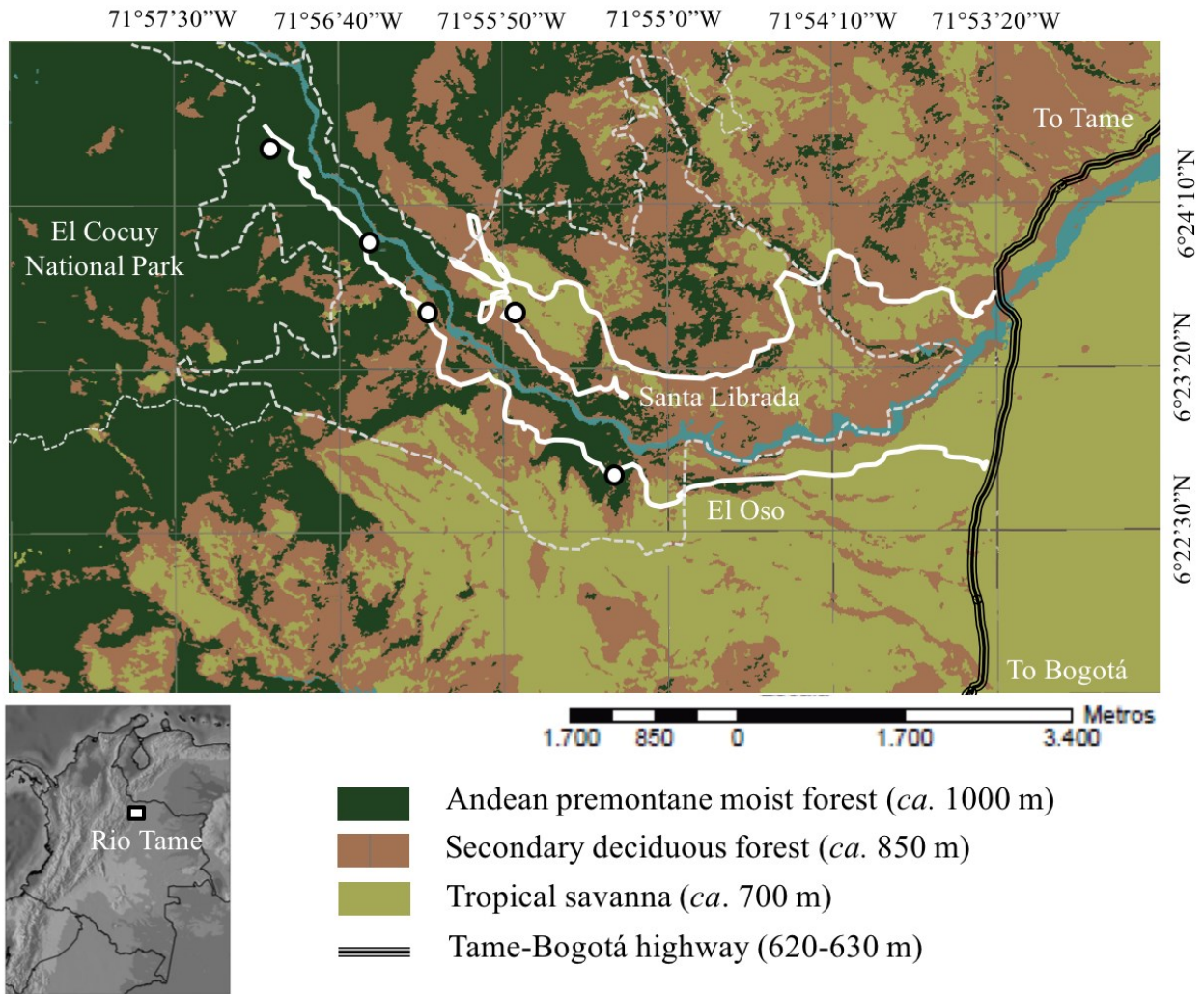
The only named protected area in the Orinoco-Andes foothill region is the Río Tame Forest Reserve (hereafter Río Tame), declared in 1985 (Vásquez & Serrano 2009) yet lacking studies of the flora or fauna. The protected area has been experiencing timber harvesting and selective logging. In 2011, a restoration project of previously logged or deforested areas was initiated (García & Moreno 2011), which included a preliminary inventory of the birds that yielded 175 species (Acevedo-Charry 2013). The present article includes results of an additional rapid inventory to identify focal conservation species in the reserve (T. Angarita-Sierra *et al.*, unpublished data). In addition, I reviewed the potential biogeographic relationship of the birds collected in Río Tame at the level of subspecies, and comment on the conservation of birds in Río Tame. I hope to hereby provide preliminary

baseline data for future biodiversity research and potential conservation action in the Araucan foothill region, as well as including the most important additions to knowledge of the birds of this area.

Materials and methods

Study site.- Río Tame is located in the eastern foothills Andes of Arauca (6°22'N; 71°55'W), along with the Tame river watershed, which forms part of the buffer zone along the eastern border of the El Cocuy National Park (Fig. 1A). I carried out field work in three land covers, mainly between 680 and 1,023 m, but including walking the Tame-Bogotá highway between 630 and 680 m at the beginning and end of each field trip (see below). I visited two timber harvesting trails within the reserve: El Oso and Santa Librada. El Oso trail is south of the Tame river watershed and extends from 630 m, on the Bogotá-Tame highway, until an Andean stream at 1,023 m. The Santa Librada trail is north of the Tame river watershed and extends from 620 m throughout open and secondary forested areas until a plateau between 820 and 900 m, where there is a mixture of savannas used as cattle pastures, secondary forest and premontane forests (Fig. 1A). In this part of the foothills, the landscape changes from tropical savanna with grassland and semi-deciduous forest patches in the lower zone, typical of the Orinoco region, to a second-growth deciduous forest and premontane moist forest in the upper zone (Fig. 2; Vásquez & Serrano 2009). The most abundant plant families in the lower zone include Poaceae, Fabaceae, Cyperaceae, Rubiaceae, Asteraceae, Euphorbiaceae, and Melastomataceae, with scrub, grassland, and anthropic pastures abandoned since 2011 (Fig 2A; Huber 2007, García & Moreno 2011). Most abundant plant families in the second growth semideciduous forests include trees and shrubs in the families Fabaceae, Rubiaceae, Asteraceae,

A



B

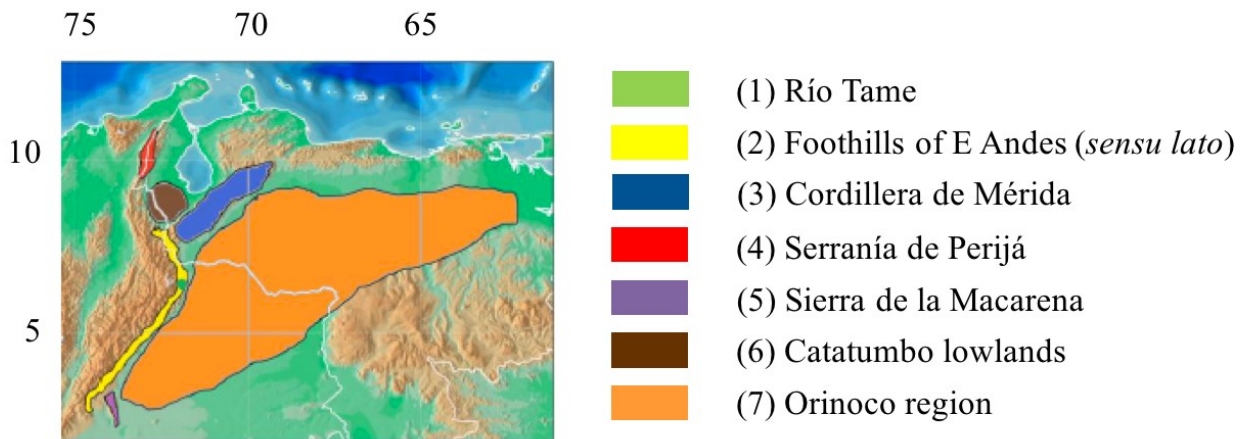


Figure 1. (A) Study site, the Río Tame Forest Reserve (Río Tame) in Arauca, Eastern Andes (see inset map for location in Colombia). White lines show timber harvesting trails where ornithological sampling was conducted (see text for details), each dot indicates areas sampled (camp) during each visit. White-dashed lines show the limit of Protected Areas: Río Tame and El Cocuy National Park (northeastern limits of Río Tame). The different colors indicate the different land covers. (B) Seven geographic regions at north South America, used in the biogeographic analysis (see text for details).

Orchidaceae, Euphorbiaceae and Melastomataceae, and emergent trees in genera *Cecropia*, *Erythrina*, and *Shefflera*, with abundant ferns in the understory (Fig. 2B; García & Moreno 2011). Finally, the premontane moist forest includes Arecaceae and Piperaceae in the understory; whereas the middle strata and canopy (*ca.* 25 m) include large trees of the families Lauraceae, Moraceae, Myrtaceae, and Myristicaceae, which support arboreal epiphytes such as mosses, bromeliads and orchids, similar to the Meta foothills (Fig. 2C; Carvajal-Rojas *et al.* 2008). The rainy season extends from April to November, with a maximum monthly rainfall of 2,877 mm and a decrease through June and August. The dry season extends from December to March, with less than 1,000 mm of monthly rainfall. The average temperature is *ca.* 26°C (Anonymous 2008, Vásquez & Serrano 2009).

Bird sampling.- I surveyed the avifauna in the middle of the rainy season of 2011, and the end of the dry season of 2013 during five field trips. The first four expeditions (a total of 15 days) were conducted on 29-31 July, 17-19 and 24-26

August and 30 August-2 September 2011. The final 6-day expedition was on 18-23 March 2013. In order to obtain a complete species list I used combination of different traditional methods (see Borges *et al.* 2001): (1) Binocular observation and/or voice recognition: Visual and auditory surveys were made in open areas, scrub, forest edge, and interior forests along the El Oso and Santa Librada timber harvesting trails which were established before the declaration of the Reserve (Fig. 1). (2) Sound recording: I complimented the surveys along each trail with sound recordings ad libitum using a Marantz PMD 620 recorder and sometimes an external Sennheiser ME 66 microphone. Recordings were stored and are available through xeno-canto (www.xeno-canto.com). (3) Mist netting: I captured birds using mist-nets during two days in each visit between 05:30 and 17:00 (Five 12 m, 36 mm mesh mist nets) for a total of 42 net-hours. (4) Specimen collection: Specimens collected were deposited in the ornithological collection of the Instituto de Ciencias Naturales of the Universidad Nacional de Colombia in Bogotá (ICN), and in the Instituto Alexander von Humboldt collection in

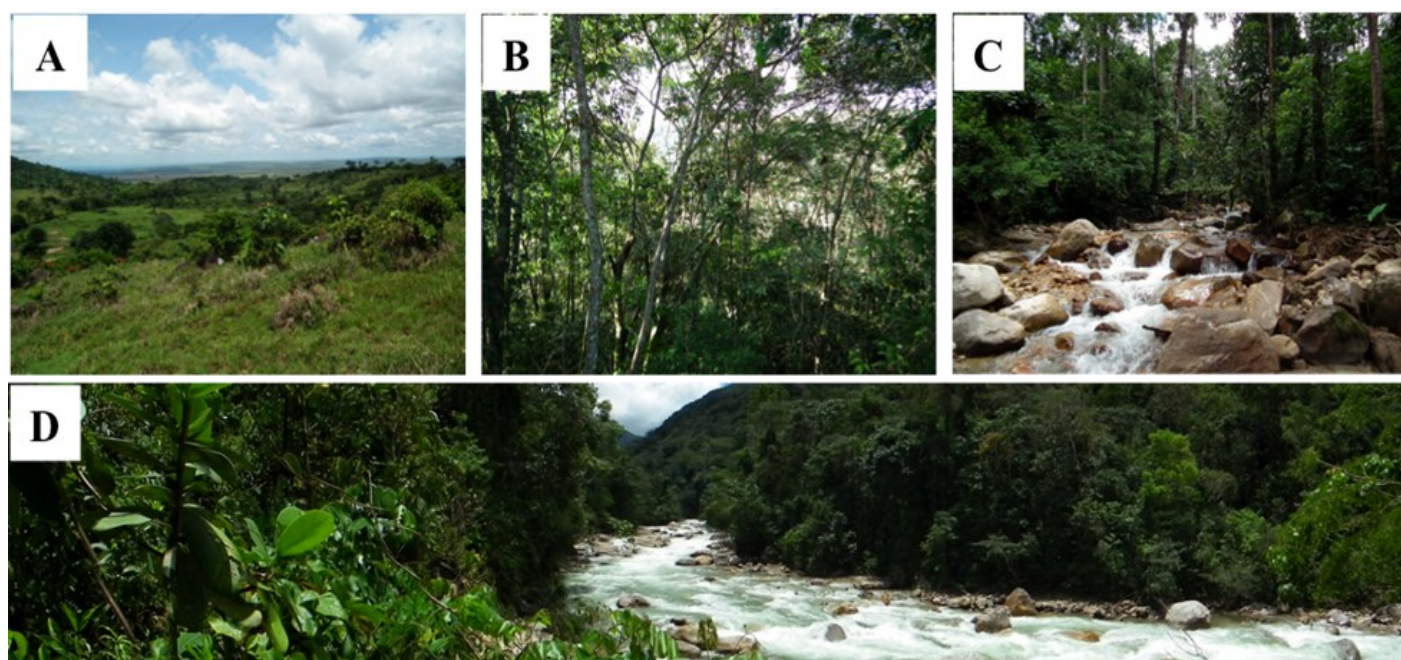


Figure 2. Habitat photos at the Río Tame Forest Reserve. (A): Tropical savanna at 750 m; (B): Secondary deciduous forest at 860 m; (C): Andean premontane moist forest at 1,010 m; (D): the Tame river with the relict premontane forest at 900 m.

Villa de Leyva, Colombia (Appendix 1). As some of the survey methods I used were not quantitative (nor point counts neither transects), the check-list indicates all methods used to record the presence of each bird species in Río Tame. Nomenclature and taxonomy follow Remsen *et al.* (2017).

Biogeographic analysis.- I conducted a Jaccard similarity analysis in order to understand the biogeographic affinities of a subset of the Río Tame avifauna (*i.e.*, the species collected) and adjacent regions based on different bird populations occurring in each area. The Jaccard clustering analysis was made using 90 subspecies (Appendix 2) distributed among seven geographic regions (Fig. 1B): (1) Río Tame (present study), (2) Northeastern Andean foothills (eastern foothills *sensu lato* in the northern Colombian Eastern Andes, including the Táchira Andes), (3) the Cordillera de Mérida (from the Táchira depression northeast through the Venezuelan Andes), (4) the Serranía de Perijá (the northernmost Andes site between Colombia and Venezuela), (5) the Sierra de la Macarena (an isolated mountain on the transition between the Orinoco and Amazon regions), (6) the Catatumbo lowlands (including the Maracaibo lake basin), and (7) the Orinoco region (of eastern Colombia and southwestern Venezuela). To make this clustering, I based subspecies identifications mainly on comparisons of the specimens from Río Tame to those at the ornithological collection of the ICN, and to lists from other studies (Blake 1962, Meyer de Schauensee 1964, Acevedo & Pérez 1989, 1994, Rojas & Piragua 2000, Hilty 2003, Avendaño 2012, Clements *et al.* 2013, López-O. *et al.* 2014, J. Pérez-Emán pers. com.).

The 90 subspecies were selected based on the 45 subspecies collected in Río Tame, and those other subspecies within the same species for the other regions (Appendix 2). I acknowledge that this

subset representing only a small part of the birds within the seven geographic regions, but I assumed the 90 selected subspecies are sufficiently representative to allow preliminary comparisons of population relationships and biogeographic affinities of these regions (*cf.* Kattan *et al.* 2004, Acevedo-Charry *et al.* 2014).

Results

I recorded 215 bird species in 43 families and 18 orders at Río Tame (Appendix 1). These include 15 bird species of global (IUCN 2015) and national (Renjifo *et al.* 2002, 2014) conservation concern, in the categories: data deficient (DD), near threatened (NT), vulnerable (VU), endangered (EN), or critically endangered (CR; Fig. 3, Appendix 1). Significant range extensions (>100 km from previous records) were detected for 15 bird species, and the reported elevational ranges by Hilty & Brown (1986) were extended (>300 m higher or lower) for five species. I also confirmed the presence of 19 bird species in the Araucan foothills (7 of conservation concern), which had few historical or unsubstantiated records, and were not included in recent distribution maps for Arauca (*e.g.*, Hilty & Brown 1986, McMullan *et al.* 2010, IUCN 2015), as well as species with biogeographic interest at the subspecies level. In the following species accounts, I present details for the most significant geographical and elevational range extensions and confirmation of various historical or unsubstantiated records. I also specify whether permanent documentation from either specimen (in which case the ICN collection number is given) or sound recordings (when the xeno-canto number is given) in Appendix 1.

***Tinamus tao* (Gray Tinamou):** Several solitary individuals were heard and seen inside the understory of Andean premontane moist forest (hereafter simply “premontane forest”), between

850 and 950 m on 27–28 July 2011, and 18, 20, 21 (2 ind) and 22 (2 ind) March 2013. A recording of this tinamou is stored in xeno-canto (XC133287). Hilty & Brown (1986) mentioned this species for all east Andes foothills, but others (McMullan *et al.* 2010, IUCN 2015) did not report it for the Araucan foothills. This species still experiences hunting pressure from local people and is currently classified as vulnerable (VU; IUCN 2015).

***Aburria aburri* (Wattled Guan):** A pair was seen inside the premontane forest at 780 m on 30 August 2011, and the second pair at 850 m on 2 September 2011. There are records of this species throughout the Andes of Colombia (Hilty & Brown 1986, McMullan *et al.* 2010), but recent maps by IUCN (2015) did not report it in the Eastern Andes between Santander and Huila Departments (more than 460 km). This record confirms the presence in the Araucan foothills. This species is also hunted locally and is near threatened (NT; Renjifo *et al.* 2002, IUCN 2015).

***Pauxi pauxi* (Helmeted Curassow):** Two individuals were seen inside the premontane forest at 960 m on 22 March 2013 (Fig. 3A). Although this species is reported in the Arauca and Casanare foothills (Hilty & Brown 1986), some recent maps show it just for Arauca (McMullan *et al.* 2010), but others list this curassow as probably extinct there (IUCN 2015). This record confirms its presence in Arauca, where it still experiences hunting pressure by local people and is classified as endangered (EN; IUCN 2015, Renjifo *et al.* 2014).

***Hydropsalis maculicaudus* (Spot-tailed Nightjar):** A pair was seen in open areas between secondary forest patches at 700 m on 18 March 2013 (Fig. 4A). I observed the distinctively white tail tip when the male flushed. My sighting in Río Tame was over 300 m higher than previous records, up to

200 m in Colombia (Hilty & Brown 1986) and 400 m in Venezuela (Hilty 2003).

***Tachornis furcata* (Pygmy Swift):** Two groups of 5 and 3 individuals were seen over the canopy of premontane forest and crossing open areas among secondary growth forest, at 810 m on 30 and 31 August 2011. Also, a pair was observed flying over open grasslands on 23 March 2013. This is a smaller and faster swift, with a blackish band on the breast setting off the white throat and belly, showing a whiter appearance than its congener *T. squamata*, and with faster wing beats. Moreover, *T. squamata* is distinguished by its blotchy sides and spotty white breast and belly. The closest records are from the Catatumbo lowlands (200 km NW; Avendaño 2012) and the Maracaibo Basin (200 km N; Hilty & Brown 1986). This swift is considered data deficient for Colombia (DD; Renjifo *et al.* 2002).

***Lophornis delattrei* (Rufous-crested Coquette):** Four individuals were seen (one caught and collected) in the premontane forest canopy and flying between patches of second-growth forest between 880 and 960 m, on 19, 26, 31 August 2011, and 22 March 2013 (Fig. 4B, ICN-38351). This species has records from south of Cúcuta, southwestern Norte de Santander (170 km N-NW), and along the eastern base of the Andes from the Casanare river (50 km SW) to western Meta (Hilty & Brown 1986).

***Klais guimeti* (Violet-headed Hummingbird):** Two individuals were seen and heard inside the premontane forest at 850 m on 17, and 19 August 2011, another individual was mist-netted and collected on 25 August 2011 (Fig. 4C, ICN-38347). Hilty & Brown (1986) mentioned this species in the east slope of the Eastern Andes from extreme eastern Cundinamarca to southeastern Nariño, and probably to northern

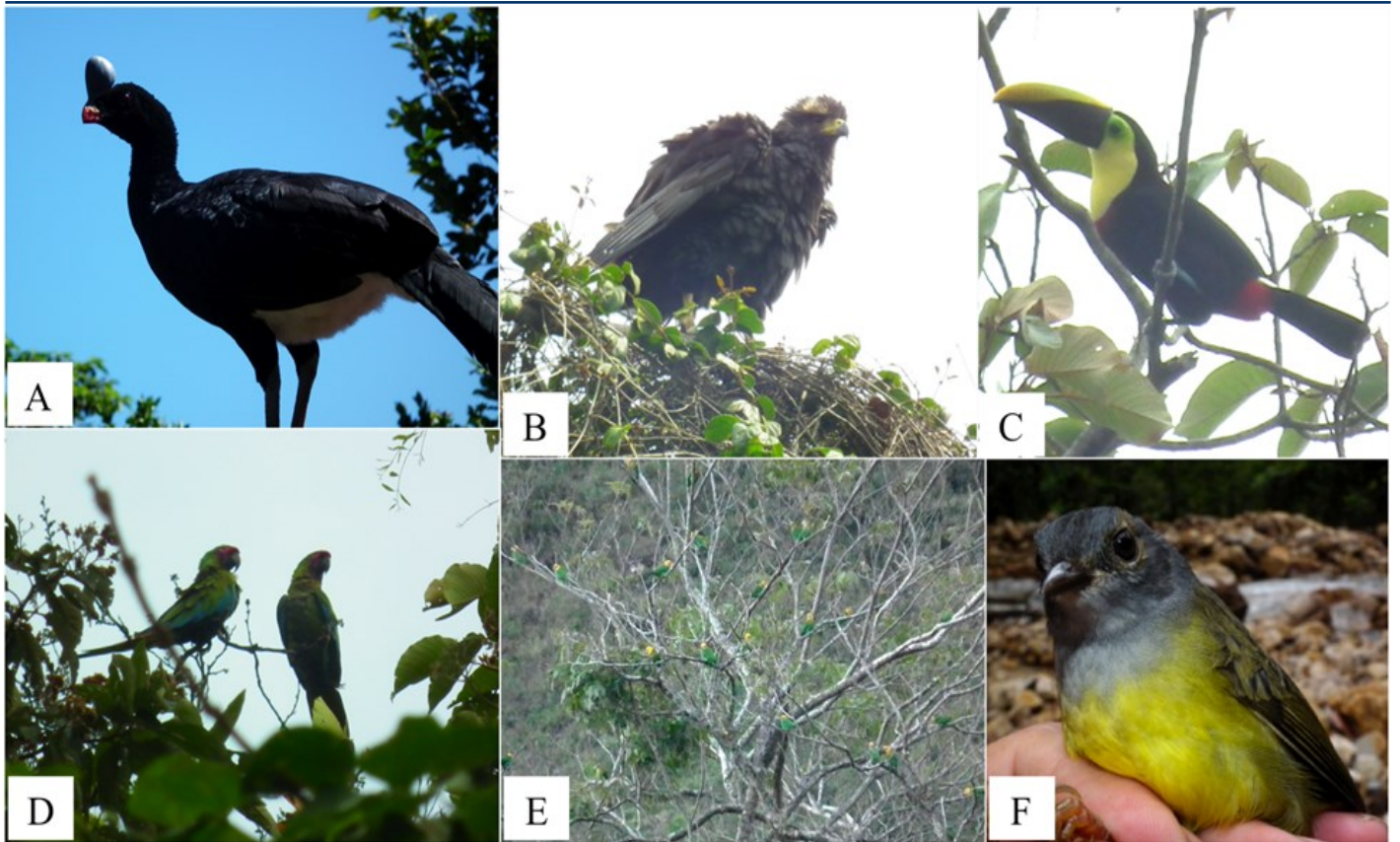


Figure 3. Photographs of some conservation interest birds of Río Tame Forest Reserve. (A) *Pauxi pauxi*; (B) *Buteogallus solitarius*; (C) *Ramphastos ambiguus*; (D) *Ara militaris*; (E) A large group of *Pyrrhula pyrrhula* spend the night on a tree (see the distinctive yellow head); (F) *Myiothlypis cinereicollis*.

Arauca but with no records there until now (Bohórquez 2002, Salaman *et al.* 2002). My records confirm the presence of this species in Arauca.

***Hylocharis cyanus* (White-chinned Sapphire):** A single female was caught inside the premontane forest at 850 m on 25 August 2011 (Fig. 4D). This species is locally common, but has infrequent records on the Eastern Andes of Colombia; the closest records are from the Zulia valley in Eastern Andes of Norte de Santander towards the northern end of Serranía de Perijá (over 200 km NW; Hilty & Brown 1986).

***Buteogallus solitarius* (Solitary Eagle):** One individual was seen in the canopy of the

premontane forest at 820 m on 20 March 2013 (Fig. 3B). The individual was perched quietly in a tree for 5-8 minutes, after which it flew off over the canopy. This powerful eagle is distinctive by the combination of a large size but less black (dark slate gray) than other *Buteogallus*, as well the shorter tail with a median white band and narrow white tip (Hilty & Brown 1986). My sighting is the second published report of this eagle for the foothills of the Eastern Andes and fills a large gap in its known distribution between Santa María, Boyacá (over 200 km SW; Chaparro-Herrera & Laverde 2014, Laverde & Gómez 2016) and the Serranía de Perijá (Guajira-Cesar; 400 km NNW). This eagle is critically endangered nationally (CR; Renjifo *et al.* 2014), and near threatened globally (NT; IUCN 2015).

***Ciccaba nigrolineata* (Black-and-white Owl):**

Nocturnal and pre-dawn sounds were heard inside premontane forest between 790 and 840 m on 27 July, 30-31 August 2011, and 20 March (2 ind) 2013. An individual with white underparts finely barred with black, and contrasting black face was seen and recorded after playback with sounds of *C. nigrolineata* (Boesman 2012) on 20 March 2013; the recording is stored in xeno-canto (XC148753). Hilty & Brown (1986) did not record *C. nigrolineata* in the Eastern Andes. However, Salaman *et al.* (2002) reported this owl in Mámbita (Boyacá) as the first record of the east slope of the Andes, yet not included in IUCN (2015) distribution maps. This record represents a significant range extension for *C. nigrolineata*, ca. 240 km NE from Mámbita, and confirms its presence along the east slope of the Eastern Andes of Colombia (Salaman *et al.* 2002).

***Trogon violaceus sensu lato* ("Violaceous" Trogon):**

This trogon was seen and caught inside the premontane forest at 910 m on 18 August and 1 September 2011 (ICN-38228). Recently, the "Violaceous" Trogon group was split into *T. violaceus* (the Guianan Trogon of the Guiana Shield), *T. caligatus* (the Gartered Trogon of Middle and northern South America, extending locally to the east slope of the Andes), and *T. ramonianus* (the Amazonian Trogon of the Amazon region; Remsen *et al.* 2011). This record is a range extension of more than 200 km for any of these species (Hilty & Brown 1986, IUCN 2015). The nearest records of *T. caligatus* are at the Catatumbo lowlands (200 km NW; Hilty 2003, Avendaño 2012), while *T. ramonianus crissalis* is known from the foothills of Meta department south to the Sierra de la Macarena (over 200 km S; Blake 1962, Hilty & Brown 1986, Restall *et al.* 2007). The specimen has a mainly white tail like *T. caligatus*, but a burnt-yellow belly more like that of *T. ramonianus crissalis*. I did not hear it call, therefore the specimen requires confirmation by

genetic analysis and sound recordings in this region, where *T. caligatus* and *T. ramonianus* may come into contact, and further study might clarify their taxonomic status.

***Malacoptila mystacalis* (Moustached Puffbird):**

Two individuals were heard, seen and captured inside the premontane forest at 800 m on 31 August 2013 (ICN-38357, ICN-38358). Previously this species was reported north only to the foothills of Boyacá in the Cusiana river watershed (150 km SW; Bohórquez 2002, Salaman *et al.* 2002) and recently in Santa María (Laverde & Gómez 2016).

***Eubucco bourcierii* (Red-headed Barbet):**

Two individuals were seen inside the premontane forest, at 870 m on 19 August 2011. Salaman *et al.* (2002) reported this barbet to Pajarito (150 km SW, in Boyacá), and suggested that it is continuously distributed along most or all of Andean east slope. Hilty (2003) reported it on the east slope of the Cordillera de Mérida. Previous reports were mainly between 1,200 and 1,400 m (Hilty & Brown 1986, McMullan *et al.* 2010), but recently it has been recorded as lower as ca. 850-1100 m at Santa María, Boyacá (Laverde & Gómez 2016).

***Ramphastos ambiguus* (Yellow-throated Toucan):**

Family groups of 2 to 9 individuals were heard and seen in the canopy of premontane and secondary forests (Fig. 3C), between 750 and 950 m on virtually all field work days. A recording was obtained and is stored at xeno-canto (XC148755). A female was collected in the premontane forest on 1 September 2011. Interestingly, the bill of the specimen was dark reddish chestnut, not black, and the facial skin color was yellowish green except for a bright blue area around the eye; apparently, a mix between the colors of the two subspecies at east slope of Eastern Andes (yellowish-green in *abbreviatus* and bright blue in



Figure 4. Photographs of selected birds from río Tame Forest Reserve. (A) *Hydropsalis maculicaudus*; (B) *Lophornis delattrei*; (C) *Klais guimeti*; (D) *Hylocharis cyanus* (female); (E) *Pteroglossus castanotis*; (F) *Cymbilaimus lineatus*; (G) *Cyanocompsa cyanooides*; (H) *Habia rubica*.

ambiguus). The race *abbreviatus* occurs at northern east slope of the Eastern Andes and the Andes slopes of the Catatumbo lowlands, as well as formerly to the headwaters of the Magdalena Valley in Huila, while race *ambiguus* is present at east slope of the Eastern Andes from the Casanare river and the Sierra de la Macarena southward (Hilty & Brown 1986). The specimen, therefore, may represent an intergrade between them; hence this region may be a contact zone between both subspecies. Hilty & Brown (1986) noted this species along the Andean foothills, but neither McMullan *et al.* (2010) nor the IUCN (2015), recorded it to Arauca. This toucan is considered near threatened (NT; IUCN 2015).

***Pteroglossus castanotis* (Chestnut-eared Aracari):** Several individuals were heard and seen in secondary growth forest, and at the edge of premontane forest between 750 and 850 m on 1 September 2011, 18, and 19 March 2013 (Fig. 4E). My records were up to 350 m higher in elevation than previous records in Colombia (Hilty & Brown 1986), although this species is often recorded up to 1,000 m in places along the Andes (Short 2017).

***Falco deiroleucus* (Orange-breasted Falcon):** A presumed pair was seen in flight. They were crossing over open areas between patches of secondary forest on 18 March 2013. The throats of these birds were white, and their breasts orange-rufous, heavily barred black on the lower breast and belly; the similar but smaller Bat Falcon (*F. ruficularis*) has at most a narrow rufous band between the white throat and the black-and-white barring of the posterior underparts. This falcon has a spotty distribution in the Eastern Andes. The closest records are in the foothills of Casanare (Upía river, 230 km SW from Río Tame; Hilty & Brown 1986), and the Catatumbo lowlands (200 km NW; Avendaño 2012). This species is categorized as data deficient in Colombia (DD;

Renjifo *et al.* 2002), and as near threatened globally (NT; IUCN 2015).

***Pyrilia pyrilia* (Saffron-headed Parrot):** On several days throughout my field work I heard and saw single individuals and small groups of 2-5 individuals inside the premontane forest and crossing open areas between patches of secondary forest, and on 30 August I recorded a flock of 30. Interestingly, small groups apparently gather to roost. I observed over 25 individuals in numerous small clusters that spent the night in a single tree (Fig. 3E). A sound recording is stored at xeno-canto (XC149742). This parrot had not been previously reported on the east slope of the Eastern Andes (Hilty & Brown 1986). However, specimens of this species have been documented from Cubará, Boyacá (Cuervo & Toro 2002). My records confirm the presence of this species in the Araucan foothills. This parrot is considered vulnerable in Colombia (VU; Renjifo *et al.* 2002), and near threatened globally (NT; IUCN 2015).

***Pionus sordidus* (Red-billed Parrot):** Small flocks of this species were heard and seen over the canopy of premontane forest over 860 m on 17, 19, 24, and 30 August 2011. The individuals seen in flight had conspicuous red on their bills and were duller than Blue-headed Parrot (*P. menstruus*), also their voice differed from that of the Bronze-winged Parrot (*P. chalcopterus*). This is the first record of this parrot in the Eastern Andes between the Serranía de los Churumbelos and the Serranía de Perijá, a gap of over 950 km (Hilty & Brown 1986, Salaman *et al.* 2002, IUCN 2015).

***Pionus chalcopterus* (Bronze-winged Parrot):** I heard and saw groups of 3-11 individuals in premontane and secondary forests and crossing open areas at 700-800 m on several days during July, August and September 2011. Previously, this parrot was recorded in the Serranía de Perijá (400 km N-NW; López-O. *et al.* 2014) and on the

northeastern slope of the Eastern Andes in Cundinamarca (290 km SW) near the foothills of Meta (Salaman *et al.* 2002). Recently recorded in Santa María (220 km SW; Laverde & Gómez 2016).

***Orthopsittaca manilata* (Red-bellied Macaw):** Three individuals were seen flying across open areas between secondary growth forests over grasslands at 630 m on 18 March 2013. This macaw has been recorded in numerous localities in the Orinoco region associated with *Mauritia flexuosa* palm swamps but had not been reported in Arauca (Hilty & Brown 1986, Rodríguez-Mahecha & Hernández-Camacho 2002, IUCN 2015). This parrot follows the *M. flexuosa* distribution, even in Casanare and Arauca (Acevedo-Charry *et al.* 2014), but ranges more widely when seeking fruiting trees.

***Ara militaris* (Military Macaw):** Several groups of 10-32 individuals were heard and seen over the premontane forest and crossing open areas between 550 and 980 m on several days in both wet and dry seasons (Fig. 3D). I obtained a sound recording that is stored at xeno-canto (XC148754). There are records of this macaw from Villavicencio in Meta (over 300 km SW), and Orocué in Casanare (*ca.* 200 km S-SE; Umaña *et al.* 2009, Zamudio *et al.* 2011). Other nearby records are in localities such as the Sierra de la Macarena (over 400 km SW from Río Tame; Hilty & Brown 1986), the Catatumbo lowlands (200 km NW; Avendaño 2012), and the foothills of the Maracaibo Basin in Venezuela (200 km N; Hilty 2003). This is the first record of this species for Arauca. This macaw is considered vulnerable (VU; Renjifo *et al.* 2002, IUCN 2015).

***Cymbilaimus lineatus* (Fasciated Antshrike):** A pair (female and male) was heard inside the premontane forest at 840 m on 20 March 2013 (Fig. 4F); they were attracted by playback and

recorded (XC149791). This antshrike had northern records in the Serranía de Perijá (400 km N-NW; López-O. *et al.* 2014), historically in the Catatumbo lowlands (200 km NW; Avendaño 2012) and in the foothills of the Cordillera de Mérida (in Táchira – Venezuela over 200 km NE; Hilty & Brown 1986, Hilty 2003), as well as at Tauramena, in the Casanare foothills (175 km SW; Zamudio *et al.* 2011); the latter record is not included in recent distribution maps (McMullan *et al.* 2010, IUCN 2015). This range extension complements the distribution along the east slope of the Eastern Andes.

***Myrmotherula schisticolor* (Slaty Antwren):** A call-sound of this species was heard inside the premontane forest at 950 m on 19 August 2011. I used playback to attract two individuals to the mist-nets and collected the specimens to confirm identification (ICN-38339, 38340). The subspecies in the east slope of the Eastern Andes and head of Magdalena Valley is *interior*; but the subspecies recorded in Río Tame is the same that in the Serranía de Perijá and the Santa Marta Mountains (*sanctamartae*; Hilty & Brown 1986, Zimmer & Isler 2003).

***Thamnophilus tenuepunctatus* (Lined Antshrike):** Four individuals were seen inside the premontane forest at 820 m on 27 (1 ind) and 31 (3 ind) July 2011. This antshrike had been previously recorded in the Eastern Andes in northern Meta foothills (*ca.* 280 km SW of Río Tame; Hilty & Brown 1986, IUCN 2015), and in Santa María (Laverde & Gómez 2016). This species is considered vulnerable (VU; IUCN 2015).

***Sclerurus albigularis* (Gray-throated Leaf-tosser):** Two individuals were recorded inside the understory of the premontane forest at 900 m on 18 August 2011. This species has been recorded throughout the Eastern Andes foothills (Hilty & Brown 1986), for instance at Santa María, Boyacá

(over 200 km SW; F. G. Stiles pers. comm.). Despite its wide distribution, it has recently been classified as near threatened (NT; IUCN 2015).

***Synallaxis albescens* (Pale-breasted Spinetail):**

Several individuals were heard and seen crossing scrub patches and secondary semi-deciduous forest between 550 and 800 m on several days in both wet and dry seasons; one was caught and collected (ICN-38363). The specimen was identified as the subspecies *insignis*, present in the Andes of Colombia (Clements *et al.* 2013). Specimens from Caño Limón Arauca, a locality within the Orinoco region, were identified as the subspecies *trinitatis* (Rojas & Piragua 2000), present in the east of Venezuela and Trinidad (Clements *et al.* 2013). Although this species is common in open grassy habitats, there are few records east of the Andes (Hilty & Brown 1986). There are tentatively ten subspecies recognized in *S. albescens*; the characters of the subspecies *trinitatis* (darker crown and wing-coverts, as well as more buff-brown back than the subspecies *nesiotis* from northern Colombia and Venezuela) were not corroborated by some authors, hence *trinitatis* was not recognized by Remsen (2003), and included in the subspecies *nesiotis*.

***Lophotriccus pileatus* (Scale-crested Pygmy-Tyrant):**

A pair was seen in a secondary growth forest at 750 m on 31 August and 1 September 2011. This species is reported in the east slope of the Cordillera de Mérida in Venezuela (over 120 km N-NE; Hilty 2003, IUCN 2015). This species was not recorded at the Cusiana river in Boyacá (150 km SW) but was present at the Serranía de los Picachos in Caquetá (500 km SW; Bohórquez 2002), and has been seen and captured at Santa María, Boyacá, at *ca.* 1,100 m (F. G. Stiles pers. comm., Laverde & Gómez 2016); hence this species is probably overlooked in foothill sites.

***Machaeropterus regulus* (Striped Manakin):**

Several individuals were seen inside secondary

growth semi-deciduous forest and premontane forest, more common during the dry season of 2013 than the rainy season of 2011. I collected a specimen on 19 March 2013. The specimen collected was identified as *M. regulus zulianus*, the subspecies from northwestern Venezuela (Snow 2004b). Previous specimens from Arauca were catalogued as *M. regulus striolatus*, the subspecies from Amazonia (Blake 1961, Snow 2004b). The western subspecies group (*zulianus*, *obscurostriatus*, *antioquiae*, *striolatus*, and *aureopectus*) may constitute a separate species (*M. striolatus*) from *M. regulus*, the population of southeastern Brazil (Snow 2004a, 2004b, Remsen *et al.* 2017). It seems that the southern Araucan foothills may be a transition zone between the subspecies *striolatus*, from more southern foothills and Amazonia, and the subspecies *zulianus* from northwestern Venezuela (Zulia, Barinas, and Táchira; Snow 2004b).

***Pachyramphus rufus* (Cinereous Becard):**

One individual was observed in the canopy of premontane forest on 19 August 2011, and 1 September 2011, another was observed at the edge of secondary growth forest at 780 m on 18 March 2013. Although the map in Hilty & Brown (1986) shows no records from east of the Andes, García & Botero-Delgadillo (2013) reported this becard in Meta, Casanare, and Vichada, and proposed its distribution throughout the Orinoco region. My records support and include Arauca within that assumption.

***Pachysylvia aurantiifrons* (Golden-fronted Greenlet):**

Four birds were seen and one was caught and collected (ICN-38329) at 820-900 m, inside the premontane forest and secondary growth forest on 17, 18 August 2011, and 18 March 2013. Previous records of this species were up to 700 m (100 m lower than Río Tame; Hilty & Brown 1986). The subspecies reported by Hilty & Brown (1986) from western Arauca and Casanare, and followed by other authors is *saturatus*, but

the specimen appears rather represent *helvinus*, recorded from northwestern Venezuela, in the Cordillera de Mérida (Brewer 2010).

***Cyanocorax yncas* (Green Jay):** Small flocks were seen inside the premontane forest and in secondary growth semi-deciduous forest between 800 and 1,100 m. I collected an individual at 800 m, more than 300 m lower than previous elevational records for the Eastern Andes of Colombia (*ie.*, 1,200-2,800 m; Hilty & Brown 1986).

***Hemithraupis guira* (Guira Tanager):** This species was seen several days at 740-850 m in the premontane forest canopy and the shrubs near to second-growth forest in mixed flocks of passerines (*e.g.*, *Chlorophanes spiza*, *Dacnis cayana*, *Tangara gyrola*). This species has historic records in the Eastern Andes from Guamalito and the Cobugón river, Norte de Santander near Boyacá boundary (50 km N from Río Tame; Blake 1961, Hilty & Brown 1986), as well as scattered records from Pajarito, Boyacá (150 km SW), and Gazaunta river in Medina, Cundinamarca (260 km SW; Salaman *et al.* 2002).

***Lanio fulvus* (Fulvous Shrike-Tanager):** A pair was heard and seen inside the premontane forest on 17 August 2011, and on 19 August a male was collected at 900 m (ICN-38326). The altitudinal range of this species for Colombia was considered up to 500 m (Hilty & Brown 1986). Historical specimens were taken from the Cobaría river in Arauca, as well as the Cabugón river and La Argentina in Boyacá (50-80 km N; all in lowlands but elevation not included in Blake 1961).

***Cyanerpes cyaneus* (Red-legged Honeycreeper):** Several individuals were seen within mixed flocks of passerine frugivores and nectarivores (*e.g.*, *C. caeruleus*, *Dacnis cayana*, *Chlorophanes spiza*), in

canopy of premontane and secondary forest edges between 810 and 960 m on 30 August 2011 (1 male) and 22 March 2013 (1 male, 1 female). The nearest reports in the Eastern Andes are from Santa María, Boyacá (over 200 km SW; Laverde & Gómez 2016), in the Catatumbo lowlands (200 km NW; Avendaño 2012), and the east slope of the Cordillera de Mérida, Venezuela (over 100 km N-NE; Hilty & Brown 1986, Hilty 2003, IUCN 2015).

***Chlorospingus flavopectus* (Common Bush-Tanager):** A single bird was observed in the canopy of the premontane forest at 900 m on 31 August 2011. The bird observed had the crown and sides of head gray to blackish, but appeared to lack the prominent white spot behind the eye of the subspecies *eminens*. Ecological niche modeling (ENM) by Avendaño *et al.* (2013) suggests that the region of the foothills of the Sierra Nevada del Cocuy, including the Río Tame, may represent a gap between *olsoni* and *eminens*. There are five specimens of *C. flavopectus* (previously *ophthalmicus*) *eminens* in the Field Museum of Chicago from Hacienda La Primavera in Cubará, Boyacá (now in Norte de Santander), and the Bojabá river, Arauca (both over 50 km N of the Río Tame; Blake 1961) that were used in a study of geographic variation of the species (Olson 1983), in addition the locality “Hacienda La Primavera” was used in the ENM by Avendaño *et al.* (2013). Specimens from Boyacá and Arauca have white post-ocular spots as in *eminens*, but with a buffier throat (Blake 1961), perhaps more similar to *olsoni* (Avendaño *et al.* 2013). Rather than a gap in the distribution of *C. flavopectus* at foothills of the Sierra Nevada del Cocuy, the Río Tame region may be a transition zone between *eminens* and *olsoni*, such as occurs in other taxa (*e.g.*, *R. ambiguus ambiguus* x *abbreviatus* or *M. regulus striolatus* x *zulianus*, see above). Interestingly, the ENM, as well as the habitat and ecology for *olsoni* suggested that this

subspecies occurs along a narrow elevation belt of cloud forest between *ca.* 2,000 and 2,600 m; the bird in Río Tame was recorded in the premontane forest, over 1,000 m lower. Elsewhere, my sighting is within the altitudinal scope of the species (Hilty & Brown 1986).

***Habia rubica* (Red-crowned Ant-Tanager):** This species was seen and heard inside premontane forest within flocks of insectivore species (*e.g.*, *Herpsilochmus rufimarginatus*, *Myiothlypis cinereicollis*, *Dendrocincla fuliginosa*, *Myiothlypis cinereicollis*) between 800-1,000 m and I collected several specimens (Fig. 4G, ICN-38313, 38314, 38330, 38780, 38781). My records were at least 300 m higher in elevation than previous records of this species (Hilty & Brown 1986). Specimens from Río Tame were identified as *H. rubica coccinea*, the subspecies that is found at the base of the Andes in western Venezuela and adjacent north-central Colombia. Other subspecies (*rhodinolaema*) occurs east of the Eastern Andes from southern Meta southward (Hilty 2011). Subspecies *coccinea* was not previously represented in Colombian ornithological collections.

***Cyanoloxia cyanooides* (Blue-black Grosbeak):** Two birds were heard and attracted to mist nets inside the understory of the premontane forest at 850 m on 29 March 2013 and another was heard in the same habitat at 920 m on 22 March 2013. A male specimen (Fig 4H, ICN-38773) pertains to the nominate subspecies *cyanooides*. Interestingly, the only subspecies previously reported east of the Andes was *rothschildi*, which is widely distributed from at least southern Meta southward. The subspecies *cyanooides* is widespread west of the Andes, but also in foothills north of the Santa Marta Mountains as well as in the Serranía de Perijá (Brewer 2011).

***Myiothlypis cinereicollis* (Gray-throated Warbler):** Three individuals were seen and one caught

inside the understory of premontane forest between 890 m and 910 m on 17 August 2011 (Fig. 3F, ICN-38333). Those individuals were with mixed flocks of understory insectivores (*e.g.*, *Terentotriccus erythrurus*, *Basileuterus culicivorus*, *Habia rubica*). This warbler is reported rather widely in the Eastern Andes foothills, the Serranía de Perijá, and the Cordillera de Merida (Hilty & Brown 1986, Hilty 2003), but is considered a near threatened species (NT; Renjifo *et al.* 2014, IUCN 2015).

Other minor altitudinal scope extensions for Colombia (<300 m higher or lower than Hilty & Brown 1986) were detected during my field work, such as *Burhinus bistriatus* at 750 m (previously records to 500 m), *Tangara cayana* at 710 m (previous records to 500m), and *Ixothraupis guttata* at 800 m (ICN-38311, previous records between 1,000 and 1,800 m).

Biogeographic relationship.- There were three main clusters for the 90 subspecies among the seven regions selected in and near the northern Eastern Andes (Fig. 5). The northern cluster grouped the Río Tame collected birds most closely with the Cordillera de Mérida (*ca.* 60% similarity), next with the Serranía de Perijá (over 50%), and finally with the Catatumbo lowlands (40 -50%). There was another group that included the Sierra de la Macarena and the entire foothills at Eastern Andes (40-50% similarity). As the most of the information from the foothills at Eastern Andes are based on inventories southern Araucan foothills, I assume the cluster Sierra de la Macarena – Foothills of E Andes (*sensu lato*) as the southern cluster (Fig 5). Interestingly, the Orinoco region has lower subspecies relationship (less than 15% similarity) with the other six regions, despite its proximity to the Andes. This analysis clearly documents that the Río Tame foothill region has more similarity with the northern regions, and perhaps represents a zone of avifaunal turnover at the subspecies level

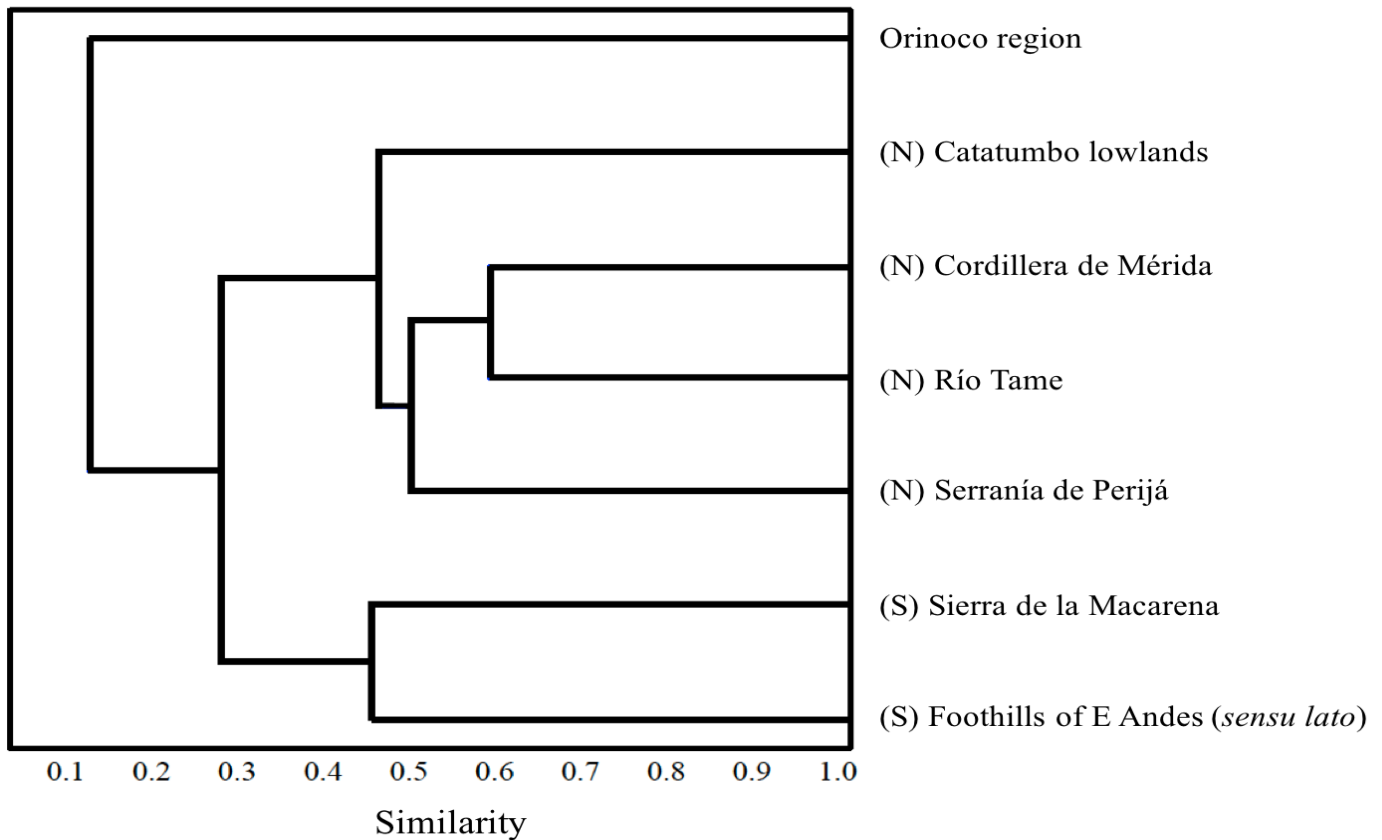


Figure 5. Jaccard clustering analysis for 90 subspecies of seven geographic sites northern of South America (see text and Fig. 1B for details). In parenthesis is given the assumed affinity of the region, to the north (N) or to the south (S).

between those of northern vs. southern affinities. Distributions of those of the northern group extend around the northern end of the main Eastern Andes from the west, as well as north to the Serranía de Perijá and eastward into the Venezuelan Andes. In contrast, those of the southern group extend southward along the east slope of the Eastern Andes, in some cases into Amazonia. A more detailed analysis of the climate and vegetation along this transition might further elucidate the ecological conditions underlying this species turnover.

Discussion

Bird diversity.- Many of the geographic and altitudinal range extensions recorded in this study may reflect the lack of studies in this part of the

transition region between the Andes and the Orinoco region, rather than the absence of the birds. My records often tend to fill gaps of varying lengths in the mapped or published distributions of several species rather than being range extensions in the strict sense. Few studies have documented bird species in the Araucan Andes region (Blake 1961, Restrepo-Calle *et al.* 2010). Consequently, my species list in Río Tame added 155 bird species to those previously reported by Umaña *et al.* (2009) in Tame municipality. The presence of some threatened, near threatened, and data deficient bird species (Renjifo *et al.* 2002, IUCN 2015) was confirmed for the Araucan foothills. Additionally, several species had altitudinal range extensions which might be a result of altitudinal movements, which are poorly still studied in Colombia (Bohórquez 2002), or

could reflect the effect of lowland deforestation in the tropical mountain birds (Ocampo- Peñuela & Pimm 2015). Río Tame is at the lower elevational belt of the east slope of the Eastern Andes, a region with a high local immigration rate of birds from the lowland forests (Kattan & Franco 2004). Thus, the species reported here may offer opportunities for further research and conservation efforts in the Eastern Andes region.

The Río Tame region has a relatively high avian diversity compared to other foothill localities on the east slope of the Eastern Andes at similar elevations. For example, 210 bird species were reported in a fragmented landscape in the Cordillera del Condor, east of the Peruvian Andes (900 m; Schulenberg *et al.* 1997). Elsewhere, 172 bird species were reported throughout an altitudinal range of 300-1,200 m in three locations at Serranía de los Churumbelos, east of the Colombian Andes (Salaman *et al.* 1999). Another location in the Eastern Andes, the Rumiyaco river in Nariño between 700 and 1,600 m, yielded 120 bird species (Bohórquez 2002). These localities are in the ecotone between the Andes and the Amazon region, while Río Tame is in the ecotone between the Andes and the Orinoco region. The higher species richness of the lower Araucan foothills compared with that of the lower amazonian foothills might reflect a greater ecological contrast between lowland and montane zones. The Orinoco region has mostly open savanna with patches of scrub and riparian forest, while to the south the forest is continuous from the lowlands to the adjacent Andean slopes. Hernández-Camacho *et al.* (1992) suggested a historical relationship throughout the eastern foothills as a connection of Amazonian forests with those of the Catatumbo and Araucan regions at the level of species. The present analysis indicates a zone of transition between northern and southern avifauna at the level of subspecies. I did not consider the Catatumbo lowlands

separately to compare species richness, because the only locality at a foothill elevation (Bellavista at 650 m) yielded just 43 bird species based on Carriker's collections in the 1940's (Avendaño 2012), but the present analysis supports a greater similarity of the Catatumbo lowlands to the Río Tame foothill region than with the adjacent Orinoco region.

Biogeographic relationship.- The relationship between Río Tame, the Serranía de Perijá, the Catatumbo lowlands, and the Cordillera de Mérida (both slopes) could indicate the existence of historical corridors connecting these distinct geographic subregions. One of those historical corridors perhaps traverses the Andean discontinuity of the Táchira depression along the connection between Perijá-Catatumbo and Mérida-Río Tame, through the Uribante river watershed in Venezuela (Graham *et al.* 2010). The relationship between the Catatumbo lowlands and the Serranía de Perijá has been previously noted, and these areas were suggested to pertain to the same endemic bird area (Cracraft 1985). Additionally, Gutiérrez *et al.* (2015) found that suitable climatic conditions, both at the Last Glacial Maximum and at present, exist for an Andean brocket deer (*Mazama rufina*) in the Táchira depression. Such climatic condition thus, in combination with the analysis on the suspected endemic mammals of the Cordillera de Mérida, support the argument that the Táchira depression is not a complete geographic barrier for dispersal of High-Andean biota between the Eastern Andes of Colombia and the Cordillera de Mérida (Gutiérrez *et al.* 2015). Instead of a geographic barrier, the Táchira depression could support environmental conditions as a corridor among the Serranía de Perijá, the Catatumbo lowlands and the west slope of the Cordillera de Mérida from north to south. This assumed corridor could be extending toward lower foothills of the Eastern Andes into the Río Tame area. A phylogeographic

analysis of the avifauna of Río Tame would be needed to evaluate the relationship between geographic regions involved in the Táchira depression and the hypothesized existence of the suggested historical corridor across this depression. Nevertheless, it is especially interesting that some species apparently show a continuity at the level of subspecies with trans-Andean populations along the northern end of the Eastern Andes and south to the foothills of the Río Tame area. Conditions along this potential corridor may have been more humid and forest more extensive at certain times during the Pleistocene. Again, phylogeographic studies are needed, as such studies would demonstrate the existence of dynamic histories of divergence and colonization among mountain systems as drivers of speciation and structure of the neotropical avifauna (Smith *et al.* 2014, López-O. *et al.* 2014).

Results from my biogeographic analysis differ in part from those of Kattan *et al.* (2004), who found greater similarities between the Eastern Andes slopes and the Sierra de la Macarena, and dissimilarities with the Serranía de Perijá. This may reflect the fact that they included the southern slopes of the Andes but had limited data from the northern Andes, especially the Andes-Orinoco foothills región. Although species turnover is recognized along the Eastern Andes (Hilty & Brown 1986, Kattan *et al.* 2004, Graham *et al.* 2010), it may further differ between elevational belts and might be better understood by analyses at the subspecies level, rather than at species levels including the Andes as a whole. Further and more detailed phylogeographic analyses are needed to better understand the dynamics of avian turnover at both the geographic and taxonomic scales. Finally, my analysis would not have been possible without the collection of specimens that are now available in the two most important ornithological collections in Colombia for future comparisons between DNA-based studies that complement the phenotypic

comparisons inherent to subspecies taxonomy. This highlights the importance of scientific collections for future research on Colombian birds (Cuervo *et al.* 2006, López-O. *et al.* 2014, Rocha *et al.* 2014).

Conservation comments.- The remnant forests of Río Tame are important buffer areas to the El Cocuy National Park because these provide elevational continuity to the Orinoco region lowlands. Conserving this elevational transition, birds would benefit in the face of current habitat loss and future climate change (Ocampo-Peñuela & Pimm 2015). In addition, the presence of species like Gray Tinamou (*T. tao*), Wattled Guan (*A. aburri*), Helmeted Curassow (*P. pauxi*), and Marbled Wood-quail (*O. gujanensis*), recognized as focal for conservation efforts, indicate the good quality of the reserve's forests despite continued hunting pressure (Robbins *et al.* 2011). Other focal species for conservation projects reported here from the reserve include the Solitary Eagle (*B. solitarius*), Yellow-throated Toucan (*R. ambiguus*), Military Macaw (*A. militaris*), Saffron-headed Parrot (*P. pyrrhina*), Lined Antshrike (*T. tenuipunctatus*), Gray-throated Warbler (*M. cinereicollis*), and mammals such as the Colombian Woolly Monkey (*Lagothrix lugens*), Red Howler Monkey (*Alouatta seniculus*), White-tailed Deer (*Odocoileus virginianus*), Black Agouti (*Dasyprocta fuliginosa*), Spotted Paca (*Cuniculus paca*), Ocelot (*Leopardus pardalis*), and Tayra (*Eyra barbara*). Some of these taxa could be considered charismatic, umbrella, flagship, or economically important species that could provide ecosystem services for the local community (Anonymous 2003, 2005), but more detailed conservation plans to the Araucan foothills are needed. For instance, Setina *et al.* (2012) estimated the population density of Helmeted Curassow (*P. pauxi*) in Tamá National Park; similar studies could be made in Río Tame in the future. Furthermore, the species reported above should be included in the threatened

species list of the Important Bird Area (IBA) El Cocuy, extending its influence to a wider elevational transect. Nevertheless, given the new knowledge of the birds of the Araucan and Casanare foothills, a new IBA could be proposed for this region. Strategies to include the local community in the process would be fundamental to achieve consensus, as well as agreements on hunting practices. Currently, new research is already updating the information on the foothills of Arauca and Casanare (D. Carantón *et al.*, unpublished data). For example, two large eagles (*Harpia harpyja* and *Spizaetus tyrannus*, not observed during my field work in Río Tame) were recently shot by local farmers in the Tame municipality, indicating the need for environmental education and community outreach (Acevedo-Charry *et al.* 2015).

In conclusion, much remains to be learned about the lowland-to-montane transition zones along the Eastern Andes, where lowland deforestation and dynamic land use changes may have obscured the nature of this transition in many areas (Sánchez-Cuervo *et al.* 2012, Ocampo-Peñuela & Pimm 2015). Another complicating factor has been socio-political conflicts preventing further exploration in many areas (Murillo 2005, Sanchez-Cuervo & Aide 2013). If the current conversations between the Colombian government and the important guerrilla groups reach a successful conclusion, this would help open the way for much-needed ecological and biogeographic studies that would in turn help to prioritize conservation efforts.

Acknowledgments

I am especially grateful to the late Sonia I. Charry Bastidas, my mom, and first teacher; she knew, enjoyed and loved the Araucan lower foothills, including Tame. I also thank all my family for their support and encouragement. This study was the

result of my undergraduate thesis in Biology, and I thank all help and advice of the staff in the Universidad Nacional and the Pontificia Universidad Javeriana at Bogotá, especially my advisor F. G. Stiles for his advice, encouragement and his many constructive comments and corrections on the manuscript. This study was funded by Patrimonio Natural, the Gobernación de Arauca, Parques Nacionales Naturales de Colombia, Universidad Nacional de Colombia (Vicerrectoría de Investigación and Sede Orinoquía), Yoluka ONG and the Instituto Alexander von Humboldt partnership agreement 13-12-067-036CE. The students group "Grupo de Ornitología de la Universidad Nacional" (GOUN), IdeaWild Foundation, and Yoluka ONG provided some equipment for the study, which would have been impossible without the field and office help of the Patrimonio Natural team (especially J. F. García, V. Moreno, E. Matiz, and D. Rojas), the El Cocuy National Park team (F. Muñoz, H. Pinzón, R. Ariano "Paiton", D. Mulato, D. Acevedo, C. J. Valencia, R. Valderrama and others) and the Yoluka-Humboldt team (C. Mora-Fernández, T. Angarita-Sierra, J. Barriga, A. Diaz, F. Forero). I also thank J. P. López for his advice, great company and hard work in the field. J. Pérez-Emán confirmed the identification of subspecies in the Cordillera de Mérida. I also thank the pre-review and extended comments on the manuscript by J. E. Avendaño, as well the bibliographic information given by J. O. Cortés. Comments on the manuscript were made as well by P. Furumo, B. Branoff, C. Amorocho, M. Campos, and J. Roper. I thank O. Laverde and N. Ocampo-Peñuela for the revision of the manuscript and rewarding comments in. I thank A. Hernández-Serna for help with the similarity analysis, N. Álvarez for help with the map in Figure 1, as well as the faculty and other graduate students in the Tropical Community Ecology Lab – ARBIMON, at the University of Puerto Rico-Río Piedras campus, whose suggestions improved a

preliminary manuscript version; especially T. M. Aide who motivated intensity toward the writing of this manuscript.

Literature cited

- ANONYMOUS (INSTITUTO ALEXANDER VON HUMBOLDT). 1998. Caracterización ecológica del transecto río Cusiana, vertiente oriental de los Andes, Boyacá, Colombia. BIOSINTESIS Boletín del Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt 4: 1-4.
- ANONYMOUS (MILLENNIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT). 2003. Ecosystems and their services. Chapter 2 in Ecosystem and human well-being. Island press, Washington.
- ANONYMOUS (MILLENNIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT). 2005. Ecosystems and human well-being: current state and trends. Island Press, Washington, D. C.
- ANONYMOUS (CORPORINOQUIA). 2008. Plan de ordenación y manejo ambiental de la cuenca hidrográfica del río Tame con otras determinaciones. CORPORINOQUIA. Resolución Nro. 200.41.08.1433 del 10 de diciembre de 2008. El Yopal, Casanare, Colombia.
- ACEVEDO-CHARRY, O. A. 2013. Caracterización ornitológica del río Tame, zona de amortiguación del Parque Nacional Natural El Cocuy (Tame, Arauca, Colombia). Ornitología Colombiana 12 (Resumen de Tesis): 69.
- ACEVEDO-CHARRY, O. A., N. F. PÉREZ-BUITRAGO, & C. A. MUR-ESCOBAR. 2013. Avifauna de la Orinoquía: Diversidad Local del Campus de la Universidad Nacional de Colombia – Sede Orinoquía (Arauca, Arauca). Miniguías de Campo del Instituto de Ciencias Naturales No. 18. Bogotá, Colombia.
- ACEVEDO-CHARRY, O. A., A. PINTO-GÓMEZ, & J. O. RANGEL-CH. 2014. Las Aves de la Orinoquia colombiana: una revisión de sus registros. Pp: 691-750 in: J.O. Rangel-Ch (Ed). Colombia Diversidad Biótica XIV. La región de la Orinoquia de Colombia. Universidad Nacional de Colombia - Instituto de Ciencias Naturales, Bogotá D.C., Colombia.
- ACEVEDO-CHARRY, O. A., E. MATIZ-GONZÁLEZ, K. E. PÉREZ-ALBARRACÍN, S. RODRÍGUEZ-GONZÁLEZ & C. J. VALENCIA-VERA. 2015. El águila arpía (*Harpia harpija*) y el águila iguanera (*Spizaetus tyrannus*) en el ecotono entre los Andes y los Llanos de la Orinoquia, Arauca, Colombia. Spizaetus: Boletín de la Red de Rapace Neotropicales 19:2-11.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E. 2013. Knowledge of Colombian biodiversity: published and index. Biodiversity and Conservation 22(12):2875-2906.
- AVELEDO, R. & L. PÉREZ. 1989. Tres nuevas subespecies de aves (Picidae, Parulidae, Thraupidae) de la Sierra de Perijá, Venezuela y lista hipotética para la Avifauna Colombiana de Perijá. Boletín de la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales 43 (146):7-24.
- AVELEDO, R. & L. PÉREZ. 1994. Descripción de nueve subespecies nuevas y comentarios sobre dos especies de aves de Venezuela. Boletín de la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales 44 (148):229-257.
- AVENDAÑO, J. E. 2012. La avifauna de las tierras bajas del Catatumbo, Colombia: inventario preliminar y ampliaciones de rango. Boletín de la Sociedad Antioqueña de Ornitología 21 (1): evAP3_2012 1-14.
- AVENDAÑO, J. E., F. G. STILES, & C. D. CADENA. 2013. A new subspecies of Common Bush-Tanager (*Chlorospingus flavopectus*, Emberizidae) from the east slope of the Andes of Colombia. Ornitología Colombiana 13:44-58.
- BLAKE, E. R. 1961. Notes on a Collection of Birds From Northeastern Colombia. Fieldiana 44 (4):25-44.
- BLAKE, E. R. 1962. Birds of the Sierra Macarena, Eastern Colombia. Fieldiana 44:69-112.
- BOESMAN, P. 2012. Birds of Colombia: MP3 Collection (Version 1.0). Landmark Production (DVD media)
- BOHÓRQUEZ, C. I. 2002. La avifauna de la vertiente oriental de los Andes de Colombia. Tres evaluaciones en elevación subtropical. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Naturales y Exactas. 26 (100):419-442.
- BORGES, S. H., M. COHN-HAFT, A. M. PEREIRA, L. M. HENRIQUES, J. F. PACHECO, & A. WHITTAKER. 2001. Birds of Jaú National Park, Brazilian Amazon: species check-list, biogeography and conservation. Ornitología Neotropical 12:109-140.
- BOYLA, K., & A. ESTRADA (eds). 2005. Áreas importantes para la conservación de las aves en los Andes tropicales: sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad. BirdLife International & Conservation International, Quito, Ecuador.
- BREWER, D. 2010. Golden-fronted Greenlet (*Hylophilus aurantiifrons*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/61279> on 15 October 2015).
- BREWER, D. 2011. Blue-black Grosbeak (*Cyanocopsa cyanooides*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/62211> on 15 October 2015).
- CADENA, C. D., M. ÁLVAREZ, J. L. PARRA, I. JIMÉNEZ, C. A. MEJÍA, M. SANTAMARÍA, A. M. FRANCO, C. A. BOTERO, G. D. MEJÍA, A. M. UMAÑA, A. CALIXTO, J. ALDANA, & G. A. LONDOÑO. 2000. The birds of CIEM, Tinigua National Park,

- Colombia: an overview of 13 years of ornithological research. *Cotinga* 13:46-54.
- CARVAJAL-ROJAS, L., D. PUENTES-CAMACHO, & J. VALERO-GARAY. 2008. Catálogo ilustrado de especies del piedemonte llanero en el Departamento del Meta. Universidad Distrital "Francisco José de Caldas" y CORMACARENA, Bogotá.
- CHAPARRO-HERRERA, S., & O. LAVERDE. 2014. Una nueva localidad para el águila solitaria (*Buteogallus solitarius*) en Colombia. *Boletín SAO* 23:15-17.
- CHAPMAN, F. M. 1917. The distribution of bird-life in Colombia. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 36:1-729.
- CLEMENTS, J. F., T. S. SCHULENBERG, M. J. ILIFF, B. L. SULLIVAN, C. L. WOOD, & D. ROBERSON. 2013. The eBird/Clements checklist of birds of the world: Version 6.8. Downloaded from <<http://www.birds.cornell.edu/clementschecklist/download/>> Consulted October 2 2013.
- CRACRAFT, J. 1985. Historical biogeography and patterns of differentiation within the South America avifauna: Areas of endemism. *Ornithological Monographs* 36:49-84.
- CUERVO, A. M., C. D. CADENA, & J. L. PARRA. 2006. Seguir colectando aves en Colombia es imprescindible: un llamado a fortalecer las colecciones ornitológicas. *Ornitología Colombiana* 4:51-58.
- CUERVO, A., & J. L. TORO. 2012. *Pionopsitta pyrilia*. Pp. 221-225 in: Renjifo, L. M., A. M. Franco-Maya, J. D. Amaya-Espinel, G. Kattan & B. López-Lanús (eds). 2002. Libro rojo de aves de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.
- GARCÍA, J. M. & E. BOTERO-DELGADILLO. 2013. Nuevos registros de distribución del Cabezón Cinéreo (*Pachyrampus rufus*) en Colombia. *Ornitología Colombiana* 13:69-73.
- GARCÍA, J. F. & V. MORENO. 2011. Restauración ecológica participativa en el Parque Nacional El Cocuy (Costado Oriental) Departamento de Arauca; Memorias Técnicas del Proyecto. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Republica de Colombia – Parques Nacionales de Colombia – Gobernación de Arauca – Patrimonio Natural.
- GRAHAM, C. H., N. SILVA, & J. VELÁSQUEZ-TIBATÁ. 2010. Evaluating the potential causes of range limits of birds of the Colombian Andes. *Journal of Biogeography* 37:1863-1875.
- GRAHAM, C. H., A. C., CARNAVAL, C. D. CADENA, K. R. ZAMUDIO, T. E. ROBERTS, J. L. PARRA, C. M. MCCAIN, R. C. K. BOWIE, C. MORITZ, S. B. BAINES, C. J. SCHNEIDER, J. VANDERWAL, C. RAHBEK, K. H. KOZAK, & N. J. SANDERS. 2014. The origin and maintenance of montane diversity: integrating evolutionary and ecological processes. *Ecogeography* 37:EV001-009.
- GUTIERREZ, E. E., J. E. MALDONADO, A. RADOSAVLJEVIC, J. MOLINARI, B. D. PATTERSON, J. M. MARTÍNEZ-C., AMY R. RUTTER, M. T. R. HAWKINS, F. J. GARCIA, & K. M. HELGEN. 2015. The taxonomic status of *Mazama bricenii* and the significance of the Táchira depression for Mammalian endemism in the Cordillera de Mérida, Venezuela. *PLoS ONE* 10(6): e0129113. doi: 10.1371/journal.pone.0129113
- HERNÁNDEZ-CAMACHO, J., T. WALSBURGER-B, R. ORTÍZ-QUIJANO, & A. HURTADO-GUERRA. 1992. Origen y distribución de la Biota Suramericana y Colombiana. *Acta zoológica Mexicana (edición especial)*:55-104.
- HERZOG, S. K., & G. H. KATTAN. 2012. Patrones de diversidad y endemismo en las Aves de los Andes tropicales. Pp: 287-305 in: S. K. Herzog, R. Martínez, P. M. Jorgensen, & H. Tiessen (eds). Cambio climático y Biodiversidad en los Andes tropicales. Instituto interamericano para la Investigación del cambio global (IAI), Sao José dos Campos, y Comité Científico sobre Problemas del Medio Ambiente (SCOPE), París, France.
- HILTY S. L. & W. L. BROWN. 1986. A Guide of the birds of Colombia. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, 836 pp.
- HILTY, S. L. 2003. Birds of Venezuela. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.
- HILTY, S. L. 2011. Red-crowned Ant-tanager (*Habia rubica*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/61836> on 15 October 2015).
- HUBER, O. 2007. Sabanas de los llanos venezolanos. Pp: 73-86 in: R. D. de Stefano, G. Aymard, O. Huber (eds). Catálogo anotado e ilustrado de la flora vascular de los llanos de Venezuela. Fundación para la Defensa de la Naturaleza (FUDENA), Fundación Empresas Polar, Fundación Instituto Botánico de Venezuela "Dr. Tobías Lasser" (FIBV), Caracas, Venezuela.
- IUCN. 2015. International Union for Conservation of Nature and Natural Resource Red List of Threatened Species. Version 2015-3. <www.iucnredlist.org> Consulted October 10 2015.
- JANKOWSKI, J. E., C. L. MERKORD, W. FARFAN RÍOS, K. GARCÍA CABRERA, N. SALINAS REVILLA, & M. R. SILMAN. 2013. The relationship of tropical bird communities to tree species composition and vegetation structure along an Andean elevation gradient. *Journal of Biogeography* 40 (5):950-962.
- JENKINS, C. N., S. L. PIMM, & L. N. JOPPA. 2013. Global patterns of terrestrial vertebrate diversity and

- conservation. Proceedings of the National Academy of Science of the U.S.A. doi:10.1073/pnas.1302251110.
- KATTAN, G. H., P. FRANCO, V. ROJAS, & G. MORALES. 2004. Biological diversification in a complex region: a spatial analysis of faunistic diversity and biogeography of the Andes of Colombia. *Journal of Biogeography* 31:1829-1839.
- KATTAN, G. H., & P. FRANCO. 2004. Bird diversity along elevational gradients in the Andes of Colombia: area and mass effects. *Global Ecology and Biogeography* 13:451-458.
- LAVERDE, O., & F. GÓMEZ. 2016. Las aves de Santa María (Boyacá, Colombia). Serie de Guías de Campo del Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia No. 16. Instituto de Ciencias Naturales. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá D.C. 182 p.
- LÓPEZ-O, J. P., A. M. CUERVO, J. AVENDAÑO, & N. GUTIÉRREZ-PINTO. 2014. The birds of Serranía de Perijá: The northernmost avifauna of the Andes. *Ornitología Colombiana* 14:62-93.
- MÁRQUEZ, C. 2002. *Harpyhaliaetus solitarius*. Pp. 109-111 in: Renjifo, L. M., A. M. Franco-Maya, J. D. Amaya-Espinel, G. Kattan & B. López-Lanús (eds). 2002. Libro rojo de aves de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.
- MCMULLAN, M., T. M. DONEGAN, & A. QUEVEDO. 2010. Field Guide to the Birds of Colombia. ProAves Publications. 225 p.
- MEYER DE SCHAUENSEE, R. 1964. The Birds of Colombia and adjacent areas of South and Central America. Academy of Natural Sciences of Philadelphia, Narberth, Pennsylvania, U.S. 427 p.
- MURILLO, J. I. 2005. Evaluación de la distribución y estado actual de los registros ornitológicos de los llanos orientales de Colombia. Bachelor thesis. Universidad de Nariño.
- MYERS, N., R. A. MITTERMEIER, C. G. MITTERMEIER, G. A. B. DA FONSECA, & J. KENT. 2000. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 403:853-858.
- OCAMPO-PEÑUELA, N. & S. L. PIMM. 2014. Setting practical conservation priorities for birds in the western Andes of Colombia. *Conservation Biology* 28 (5):1260-1270.
- OCAMPO-PEÑUELA, N. & S. L. PIMM. 2015. Elevational ranges of montane birds and deforestation in the Western Andes of Colombia. *PLoS ONE* 10 (12): e0143311. doi:10.1371/journal.pone.0143311
- O'DEA, N., E. M. J. WATSON & R. J. WHITTAKER. 2004. Rapid assessment in conservation research: a critique of avifaunal assessment techniques illustrated by Ecuadorian and Madagascan case study data. *Diversity and Distributions* 10:55-63.
- OLSON, S. L. 1983. Geographic variation in *Chlorospingus ophthalmicus* in Colombia and Venezuela (Aves: Thraupidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 96:103-109.
- OLSON, D. M., E. DINERSTEIN, E. D. WIKRAMANAYAKE, N. D. BURGESS, G. V. N. POWELL, E. C. UNDERWOOD, J. A. D'AMICO, I. ITOUA, H. E. STRAND, J. C. MORRISON, C. J. LOUCKS, T. F. ALLNUTT, T. H. RICKETTS, Y. KURA, J. F. LAMOREUX, W. W. WETTENGEL, P. HEDAO, & K. R. KASSEM. 2001. Terrestrial ecoregions of the world: A new map of life on Earth. *BioScience* 51 (11):933-938.
- OLIVARES, A. 1963. Notas sobre aves de los Andes orientales en Boyacá. *Boletín de la Sociedad Venezolana de Ciencias Naturales* 25 (106):91-125.
- OLIVARES, A. 1971. Aves de la ladera oriental de los Andes orientales, alto río Cusiana, Boyacá, Colombia. *Caldasia* 11(51): 203-226.
- REMSEN, J. V. JR. 2003. Pale-breasted Spinetail (*Synallaxis albescens*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/56433> on 15 October 2015).
- REMSEN, J. V. JR., J. I. ARETA, C. D. CADENA, S. CLARAMUNT, A. JARAMILLO, J. F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ, & K. J. ZIMMER. Version 28 April 2017. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Union. <<http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.html>> Final consult on September 19 2017.
- RENJIFO, L. M., A. M. FRANCO-MAYA, J. D. AMAYA-ESPINEL, G. KATTAN & B. LÓPEZ-LANÚS (eds). 2002. Libro rojo de aves de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Ministerio del Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.
- RENJIFO, L. M., M. F. GÓMEZ, J. VELÁSQUEZ-TIBATÁ, A. M. AMAYA-VILLAREAL, G. H. KATTAN, J. D. AMAYA-ESPINEL, & J. BURBANO-GIRÓN. 2014. Libro rojo de aves de Colombia, Volumen I: bosques húmedos de los Andes y la costa Pacífica. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- RESTALL, R. C. RODNER, & M. LENTINO. 2007. Birds of Northern South America, An Identification Guide. Volume I y II. Yale University Press, New Haven and London, 656 p.
- RESTREPO-CALLE, S., M. LENTINO, & L. G. NARANJO. 2010. Aves. Capítulo 9. Pp. 290-309 in: Lasso, C.A., J. S. Usma, F. Trujillo & A. Rial (eds). 2010. Biodiversidad de la Cuenca del Orinoco: bases científicas para la identificación de áreas prioritarias para la conservación y uso sostenible

- de la biodiversidad. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, WWF Colombia, Fundación Omacha, Fundación La Salle e Institutos de Estudios de la Orinoquía (Universidad Nacional de Colombia). Bogotá, D.C., Colombia.
- ROBINS, M. B., D. GEALE, B. WALKER, T. J. DAVIS, M. COMBE, M. D. EATON & K. P. KENNEDY. 2011. Foothill avifauna of the upper Urubamba Valley, dpto. Cusco, Peru. *Cotinga* 33: 41-52.
- ROCHA, L. A., A. ALEIXO, G. ALLEN, F. ALMEDA, C. C. BALDWIN, M. V. L. BARCLAY, J. M. BATES, A. M. BAUER, F. BENZONI, C. M. BERNS, M. L. BERUMEN, D. C. BLACKBURN, S. BLUM, F. BOLAÑOS, R. C. K. BOWIE, R. BRITZ, R. M. BROWN, C. D. CADENA, K. CARPENTER, L. M. CERÍACO, P. CHAKRABARTY, G. CHAVES, J. H. CHOAT, K. D. CLEMENTS, B. B. COLLETTE, A. COLLINS, J. COYNE, J. CRACRAFT, T. DANIEL, M. R. DE CARVALHO, K. DE QUEIROZ, F. DI DARIO, R. DREWES, J. P. DUMBACHER, A. ENGLISH JR., M. V. ERDMANN, W. ESCHMEYER, C. R. FELDMAN, B. L. FISHER, J. FIELDSÅ, P. W. FRITSCH, J. FUCHS, A. GETAHUN, A. GILL, M. GOMON, T. GOSLINER, G. R. GRAVES, C. E. GRISWOLD, R. GURALNICK, K. HARTEL, K. M. HELGEN, H. HO, D. T. ISKANDAR, T. IWAMOTO, Z. JAAFAR, H. F. JAMES, D. JOHNSON, D. KAVANAUGH, N. KNOWLTON, E. LACEY, H. K. LARSON, P. LAST, J. M. LEIS, H. LESSIOS, J. LIEBHERR, M. LOWMAN, D. L. MAHLER, V. MAMONEKENE, K. MATSUURA, G. C. MAYER, H. MAYS JR., J. MCCOSKER, R. W. MCDIARMID, J. MCGUIRE, M. J. MILLER, R. MOOI, R. D. MOOI, C. MORITZ, P. MYERS, M. W. NACHMAN, R. A. NUSSBAUM, D. Ó FOIGHIL, L. R. PARENTI, J. F. PARHAM, E. PAUL, G. PAULAY, J. PÉREZ-EMÁN, A. PÉREZ-MATUS, S. POE, J. POGONOSKI, D. L. RABOSKY, J. E. RANDALL, J. D. REIMER, D. R. ROBERTSON, M.-O. RÖDEL, M. T. RODRIGUES, P. ROOPNARINE, L. RÜBER, M. J. RYAN, F. SHELDON, G. SHINOHARA, A. SHORT, W. B. SIMISON, W. F. SMITH-VANIZ, V. G. SPRINGER, M. STIASSNY, J. G. TELLO, C.W. THOMPSON, T. TRNSKI, P. TUCKER, T. VALQUI, M. VECCHIONE, E. VERHEYEN, P. C. WAINWRIGHT, T. A. WHEELER, W. T. WHITE, K. WILL, J. T. WILLIAMS, G. WILLIAMS, E. O. WILSON, K. WINKER, R. WINTERBOTTOM, C. C. WITT. 2014. Specimen collection: An essential tool. *Science* 344 (6186):814-815
- RODRÍGUEZ-MAHECHA, J. V., & J. I. HERNÁNDEZ-CAMACHO. 2002. Loros de Colombia. Conservación Internacional. Bogotá, Colombia.
- ROJAS, R., W. PIRAGUA, F. G. STILES, & T. MCNISH. 1997. Primeros registros para Colombia de cuatro taxones de la familia Tyrannidae (Aves: Passeriformes). *Caldasia* 19 (3): 523-525.
- ROJAS, R. & W. PIRAGUA. 2000. Afinidades biogeográficas y aspectos ecológicos de la avifauna de Caño Limón, Arauca, Colombia. *Crónica Forestal y del Medio Ambiente* 15 (1):1-26.
- SALAMAN, P. G. W., T. M. DONEGAN, & A. M. CUERVO. 1999. Ornithological surveys in Serranía de los Churumbelos, southern Colombia. *Cotinga* 12:29-39.
- SALAMAN, P. G. W., F. G. STILES, C. I. BOHÓRQUEZ, M. ÁLVAREZ-R., A. M. UMAÑA, T. M. DONEGAN, & A. M. CUERVO. 2002. New and noteworthy bird records from the east slope of the Andes of Colombia. *Caldasia* 24 (1):157-189
- SANCHEZ-CUERVO, A. M., T. M. AIDE, M. L. CLARK, & A. ETTER. 2012. Land Cover Change in Colombia: Surprising Forest Recovery Trends between 2001 and 2010. *PloS ONE* 7 (8): e43943. doi:10.1371/journal.pone.0043943.
- SANCHEZ-CUERVO, A. M., & T. M. AIDE. 2013. Consequences of the armed conflict, forced human displacement, and land abandonment on forest cover change in Colombia: A multi-scaled analysis. *Ecosystems* 16(6):1052-1070.
- SCHULENBERG, T. S., T. A. PARKER, & W. WUST. 1997. Birds of the Cordillera del Cóndor. Pp: 63-70 in: T. S. Schulenberg & K. Awbrey (Eds). *The Cordillera del Cóndor Region of Ecuador and Peru: A Biological Assessment*. RAP Working Papers by Conservation International, Washington. 231 p.
- SETINA, V., D. J. LIZCANO, D. M. BROOKS, & L. F. SILVEIRA. 2012. Population density of the Helmeted Curassow (*Pauxi pauxi*) in Tamá National Park, Colombia. *The Wilson Journal of Ornithology* 124(2):316-320.
- SHORT, L. L. 2017. Chestnut-eared Araçari (*Pteroglossus castanotis*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/56092> on 4 January 2017).
- SMITH, B. T., J. E. MCCORMACK, A. M. CUERVO, M. J. HICKERSON, A. ALEIXO, C. D. CADENA, J. PÉREZ-EMÁN, C. W. BURNEY, X. XIE, M. G. HARVEY, B. C. FAIRCLOTH, T. C. GLENN, E. P. DERRYBERRY, J. PREJEAN, S. FIELDS, & R. T. BRUMFIELD. 2014. The drivers of tropical speciation. *Nature* 515:406-409.
- SNOW, D. 2004a. Eastern Striped Manakin (*Machaeropterus regulus*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/57096> on 15 October 2015).
- SNOW, D. 2004b. Western Striped Manakin (*Machaeropterus striolatus*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/57095> on 15 October 2015).
- STATTERSFIELD, A. J., M. J. CROSBY, A. J. LONG, & D. C. WEGE. 1998. *Endemic bird areas of the world: priorities for biodiversity conservation*. BirdLife International, Cambridge.
- TERBORG, J. 1977. Bird species diversity on an Andean

- elevation gradient. *Ecology* 58:1007-1019.
- UMAÑA, A. M., J. I. MURILLO, S. RESTREPO & M. ÁLVAREZ. 2009. Aves. Pp: 51-83 in: M. H. Romero, J. A. Maldonado, J. D. Bogotá-Gregory, A. M. Usma, M. Álvarez, M. T. Palacio-Lozano, M. Saralux-Valvuená, S. L. Mejía, J. Aldana-Rodríguez, & E. Payán (Eds). Informe sobre el estado de la biodiversidad en Colombia 2007-2008: piedemonte orinoquense, sabanas y bosques asociados al norte del río Guaviare. IAvH. Bogotá, D. C., Colombia. 151 p.
- VÁSQUEZ, V. H. & M. A. SERRANO. 2009. Las áreas naturales protegidas de Colombia. Bogotá, Colombia: Conservación Internacional – Colombia y Fundación Bicolombia.
- XENO-CANTO FOUNDATION. 2005-2014. Xeno-canto America. Bird sounds for the Americas. Xeno-canto Foundation, Amsterdam. Available in: <<http://xeno-canto.org>>
- ZAMUDIO, J. A., L. F. ORTEGA, & L. F. CASTILLO. 2011. Aves del Casanare. Pp: 168-179 in: J. S. Usma & F. Trujillo (eds.). 2011. Biodiversidad del Casanare: Ecosistemas Estratégicos del Departamento. Gobernación de Casanare – WWF Colombia. Bogotá D.C. 286 p.
- ZIMMER, K., & M. L. ISLER. 2003. Slaty Antwren (*Myrmotherula schisticolor*). In: del Hoyo, J. Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D. A. & de Juana (eds.). 2014. Handbook of the Birds of the World Alive. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com/node/56730> on 15 October 2015).

Recibido: 6 de octubre de 2015 *Aceptado:* 19 de septiembre de 2017

Editor asociado

Andrés M. Cuervo

Evaluadores

Natalia Ocampo-Peñuela / Oscar Laverde

Citación: ACEVEDO-CHARRY. O. A. 2017. Birds of Río Tame, Andes-Orinoco transition region: species check-list, biogeographic relationship and conservation. *Ornitología Colombiana* 16:eA03.

Appendix 1. Species list of birds encountered at Río Tame Forest Reserve, Araucan lower foothills, east Andes of Colombia. # indicates species with range extension (>100 km); % altitude scope extension (>300 m higher or lower as Hilty & Brown 1986); ^ indicates latitudinal bird migrants; * indicates species which at least one specimen was collected. Species collected, except *Trogon violaceus sensu lato*, were used in the biogeographic analysis (see Appendix 2). Type of record was by hearing (A), visual (V) or mist net capture (C). The evidence was by sound recording (XC: xeno-canto catalog number), photograph in the field (Figs. 3 and 4), or with specimen collected (ICN specimen catalog number at Instituto de Ciencias Naturales - Ornithological collection, or OAC: Orlando A. Acevedo-Charry catalogue, specimens housed at Instituto Alexander von Humboldt - Ornithological Collection, but not yet catalogued). The global threat category follows IUCN (2015); the Colombian threatened category follows Renjifo *et al.* (2002) and Renjifo *et al.* (2014). DD: data deficient, LC: least concern, NT: near threatened, VU: vulnerable, EN: endangered, CR: critically endangered. Avian taxonomy follows the classification of the South American Checklist Committee (Remsen *et al.* 2017).

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
I.	TINAMIFORMES				
i.	Tinamidae				
1.	<i>Tinamus tao</i>	A, V	XC133287	VU	LC
2.	<i>Crypturellus soui</i>	A	-	LC	LC
II.	GALLIFORMES				
ii.	Cracidae				
3.	<i>Penelope argyrotis argyrotis</i> *	A, V	ICN-38336	LC	LC
4.	<i>Penelope purpurascens</i>	A, V	XC86578	LC	LC
5.	<i>Aburria aburri</i>	V	-	NT	NT
6.	<i>Ortalis ruficauda</i>	A, V	-	LC	LC
7.	<i>Pauxi pauxi</i>	V	Fig. 2A	EN	EN
iii.	Odontophoridae				
8.	<i>Colinus cristatus</i>	A	-	LC	LC
9.	<i>Odontophorus gujanensis</i>	A	-	NT	LC
III.	COLUMBIFORMES				
iv.	Columbidae				
10.	<i>Patagioenas speciosa</i>	V	-	LC	LC
11.	<i>Patagioenas cayennensis</i>	A, V	-	LC	LC
12.	<i>Patagioenas subvinacea</i>	A, V	XC149243	VU	LC
13.	<i>Leptotila verreauxi</i>	A, V	-	LC	LC
14.	<i>Leptotila rufaxilla pallidipectus</i> *	V, A, C	ICN-38309	LC	LC
15.	<i>Zenaida auriculata</i>	V	-	LC	LC
16.	<i>Columbina talpacoti</i>	V	-	LC	LC
17.	<i>Claravis pretiosa</i> *	V, A, C	ICN-38342	LC	LC
IV.	CUCULIFORMES				
v.	Cuculidae				
18.	<i>Crotophaga ani</i>	A, V	-	LC	LC
19.	<i>Tapera naevia</i>	A, V	-	LC	LC
20.	<i>Piaya cayana</i>	A, V	-	LC	LC
V.	CAPRIMULGIFORMES				
vi.	Caprimulgidae				
21.	<i>Nyctidromus albicollis</i>	A, V	-	LC	LC
22.	<i>Hydropsalis maculicaudus</i> %	A, V	Fig. 3A	LC	LC

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
VI.	APODIFORMES				
vii.	Apodidae				
23.	<i>Streptoprocne rutila</i>	V	-	LC	LC
24.	<i>Streptoprocne zonaris</i>	V	-	LC	LC
25.	<i>Chaetura cinereiventris</i>	V	-	LC	LC
26.	<i>Tachornis furcata</i> #	V	-	LC	DD
viii.	Trochilidae				
27.	<i>Florisuga mellivora mellivora</i> *	C, V	ICN-38364	LC	LC
28.	<i>Phaethornis griseogularis griseogularis</i> *	C, V	ICN-38310	LC	LC
29.	<i>Phaethornis augusti augusti</i> *	C, V	ICN-38366	LC	LC
30.	<i>Phaethornis hispidus</i>	C, V	-	LC	LC
31.	<i>Phaethornis guy apicalis</i> *	C, V	ICN-38776	LC	LC
32.	<i>Anthracothorax nigricollis</i>	V	-	LC	LC
33.	<i>Lophornis delattrei lessoni</i> *	C, V	Fig. 3B, ICN-38351	LC	LC
34.	<i>Chlorostilbon mellisugus</i>	V	-	LC	LC
35.	<i>Klais guimeti guimeti</i> *	C, V	ICN-38347	LC	LC
36.	<i>Chalybura buffonii</i>	V	-	LC	LC
37.	<i>Thalurania colombica colombica</i> *	C, V	ICN-38779	LC	LC
38.	<i>Amazilia viridigaster viridigaster</i> *	C, V	ICN-38349	LC	LC
39.	<i>Chrysuronia oenone oenone</i> *	C, V	ICN-38778	LC	LC
40.	<i>Hylocharis cyanus</i> #	C	Fig. 3C	LC	LC
VII.	GRUIFORMES				
ix.	Rallidae				
41.	<i>Aramides cajaneus</i>	A	-	LC	LC
VIII.	CHARADRIIFORMES				
x.	Charadriidae				
42.	<i>Vanellus chilensis</i>	A, V	-	LC	LC
xi.	Burhinidae				
43.	<i>Burhinus bistriatus</i>	A, V	-	LC	LC
IX.	PELECANIFORMES				
xii.	Ardeideae				
44.	<i>Tigrisoma fasciatum</i>	V	-	LC	LC
45.	<i>Bubulcus ibis</i>	V	-	LC	LC
46.	<i>Syrigma sibilatrix</i>	A, V	-	LC	LC
47.	<i>Egretta caerulea</i>	V	-	LC	LC
X.	CATHARTIFORMES				
xiii.	Cathartidae				
48.	<i>Cathartes aura</i>	V	-	LC	LC
49.	<i>Coragyps atratus</i>	V	-	LC	LC
50.	<i>Sarcorhamphus papa</i>	V	-	LC	LC
XI.	ACCIPITRIFORMES				
xiv.	Accipitridae				
51.	<i>Elanoides forficatus</i> ^	V	-	LC	LC
52.	<i>Harpagus bidentatus</i>	V	-	LC	LC
53.	<i>Accipiter bicolor</i>	V	-	LC	LC

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
54.	<i>Buteogallus solitarius</i> #	V	Fig. 2B	NT	CR
55.	<i>Rupornis magnirostris</i>	A, V	-	LC	LC
56.	<i>Geranoaetus albicaudatus</i>	V	-	LC	LC
57.	<i>Pseudastur albicollis</i>	V	-	LC	LC
58.	<i>Buteo nitidus</i>	V	-	LC	LC
59.	<i>Buteo platypterus</i> ^	V	-	LC	LC
60.	<i>Buteo albonotatus</i>	V	-	LC	LC
XII.	STRIGIFORMES				
xv.	Tytonidae				
61.	<i>Tyto alba</i>	A, V	-	LC	LC
xvi.	Strigidae				
62.	<i>Megascops choliba</i>	A	-	LC	LC
63.	<i>Ciccaba nigrolineata</i> #	A, V	XC148753	LC	LC
XIII.	TROGONIFORMES				
xvii.	Trogonidae				
64.	<i>Trogon viridis</i>	A, V	-	LC	LC
65.	<i>Trogon violaceus sensu lato (cf. ramonianus / caligatus)</i> # *	V, C	ICN-38228	LC	LC
XIV.	GALBULIFORMES				
xviii.	Galbulidae				
66.	<i>Galbula ruficauda</i>	A, V	-	LC	LC
xix.	Bucconidae				
67.	<i>Malacoptila mytacalis mytacalis</i> # *	V, A, C	ICN-38357, 38358	LC	LC
XV.	PICIFORMES				
xx.	Capitonidae				
68.	<i>Eubucco bourcierii</i> #	V	-	LC	LC
xxi.	Ramphastidae				
69.	<i>Ramphastos ambiguus ambiguus x abbreviatus</i> *	V, A, C	Fig. 2C, ICN-38361, XC148755	NT	LC
70.	<i>Ramphastos tucanus (aff. tucanus)</i>	A	-	VU	LC
71.	<i>Pteroglossus castanotis</i> %	A, V	Fig. 3C	LC	LC
xxii.	Picidae				
72.	<i>Picumnus squamulatus</i>	V	-	LC	LC
73.	<i>Melanerpes cruentatus</i>	V	-	LC	LC
74.	<i>Melanerpes rubricapillus</i>	A, V	-	LC	LC
75.	<i>Colaptes rubiginosus</i>	V	-	LC	LC
76.	<i>Dryocopus lineatus lineatus</i> *	V, A, C	ICN-38360	LC	LC
77.	<i>Campephilus melanoleucos</i>	V	-	LC	LC
XVI.	FALCONIFORMES				
xxiii.	Falconidae				
78.	<i>Herpetotheres cachinnans</i>	A, V	-	LC	LC
79.	<i>Milvago chimachima</i>	A, V	-	LC	LC
80.	<i>Falco sparverius</i>	V	-	LC	LC
81.	<i>Falco deiroleucus</i> #	V	-	NT	DD
82.	<i>Falco femoralis</i>	V	-	LC	LC
XVII.	PSITTACIFORMES				
xxiv.	Psittacidae				

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
83.	<i>Pyrilia pyrilia</i>	A, V	Fig. 2E, XC149742	NT	VU
84.	<i>Pionus sordidus</i> #	A, V	-	LC	LC
85.	<i>Pionus menstruus</i>	V	-	LC	LC
86.	<i>Pionus chalcopterus</i> #	A, V	-	LC	LC
87.	<i>Amazona ochrocephala</i>	V	-	LC	LC
88.	<i>Amazona amazonica</i>	V	-	LC	LC
89.	<i>Forpus conspicillatus</i>	V	-	LC	LC
90.	<i>Eupsittula pertinax</i>	A, V	-	LC	LC
91.	<i>Orthopsittaca manilatus</i> #	A, V	-	LC	LC
92.	<i>Ara militaris</i> #	A, V	Fig. 2D, XC148754	VU	VU
XVIII. PASSERIFORMES					
xxv. Thamnophilidae					
93.	<i>Cymbilaimus lineatus</i> #	A, V	Fig. 3D, XC149791	LC	LC
94.	<i>Thamnophilus tenuipunctatus</i> #	A, V	-	VU	LC
95.	<i>Dysithamnus mentalis</i>	V	-	LC	LC
96.	<i>Myrmotherula schisticolor sanctamartae</i> *	A, C	ICN-38339, 38340	LC	LC
97.	<i>Herpsilochmus rufimarginatus</i>	A, V	-	LC	LC
98.	<i>Cercomacroides tyrannina</i>	A, V	-	LC	LC
99.	<i>Pithys albifrons peruvianus</i> *	V, A, C	ICN-38774, OAC-238	LC	LC
xxvi. Formicariidae					
100.	<i>Formicarius analis</i>	A, V	-	LC	LC
xxvii. Furnariidae					
101.	<i>Sclerurus albigularis</i>	A, V	-	NT	LC
102.	<i>Dendrocincla fuliginosa</i>	C, V	-	LC	LC
103.	<i>Glyphorhynchus spirurus integratus</i> *	C, V	ICN-38772	LC	LC
104.	<i>Xiphorhynchus guttatus</i>	A, V	-	LC	LC
105.	<i>Dendroplex picus</i>	A, V	-	LC	LC
106.	<i>Lepidocolaptes souleyetii lineaticeps</i> *	C, V	ICN-38337	LC	LC
107.	<i>Xenops minutus neglectus</i> *	C, V	OAC-230	LC	LC
108.	<i>Synallaxis albescens insignis</i> *	C, V	ICN-38363	LC	LC
xxviii. Tyrannidae					
109.	<i>Elaenia flavogaster</i>	A, V		LC	LC
110.	<i>Elaenia parvirostris</i> ^ *	C	ICN-38348	LC	LC
111.	<i>Camptostoma obsoletum pussillum (venezuelae)</i> *	V, A, C	ICN-38308	LC	LC
112.	<i>Mionectes olivaceus</i>	C	-	LC	LC
113.	<i>Mionectes oleagineus</i>	C, V	-	LC	LC
114.	<i>Leptopogon amaurocephalus</i>	V	-	LC	LC
115.	<i>Leptopogon superciliaris</i>	V	-	LC	LC
116.	<i>Lophotriccus pileatus</i>	V	-	LC	LC
117.	<i>Atalotriccus pilaris</i>	A, V	-	LC	LC
118.	<i>Poecilotriccus sylvia</i>	A	-	LC	LC
119.	<i>Todirostrum cinereum</i>	A, V	-	LC	LC
120.	<i>Tolmomyias sulphurescens</i>	V	-	LC	LC
121.	<i>Platyrinchus mystaceus neglectus</i> *	C	OAC-236	LC	LC
122.	<i>Myiobius villosus villosus</i> *	C	ICN-38312	LC	LC

Birds of Río Tame, Araucan foothills

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
123.	<i>Terentotriccus erythrurus fulvularis</i> *	C, V	ICN-38323	LC	LC
124.	<i>Lathrotriccus euleri</i>	V	-	LC	LC
125.	<i>Sayornis nigricans</i>	V	-	LC	LC
126.	<i>Legatus leucophaeus</i>	A, V	-	LC	LC
127.	<i>Myiozetetes cayanensis</i>	A, V	-	LC	LC
128.	<i>Myiozetetes similis</i>	A, V	-	LC	LC
129.	<i>Pitangus sulphuratus</i>	A, V	-	LC	LC
130.	<i>Myiodynastes maculatus</i>	V	-	LC	LC
131.	<i>Megarhynchus pitangua</i>	A, V	-	LC	LC
132.	<i>Tyrannus melancholicus</i>	A, V	-	LC	LC
133.	<i>Tyrannus savana</i>	V	-	LC	LC
134.	<i>Sirystes albocinereus</i>	V	-	LC	LC
135.	<i>Myiarchus tuberculifer</i>	A, V	-	LC	LC
136.	<i>Myiarchus tyrannulus</i>	C, V	-	LC	LC
xxix.	Cotingidae				
137.	<i>Rupicola peruvianus aequatorialis</i> *	C, V	ICN-38335	LC	LC
xxx.	Pipridae				
138.	<i>Masius chrysopterus ssp.</i> *	C, V	ICN-38341	LC	LC
139.	<i>Manacus manacus</i>	A, V	-	LC	LC
140.	<i>Machaeropterus regulus zulianus</i> *	V, A, C	OAC-227	LC	LC
141.	<i>Ceratopipra erythrocephala erythrocephala</i> *	V, A, C	ICN-38775	LC	LC
xxxi.	Tityridae				
142.	<i>Tityra cayana</i>	A, V	-	LC	LC
143.	<i>Pachyramphus rufus</i>	A, V	-	LC	LC
144.	<i>Pachyramphus cinnamomeus</i>	V	-	LC	LC
145.	<i>Pachyramphus polychropterus</i>	C, V	-	LC	LC
xxxii.	Vireonidae				
146.	<i>Hylophilus flavipes</i>	A, V	-	LC	LC
147.	<i>Vireolanius eximius</i>	A, V	XC86576	LC	LC
148.	<i>Pachysylvia aurantiifrons helvinus</i> *	C, V	ICN-38329	LC	LC
149.	<i>Vireo olivaceus</i>	V	-	LC	LC
xxxiii.	Corvidae				
150.	<i>Cyanocorax violaceus violaceus</i> *	V, A, C	ICN-38356	LC	LC
151.	<i>Cyanocorax yncas cyanodorsalis</i> % *	V, A, C	ICN-38359	LC	LC
xxxiv.	Troglodytidae				
152.	<i>Microcerculus marginatus marginatus</i> *	V, A, C	ICN-38777	LC	LC
153.	<i>Troglodytes aedon</i>	A, V	-	LC	LC
154.	<i>Pheugopedius rutilus</i>	V, A, C	-	LC	LC
155.	<i>Thryophilus rufalbus</i>	A, V	-	LC	LC
156.	<i>Cantorchilus leucotis</i>	A	-	LC	LC
157.	<i>Henicorhina leucophrys</i>	A	-	LC	LC
xxxv.	Poliopitilidae				
158.	<i>Ramphocaenus melanurus</i>	A, V	-	LC	LC
xxxvi.	Turdidae				
159.	<i>Myadestes ralloides venezualensis</i>	V, A, C	ICN-38350	LC	LC

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
160.	<i>Catharus dryas</i>	A	XC86577	LC	LC
161.	<i>Turdus leucomelas</i>	A, V	-	LC	LC
162.	<i>Turdus nudigenis</i>	A, V	-	LC	LC
163.	<i>Turdus albicollis phaeopygoides</i> *	V, A, C	ICN-38331, OAC-237	LC	LC
xxxvii. Mimidae					
164.	<i>Mimus gilvus</i>	A, V	-	LC	LC
xxxviii. Thraupidae					
165.	<i>Chlorophanes spiza</i>	V	-	LC	LC
166.	<i>Hemithraupis guira</i>	V	-	LC	LC
167.	<i>Sicalis flaveola</i>	V	-	LC	LC
168.	<i>Volatinia jacarina</i>	V	-	LC	LC
169.	<i>Tachyphonus luctuosus</i>	V	ICN-38367	LC	LC
170.	<i>Tachyphonus rufus</i>	C, V	-	LC	LC
171.	<i>Ramphocelus carbo</i>	V, A, C	-	LC	LC
172.	<i>Lanio fulvus peruvianus</i> %*	V, A, C	ICN-38326	LC	LC
173.	<i>Cyanerpes caeruleus</i>	V	-	LC	LC
174.	<i>Cyanerpes cyaneus</i> #	V	-	LC	LC
175.	<i>Tersina viridis</i>	V	-	LC	LC
176.	<i>Dacnis cayana</i>	V	-	LC	LC
177.	<i>Sporophila minuta</i>	V	-	LC	LC
178.	<i>Sporophila crassirostris</i>	V	-	LC	LC
179.	<i>Sporophila nigricollis</i>	V	-	LC	LC
180.	<i>Saltator maximus</i>	A, V	-	LC	LC
181.	<i>Saltator coerulescens</i>	A, V	-	LC	LC
182.	<i>Coereba flaveola</i>	A, V	-	LC	LC
183.	<i>Schistochlamys melanopsis</i>	V	-	LC	LC
184.	<i>Cissopis leverianus</i>	V	-	LC	LC
185.	<i>Tangara cayana</i>	V	Fig. 3E	LC	LC
186.	<i>Tangara cyanicollis</i>	V	-	LC	LC
187.	<i>Tangara gyrola toddi</i> *	C, V	ICN-38344, 38345	LC	LC
188.	<i>Tangara arthus</i>	V	-	LC	LC
189.	<i>Thraupis episcopus</i>	A, V	-	LC	LC
190.	<i>Thraupis palmarum</i>	A, V	-	LC	LC
191.	<i>Ixothraupis guttata bogotensis</i> *	C, V	Fig. 3F, ICN-38311	LC	LC
xxxix. Emberizidae					
192.	<i>Chlorospingus flavopectus</i>	V	-	LC	LC
193.	<i>Ammodramus humeralis</i>	A, V	-	LC	LC
194.	<i>Arremonops conirostris</i>	A, V	-	LC	LC
195.	<i>Arremon taciturnus</i>	C, V	-	LC	LC
xl. Cardinalidae					
196.	<i>Piranga rubra</i>	V	-	LC	LC
197.	<i>Piranga leucoptera</i>	V	-	LC	LC
198.	<i>Habia rubica coccinea</i> % *	V, A, C	Fig. 3G, ICN-38313, 38314, 38330, 38780, 38781	LC	LC

Birds of Río Tame, Araucan foothills

No.	Taxa	Type of record	Evidence	Threat category	
				Global	Colombia
199.	<i>Cyanoloxia cyanooides cyanioides</i> *	A, C	Fig. 3H, ICN-38773	LC	LC
xli.	Parulidae				
200.	<i>Setophaga ruticilla</i>	V	-	LC	LC
201.	<i>Setophaga pitiayumi</i>	V	-	LC	LC
202.	<i>Setophaga striata</i>	V	-	LC	LC
203.	<i>Myiothlypis cinereicollis pallidulus</i> *	C, V	Fig. 2F, ICN-38333	NT	NT
204.	<i>Basileuterus culicivorus austerus</i> *	C, V	ICN-38338	LC	LC
xlii.	Icteridae				
205.	<i>Psarocolius angustifrons</i>	A, V	-	LC	LC
206.	<i>Psarocolius decumanus</i>	A, V	-	LC	LC
207.	<i>Icterus auricapillus</i>	V	-	LC	LC
208.	<i>Gymnomystax mexicanus</i>	V	-	LC	LC
209.	<i>Molothrus oryziborus</i>	V	-	LC	LC
210.	<i>Sturnella magna</i>	A, V	-	LC	LC
211.	<i>Sturnella militaris</i>	A, V	-	LC	LC
xliii.	Fringillidae				
212.	<i>Euphonia chlorotica</i>	V	-	LC	LC
213.	<i>Euphonia laniirostris crassirostris</i> *	C, V	ICN-38343	LC	LC
214.	<i>Euphonia xanthogaster lecroyana (badissima)</i> *	C, V	ICN-38327, 38355	LC	LC
215.	<i>Chlorophonia cyanea</i>	V	-	LC	LC

Appendix 2. Subspecies used for a biogeographic approach analysis (see Figs. 1B & 5). There were seven sites to compare: (1) Río Tame (present study), (2) Northeastern Andean foothills (all eastern foothills of the northern Colombian Eastern Andes, including the Táchira Andes), (3) the Cordillera de Mérida (from the Táchira depression northeast through the Venezuelan Andes), (4) the Serranía de Perijá (the northernmost Andes site between Colombia and Venezuela), (5) the Sierra de la Macarena (an isolated mountain on the transition between the Orinoquian and Amazon regions), (6) the Catatumbo lowlands (including the Maracaibo lake basin), and (7) the Orinoquian Llanos (of eastern Colombia and southwestern Venezuela). Identification of subspecies was based on Instituto de Ciencias Naturales Ornithology Collection, at Bogotá, and also in lists of species collected on the seven geographic sites (Blake 1962, Meyer de Schauensee 1964, Acevedo & Pérez 1989, 1994, Rojas & Piragua 2000, Hilty 2003, Avendaño 2012, Clements *et al.* 2013, López-O *et al.* 2014, J. Pérez-Emán pers. comm.). Taxonomy follows the classification of the South American Checklist Committee (Ramsen *et al.* 2017). * denotes that geographic ranges were taken from Clements *et al.* (2013), whereas ** that nomenclature and geographic range follows Meyer de Schauensee (1964).

Taxa	Site (s)	Geographic range *
<i>Penelope argyrotis argyrotis</i>	1, 2, 3	Montane forests of N Colombia and N Venezuela
<i>P. argyrotis albicauda</i>	4	Sierra de Perijá (Colombia – Venezuela border)
<i>Claravis pretiosa</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6, 7	(Monotypic species) SE Mexico (San Luis Potosí) to N Argentina and s Brazil
<i>Leptotila rufaxilla pallidipectus</i>	1, 3, 5, 7	Tropical E Colombia and adjacent W Venezuela
<i>L. rufaxilla dubusi</i>	5, 7	SE Colombia and E Ecuador to Tepuis of Venezuela and Brazil
<i>Florisuga mellivora mellivora</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6	Tropical S Mexico to N Bolivia and Amazonian Brazil; Trinidad
<i>Phaethornis griseogularis griseogularis</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6	Andes of Colombia to N Peru, S Venezuela and adjacent Brazil
<i>P. augusti augusti</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6	Colombia (E Andes and Macarena Mts.) to mts. of N Venezuela
<i>P. guy apicalis</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6	E slope of Andes (N Colombia to NW Venezuela and E Peru)
<i>Lophornis delattrei lessoni</i>	1, 2, 4	Locally from SW Costa Rica to Andes of central Colombia
<i>Klais guimeti guimeti</i>	1, 2, 3, 4, 5	E Colombia to Venezuela, Brazil, E Ecuador and N Peru
<i>Thalurania colombica colombica</i>	1, 2, 3, 4, 6	N Colombia and NW Venezuela
<i>T. colombica rostrifera</i>	2	NW Venezuela (SW Táchira)
<i>Amazilia viridigaster viridigaster</i>	1, 2, 5	E slope of Eastern Andes of Colombia
<i>A. viridigaster iodura</i>	2, 6	Andes of W Venezuela (Táchira)
<i>Chrysuronia oenone oenone</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6	E Colombia to E Venezuela, E Ecuador, NE Peru and W Brazil
<i>Malacoptila mystacalis mystacalis</i>	1, 2, 3, 4, 6	Andes of Colombia and N Venezuela
<i>Ramphastos ambiguus abbreviatus</i>	1, 2, 3, 4, 6	E slope of Andes of Colombia to W Venezuela and E Peru
<i>R. ambiguus ambiguus</i>	2, 5	Northern section of upper Amazon basin
<i>Dryocopus lineatus lineatus</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6, 7	E Costa Rica to W Colombia, E Peru, N Paraguay and E Brazil
<i>Myrmotherula schisticolor sanctamartae</i>	1, 2, 3	NE Colombia (Santa Marta Mts.) and mts. of N Venezuela
<i>M. schisticolor interior</i>	2	Andean slopes from e Colombia to s Peru (Puno)
<i>Pithys albifrons peruvianus</i>	1, 2, 5	E Colombia to W Venezuela, N-C Peru and NW Amazonian Brazil
<i>Glyphorhynchus spirurus integratus</i>	1, 3, 4, 6	N Colombia and W Venezuela
<i>G. spirurus sublestus**</i>	2	Eastward to the lower Cauca and east to the Andes in Boyacá and Arauca
<i>G. spirurus rufigularis</i>	5	Tropical E Colombia to S Venezuela, NE Ecuador and NW Brazil
<i>Lepidocolaptes souleyetii lineaticeps</i>	1, 2, 3, 4, 6	Cent. and E Panama to N Colombia and W Venezuela
<i>Xenops minutus neglectus</i>	1, 3, 6	N Colombia and N Venezuela
<i>X. minutus remoratus</i>	2, 5	Tropical E Colombia to S Venezuela and N Brazil
<i>X. minutus olivaceus</i>	4	Lowlands of NE Colombia
<i>X. minutus ruficaudus</i>	7	Extreme E Colombia to Venezuela, the Guianas and N Brazil
<i>Synallaxis albescens insignis</i>	1, 2, 5, 7	Andes of Colombia
<i>S. albescens perpallida</i>	4, 6	NE Colombia (Guajira Peninsula) and NW Venezuela
<i>S. albescens occipitalis</i>	3, 4	E Colombia and NW Venezuela (montane areas)
<i>S. albescens josephinae</i>	5	S Venezuela, Guyana, Suriname and adjacent N Brazil
<i>S. albescens trinitatis</i>	7	E Venezuela and Trinidad. (Not recognized by Ramsen 2003; included in <i>nesiotis</i>)
<i>Elaenia parvirostris</i>	1, 2, 3, 4, 5, 6, 7	(Monotypic species=) S Brazil to Bolivia and C Argentina; winters N to Colombia
<i>Camptostoma obsoletum bogotensis**</i>	2, 5	Eastern base of the Andes in Meta
<i>C. obsoletum pusillum (venezuelae)</i>	1, 3, 4, 6, 7	Caribbean coast of N Colombia and N Venezuela, Trinidad

Birds of Río Tame, Araucan foothills

Taxa	Site (s)	Geographic range *
<i>C. obsoletum napaeum</i> **	2	Extreme S-central Venezuela to the Guianas and N Brazil; East of the Andes in Arauca and Boyacá
<i>C. obsoletum olivaceum</i>	2, 5	SE Colombia to E Ecuador, NE Peru and W Brazil (W Amazonas)
<i>Platyrinchus mystaceus neglectus</i>	1, 2, 5, 6	E Costa Rica to E Colombia and extreme NW Venezuela
<i>P. mystaceus perijanus</i>	4	Subtropical Sierra de Perijá (Colombia – Venezuela border)
<i>P. mystaceus insularis</i>	3	N Venezuela, Trinidad and Tobago
<i>Myiobius villosus villosus</i>	1, 2	E Panama (Cerro Tacarcuna) to W Colombia and W Ecuador
<i>M. villosus schaeferi</i>	2, 3, 4	E Andes of N Colombia and extreme W Venezuela (Táchira)
<i>Terenotriccus erythrurus fulvicularis</i>	1, 3, 4, 6	Tropical SE Mexico to Colombia, W Ecuador and Venezuela
<i>T. erythrurus signatus</i>	2, 5	E Colombia to NE Peru (north of Río Marañón)
<i>T. erythrurus venezuelensis</i>	7	Extreme E Colombia to S Venezuela and NW Brazil
<i>Rupicola peruvianus aequatorialis</i>	1, 2, 3	Andes of E Colombia to W Venezuela, E Ecuador and E Peru
<i>Masius chrysopterus ssp.</i>	1	(Eastern Andes of Colombia: Santanderes)
<i>M. chrysopterus chrysopterus</i>	2, 3	Central and Eastern Andes of Colombia and NW Venezuela
<i>M. chrysopterus pax</i>	2	Subtropical SE Colombia (E Nariño) and E Ecuador
<i>Machaeropterus regulus zulianus</i>	1, 2, 3, 4, 6	Tropical W Venezuela (W Zulia, Táchira and N Barinas)
<i>M. regulus striolatus</i> **	2, 5	Tropical E Colombia to E Ecuador, NE Peru and W Amazonas Brazil; E of Eastern Andes from Arauca and Boyacá southward to Putumayo
<i>M. regulus obscuristriatus</i>	3	Tropical NW Venezuela (Mérida)
<i>Ceratopipra erythrocephala erythrocephala</i>	1, 2, 3, 4, 6, 7	E Panama to the Guianas and Brazil north of R. Amazon, Trinidad
<i>C. erythrocephala berlepschii</i>	2, 5, 6	Tropical SE Colombia to NE Peru and W Amazonian Brazil
<i>Hylophilus aurantiifrons helvinus</i>	1, 2, 3	Tropical NW Venezuela (Zulia to N Mérida and S Táchira)
<i>H. aurantiifrons saturatus</i>	4, 7	Tropical E Colombia to N Venezuela, Trinidad
<i>Cyanocorax violaceus violaceus</i>	1, 2, 5, 7	E Colombia to Venezuela, Guianas, Brazil, Peru and N Bolivia
<i>C. yncas cyanodorsalis</i>	1, 2, 4	E Andes of Colombia and NW Venezuela
<i>C. yncas andicolus</i>	3, 4	Mountains of N Venezuela
<i>Microcerculus marginatus marginatus</i>	1, 2, 5	E Colombia to N Bolivia and W Amazonian Brazil
<i>M. marginatus squamulatus</i>	2, 3, 4, 6	NE Colombia and NW Venezuela
<i>Myadestes raloides venezuelensis</i>	1, 2, 3, 4	E Andes of Colombia to N Venezuela, E Ecuador and N Peru
<i>Turdus albicollis phaeopygoides</i>	1, 3, 4, 6	NE Colombia to N Venezuela, Trinidad and Tobago
<i>T. albicollis spodiolaemus</i>	2, 5	E Ecuador to E Peru, N Bolivia and W Brazil
<i>T. albicollis berlepshi</i> **	2	E Andes from Meta southward to Putumayo
<i>Lanio fulvus peruvianus</i>	1, 2, 5	S Colombia (E of the Andes) to E Ecuador and NE Peru
<i>T. gyrola toddi</i>	1, 3, 4, 6	Mountains of N Colombia and NW Venezuela
<i>T. gyrola catharinae</i>	2, 5	E base of Eastern Andes of Colombia to central Bolivia
<i>Ixothraupis guttata bogotensis</i>	1, 2, 3, 4, 5	Colombia (E of the Andes) and adjacent W Venezuela
<i>Habia rubica coccinea</i>	1, 2, 3	E base of E Andes of N-central Colombia and W Venezuela
<i>H. rubica rhodinolaema</i>	2, 5	SE Colombia E of the Andes to NE Peru and extreme NW Brazil
<i>H. rubica perijana</i>	4, 6	Sierra de Perijá (Colombia – Venezuela border)
<i>Cyanocompsa cyanooides cyanooides</i>	1, 3, 4	Cent. and E Panama to Colombia, NW Venezuela and W Ecuador
<i>C. cyanooides rothschildii</i>	2, 5, 6	E Colombia to Venezuela, the Guianas, Amaz. Brazil and Bolivia
<i>Myiothlypis cinereicollis pallidulus</i>	1	Andes of NE Colombia and W Venezuela
<i>M. cinereicollis cinereicollis</i>	2, 3	Eastern Andes of Colombia (Santander del Norte to W Meta)
<i>M. cinereicollis zuliensis</i>	4	Sierra de Perijá (Colombia – Venezuela border)
<i>Basileuterus culicivorus austerus</i>	1, 2	E slope of E Andes of Colombia (Boyacá, Cundinamarca and Meta)
<i>B. culicivorus cabanisi</i>	3, 4	Extreme NE Colombia (Santander del Norte) and NW Venezuela
<i>B. culicivorus indiguus</i>	4	Santa Marta Mountains (NE Colombia)
<i>B. culicivorus olivascens</i>	6	E slope of E Andes of Colombia, N Venezuela and Trinidad
<i>Euphonia laniirostris crassirostris</i>	1, 3, 4, 6	Costa Rica to N Colombia and N Venezuela
<i>E. laniirostris melanura</i>	5, 7	E Colombia to E Ecuador, N Peru and W Amazonian Brazil
<i>E. xanthogaster lecroyana (badissima)</i>	1, 2, 3, 6	W Venezuela (Táchira, Mérida, Lara, Barinas and Zulia)
<i>E. xanthogaster brevirostris</i>	2, 5, 7	E Colombia to Venezuela, Guianas, nw Brazil and e Peru
<i>E. xanthogaster exsul</i>	4	Mountains of NE Colombia and N Venezuela

Comportamiento de incubación del mirlo acuático (*Cinclus leucocephalus*) con notas del nido, huevos y polluelos

Nesting behaviour of the White-capped Dipper (*Cinclus leucocephalus*) with notes on nest, eggs and nestlings

Diego R. Guevara-Torres¹ & Gustavo A. Londoño²

¹ División de Ornitología CORBIDI (Centro de Ornitología y Biodiversidad), Perú.

² Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad ICESI, Cali, Colombia.

✉ dguevara@corbidi.org

Resumen

El mirlo acuático (*Cinclus leucocephalus*) es una de las dos especies de la familia Cinclidae en Suramérica. Presentamos una descripción detallada de la biología de anidación y nido de *C. leucocephalus*. Encontramos tres nidos activos con forma de domo compuestos por musgo y bambú, localizados en paredes rocosas que bordeaban el agua de los ríos de montaña. El tamaño de la puesta fue de dos huevos blancos. El porcentaje promedio de atención al nido fue 56.2%, aumentando a lo largo del periodo de incubación. Registramos un 37,8% ± 16,2 de atención al nido durante el primer tercio, incrementándose a 62,5% ± 4,7 en el segundo y llegando a 65,8% ± 1,6 en el último. Registramos 12 ± 3,7 viajes fuera del nido por día, los cuales duraron 35,9 ± 29,1 minutos. El tiempo promedio de incubación durante el día fue de 104,4 ± 42,7 minutos. Monitoreamos un polluelo por 21 días hasta su salida del nido. La tasa de ganancia de peso fue de 0,9 g/día y días previos a dejar el nido el polluelo alcanzó una masa del 97,5% del peso promedio de adultos. *Cinclus leucocephalus* es un passerino de periodos de incubación y cría largos, con requerimientos específicos para sitios de anidación. La forma y composición del nido apuntan a ser una adaptación a ambientes extremadamente húmedos y sometidos a fuertes lluvias.

Palabras clave: aves neotropicales, Cinclidae, comportamiento de incubación, nidos, anidación, ríos andinos

Abstract

The White-capped Dipper (*Cinclus leucocephalus*) is one of the two South American species from the family Cinclidae. We present a detailed description of the nestling biology and nest of *C. leucocephalus*. We found three active dome-shape nests, composed of moss and bamboo, located on rocky walls that bordered mountain rivers. Clutch size was two white eggs. Average nest attentiveness percent was 56.2%, which increased through the incubation period. During the first third nest attentiveness was 37.8% ± 16.2, increasing to 62.5% ± 4.7 in the second period and reaching 65.8% ± 1.6 in the final period. We report 12 ± 3.7 daily nest departures with an average duration of 35.9 ± 29.1 minutes and an average daytime on-bouts of 104.4 ± 42.7 minutes. A nestling was monitored for 21 days until its nest departure. The rate of weight gain was 0.9 g/day and prior to nest departure the nestling attained 97.5% of the mean weight for adults. *Cinclus leucocephalus* is a passerine with long incubation, long nestling periods and specific requirements for nesting sites. The nest shape and composition appear to be an adaptation for extreme humid environments subject to heavy rains.

Key words: andean rivers, Cinclidae, incubation behavior, nest, nesting, tropical birds

Introducción

La familia Cinclidae incluye cinco especies de aves semi-acuáticas (Tyler & Omerod 1994, Brewer 2001). Dos son especies Euro-asiáticas, una es de

Norteamérica y dos de Suramérica (Omerod & Tyler 2005). *Cinclus leucocephalus* se distribuye a lo largo de los Andes a elevaciones de 100 a 3.900 m desde Venezuela y Colombia hasta el sur de Bolivia (Hilty & Brown 1986, Hilty 2003).

En Perú, *C. leucocephalus* se encuentra a lo largo de la vertiente este de los Andes y localmente en la vertiente oeste entre 1.500 m y 3.100 m, pero localmente desciende hasta 900 m y asciende hasta 4.200 m (Schulenberg *et al.* 2007).

Existen pocos estudios sobre la biología reproductiva de *C. leucocephalus*. Las primeras descripciones del nido son de una copa abierta desde arriba construida totalmente de musgo, pero se desconocía si los nidos habían sido terminados (Skutch 1972, Vuilleumier & Ewert 1978). Hilty (2003) describe el nido como un domo, y reporta una nidada de dos huevos. Greeney (2008) en Ecuador describió una puesta de dos huevos blancos inmaculados y al nido como una estructura globular voluminosa, construida en su mayoría por musgo húmedo, raicillas, una copa interna de bambú en su interior y con una entrada lateral, ubicado siempre en agua limitante a paredes de piedra altas, escondidos en grutas o pequeñas cavidades. Ninguno de estos estudios brinda descripciones de polluelos o comportamiento de incubación. Por lo tanto, el principal objetivo de nuestro estudio es llenar los vacíos de información existentes sobre los comportamientos de anidación y el nido de *C. leucocephalus*.

Materiales y métodos

El trabajo de campo se llevó a cabo entre los meses de agosto y diciembre durante el 2009 y 2010 en los alrededores del río Kcosñipata y río Unión, en la estación biológica San Pedro (13°03'S; 71°33'W), y ubicada en la zona de amortiguamiento del Parque Nacional del Manu, departamento de Cusco, Perú. La estación está ubicada a 1.450 m en un bosque de neblina andino, con una altura de dosel de 25 m, temperatura promedio de 18,3°C (min-máx = 12,1-26,6) y con una estación lluviosa de noviembre a abril y una seca de mayo a agosto (Rapp 2010).

Las medidas morfológicas de los nidos huevos y polluelos se tomaron con calibrador de precisión 0,01 mm y las respectivas masas con una balanza digital de precisión 0,05 g (FlipScale F2, Phoenix, AZ, USA, www.myweigh.com). Los nidos activos con huevos encontrados fueron monitoreados con la finalidad de conocer el comportamiento de incubación, para lo cual utilizamos dos sensores térmicos conectados a un data-logger (U-12 HOBO, Onset Computer Corporation, Pocasset, MA, USA, <http://www.onsetcomp.com>) programado para tomar y guardar la temperatura cada minuto. Ubicamos un sensor dentro del nido debajo de los huevos para registrar datos sobre el microclima y comportamiento de incubación. Ubicamos el segundo sensor a 10 cm fuera del nido, para el registro del ambiente alrededor del nido. Cuantificamos la fluctuación en la temperatura producidas por la incubación y los viajes de forrajeo, siguiendo el protocolo sugerido por Cooper & Mills (2005). Tomamos las series de datos de temperatura en el tiempo que fluctuaban más de 1,5°C por más de dos minutos como un viaje fuera o de regreso al nido. Con lo cual determinamos la duración y el número de viajes, al igual que el tiempo que el ave estuvo incubando los huevos durante cada día.

Los nidos encontrados con polluelos fueron monitoreados lo más seguido posible (1 a 3 días) para registrar el crecimiento y termorregulación. Para comparar el peso de un polluelo con el de un adulto, usamos una media de los pesos de especímenes depositados en la colección John O'Neill de CORBIDI (Centro del Ornitología y Biodiversidad), la cual fue de 40,1 ± 4,4 g (n=9). Adicionalmente, para estimar el momento en el cual un polluelo era capaz de regular su temperatura corporal, medimos la temperatura corporal del polluelo con un sensor térmico (1 mm de largo y 2 mm de ancho) el cual fue introducido en la cloaca por primera vez al momento que se sacaba el polluelo del nido y

por segunda vez pasados tres minutos. Durante estos tres minutos el polluelo fue colocado en una superficie de plástico sin ser manipulado. Los sensores fueron conectados a un data-logger U-12 y programado para tomar y guardar la temperatura cada segundo. Adicionalmente hicimos descripciones cualitativas del desarrollo de los polluelos. Previa a la salida del polluelo del nido usamos una cámara de video para tomar datos de alimentación y comportamiento.

Resultados

Encontramos y monitoreamos tres nidos durante el periodo de estudio. En el 2009, encontramos dos nidos. El primero de ellos, el 15 de octubre 2009, vacío y posteriormente, tuvo puesta de dos huevos. El segundo, encontrado el 6 de diciembre 2009, con un polluelo y un huevo. Ambos nidos fueron destruidos por la creciente del río. El tercer nido fue encontrado el 16 de septiembre del 2010 con dos polluelos y fue monitoreado hasta el 13 de octubre.

Nido.- Los nidos se hallaron sólo en paredes rocosas que bordean el agua de los ríos en pequeñas cavidades y colocados sobre una espesa base de barro (Fig. 1). Todos tenían forma de domo y contaban con dos capas, la capa externa (domo) hecha con abundante musgo y la capa interna en forma de copa hecha de hojas de bambú (Fig. 1) La entrada se encontraba dirigida al agua. Los nidos monitoreados tuvieron una altura de promedio de $2,1 \pm 0,97$ m sobre el agua (rango=1,4-3,5 m; (n=3). Las medidas externas para dos de ellos fueron: $201,6 \pm 33,4$ mm de alto, $180,8 \pm 64,6$ mm de ancho y $198,9 \pm 20,5$ mm de largo. Las medidas internas de la entrada fueron: 78,2 mm de alto, 83,3 mm de ancho y $19 \pm 6,1$ mm de grosor. El nido del 2010 fue desarmado encontrándose una capa externa de musgo y una interna de bambú en forma de copa. La masa total del nido fue de 1,138 g, de los cuales 915 g pertenecían a una base de barro.



Figura 1. Localización y forma del nido de *Cinclus leucocephalus*. (A) Nido (2010) en pared de piedra bordeando agua de río montañoso. (B) Vista cercana del nido encontrado en el 2010.

La masa total de la capa externa fue de 191,5 g y la interna tuvo una masa total de 31,5 g. Esta última fue construida principalmente con hojas secas de bambú (76% del peso total), un poco de musgo (15,2% del peso total) y fibras de helecho (4,5% del peso total).

Huevos e Incubación.- Los tres huevos encontrados fueron de color blanco y sus medidas promedio fueron: $26,2 \pm 0,87$ mm de largo, y $17,9 \pm 0,57$ mm de ancho; la masa promedio de $4,22 \text{ g} \pm 0,42$. En el nido con dos huevos registramos la puesta, en donde el primer huevo se encontró 18 de octubre y el segundo

huevo al día siguiente, registrándose 14 días de atención al nido, comportamiento de incubación (desde la puesta del último huevo) hasta la destrucción del nido antes que eclosionaran los huevos. Los sensores se instalaron el 20 de octubre. Durante 13 días completos de monitoreo se registraron $12 \pm 3,7$ viajes/día, tiempo de viaje promedio de $35,9 \pm 29,1$ minutos y tiempo promedio de incubación durante el día de $104,4 \pm 42,7$ minutos (Fig. 2). La primera salida del nido después de la continua incubación nocturna ocurrió entre las 05:01 y 05:15, mientras que el último viaje antes de iniciar la incubación nocturna ocurrió entre las 15:48 y 17:33.

El porcentaje promedio de atención al nido fue de $56,2 \pm 15,2\%$ (Fig. 3). En el primer tercio de los días de monitoreo fue de $37,8\% \pm 16,2$, en el segundo tercio de $62,5\% \pm 4,7$ y en el último tercio de $65,8\% \pm 1,62$. También se registró una temperatura mínima del nido promedio de $31,5 \pm 3,3^\circ\text{C}$ y máxima promedio de $37,6 \pm 1,09^\circ\text{C}$, además de una temperatura sin adulto en el nido mínima promedio de $25,8 \pm 2,5^\circ\text{C}$ y una máxima promedio de $32,8 \pm 2,6^\circ\text{C}$.

Polluelos y alimentación.— Registramos cuatro polluelos con pocos días de nacidos los cuales presentaron ojos cerrados, comisura amarilla clara, piel rosa, plumón blanco grisáceo en la espalda y cabeza (Fig. 4). En el segundo nido se registró la eclosión de un huevo, presentando el polluelo con 1 o 2 días de nacido una masa de 5,1 g, tarso de 9 mm y ala de 7 mm.

En el tercer nido se hallaron dos polluelos siendo exitoso el de mayor tamaño. Este presentó cañones en formación en la cabeza, espalda y bordes del pecho (10%) además de tener plumón largo en la cabeza. Pasados 2 días tenía el pico más amarillento y ojos entreabiertos. El 19 de setiembre el polluelo sobreviviente reportó un crecimiento significativo (40% de la masa, 37% y 33% para tarso y ala). El 22 de setiembre el

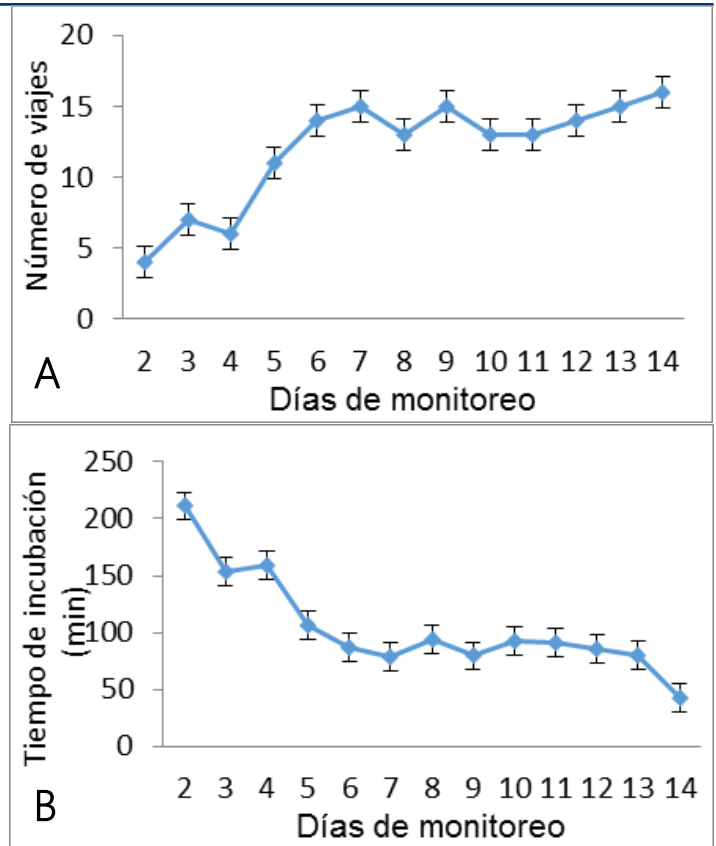


Figura 2. Comportamiento de incubación en *Cinclus leucocephalus*. (A) Número de viajes durante el periodo de incubación registrado. (B) Tiempo promedio de incubación por día registrado.

polluelo se encontraba cubierto en su mayoría por cañones y comenzaron a salir plumas de las alas. El 24 de setiembre tenía los ojos bien abiertos. Conforme fue creciendo el plumón se redujo, siendo el plumón de la cabeza el último en desaparecer, por otro lado el pico se volvió más oscuro en la punta y la piel también se oscureció. El 2 de octubre presentó el plumaje completo (a excepción de unos cuantos plumones remanentes) y se evidenció una pequeña coloración oscura en parte de las plumas de la cabeza, a diferencia de las del cuello, que eran blancas totalmente. Previa a su salida del nido, el 6 de octubre, registró el 97,5% de la masa promedio de adultos calculada y anillamos al polluelo con un anillo de plástico de color rojo (Fig. 4).

Registramos una tasa de ganancia de peso de 0,9 g/día (Fig. 5). La tasa de crecimiento del tarso fue

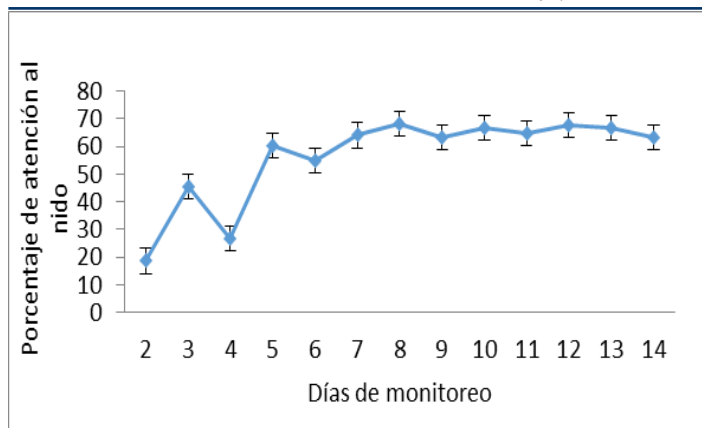


Figura 3. Variación del porcentaje de atención al nido durante el periodo de incubación registrado.

de 1,38 mm/día, estabilizándose a partir del día 26 de septiembre. La tasa de crecimiento del ala fue de 2,5 mm/día y la de cola 1,4 mm/día. La tasa de aumento de temperatura al salir del nido fue de 0,032°C/día y luego de tres minutos 0,07°C/día. La diferencia entre ambas temperaturas se hizo menor a 0,5°C de forma continua a partir del día 28 de septiembre.

Por fuertes lluvias e incremento de aguas en el río no se pudo volver al nido hasta el 13 de octubre, cuando el nido se encontró vacío, pero observamos al polluelo (identificado por el anillo rojo) realizando el aleteo rápido característico de la especie, sobre las rocas del río junto a sus padres. Registramos 21 días de permanencia en el nido pero se desconocen las fechas de eclosión y de salida del nido.

Durante 96 minutos de filmación registramos alimentación por parte de un padre al polluelo en once ocasiones, diez de ellas entre las 9:57 y las 10:36 con intervalos de 2 a 10 minutos. Logramos identificar como alimento insectos (probablemente libélulas) y plantas verdes. En casi todas las ocasiones el adulto se acercó a la orilla opuesta al nido, luego subía la pared del nido con saltos, se posaba en la entrada del nido, el polluelo vocalizaba, el adulto dejaba el alimento y salía nuevamente a la orilla opuesta.

Discusión

Los nidos estudiados fueron encontrados activos entre septiembre y octubre, periodo de intermedio entre la estación seca y lluviosa conocidas para la región (Rapp 2010). En concordancia con Greeney (2008), consideramos la posibilidad de que *C. leucocephalus* sincronice la puesta anticipando la creciente de aguas en los ríos, como ha sido sugerido para otros paserinos que anidan en ríos como *Rhynchocyclus fulvipectus* (Greeney *et al.* 2004), *Doryfera ludovicae* (Greeney *et al.* 2006) y *Leptopogon rufipectus* (Dobbs & Greeney 2006).

La forma de domo de los tres nidos y capa interna en forma de copa concuerda con las descripciones de Hilty (2003) y Greeney (2008). Adicional a las descripciones anteriores, en este estudio encontramos barro en la base del nido y que la capa interna de hojas de bambú también está compuesta por una pequeña cantidad de musgo y fibras de helecho. Los miembros de la familia Cinclidae comparten características de ubicación y forma de nidos, al igual que el uso de gramíneas para la capa interna y de musgo para la externa (Harrison 1991, Tyler & Tyler 1996, Gavrillov & Gavrillov 2005, Loegering & Anthony 2006). El uso de hojas de bambú ha sido registrado en otros paserinos que anidan en ambientes húmedos como *Hellmayrea gularis* (Greeney & Zyskowski 2008), *Rhynchocyclus fulvipectus* (Ocampo & Londoño 2011) y *Arremon castaneiceps* (Flórez & Londoño 2012). Gramíneas como el bambú proveerían de un efecto aislante al interior del nido (Greeney & Zyskowski 2008) por su capacidad de secar rápidamente (Hilton *et al.* 2004). Esta característica se complementaría con la capacidad de la capa externa de musgo para retener agua y humedad (Hilton *et al.* 2004), así el musgo aislaría la humedad exterior y a su vez el bambú la humedad del musgo. La selección de estos

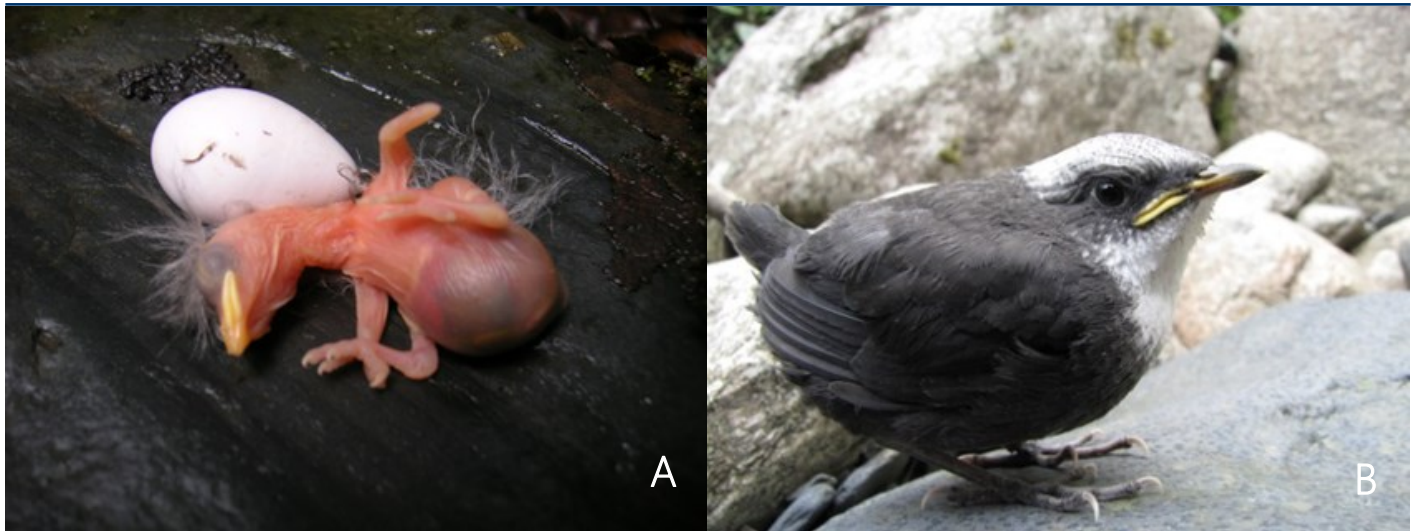


Figura 4. Desarrollo del polluelo de *Cinclus leucocephalus*. **(A)** Polluelo y huevo encontrados en el segundo nido (6 de diciembre 2009). **(B)** Polluelo del tercer nido a pocos días de salir del nido (6 de Octubre del 2010).

materiales puede haber evolucionado como una adaptación a ambientes extremadamente húmedos y sometidos a fuertes lluvias (Greeney & Zyskowski 2008).

Los huevos encontrados concuerdan con la descripción y medidas hechas por Greeney (2008). La puesta de dos huevos es la misma registrada por Hilty (2003) y Greeney (2008). La puesta de dos huevos es igual a la registrada para su pariente sudamericano *C. schulzi* (Tyler & Tyler 1996) y menor a las otras tres especies del hemisferio norte, cuyas puestas oscilan entre 3 a 6 huevos (Hann 1950, Harrison 1991, Gavrilov & Gavrilov 2005). Estimamos un periodo de incubación mínimo de 16 días, mismo periodo estimado para *C. schulzi* (Tyler & Tyler 1996), conocido para *C. mexicanus* (Price & Bock 1983) y *C. cinclus* (Smiddy *et al.* 2009) y menor al registrado para *C. pallasii*, de 19 a 20 días (Voloshina & Myslenkov 1976).

El porcentaje promedio de atención diaria al nido encontrado ($56,2 \pm 15,5\%$) fue similar al promedio de $60 \pm 3\%$ reportado para otros passerinos neotropicales de nidos en forma de domo (Auer *et al.* 2007). Este porcentaje también

fue similar al registrado para *Arremon castaneiceps* ($54,3 \pm 8,2\%$), cuyo nido tiene una estructura similar y fue estudiado en la misma área (Flórez & Londoño 2012). Durante los primeros seis días del periodo de incubación *C. leucocephalus* aumentó el número de viajes pero disminuyó la duración de los mismos fuera del nido, lo cual se vio reflejado en un aumento de la atención al nido (de 18,7% a 64%). Posterior al sexto día, el número de viajes se mantuvo entre 13-16 y la atención al nido entre 63%-68%. El aumento y posterior estabilidad en el porcentaje de atención diaria al nido es similar a los resultados encontrados en otros estudios (Tieleman *et al.* 2004, Auer *et al.* 2007, Greeney *et al.* 2008) y contrario al estudio de Martin *et al.* (2007).

Tomando en cuenta la diferencia en masa entre los polluelos registrados y los 21 días de muestreo, estimamos un periodo de polluelo de 25 ± 2 días, periodo similar al estimado para *C. schulzi* (Tyler & Tyler 1996), al de 25,4 días, registrado para *C. mexicanus* (Price & Bock 1983) y al de 21,7 registrado para *C. pallasii* (Chiu *et al.* 2009), pero menor al de 21,7 días registrado para *C. cinclus* (Smiddy *et al.* 2009). En su último

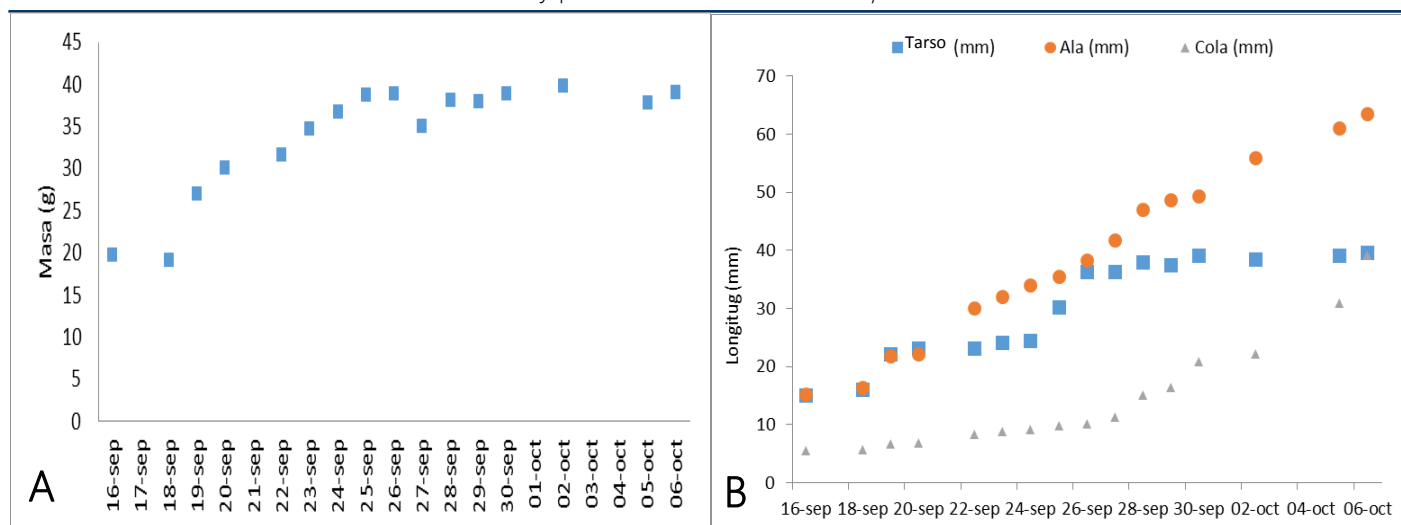


Figura 5. Crecimiento morfológico de un polluelo a lo largo del periodo de incubación. **(A)** Ganancia de peso **(B)** Cambios morfológicos en el tarso, ala y cola.

registro el polluelo tuvo una masa de 97,5% del peso promedio de adultos obtenido, mucho mayor al 81,9% reportado para otros paserinos en días previos a abandonar el nido (Remeš & Martin 2002). El 22 de septiembre el polluelo registró el 81,4%, permaneciendo en el nido al menos 10 días más. Es probable que los nidos de *C. leucocephalus*, al presentar volantones con masa similar a la de adultos y periodos de polluelo largos, tengan una menor tasa de depredación que otros paserinos que anidan en ríos e inmediaciones como plantean Remeš & Martin (2002). Sin embargo, se requieren más estudios al respecto. La alimentación con invertebrados registrada durante la alimentación del polluelo concuerdan con los hábitos conocidos para el género (Price & Bock 1983). Se registró alimentación al polluelo con plantas, anteriormente se había registrado el consumo de plantas en *C. mexicanus* (Steiger 1940 y Backus 1959).

Este estudio presenta una descripción detallada del nido, huevos y la primera descripción del comportamiento de incubación y desarrollo de un polluelo de *C. leucocephalus*. Nuestros resultados sugieren que esta especie tiene

requerimientos específicos para anidar (paredes de roca con cavidades bordeando el agua de los ríos montañosos) y un periodo largo de incubación y cría. Es necesario hacer más estudios sobre la especie a fin de conocer los periodos totales de incubación y cría, fidelidad al sitio de anidación, relación entre su distribución y requerimientos reproductivos y ecológicos.

Agradecimientos

Agradecemos a Manuel Sánchez, Michelle Kelley, Camilo Flórez y Andrés Chinome por la ayuda en el trabajo en campo. También agradecemos a Daniel Blanco, a los trabajadores del Manu Cloud Forest Lodge y a los trabajadores del Cock of the Rock Lodge por permitirnos trabajar en la estación biológica y por brindarnos apoyo durante la estadía. Queremos agradecer al SERNANP por permitirnos trabajar en el Parque Nacional del Manu. Este estudio fue financiado por Dexter Fellowships in Tropical Conservation, Wilson Ornithological Society (Louis Agassiz Fuertes Award), Journal of Field Ornithology (Pamela and Alexander F. Skutch Research Award) y la American Ornithologists' Union (Alexander Wetmore Award).

Literatura citada

- AUER, S. K., R. D. BASSAR, J. JOSEPH & T. E. MARTIN. 2007. Breeding Biology of Passerines in a Subtropical Montane Forest in Northwestern Argentina Breeding Biology of Passerines in a Subtropical. *The Condor* 109(2):321–33.
- BAKUS G. J. 1959. Observations on the life history of the dipper in Montana. *Auk* 76:190-207.
- BREWER, D. 2001. Wrens, dippers, and thrashers. New Haven, Conn.: Yale University Press.
- COOPER, C. B. & H. MILLS. 2005. New Software for Quantifying Incubation Behavior from Time-Series Recordings. *Journal of Field Ornithology* 76(4):352–56.
- CHIU, M. C., M. H. KUO, C. S. TZENG, C. H. YANG, C. C. CHEN & Y. H. SUN. 2009. Prey Selection by Breeding Brown Dippers *Cinclus Pallasii* in a Taiwanese Mountain Stream. *Zoological Studies* 48(6):761–68.
- DOBBS, R. C. & H. F. GREENEY. 2006. Nesting and foraging ecology of the Rufous-breasted Flycatcher (*Leptopogon rufipectus*). *Ornitología Neotropical* 17:173-181.
- FLOREZ-VALENCIA, C. & LONDOÑO, G. A. 2012. Biología de anidación del Pinzón Oliva (*Arremon castaneiceps*) en el sureste Peruano. *Ornitología Neotropical* 23:417-427.
- GAVRILOV, E. I. & GAVRILOV, A. E. 2005. The birds of Kazakhstan. *Almaty: Tethys*.
- GREENEY, H. F., N. KRABBE, M. LYSINGER, & W. C. FUNK. 2004. Observations on the breeding and vocalizations of the Fulvous-breasted Flatbill (*Rhynchocyclus fulvipectus*) in eastern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 15:365–370.
- GREENEY, H. F.; DOBBS, R.; DÍAZ, G.; KEER, S.; HAYHURST, J. 2006. Breeding biology of the Green-fronted Lancebill (*Doryfera ludovicae*) in eastern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 1V (3):321-331.
- GREENEY, H. F. 2008. Observations on the nesting of White-capped Dipper (*Cinclus leucocephalus*) in Ecuador. *Boletín de la Sociedad Antioqueña de Ornitología* 18:49–53.
- GREENEY, H. F. & K. ZYSKOWSKI. 2008. A novel nest architecture within the Furnariidae: first nests of the White-browed Spinetail. *The Condor* 110(3):584–88.
- GREENEY, F. HAROLD, R. C. DOBBS, P.R. MARTIN & R. A. GELIS. 2008. The Breeding Biology of Grallaria and Grallaricula Antpittas. *Journal of Field Ornithology* 79(2):113–29.
- HANN, H. W. 1950. Nesting behavior of the American dipper in Colorado. *Condor* 52:4962.
- HARRISON, C. 1991. Guía de campo de los nidos, huevos y polluelos de las aves de España y Europa. Ediciones Omega, Barcelona.
- HILTON, G., M. H. HANSELL, G. D. RUXTON, J. M. REID, & P. MONAGHAN. 2004. Using artificial nests to test importance of nesting material and nest shelter for incubation energetics. *Auk* 121:777–787.
- HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 1986. A guide to the birds of Colombia. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.
- HILTY, S. L., J. A. GWYNNE, G. TUDOR & R. MAYER DE SCHAUENSEE. 2003. Aves de Venezuela. Segunda edición. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, USA.
- LOEGERING, J. P. & ROBERT G. A. 2006. Nest-Site Selection and Productivity of American Dippers in the Oregon Coast Range. *The Wilson Journal of Ornithology* 118(3):281–94.
- MARTIN, T. E., S. K. AUER, R. D. BASSAR, A. M. NIKLISON, & P. LLOYD. 2007. Geographic Variation in Avian Incubation Periods and Parental Influences on Embryonic Temperature. *Evolution* 61(11):2558–69.
- OCAMPO, D. & LONDOÑO, G. A. 2011. Nesting of the Fulvous-breasted Flatbill (*Rhynchocyclus fulvipectus*) in Southeastern Perú. *The Wilson Journal of Ornithology* 123:618-624
- ORMEROD, S. J. Y TYLER, S. J. 2005. Family Cinclidae (Dippers). En: Del Hoyo, J.; Elliot, A. y Christie, D. A. (eds.). Handbook of the Birds of the World. Vol 10, pp. 332–355. Lynx Edicions. Barcelona.
- PRICE, F. E. & C. E. BOCK. 1983. Population ecology of the Dipper (*Cinclus mexicanus*) in the Front Range of Colorado. *Stud. Avian Biol.* 7.
- RAPP, J. M. 2010. Climate control on plant performance across an Andean altitudinal gradient. Tesis Doctoral, Wake Forest Univ. Graduate School of Arts and Sciences, Winston-Salem, North Carolina, USA.
- REMEŠ, V. & T. E. MARTIN. 2002. Environmental influences on the evolution of growth and developmental rates in passerines. *Evolution* 56:2505–2518.
- SALVADOR, S., S. NAROSKY, & R. FRAGA. 1986. First description of the nest and eggs of the Rufous throated Dipper (*Cinclus schulzi*) in northwestern Argentina. *Gerfaut* 76: 63–66
- SMIDDY, P., J. O'HALLORAN, B. O'MAHONY, & A.J. TAYLOR. 1995. The Breeding Biology of the Dipper *Cinclus Cinclus* in South-West Ireland. *Bird Study* 3657(April):37–41.
- STEIGER J. A. 1940. Dipper, wilderness dweller. *Bird Lore* 42:10-14.
- TIELEMAN, B. I., J. B. WILLIAMS & R. E. RICKLEFS. 2004. Nest Attentiveness and Egg Temperature Do Not Explain the Variation in Incubation Periods in Tropical Birds. *Functional Ecology* 18(4):571–77.
- TYLER, S. J. & S. J. ORMEROD. 1994. The dippers. London, UK: T & A D Poyser.
- TYLER, S. J. & L. TYLER. 1996. The Rufous-Throated Dipper *Cinclus Schulzi* on Rivers in North-West Argentina and Southern Bolivia. *Bird Conservation International* 6 (2):103–16.
- SCHULENBERG, T. S., D. F. STOTZ, D. F. LANE, J. P. O'NEILL & T.

- A. PARKER III. 2007. Birds of Peru. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, USA.
- SKUTCH, A. F. 1972. Studies of Tropical American birds. Publications of the Nuttall Ornithological Club no. 10. Cambridge, Massachusetts, USA.
- VOLOSHINA, I. V. & A. I. MYSLENKOV. 1976. Oological and juvenile features of the siberian pallass dipper *Cinclus pallasii pallasii*. Zoologicheskii Zhurnal 55(4):621-624.
- VUILLEUMIER, F. & D. N. EWERT. 1978. The distribution of birds in Venezuelan páramos. Bulletin of the American Museum of Natural History 162:51-90.

Recibido: 01 de mayo de 2015 *Aceptado:* 24 de septiembre de 2017

Evaluadores

Harold Greeney / Manuel Marin

Citación: GUEVARA-TORRES, D., & G. A. LONDOÑO. 2017. Comportamiento de incubación del mirlo acuático (*Cinclus leucocephalus*) con notas del nido, huevos y polluelos. Ornitología Colombiana 16:eA04.

Apéndice 1. Especímenes examinados de *Cinclus cinclus* de la colección ornitológica John O'Neill de Centro de Ornitología y Biodiversidad (CORBIDI AV), Lima, Perú.

Macho adulto. Perú. Ayacucho: Tutumbaru, 2075 m, 08 junio 2008, Adolfo G. Navarro S.AGNS-PE-040, CORBIDI AV-000659.

Hembra adulta. Perú. Ayacucho: Tutumbaru, 2075 m, 07 junio 2008, Michel J. Andersen MJA-273, CORBIDI AV-000555.

Macho adulto. Perú. Lima: Huarochirí, Carampoma, 3967, 14 enero 2008, Jimmy A. Mc Guire 009 CORBIDI AV-009974.

Macho adulto. Perú. Lima: Huarochirí, Carampoma, 3967 m, 14 enero 2008, Jimmy A. McGuire 003 CORBIDI AV-009972.
Perú. Lima: Huarochirí, Carampoma. EBO-137. CORBIDI AV-009970.

Hembra. Perú. Junín: Junto al río Satipo, 1700 m, 14 septiembre 2008, Roberto Sosa JRSL-104, CORBIDI AV-0009968.

Macho. Perú. Junín: Junto al río Satipo, 1700 m, 16 septiembre 2008, Roberto Sosa JRSL-114, CORBIDI AV-0009969.

Un aporte a la historia natural de *Galbula pastazae* (Galbulidae) en el piedemonte amazónico colombiano

A contribution to the natural history of *Galbula pastazae* (Galbulidae) in the Colombian Amazonian foothills

Orlando Acevedo-Charry^{1,2,3}, Katherine Certuche-Cubillos⁴, Edilson A. Rosero^{1,2}, Patricia Guerrero Carvajal², & Diego Carantón-Ayala³

¹Corporación para el Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonia – CORPOAMAZONIA. Mocoa, Putumayo, Colombia.

²ALAS PUTUMAYO: Grupo de observadores de aves del piedemonte de Putumayo, Mocoa, Colombia.

³Grupo de Ornitología de la Universidad Nacional – GOUN, Instituto de Ciencias Naturales, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional de Colombia. Edificio 425, laboratorio 218. Bogotá D.C., Colombia.

⁴BIOMAD Consultoría Ambiental S.A.S. Mocoa – Putumayo.

✉ acevedocharry@gmail.com, katcertuche@gmail.com, edilsonalbeiruco@hotmail.com, patygc03@yahoo.es, caranton2@gmail.com

Resumen

El piedemonte amazónico concentra algunas de las especies de aves menos conocidas en Colombia, una de ellas es el Jacamar cobrizo (*Galbula pastazae*). Dentro del género *Galbula* es la especie que más asciende en el ámbito altitudinal, y se encuentra categorizada como Vulnerable. La mayor parte de su distribución se encuentra al este de los Andes de Ecuador y cuenta con vacíos de información en Colombia. En este manuscrito presentamos nuevos registros e información de la historia natural, incluyendo y biología reproductiva, de *G. pastazae* en los departamentos de Caquetá y Putumayo, Colombia. En Putumayo se han registrado constantemente individuos, inclusive anidando, en la zona rural del municipio de Mocoa. La colección ornitológica del Instituto Alexander von Humboldt alberga el único espécimen en una colección colombiana para esta especie a la fecha, el cual fue colectado en San José de Fragua, Caquetá. Durante los registros se obtuvieron medidas morfológicas de dos individuos adultos e información novedosa de la historia natural de la especie, incluyendo temporadas de anidación, tamaño de nidada y descripción de nidos (n=6). Estos nuevos registros del piedemonte de Putumayo y Caquetá no solo aportan nueva información sobre la especie, sino que también incrementan el interés sobre el conocimiento de la avifauna de esta región del país y plantean la necesidad de continuar estudiando la biodiversidad de este sector del Neotrópico.

Palabras clave: Área de Endemismo Andes Orientales, extensión de rango, jacamar cobrizo, transición Andes-Amazonas, tiempos de anidación.

Abstract

The Amazonian foothills concentrate some of the lesser-known bird species in Colombia, one of which is the Copper-chested Jacamar (*Galbula pastazae*). Within the genus *Galbula*, it is the species that most rises in the altitudinal domain, and categorized as vulnerable. Most of its distribution is located east of the Ecuadorean Andes and has information gaps in Colombia. In this manuscript, we present new records and information on the natural history, including reproductive biology, of *G. pastazae* in the departments of Putumayo and Caquetá, Colombia. In Putumayo, individuals have been recorded continuously, including nesting, in the rural area of the municipality of Mocoa. The ornithological collection of the Alexander von Humboldt Institute houses the only specimen in a Colombian collection for this species to date, collected in San José de Fragua, Caquetá. During the records, morphological measurements of two adult individuals and new information on the natural history of the species were obtained, including nesting seasons, nest size and description of nests (n=6). Our records of the foothills of Putumayo and Caquetá not only provide new information about the species but also increase the interest in the knowledge of the avifauna of this region of the country and raise the need to continue studying the biodiversity of this neotropical region.

Key words: East Andes Endemic Bird Area, distribution, Copper-chested Jacamar, breeding time, Andes-Amazon transition, range extension.

Introducción

El suroccidente de Colombia es un área estratégica para la conservación de la biodiversidad que requiere mayor exploración, monitoreo y estudio (Salaman *et al.* 1999, Salaman *et al.* 2002, Arbeláez-Cortés 2013). Algunas especies de aves de esta región eran conocidas hasta hace poco solo por especímenes históricos, muchas veces depositados en colecciones fuera de Colombia (Cuervo *et al.* 2006). Por ejemplo, un espécimen de *Snowornis subalaris*, recolectado por Arturo Pazos en las estribaciones de los Andes en Putumayo, estuvo casi 30 años en la colección ornitológica del Royal Ontario Museum hasta su reporte como primer registro para el país (Dick 1991, pero ver Willis 1988). Recientemente, algunos registros de aves de las estribaciones de los Andes hacia la Amazonia (*i.e.*, piedemonte amazónico), han aportado información novedosa para la avifauna colombiana (Acevedo-Charry *et al.* 2015; Carantón Ayala *et al.* 2016; Avendaño *et al.* 2017). Uno de esos recientes registros incluye la confirmación al punto más norte de distribución del Jacamar cobrizo (*Galbula pastazae*), en el piedemonte amazónico de Putumayo y Caquetá.

Galbula pastazae es una especie restringida al piedemonte amazónico. Este jacamar es la especie con mayor rango de distribución altitudinal dentro de su género, con registros desde los 600 hasta los 1.700 m, prefiriendo elevaciones entre 1.000 y 1.300 m (Hilty & Brown 1986; López-Lanús 2002). La mayor parte de su distribución es a lo largo del este de los Andes de Ecuador, con pocos registros al noreste de Perú y al sur de Colombia (Fig. 1A; Amaya-Villareal 2014). En Ecuador, *G. pastazae* es una especie local y poco común, con registros en aproximadamente 40 localidades en las provincias de Napo, Zamora-Chinchipe, Morona-Santiago y Orellana (Rahbek *et al.* 1995; Sullivan

et al. 2009; Schulenberg & Kirwan 2012; <http://www.xeno-canto.org/species/Galbula-pastazae>). Los registros al noreste de Perú provienen del río Comaina en la Cordillera del Cóndor, Amazonas (Schulenberg & Kirwan 2012). En Colombia solo se conocía por cuatro especímenes de El Carmen, Nariño (1.600 m) colectados en 1970 por Kjell von Sneider (Fitzpatrick & Willard 1982; Hilty & Brown 1986), y observaciones de un macho siguiendo una bandada mixta de sotobosque en la estación de bombeo de petróleo Guamués, al oeste de Orito, Putumayo (800 m; Salaman *et al.* 2002; Amaya-Villareal 2014). La información de historia natural de esta especie es escasa y referida en su mayoría a observaciones en Ecuador (Schulenberg & Kirwan 2012; Amaya-Villareal 2014). Al ser considerada una especie poco común y debido a las altas tasas de pérdida de hábitat, se presume que sus poblaciones son muy pequeñas y locales, por tal razón *G. pastazae* está en la categoría de amenaza del IUCN de vulnerable (Renjifo *et al.* 2014; BirdLife International 2015). Algunas de las prioridades de investigación identificadas para esta especie amenazada incluyen la búsqueda de nuevas localidades para delimitar su distribución e investigar aspectos de su biología e historia de vida (Schulenberg & Kirwan 2012; Amaya-Villareal 2014).

El objetivo de este manuscrito es presentar nuevos registros de *G. pastazae* al noroeste del departamento de Putumayo y suroeste del departamento de Caquetá, en el piedemonte amazónico colombiano. Adicionalmente, aportar al conocimiento de la historia natural y aspectos relacionados con su reproducción.

Materiales y métodos

En Mocoa, Putumayo, fueron establecidos tres transectos de entre 1 y 3 km de longitud, por senderos rurales del municipio, en las veredas

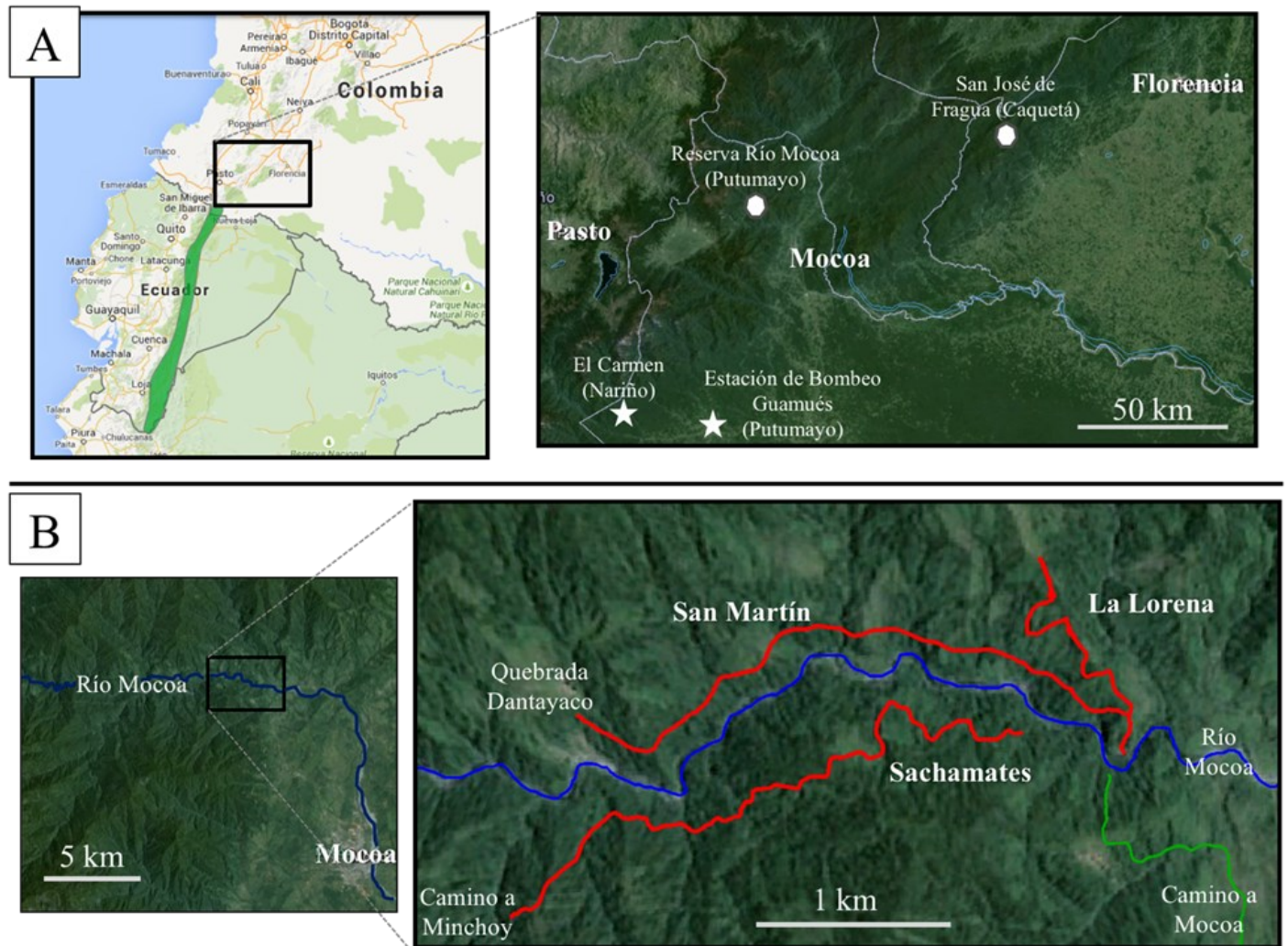


Figura 1. *Galbula pastazae* en el piedemonte amazónico de Colombia. **(A)** Distribución conocida y localidades al suroeste de Colombia (izq. tomado de Schulenberg & Kirwan 2012); los registros históricos de *G. pastazae* se muestran con estrellas blancas (El Carmen y Estación de Bombeo Guamués), mientras los registros nuevos de Putumayo y Caquetá con hexágonos blancos (San José de Fragua y Reserva Forestal Protectora de la Cuenca Alta del Río Mocoa: Reserva Río Mocoa). **(B)** Detalle a parte de la Reserva Río Mocoa, en Putumayo, donde se ha registrado a *G. pastazae*. Con líneas rojas se señalan los senderos muestreados: Sachamates, San Martín y La Lorena. La línea verde es el sendero que viene desde la ciudad de Mocoa y la vereda Campucana. El sendero Sachamates es una ruta histórica que comunica a Mocoa con la vereda Minchoy de San Francisco, Putumayo.

Campucana y San Martín (Fig. 1B), en inmediaciones de la Reserva Forestal Protectora Cuenca Alta del río Mocoa (de aquí en adelante Reserva Río Mocoa). Los senderos se encuentran en un rango altitudinal de 1000 a 1390 m, y se describen a continuación:

1) **Sachamates:** se encuentra sobre el camino real conocido como Sachamates que comunica a la vereda Campucana de Mocoa con la vereda

Minchoy de San Francisco, en el Valle de Sibundoy (sur del río Mocoa; Acevedo-Charry 2014). Este transecto fue muestreado por KCC y DC del 2 al 4 de marzo y el 12 de junio de 2014, y por EAR el 6 agosto 2015, de 6:00 a 11:00 hrs, entre las quebradas Cristales y Las Ánimas ($1^{\circ} 12'N$, $76^{\circ}43'W$ y $1^{\circ}12'N$, $76^{\circ}41'W$).

2) **San Martín:** al norte de la cuenca del río Mocoa, paralelo al sendero Sachamates (Fig. 1B),

es el sendero principal de la vereda San Martín que termina en la quebrada Dantayaco. El transecto se encuentra entre las quebradas La Barnicera y Minayaco (1°13'N, 76°41'W y 1°13'N, 76°43'W), y fue visitado por PGC el 20 de enero de 2014, posteriormente muestreado por KCC y DC del 4 al 12 de abril de 2014 de 06:00 a 11:00 y 16:00 a 18:00 hrs, y por EAR el 19 de marzo, 6, 7 y 12 de junio y 12 de diciembre de 2015.

3) La Lorena: a *ca.* 200 m de la quebrada La Barnicera, por el sendero San Martín, se muestreó una variante del camino conocido como La Lorena (1°13'N, 76°41'W y 1°13'N, 76°41'W). El transecto fue muestreado por OAC y EAR el 14 de marzo de 2015 de 06:00 a 11:00, y adicionalmente visitado en diferentes días de manera no sistemática por EAR durante enero, marzo, abril, mayo, agosto y septiembre de 2015, y mensualmente al menos dos veces durante todo 2016.

Sobre los senderos realizamos recorridos de observación a velocidad constante, y al detectar *G. pastazae* anotamos los comportamientos durante el tiempo que la especie estuvo en el sitio. Los nidos encontrados fueron descritos y medidos a nivel de altura de orificio de entrada, profundidad y diámetro de entrada. Un nido destruido por un perro sirvió para tomar las medidas internas del túnel y la cámara de incubación. En los muestreos de Sachamates y San Martín efectuados por KCC y DC grabamos vocalizaciones con una grabadora Zoom HN4 y un micrófono unidireccional Sennheiser ME67. Las grabaciones obtenidas, así como otras descargadas de xeno-canto (www.xeno-canto.org) provenientes de la misma localidad (Mocoa, Putumayo) fueron procesadas con el software Raven Pro 1.5 (Bioacoustics Research Program 2012). Las grabaciones las analizamos midiendo el número de notas, duración, ancho de banda y frecuencias mínima y máxima de las vocalizaciones. Adicionalmente, dos días

posteriores a las observaciones de KCC y DC, instalamos 8 redes de niebla de 12 m desde las 06:00 durante 6 horas en dos puntos de registro sobre el sendero Sachamates (96 horas/red). Los individuos capturados fueron procesados tomando medidas estándar (*i.e.*, longitud total, culmen total, alto pico, rictus, longitud del ala, longitud de la cola y longitud del tarso), siguiendo las recomendaciones de López-Ordóñez *et al.* (2015).

Complementamos nuestro muestreo con una consulta a las principales colecciones nacionales de ornitología (Instituto de Ciencias Naturales e Instituto Alexander von Humboldt - IAvH), en búsqueda de especímenes que correspondieran a *G. pastazae* y de los que no se tuviera conocimiento en literatura (López-Lanús 2002; Amaya-Villareal 2014). Con esta revisión y la recopilación de las recientes observaciones en el noroeste del departamento de Putumayo, contextualizamos la distribución conocida para Colombia de *G. pastazae* usando el software Google Earth. La información adicional generada durante el muestreo incluye datos de biología reproductiva, forrajeo, morfología y vocalizaciones de *G. pastazae*.

Resultados

Recientes observaciones.- Los lugares de observación de *G. pastazae* en áreas rurales del municipio de Mocoa, Putumayo, se solapan con la Reserva Río Mocoa y caminos aledaños a ésta (Fig. 1B). El primer registro con documentación (Fig. 2A) proviene del sendero San Martín, a 980 m, el 20 de enero de 2014. Durante esa observación, identificamos un macho que duró perchado por 5 minutos en un arbusto de *ca.* 4 m de altura. Para el sendero San Martín realizamos tres registros adicionales en los días 4 y 5 abril de 2014 cerca de la escuela veredal y el 11 de abril de 2014 en la quebrada La Barnicera. Este último se ubica cerca de la influencia del sendero La

Lorena, donde hemos registrado nidos activos desde mediados de diciembre 2014 (ver abajo), y al menos cuatro parejas en actividad reproductiva (Figs. 2D, 2E y 2F). Finalmente, en el sendero Sachamates, DC y KCC registraron cuatro parejas forrajeando a borde de camino entre 2 y 3 m de altura durante el mes de marzo (Fig. 2B), y otro macho adulto en la quebrada Cristales el 12 de junio (Fig. 2C).

Colecciones.– Encontramos un espécimen macho adulto de *G. pastazae* en la colección de aves del Instituto Alexander von Humboldt (IAvH-A-11426, Fig. 2G). El espécimen fue recolectado por A. M. Umaña, S. Sierra & F. Forero, el 12 de septiembre de 2000, en la Inspección de policía La Esmeralda – Alto río Yurayaco (1.380 m), San José de Fragua, Caquetá, Colombia. Adicionalmente, la información del espécimen hace referencia a un cráneo completamente osificado, sin muda en cuerpo o plumas de vuelo, pero sí con muda en una rectriz externa, además las dimensiones de la gónada izquierda de 5,4 mm de largo y 2,9 mm de ancho.

Morfología y muda.– Durante los muestreos con redes de niebla en el sendero Sachamates, capturamos dos individuos de *G. pastazae*. El primer individuo correspondió a un macho adulto con muda en cuerpo activa y protuberancia cloacal pequeña. El segundo individuo capturado fue una hembra adulta con muda en cuerpo

moderada, muda activa en las plumas de vuelo primarias y coberteras de las primarias, y sin parche de incubación. Estas dos aves capturadas fueron medidas y posteriormente liberadas en su hábitat. Las medidas morfológicas de estos dos individuos y el espécimen de Caquetá se relacionan en la Tabla 1.

Aspectos de biología reproductiva.– El primer registro de anidación en el piedemonte de Putumayo ocurrió el 11 de abril de 2014, cuando fue observada una pareja, la hembra vocalizando y forrajeando activamente, cerca de una cavidad sobre el sendero San Martín. Posteriormente, en los tres senderos muestreados (Fig. 1B), se encontraron seis nidos activos desde inicios de agosto hasta mediados de mayo. Cuatro de los seis nidos se encontraron en el sendero La Lorena. El 21 de marzo de 2015, EAR registró la actividad de un nido ubicado en el sendero La Lorena (01°13'09.6"N; 76°41'16.1"W; 1076 m) desde las 06:30 hasta las 17:20 hrs. Durante estas ca. 11 hrs de observación, fueron cuantificadas 17 visitas por parte de ambos parentales con alimento en sus picos (insectos grandes no identificados). Adicionalmente, el 1 de agosto de 2015 EAR observó una pareja en proceso de construcción de un nido (hasta el 60% del túnel elaborado) en el sendero San Martín. El 6 de agosto de 2015, sobre el sendero Sachamates, observamos que una hembra que duró varios minutos en un nido. El 20 de septiembre de 2015

Tabla 1. Medidas morfológicas de *Galbula pastazae* del piedemonte amazónico de Colombia (medidas de longitud en mm). Son mostradas el primer y único espécimen a la fecha en colecciones colombianas (IAvH-A-11426), recolectado en San José de Fragua, Caquetá; y los dos individuos, capturados en el sendero Sachamates, camino rural entre Mocoa y San Francisco, Putumayo.

	Sexo	Peso (g)	Long. Total	Culmen total	Alto de pico	Rictus	Long. Ala	Long. Cola	Long. Tarso
IAvH-A-11426	♂	33,0	240	47,6	7,4	11,4	90,5	100,0	13,6
Captura 1	♂	29,6	228	44,0	7,2	10,8	86,0	99,9	12,0
Captura 2	♀	32,8	245	51,0	7,1	12,0	89,0	101,3	13,0

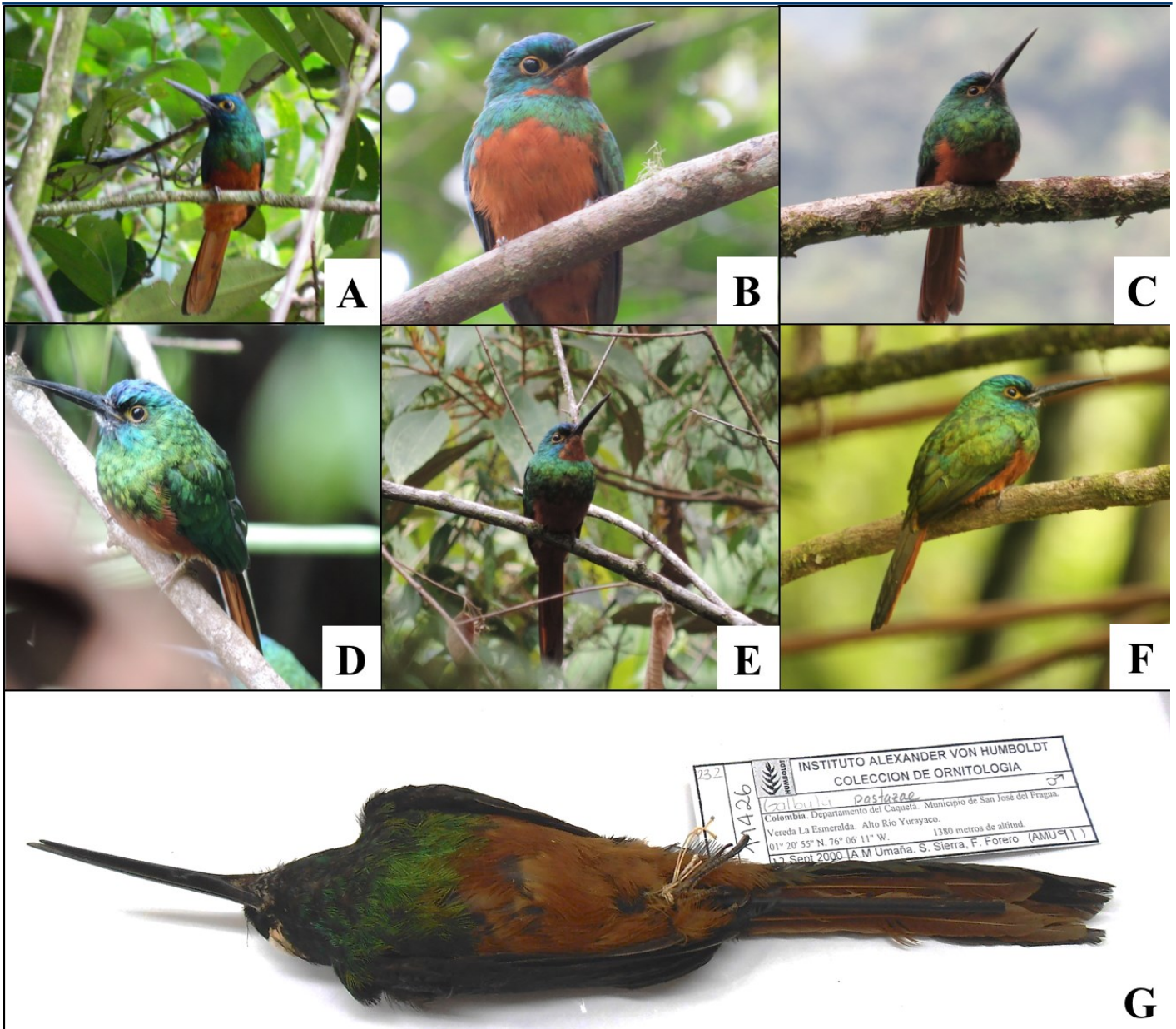


Figura 2. Serie de recientes registros de *Galbula pastazae* en Colombia. **(A)** Macho en el sendero San Martín, enero de 2014; **(B)** Hembra en sendero Sachamates, abril de 2014; **(C)** Macho en sendero Sachamates, junio de 2014; **(D)** y **(E)** Una de las parejas registradas en el sendero La Lorena, entre enero y mayo de 2015; **(F)** Macho registrado en el sendero La Lorena, marzo de 2015. **(G)** espécimen macho IAVH-A colectado en San José de Fragua, Caquetá, septiembre de 2000.

escuchamos pichones al interior de tres nidos (sin poder determinar cuántos pichones por nido) en los senderos San Martín y La Lorena.

Los nidos de *G. pastazae* estuvieron ubicados a una altura entre 1 y 2,5 m del suelo (Fig. 3A), algunos al borde de caminos con pendiente >35°. El nido de *G. pastazae* consistió en cavidades en suelo arenoso ubicados en

barrancos, con una cámara terminal de incubación al final del túnel (Fig. 3B). En los seis nidos encontrados, los diámetros de entrada del agujero midieron entre 5 y 6 cm y fueron de forma circular a ovalada (Fig. 3C) con túneles que variaron en profundidad entre 50 y 70 cm. La mayoría de los túneles fueron rectos hasta el fondo, mientras algunos giraban hacia la derecha o la izquierda de la entrada dependiendo de las

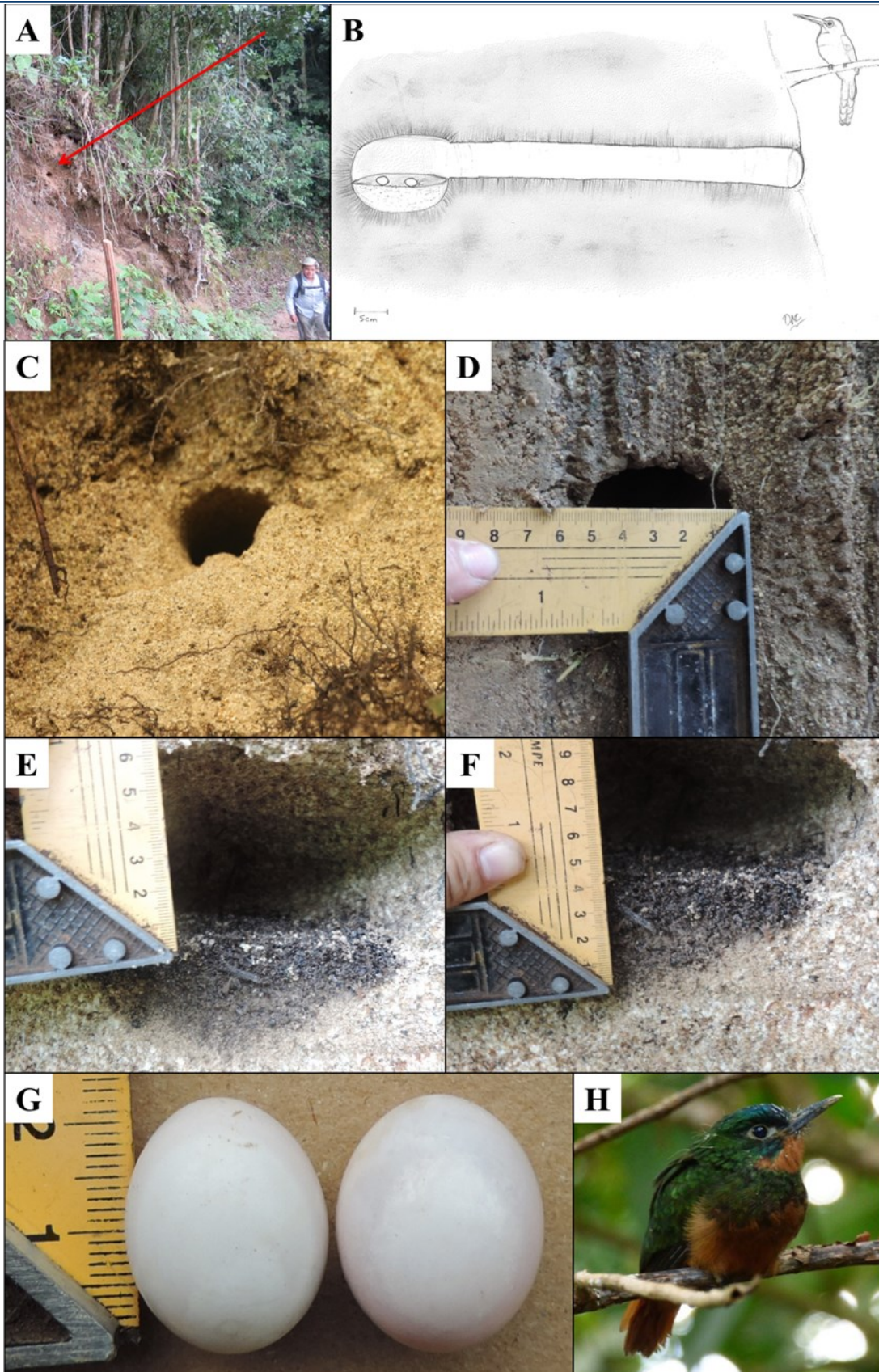


Figura 3. Primer registro de nidos, huevos e individuo juvenil de *Galbula pastazae* en Colombia. (A) Nido en borde de camino (flecha roja) a más de 2 m del suelo; (B) Ilustración del nido de *G. pastazae*, y hembra perchada cerca de la entrada; (C) Entrada de un nido de *G. pastazae*; (D) Ancho del túnel de nido; (E) Alto de la cavidad de incubación; (F) Profundidad del suelo de la cavidad de incubación; (G) Nidada encontrada en un nido; (H) Hembra juvenil en sendero La Lorena.

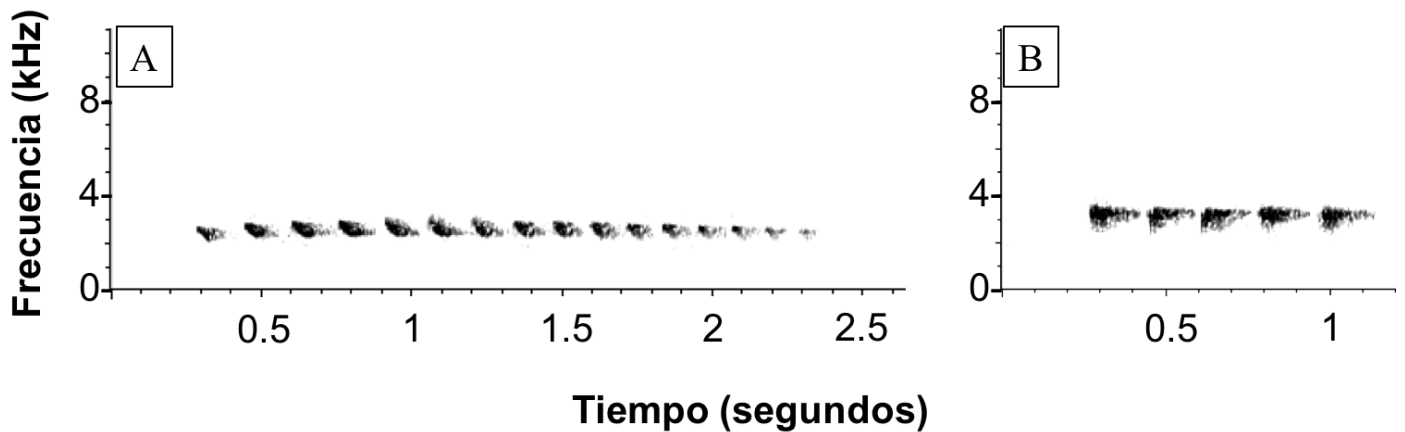


Figura 4. Espectrogramas de dos ejemplos de vocalización de *Galbula pastazae* en Mocoa. **(A)** Canto largo con varias notas cortas, corte obtenido en el sendero San Martín (XC394636). **(B)** Variante del canto con pocas notas, pero repetida varias veces, corte obtenido en sendero Sachamates (XC394633)

condiciones del terreno (*i.e.*, pendiente y sustrato). El nido destruido permitió medir los componentes del interior, como el ancho del túnel que fue de 5 cm (Fig. 3D) y la cámara de incubación que midió 14 cm de ancho y 9 cm de alto (Fig. 3E). El suelo de la cámara de incubación estuvo compuesto por una mezcla de arena suelta y restos de pequeños insectos como coleópteros, blátidos y ortópteros, hasta una profundidad de 4 cm (Fig. 3F). En ese nido escarbado se pudo tener acceso a una nidada compuesta por dos huevos de 22 mm de largo y 17 mm de ancho, de color blanco hueso inmaculado (Fig. 3G). En el sendero La Lorena, en un radio de 20 m de un nido activo, observamos hasta 12 cavidades desocupadas. Adicionalmente, registramos una hembra juvenil el 26 de octubre de 2016 en el sendero La Lorena (Fig. 3H).

Otros aportes a la historia natural.- Las observaciones realizadas desde 2014 en la Reserva Río Mocoa han permitido hacer anotaciones comportamentales, de preferencia de hábitat y tipo de forrajeo de *G. pastazae*. Este jacamar se queda quieto en perchas expuestas a borde de camino, y puede pasar desapercibido hasta que vuela repentinamente hacia el interior

del bosque. En la mayoría de las observaciones se encontraron parejas perchadas en cercas, ramas delgadas sin hojas o troncos a borde de caminos con coberturas de dosel superiores al 70%, pero al lado de claros pequeños del bosque.

Según las grabaciones analizadas ($n=30$), la especie emitió una serie de 12 a 20 notas cortas de $<0,1$ seg de duración a lo largo de unos $3,0 \pm 1,9$ segundos (Fig. 4A). En otras ocasiones, la especie emitió una variante del canto con menos notas (3-6) de casi 0,2 segundos de duración cada nota, a lo largo de $<1,5$ segundos (Fig. 4B) y repetida varias veces. En ambas variantes de la vocalización la frecuencia mínima promedio fue de $2,3 \pm 0,36$ kHz, mientras la frecuencia máxima promedio fue de $3,1 \pm 0,62$ kHz, y el ancho de banda promedio de frecuencia fue de $0,58 \pm 0,23$ kHz.

Durante los tiempos de anidación, una hembra salió abruptamente del nido al escuchar que los observadores se acercaban, luego vocalizó en una percha (variante con serie larga de notas) a pocos centímetros de la entrada y voló hasta otra percha a unos cuantos metros, para vocalizar de nuevo hasta que el macho se perchó a su lado.

Este comportamiento fue repetido en dos eventos de observación en un mismo día (14 de marzo de 2015). El comportamiento duró *ca.* 5 minutos, luego ambos individuos se adentraron al bosque.

En cuanto a los comportamientos de forrajeo, *G. pastazae* frecuentemente cazó lepidópteros diurnos y escarabajos utilizando como maniobra de forrajeo un halconeo corto desde la percha, regresando a la misma para aplastar con su pico la presa (*e.g.*, Cooper 2008). En lugares cercanos a la entrada de los nidos se encontraron restos de lepidópteros, coleópteros e himenópteros.

Discusión

Las nuevas localidades para *G. pastazae* se encuentra a más de 70 km hacia el noreste (Mocoa) y 140 km en la misma dirección (San José de Fragua) de la localidad más cercana conocida; la estación de bombeo Guamués en Orito, Putumayo (López-Lanús 2002; Salaman *et al.* 2002; Amaya-Villareal 2014). El registro a partir del espécimen depositado en el IAvH extiende más de 140 km al noreste la distribución conocida de la especie (Fig. 1A). Este espécimen es el único ejemplar de *G. pastazae* que se encuentra actualmente en una colección colombiana y del cual no se tenía conocimiento como reporte dentro de su rango de distribución geográfica conocida. Curiosamente, al rastrear la localidad más cercana, estación de bombeo Guamués (Salaman *et al.* 2002), no fue posible encontrar lugares a menos de 5 km de radio del punto dado en literatura (0°38'N y 77°03'W; López-Lanús 2002) que estuvieran sobre una elevación de 800 o 900 m (Salaman *et al.* 2002; Amaya-Villareal 2014). La precisión en las localidades de registro puede influir en futuros estudios de modelamiento de la distribución de la especie, así que se requiere confirmar la localidad exacta en Orito, Putumayo, y continuar con exploración

ornitológica en las estribaciones orientales del piedemonte amazónico de Colombia.

La temporada de anidación para *G. pastazae* se han reportado entre noviembre y diciembre para Ecuador (Tobias *et al.* 2017a), mientras en Colombia no se tenían registros de anidación (Amaya-Villareal 2014). A partir de las observaciones hechas en la zona rural de Mocoa, se reconoce que la temporada de anidación de *G. pastazae* al suroccidente del país puede estar asociada al periodo de bajas lluvias (IDEAM 2014), iniciando los reportes en agosto y extendiéndose hasta mayo. Durante la época de altas lluvias (mayo-julio) no registramos parejas en actividad reproductiva. Estos tiempos de anidación se solapan con registros de especies hermanas como *G. galbula* que anida en Venezuela entre febrero y marzo (Tobias *et al.* 2017b). Para *G. galbula* y *G. ruficauda*, otra especie altamente relacionada y que cuenta con mayor información disponible, existen dos temporadas reproductivas al año en ciertas localidades. Por ejemplo, *G. galbula* en Surinam anida entre mayo-junio y luego en agosto, mientras en Brasil en abril y en septiembre (Tobias *et al.* 2017b). Por su parte, *G. ruficauda* en Colombia usualmente se reproduce entre enero-abril y raramente en octubre (Tobias *et al.* 2017c). Al observar parejas elaborando cavidades tan cerca de otros nidos ya usados, se establece que durante cada evento reproductivo las parejas elaboran un nuevo nido; sin embargo, esta hipótesis se debe abordar en futuros monitoreos a largo plazo para la especie. Otra opción es que los túneles no activos reproductivamente sirvan de dormitorios para la especie (Brightsmith 2004). Ambos sexos de *G. pastazae* participaron en la excavación de los nidos, un comportamiento similar al de su especie hermana *G. ruficauda* (Tobias *et al.* 2017c). En *G. galbula* inclusive se han registrado tres individuos (dos machos y una hembra) excavando un termitero arbóreo en

Surinam (Tobias *et al.* 2017b). A pesar de esta novedosa información, datos importantes como la duración total de un evento reproductivo y el cuidado parental que muestra *G. pastazae* continúan sin conocerse. Sin embargo, estas preguntas se podrían abordar al marcar (anillar) algunos individuos del sendero La Lorena en la vereda San Martín, dada la continuidad en los registros cercano a los nidos documentados.

La descripción original del nido (Tobías *et al.* 2017a) en la zona rural de Mocoa, aunque aquí se describe de forma más detallada. En el recuento de información de *G. pastazae*, Tobias *et al.* (2017a) mencionan un nido con dos huevos encontrado en octubre de 1939 en el Valle de Pastaza (Ecuador) a 1.350 m, y que fue atribuido en su momento a *G. tombacea*. A la fecha era el único reporte sobre nidada que se tenía para *G. pastazae*. El nido descrito en Ecuador presentaba un túnel más corto (37 cm) que los reportados en Mocoa en el presente estudio (50-70 cm). Sin embargo, otro túnel encontrado en Ecuador fue por lo menos de 50 cm de largo (Tobias *et al.* 2017a). Nuestras observaciones aportan información sobre el tamaño de nidada y temporada reproductiva en Colombia; sin embargo, aún existen vacíos sobre la historia de vida y aspectos reproductivos como periodos de incubación y desarrollo de polluelos (Schulenberg & Kirwan 2012; Tobias *et al.* 2017a).

Los miembros del género *Galbula* al parecer pueden excavar nidos en barrancos de tierra, termiteros arbóreos o en ambos (Brightsmith 2004). Esta variación de escogencia de nido es conocida del grupo de especies que forma la súper-especie que incluye a *G. pastazae*, *G. cyanescens*, *G. ruficauda*, *G. galbula*, y *G. tombacea* (Remsen *et al.* 2017). Nuestras observaciones confirman el uso de barrancos de tierra como lugar de anidamiento para *G. pastazae* (Tobias *et al.* 2017a). Este tipo de

sustrato es usado también por *G. cyanescens* (Brightsmith 2004), mientras que *G. ruficauda* y *G. galbula* pueden usar tanto termiteros como barrancos (Tobias *et al.* 2017b; 2017c). Adicionalmente, se conoce que la dieta de *G. pastazae* y todas sus especies hermanas es insectívora; un espécimen tenía en su estómago coleópteros e himenópteros (Collar *et al.* 1992) y en nuestros muestreos le observamos consumiendo principalmente lepidópteros diurnos y algunos coleópteros.

Los registros de *G. pastazae* de Mocoa aportan información de temporada de anidación, tamaño de nidada, vocalizaciones, morfología y maniobras de forrajeo de la especie en uno de los puntos más al norte de su distribución. El espécimen de San José del Fragua haría pensar que la distribución de la especie sigue una continuidad hacia el norte por el este de los Andes, pero se requiere mayor exploración ornitológica en este sector del país para corroborar esta idea. Otras especies de este sector de Colombia merecen atención especial (*e.g.*, Acevedo-Charry & Coral-Jaramillo 2017), dados sus pocos registros en el país y la poca exploración ornitológica en los departamentos del sur de Colombia.

Agradecimientos

Agradecemos a CORPOAMAZONIA, en especial a los colaboradores en Mocoa del equipo de trabajo del proyecto I 06-086-573 02-04-05 53-13 "Establecimiento de Áreas de Importancia para la Conservación de Aves – AICAs en el departamento de Putumayo, Fase III" y de la Unidad de Conservación de Áreas Protegidas, también al proyecto Plan de Acción para la Conservación de especies focales de la Reserva Forestal Protectora de la Cuenca Alta del Río Mocoa – Reserva Río Mocoa. El programa de Conservación y Gobernanza para el Piedemonte

Andino-Amazónico de Colombia, de Patrimonio Natural, apoyó a OAC en la participación del X-NOC & XXII-CBO en Manaos, Brasil. A la colección de vertebrados – Ornitología del Instituto Alexander von Humboldt especialmente a Socorro Sierra Buitrago por su colaboración en la visita al museo y a la administradora de colecciones Claudia Medina. Al equipo de auxiliares de campo (Arcesio Gómez, Luis Dejoy, Victor Pianda y Doris Dejoy), investigadores (Daniel Rodríguez y Adriana Reyes) y administrativos (Alejandro Toro) del proyecto “Conocimiento de las poblaciones de aves y mamíferos amenazados en la Reserva Río Mocoa”. Agradecemos a Santiago David Rivera, Miguel Moreno Palacios y un revisor anónimo, que sugirieron ajustes valiosos a versiones iniciales del manuscrito.

Literatura citada

- ACEVEDO-CHARRY, O. 2014. Aves de Quindicocha - Valle de Sibundoy, Putumayo: Potencial área de conservación. *Universitas Scientiarum* 19:29–41.
- ACEVEDO-CHARRY, O., Á. CÁRDENAS, B. CORAL-JARAMILLO, W. DAZA-DÍAZ, J. JARAMILLO & J.F. FREILE. 2015. First record of subtropical pygmy owl *Glaucidium parkeri* in the Colombian Andes. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 135:77–79.
- ACEVEDO-CHARRY, O. & B. CORAL-JARAMILLO. 2017. Anotaciones sobre la distribución de *Doliornis remseni* (Cotingidae) y *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae). *Ornitología Colombiana* 16:eNB04.
- AMAYA-VILLAREAL, A.M. 2014. *Galbula pastazae* Págs.137–138. In: L.M. Renjifo, M.F. Gómez, J. Velásquez-Tibatá, A.M. Amaya-Villareal, G.H. Kattan, J.D. Amaya-Espinel & J. Burbano-Girón (eds.). Libro rojo de aves de Colombia. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt, Bogotá D.C., Colombia.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E. 2013. Knowledge of Colombian biodiversity: Published and indexed. *Biodiversity and Conservation* 22:2875–2906.
- AVENDAÑO, J.E., C.I. BOHÓRQUEZ, L. ROSELLI, D. ARZUZA-BUELVAS, F. ESTELA, A.M. CUERVO, F.G. STILES & L.M. RENJIFO. 2017. Lista de chequeo de las aves de Colombia: Una síntesis del estado de conocimiento desde Hilty & Brown (1986). *Ornitología Colombiana* 16: En imprenta.
- BIOACOUSTICS RESEARCH PROGRAM. 2012. Raven Pro: Interactive Sound Analysis Software, version 1.5. The Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, NY, USA. <http://www.birds.cornell.edu/raven>.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL [online]. 2015. Species factsheet: *Galbula pastazae*. <www.birdlife.org> (3 May 2015).
- BRIGHTSMITH, D.J. 2004. Nest sites of termitarium nesting birds in SE Peru. *Ornitología Neotropical* 15:319–330.
- CARANTÓN AYALA, D., G. DELGADO BERMEJO & A. RUIZ BURBANO. 2016. Primeros registros del carpintero cabecirrufo (*Celeus spectabilis*, Picidae) en Colombia. *Acta Biológica Colombiana* 21:649.
- COLLAR, N.J., L.P. GONZAGA, N. KRABBE, A.M. NIETO, L.G. NARANJO, T.A. PARKER & D.C. WEGE. 1992. Threatened bird of the Americas: the ICBP/IUCN Red Data Book Third edit. International Council for Bird Preservation, Cambridge, United Kingdom.
- COOPER, M. 2008. Ecuador Photo Special: Andean slopes: Figure 11. Coopery-chested *Jacamar Galbula pastazae*, Cordillera Napo Galeras, Napo province. *Cotinga* 29:90.
- CUERVO, A.M., C.D. CADENA & J.L. PARRA. 2006. Seguir colectando aves en Colombia es imprescindible: un llamado a fortalecer las colecciones ornitológicas. *Ornitología Colombiana* 4:51–58.
- DICK, J.A. 1991. Grey-tailed Piha in Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 111:172.
- FITZPATRICK, J.W. & D. WILLARD. 1982. Twentyone Birds Species New or Little Known from the Republic of Colombia. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 102: 153–158.
- HILTY, S.L. & W.L. BROWN. 1986. A Guide to the Birds of Colombia. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.
- IDEAM. 2014. Características climatológicas de ciudades principales y municipios turísticos - Mocoa. Bogotá D.C., Colombia.
- LÓPEZ-LANÚS, B. 2002. *Galbula pastazae* Págs.72–274. In: L.M. Renjifo, A.M. Franco, J.D. Amaya-Espinel, G.H. Kattan & B. López-Lanús (eds.). Libro rojo de aves de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt y Ministerio del Medio Ambiente, Bogotá D.C., Colombia.
- LÓPEZ-ORDÓÑEZ, J.P., F.G. STILES & J.L.P. VERGARA. 2015. Protocolo para la medición de rasgos funcionales en aves Págs.80–125. In: B. Salgado Negret (ed.). La ecología funcional como aproximación al estudio, manejo y conservación de la biodiversidad: protocolos y aplicaciones. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Bogotá D.C., Colombia.
- RAHBEK, C., H. BLOCH, M.K. POULSEN & J.F. RASMUSSEN. 1995.

- The avifauna of the Podocarpus National Park - The "Andean jewel in the crown" of Ecuador's Protected Areas. *Ornitología Neotropical* 6:113–120.
- REMSEN, J.V.J., J.I. ARETA, C.D. CADENA, S. CLARAMUNT, A. JARAMILLO, J.F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M.B. ROBBINS, F.G. STILES, D.F. STOTZ & K.J. ZIMMER [online]. 2017. A classification of the bird species of South America. <<http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.htm>> (15 September 2017).
- RENJIFO, L.M., M.F. GÓMEZ, J. VELÁSQUEZ-TIBATÁ, A.M. AMAYA-VILLAREAL, G.H. KATTAN, J.D. AMAYA-ESPINEL & J. BURBANO-GIRÓN. 2014. Libro rojo de aves de Colombia Volumen I. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt, Bogotá D.C., Colombia.
- SALAMAN, P.G.W., F.G. STILES, C.I. BOHORQUEZ, M.D. ALVAREZ-R, A.M. UMAÑA, T.M. DONEGAN & A.M. CUERVO. 2002. New and Noteworthy Bird Records From the East Slope of the Andes of Colombia. *Caldasia* 24:157–189.
- SALAMAN, P.G.W., T. M. DONEGAN & A.M. CUERVO. 1999. Ornithological surveys in Serranía de Los Churumbelos, southern Colombia. *Cotinga* 12:29-39.
- SCHULENBERG, T.S. & G.M. KIRWAN. 2012. Cooperly-chested Jacamar (*Galbula pastazae*) Págs. online. In: T.S. Schulenberg (ed.). *Neotropical Birds Online*. Cornell Laboratory of Ornithology, Ithaca, NY, USA.
- SULLIVAN, B.L., C.L. WOOD, M.J. ILIFF, R.E. BONNEY, D. FINK & S. KELLING. 2009. eBird: A citizen-based bird observation network in the biological sciences. *Biological Conservation* 142: 2282–2292. Elsevier Ltd.
- TOBIAS, J., T. ZÜCHNER & T.A. DE MELO JÚNIOR. 2017a. Copperly-chested Jacamar (*Galbula pastazae*) In: J. del Hoyo, A. Elliott, J. Sargatal, D.A. Christie & E. de Juana (eds.). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona, España.
- TOBIAS, J., T. ZÜCHNER & T.A. DE MELO JÚNIOR. 2017b. Green-tailed Jacamar (*Galbula galbula*) In: J. del Hoyo, A. Elliot, J. Sargatal, D.A. Christie & E. de Juana (eds.). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona, España.
- TOBIAS, J., T. ZÜCHNER, T.A. DE MELO JÚNIOR & G.M. KIRWAN. 2017c. Rufous-tailed Jacamar (*Galbula ruficauda*) In: J. del Hoyo, A. Elliott, J. Sargatal, D.A. Christie & E. de Juana (eds.). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona, España.
- WILLIS, E.O. 1988. Behavioral notes, breeding records and range extensions for Colombian birds. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias* 16:137–150.

Recibido: 24 de septiembre de 2015 *Aceptado:* 03 de octubre de 2017

Editor asociado

Miguel Moreno-Palacios

Evalúadores

Gustavo Londoño / Santiago David Rivera

Citación: ACEVEDO-CHARRY, O., K. CERTUCHE-CUBILLOS, E. A. ROSERO, P. GUERRERO & D. CARANTÓN-AYALA. 2017. Un aporte a la historia natural de *Galbula pastazae* (Galbulidae) en el piedemonte amazónico colombiano. *Ornitología Colombiana* 16:eA05.

Dinámicas de los loros en cautiverio en Colombia: tráfico, mortalidad y liberación

Captivity parrots in Colombia: traffic, mortality and liberation

Diana C. Restrepo-Rodas¹, Paulo C. Pulgarín-Restrepo^{1,2}

¹Facultad de Ciencias y Biotecnología, Universidad CES, Medellín, Colombia.

²Laboratorio de Biología Evolutiva de Vertebrados, Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad de Los Andes, Bogotá, Colombia.

✉ diacares@msn.com, pulgarinp@gmail.com

Resumen

Las guacamayas, loras, cotorras y pericos se encuentran entre las principales especies en ser decomisadas por las autoridades ambientales en Colombia. Estas especies son llevadas a centros de recepción de fauna silvestre para su evaluación y posible rehabilitación y liberación. Sin embargo, muchos de estos individuos no sobreviven en los centros de rehabilitación o no logran volver a su medio natural debido a la complejidad que representa la rehabilitación de algunas de estas especies. Con el fin de entender las dinámicas relacionadas con el comercio ilícito de psitácidos y realizar un acercamiento de los elementos que afectan la supervivencia de estas especies, realizamos un estudio general sobre psitácidos en cautiverio a través de la revisión de registros de ingresos y liberaciones de 15 entidades ambientales del país, entre los años 2005 y 2014. Cuantificamos las diferencias de ingresos entre especies y regiones, mortalidad, patrones de extracción y comercialización, y distribución geográfica de las liberaciones. Obtuvimos datos sobre el ingreso de 8.877 individuos, principalmente de las especies *Brotogeris jugularis*, *Amazona ochrocephala*, *Amazona amazonica*, *Eupsittula pertinax*, *Pionus menstruus*, *Ara ararauna* y *Forpus conspicillatus*. Encontramos que el número de individuos y el número de especies que ingresaron a los centros de recepción varió entre meses y años, donde los mayores ingresos se registraron en 2010-2011 y entre los meses de marzo y junio. Encontramos que la mortalidad fue de un 35,5% y estuvo asociada con el centro donde se encontraba el ejemplar y su tiempo de permanencia en él, y observamos la mayor cantidad de muertes en los primeros tres meses de ingreso al centro. Los resultados del análisis espacial mostraron que las mayores extracciones se realizaron en departamentos de la región Caribe (e.g., Córdoba y Bolívar), y los mayores ingresos en centros de recepción de fauna en Antioquia, Caldas y Cundinamarca. Por otra parte, encontramos que las liberaciones de individuos de diferentes especies se realizaron fuera de su ámbito histórico de distribución. Este estudio muestra que los psitácidos presentan serias amenazas no sólo a lo largo del proceso de tráfico, sino también en el proceso de adaptación y rehabilitación en los centros de recepción y manejo de fauna silvestre en Colombia. Por lo tanto, se requiere de más investigación en las diferentes etapas del tráfico y del establecimiento de protocolos en metodologías de manejo para la minimización de la mortalidad y de los riesgos en las liberaciones. Es vital que las corporaciones ambientales y entidades de la fuerza pública tengan un control más estricto el cual minimice el tráfico de fauna silvestre. Los centros de recepción presentan grandes densidades poblacionales, que sumado al estado en que llegan los individuos y a la dificultad en la realización de una rehabilitación y liberación adecuada, conllevan al fracaso de los esfuerzos de conservación y a la mejora en la calidad de vida de los individuos.

Palabras clave: centros de recepción de fauna, comercialización ilegal, decomiso, Psittacidae, Suramérica

Abstract

Environmental agencies in Colombia often confiscate macaws, parrots, parakeets, and parrotlets, and then placed in fauna reception centers where physical condition are evaluated, with the hopes of rehabilitating and releasing birds back to the wild, when possible. However, most individuals are unable to recover and therefore cannot rerelease into their natural habitats. To understand the dynamics related to the illegal traffic of psittacids and the factors affecting survival in fauna reception centers, we collected data on psittacids in captivity from 15 regional environmental agencies from the years 2005-2014. We describe differences in the number of incoming individuals across species and geographic regions. Furthermore, we evaluated the factors associated with mortality, extraction from the wild, trafficking, and finally the geographic areas where individuals were released. We gathered data on 8,877 individuals, primarily from seven species: *Brotogeris*

jugularis, *Amazona ochrocephala*, *Amazona amazonica*, *Eupsittula pertinax*, *Pionus menstruus*, *Ara ararauna*, and *Forpus conspicillatus*. The number of decommissioned individuals and species varied between years and months, but a higher number of individuals were registered during 2010-2011 and between March to June (e.g., peaks of decommissioned individuals correlates with mid-year holidays). A high proportion of all individuals (35.5%) died at the fauna centers during the first three months; such mortality rate associated with the time that an individual remained at the center. Most individuals were extracted from the wild in northern Colombia (departments of Córdoba, and Bolívar) and most individuals were taken in fauna reception centers of the departments of Antioquia, Caldas, and Cundinamarca. We also found that 73% of individuals were released outside their known distributional areas. Finally, we argue that psittacids face severe threats at during both the trafficking and liberation process, as well as during their period at rehabilitation centers in Colombia. It is therefore imperative to better understand factors behind illegal traffic and improving health and monitoring systems at the fauna reception centers.

Key words: confiscation, illegal marketing, Psittacidae, South America, wildlife reception centers

Introducción

El tráfico de vida silvestre representa un problema complejo a nivel mundial. Es considerado como uno de los comercios ilícitos más lucrativos debido a los bajos costos de extracción, facilidad de transporte y a una demanda activa y creciente de consumidores (Haken 2011, Regueira & Bernard 2012, Bradshaw & Engebretson 2013, Wyler & Sheikh 2013, Douglas & Alie 2014, Lawson & Vines 2014). La comercialización ilegal de vida silvestre ha afectado a las poblaciones de muchas especies y ha contribuido en general a la disminución de la biodiversidad en el planeta (Redford 1992, Sodhi *et al.* 2009, Bush *et al.* 2014). La Oficina de las Naciones Unidas contra la Droga y el Delito en el 2016 (UNODC) reportó que por lo menos 7.000 especies fueron incautadas entre 2005 y 2015 en relación al comercio ilegal de fauna y flora (United Nations Office on Drugs and Crime, 2016).

En países centro y suramericanos tales como México (Iñigo-Elias & Ramos 1991, Alvarado-Martínez 2012), Bolivia (Herrera & Hennessey 2007), Brasil (Regueira & Bernard 2012, Alves *et al.* 2013) y Perú (Gastanaga *et al.* 2010), existen redes organizadas de comercialización ilegal de fauna con alcances locales e internacionales. Colombia no es la excepción, y aunque hay poca información disponible sobre el tráfico de fauna silvestre (Mancera-R & Reyes-García 2008), es

claro que existe una problemática compleja que opera a nivel regional y nacional. Al ser ilícito, es difícil establecer una estadística exacta sobre las dinámicas de la comercialización y tráfico de vida silvestre (World Wildlife Fund & Dalberg 2012). Sin embargo, un acercamiento a este problema fue realizado en Colombia por el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible (2012), por medio del análisis de registros de incautaciones entre los años 2005 y 2009, que incluyó el 90% de instituciones ambientales del país. En ese estudio se reportaron 211.571 individuos decomisados, donde los grupos de mayor representación fueron reptiles (80%), aves (14%) y mamíferos (4%), y del total, el 60% correspondieron a la región Caribe y al Eje Cafetero. Sin embargo, el estudio no incluyó los datos de Bogotá D.C., de ser así, la cifra total de decomisos para este periodo hubiese alcanzado ~224.000 individuos.

Las aves representan uno de los grupos de vertebrados mayormente incautados en el mundo (Mancera-Rodríguez & Reyes-García 2008, Rodríguez-González & Esperanza-Cruz 2008, Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012, Bush *et al.* 2014). En particular, las guacamayas, loros y pericos neotropicales (Psittaciformes: Psittacidae: Arinae, Remsen *et al.* 2016) son las aves silvestres de mayor representación taxonómica y numérica en este comercio en Colombia (Ministerio de Ambiente y

Desarrollo Sostenible 2012, 2014). Por ejemplo, Gómez-Cely (2000) encontró que más de 3.000 individuos de psitácidos fueron incautados entre los años de 1992 y 1998 a partir de información de 32 corporaciones ambientales y este grupo representó el 63,1% de los ingresos a la Unidad de Rescate y Rehabilitación de Animales Silvestres (URRAS) en Bogotá, entre los años de 1996 y 2006 (Lamprea-Maldonado *et al.* 2009).

Aunque la pérdida de hábitat es considerada la principal amenaza para las aves en Colombia (Bello *et al.* 2014), el comercio ilícito de especies ha sido calificada como una amenaza creciente e importante para el decrecimiento de poblaciones naturales de psitácidos (Ferrerira Pires 2011, Smith *et al.* 2009, Berkunsky *et al.* 2017). Las guacamayas *Ara militaris* y *Ara ambiguus* han sido afectadas por la comercialización nacional e internacional, al igual que por la deforestación de su hábitat, y como resultado se presenta la declinación de sus poblaciones. Lo anterior ha llevado a que estén catalogadas respectivamente como vulnerable (VU) y en peligro (EN) según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN 2014) y el Libro Rojo de las Aves de Colombia (Renjifo *et al.* 2002, 2014).

En las dinámicas que implican la extracción de un ave de su medio natural, un alto porcentaje de psitácidos mueren debido a los métodos de captura, condiciones de hacinamiento, enfermedad, estrés y desnutrición durante el transporte y comercialización; cifra que puede oscilar entre el 75% y 90% de individuos antes de llegar al comprador final (Iñigo-Elias & Ramos 1991, Guzman *et al.* 2007, Rodríguez-Mahecha *et al.* 2005). Durante las diferentes etapas del tráfico, las autoridades competentes intentan recobrar, decomisar y procurar el bienestar de los individuos, los cuales usualmente son ingresados a centros de recepción de fauna para su recuperación (Troncoso & Naranjo 2004). El

objetivo de estos centros es evaluar y rehabilitar los especímenes en búsqueda de su posterior liberación (Mendivelso-Gamboa & Montenegro 2007, Ministerio de Ambiente Vivienda y Desarrollo Territorial de Colombia 2010, Restrepo *et al.* 2010).

La rehabilitación y liberación de fauna silvestre es un proceso complejo y difícil de llevar a cabo (Cadena & Jiménez 2014). Entre los factores clave están la condición física y clínica con la que entra al centro (*e.g.*, enfermedades infecciosas o lesiones que impidan el desplazamiento y alimentación del individuo) y su comportamiento (*e.g.*, fuerte dependencia al ser humano) (Barragán 2003, Lozano-Ortega 2003, Vanstreels *et al.* 2010). Adicionalmente, son altos los volúmenes de ejemplares que ingresan día a día a los centros de recepción de fauna, los cuales necesitan de mejoras tanto en la capacidad y como en la calidad de la infraestructura (Mendivelso-Gamboa & Montenegro 2007). Por otra parte, es escaso el presupuesto que el gobierno destina para el desarrollo de estos proyectos; desde el momento de la recepción de los animales en los centros hasta el seguimiento posterior a su liberación, se suman a la problemática (Sanz & Grajal 1998, Cadena & Jiménez 2004, Lozano-Ortega 2004). Centros bajo estas condiciones reciben un gran volumen de individuos y no cuentan con la capacidad de carga adecuada, por lo tanto, es usual que sean sometidos a estrés por hacinamiento y por lo tanto, en esta etapa se incrementa la tasa de mortalidad (Aprile & Bertonatti 1996, Gómez-Valencia & Camargo 2004). En Brasil, Vanstreels *et al.* (2010) evaluaron la mortalidad de psitácidos traficados que ingresaron al Parque Zoológico Municipal de Quinzinho, y encontraron que en un periodo de seis meses, el 46% de las *Amazona aestiva* (n=252) y el 30% de las demás especies del género *Amazona* (n=122) que ingresaron murieron. En México se ha estimado que el 47%

o más de los animales ingresados mueren, el 27% es liberado y el 17% es reubicado en colecciones vivas (Guzmán *et al.* 2007). Respecto a la liberación, hay muchos aspectos que deben ser considerados e integrados, tales como la evaluación comportamental (*e.g.*, potencial adaptación a su medio natural), análisis genéticos para evitar problemas de consanguinidad, y análisis epidemiológicos para minimizar el riesgo de introducción de patógenos en poblaciones naturales (IUCN/SCC 2002). Sin embargo, en Colombia la gran mayoría de estos procedimientos no se llevan a cabo y no han tenido una evaluación rigurosa. En particular, pocas liberaciones han sido rigurosamente documentadas para evaluar su éxito, posiblemente debido a la carencia de métodos y protocolos de manejo y liberación de animales incautados (Choperena & Mancera-Rodríguez 2016).

Aunque se han realizado estudios sobre las dinámicas del tráfico de fauna silvestre en el país (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012), y específicamente de psitácidos a nivel local (Baquero & Baptiste 2004, Carrascal *et al.* 2013), aún se desconocen elementos básicos sobre la comercialización ilegal de psitácidos a nivel regional y nacional. En este estudio presentamos un panorama general sobre el tráfico de psitácidos en el país, con base en información proveniente de corporaciones ambientales. En particular, nuestros objetivos fueron: 1) conocer cuáles son las especies mayormente traficadas; 2) cuáles son las áreas con mayor volumen de extracción y decomisos en Colombia; 3) cuantificar la mortalidad en los centros de recepción de fauna; 4) describir los patrones de liberación post-decomiso en áreas naturales. Es necesario ahondar en el conocimiento de esta problemática y proveer herramientas para la vigilancia del tráfico de fauna y el manejo de estas aves en los centros de recepción.

Materiales y métodos

Recolección de datos.- Compilamos registros de psitácidos (guacamayas, cotorras, loros y pericos) decomisados por 15 entidades ambientales de Colombia entre los años 2005 y 2014, ubicadas en 12 departamentos de Colombia (Antioquia con tres corporaciones, Risaralda, Caldas, Valle del Cauca, Caquetá, Cundinamarca, Magdalena, Boyacá, Santander, Norte de Santander, Casanare y Tolima con una corporación por departamento). Obtuvimos los registros por medio de visitas a las corporaciones o por envío de documentación por correo electrónico. Las entidades consultadas difirieron en la toma de datos, métodos y formatos de registro de información. Debido a esta heterogeneidad de formatos, hicimos varios filtros con el fin de incluir la mayor cantidad de información a la hora de evaluar y comparar los datos de todas las corporaciones.

Procesamiento de datos y análisis estadísticos.- Con base en ese primer filtro, construimos una base de datos donde registramos la siguiente información para cada individuo. a) de tipo cuantitativo: tiempo de cautiverio con el tenedor (persona o ente al que se le decomisa); tiempo de permanencia en el centro de recepción. b) de tipo cualitativo: año y mes de ingreso; mes de salida del centro; tipo de salida (por muerte, liberación, reubicación, eutanasia, hurto o fuga); edad al momento del ingreso (polluelo, juvenil y adulto); lugar de procedencia u origen, lugar de decomiso y lugar de liberación.

A partir de la base de datos unificada cuantificamos el número de individuos ingresados por especie, el número de ejemplares por tipo de salida (ver abajo) y la variación temporal de las admisiones por especie en los años y meses evaluados. Con dichos datos, estimamos estadísticos generales para caracterizar las dinámicas temporales y el volumen de entrada y

salida de diferentes especies de psitácidos. Debido a que no todas las corporaciones presentaban datos en todos los años evaluados (2005-2014), los análisis se restringieron a intervalos donde todas las corporaciones tuvieran información. Para el análisis anual, utilizamos el intervalo entre los años 2010 al 2013, ya que fue el mayor lapso de tiempo donde las corporaciones coincidieron en la tenencia de registros. Para el análisis mensual empleamos todos los registros entre los años de 2005 y 2013, y excluimos los datos donde las corporaciones no tuvieran registros para cada uno de los 12 meses de cada año.

Utilizamos la prueba de chi cuadrado (X^2) para evaluar diferencias entre los años (2010 al 2013) y entre los meses de ingreso (2005-2013). Para los análisis de mortalidad realizamos una separación de los datos de tipo de salida en tres clases para cada especie: mortalidad (que corresponde a las muertes por cualquier motivo y eutanasias por enfermedad o traumas físicos), supervivencia (donde se agrupaban los demás tipos de salida: liberación, reubicación, hurto, fuga, continuidad en el centro), y por último todos los individuos de los que no se registró su destino. De esta manera obtuvimos los valores de mortalidad y supervivencia entre los años 2005 y 2014 para cada especie sobre su número de ingresos y no sobre el total de todas las especies evaluadas. Debido a que las categorías de la variable tipo de salida no presentaban suficientes datos, no las usamos como variables independientes para evitar disminuir su poder explicativo.

Para evaluar si el tiempo de cautiverio con el tenedor, tiempo en el centro, corporación y género influían en la probabilidad de muerte de los ejemplares, implementamos un modelo lineal generalizado con distribución binomial (ANDEVA). Para calcular la magnitud del efecto utilizamos la Razón de Momios (RM) con la

librería "epicalc" de la plataforma estadística R (R Core Team 2016). Para esto agrupamos en categorías las variables continuas referentes al tiempo de cautiverio con el tenedor (de 1 día a 1 año, de 1 año a 5 años, 5 años a 50 años) y al tiempo de permanencia en el centro de recepción (1 día a 3 tres meses, 3 meses a 6 meses, 6 meses a 9 meses, 9 meses a 1 año, 1 año a 7 años). A pesar de entender la pérdida de información relacionada con la categorización de variables continuas, la heterogeneidad de la información temporal y vacíos en la información de cada corporación impidió el uso de otro tipo de análisis.

Análisis espacial de procedencia, decomisos y liberaciones.- Con el fin de inferir a grosso modo las áreas más críticas de extracción y de comercialización de psitácidos, además de entender si las liberaciones se realizan dentro del ámbito de su distribución conocido, analizamos 1.023 datos de origen o procedencia, 7.768 de decomisos y 2.365 de liberaciones para las especies más comunes de psitácidos en nuestro set de datos. Respecto a los decomisos, en los casos donde se desconocía la localización exacta de la incautación, establecimos como punto de entrega la oficina principal de la entidad ambiental más cercada o encargada. Las localidades que no tenían datos de latitud y longitud fueron georeferenciadas a partir de gaceteros en línea como Google Maps. Después de un filtro general, compilamos la procedencia, sitio de decomiso o entrega y liberación para las especies mejor representadas en este estudio: *Brotogeris jugularis*, *Amazona ochrocephala*, *Amazona amazonica*, *Eupsittula pertinax*, *Pionus menstruus*, *Ara ararauna* y *Forpus cospicillatus*. Usamos ArcGis v. 10.2.2 (ESRI® 2015) para el mapeo de los puntos, y usamos la base de datos de NatureServe v 1.0 (Ridgely *et al.* 2003) para la determinación de las áreas (polígonos) de distribución de las siete especies. No usamos

otras fuentes de información reciente (*e.g.*, eBird) sobre la distribución de las diferentes especies de psitácidos incluidos en el análisis espacial con el fin de mantener lo más conservador posible los límites de cada especie. Utilizamos la herramienta Measure de ArcGis v. 10.2.2 (ESRI® 2015) para la estimación de las distancias (en kilómetros) entre los puntos de los individuos que se encontraban fuera de su área de distribución (con base en el polígono de NatureServe v 1.0) hasta la localización más cercana de dicha distribución. Debido a posibles ampliaciones del ámbito de distribución, se eliminaron los puntos que se encontraban a menos de 30 km de la distribución natural histórica más cercana.

Resultados

Obtuvimos 9.000 registros de psitácidos. De estos excluimos 123 registros de especies no distribuidas naturalmente en Colombia (*e.g.*, *Agapornis* y *Melopsittacus*) y excluimos registros que no tenían datos completos (*e.g.*, únicamente decía Psittaciformes). Entre los registros descartados se encontró uno de *Amazona barbadensis* que se encuentra distribuida en Venezuela, Curacao y Bonaire, y siete de *Agapornis personatus*, nativo de Tanzania, catalogados respectivamente como vulnerable (VU) y casi amenazada (NT) a nivel global por la UICN. De los 8.877 registros, 547 estuvieron completos para los datos ingresados en la base de datos (ver métodos). De las 33 especies encontradas (Tabla 1), las más frecuentes fueron *Brotogeris jugularis* (n=2.534), *Amazona ochrocephala* (n=2.203), *Amazona amazonica* (n=996), *Eupsittula pertinax* (n=832), *Pionus menstruus* (n=494), *Ara ararauna* (n=357) y *Forpus cospicillatus* (n=352). Con estas siete especies realizamos los análisis estadísticos. Adicionalmente, entre las especies incautadas están *Ara macao* (n=134), *Ara militaris* (n=14) y *Ara ambiguus* (n=8), que se encuentran incluidas

en el Apéndice I del CITES, el resto de especies se encuentran incluidas en el Apéndice II.

Observamos que por departamento se presenta una tendencia de ingresos de los mismos géneros tales como *Amazona*, *Ara* y *Brotogeris*, con pocas incautaciones de individuos de otras especies de psitácidos tales como *Thectocercus*, *Pyrrhura*, *Pyrrilia*, *Orthopsittaca*, *Leptosittaca*, *Gradydascalus* y *Bolborhynchus* (Fig. 1). Por otro lado, el número de ingresos de los géneros más comunes varió entre departamentos. Por ejemplo, mientras que en Santander los mayores ingresos son de *Brotogeris*, en Caldas son de *Amazona* (Fig. 1). En cada región, las mayores entradas a los centros correspondieron a especies que se encuentran en su territorio; sin embargo, hay excepciones como en el Valle del Cauca y Risaralda que presentaron su mayor porcentaje de ingresos para *A. ochrocephala* y *A. amazonica*, especies que no están distribuidas en estas regiones (Hilty & Brown 1986). Esto puede indicar una preferencia por estas especies en el mercado ilegal de fauna y una red de tráfico estructurada que responde a esta demanda.

Las dinámicas anuales de ingreso de psitácidos en todos los centros fueron variables (n=3.071). El número de individuos que ingresaron fue mayor en el 2010 (29.4%) y disminuyó en 2011, 2012 y 2013. Hubo diferencias significativas entre los ingresos anuales entre 2010 y 2013 ($\chi^2=51,71$, gl=3, p<0,001). Sin embargo, las siete especies más comúnmente ingresadas (Tabla 1) presentan diferentes dinámicas de variación temporal (Fig. 2A). Por ejemplo, entre los años 2010 y 2012 la mayor especie ingresada fue *B. jugularis* mientras que en 2013 fue *A. ochrocephala*. Para esta última especie el número de individuos ingresados aumentó un 56% entre el 2010 y 2013. Especies como *A. amazonica*, *A. ararauna* y *P. menstruus* tuvieron oscilaciones y aumentos pequeños al final del 2013. El número de *B.*

Tabla 1. Número de individuos de psitácidos residentes en Colombia ingresados en las entidades ambientales entre los años 2005 y 2014, su inclusión en el Cites, clasificación de peligro a nivel global (UICN) y a nivel nacional (Libro Rojo y Resolución No.0192 de 2014).

Especie	n	%	Cites ^a	UICN ^b	Libro Rojo, 2002, 2014 ^c	Resolución No. 1912 (2017) ^d
<i>Brotogeris jugularis</i>	2.534	28,55	II	LC		
<i>Amazona ochrocephala</i>	2.203	24,82	II	LC		
<i>Amazona amazonica</i>	996	11,22	II	LC		
<i>Eupsittula pertinax</i>	832	9,37	II	LC		
<i>Pionus menstruus</i>	494	5,56	II	LC		
<i>Ara ararauna</i>	357	4,02	II	LC		
<i>Forpus conspicillatus</i>	352	3,97	II	LC		
<i>Amazona autumnalis</i>	277	3,12	II	LC		
<i>Ara severus</i>	234	2,64	II	LC		
<i>Amazona farinosa</i>	134	1,51	II	NT		
<i>Ara macao</i>	134	1,51	I	LC		
<i>Psittacara wagleri</i>	95	1,07	II	NT		
<i>Ara chloropterus</i>	58	0,65	II	LC		
<i>Amazona sp.</i>	57	0,64	II			
<i>Pionus chalcopterus</i>	35	0,39	II	LC		
<i>Ara militaris</i>	14	0,16	I	VU	VU	VU
<i>Ara sp.</i>	11	0,12	II			
<i>Pyrrhura calliptera</i>	9	0,1	II	VU	VU	VU
<i>Ara ambiguus</i>	8	0,09	I	EN	EN	EN
<i>Pionites melanocephalus</i>	6	0,07	II	LC		
<i>Forpus sp.</i>	5	0,06	II			
<i>Amazona festiva</i>	4	0,05	II	NT		
<i>Aratinga sp.</i>	4	0,05	II			
<i>Amazona mercenaria</i>	3	0,03	II	LC		
<i>Aratinga weddellii</i>	3	0,03	II	LC		
<i>Orthopsittaca manilatus</i>	3	0,03	II	LC		
<i>Bolborhynchus ferrugineifrons</i>	2	0,02	II	VU	VU	VU
<i>Brotogeris cyanoptera</i>	2	0,02	II	LC		
<i>Forpus passerinus</i>	2	0,02	II	LC		
<i>Thectocercus acuticaudatus</i>	2	0,02	II	LC		
<i>Brotogeris versicolurus</i>	1	0,01	II	LC		
<i>Graydidascalus brachyurus</i>	1	0,01	II	LC		
<i>Leptosittaca branickii</i>	1	0,01	II	VU	VU	VU
<i>Psittacara leucophthalmus</i>	1	0,01	II	LC		
<i>Pyrrilia barrabandi</i>	1	0,01	II	NT		
<i>Pyrrilia haematotis coccinocollaris</i>	1	0,01	II	LC		
<i>Pyrrilia pyrrilia</i>	1	0,01	II	NT	VU	
	8.877	100				

^a(CITES 2015)

^b(IUCN 2014)

^c(Renjifo *et al.* 2002. 2014)

^d(Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2014)

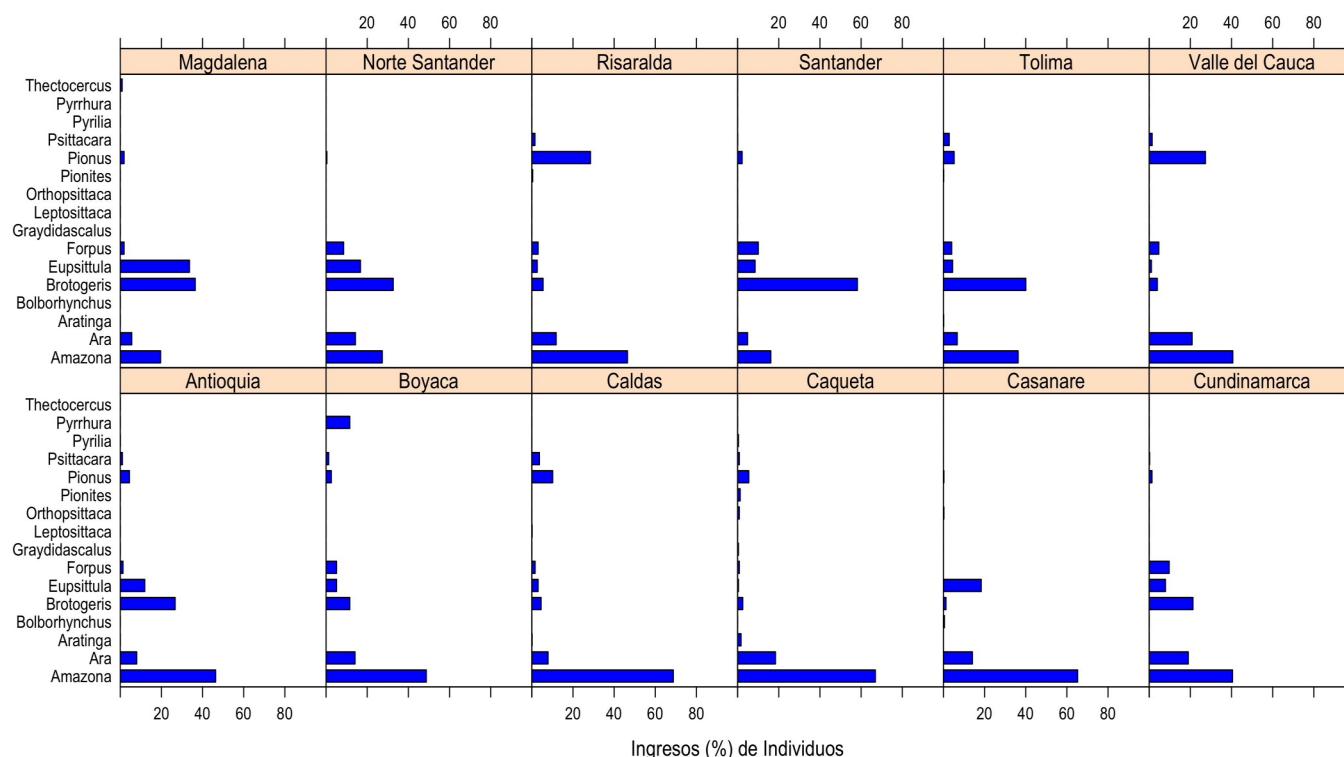


Figura 1. El número de individuos que ingresó por género de psitácido varió entre los departamentos de Colombia con base en las 15 entidades ambientales consultadas entre los años 2005 y 2014. Cada barra representa el porcentaje de individuos totales por departamento.

jugularis presentó una disminución al 2013 de un 70%, mientras que *F. conspicillatus* disminuyó un 87%. Los ingresos de *E. pertinax* tuvieron una disminución total desde 2010 al 2013 de un 30%, lo cual muestra que entre las especies ingresadas se presentan diferentes dinámicas en sus ingresos a través de los años.

En cuanto al análisis mensual de decomisos entre los años 2005 y 2013 ($n=7.162$), los mayores ingresos de psitácidos fueron en marzo (10,9%), mayo (10,2%) y junio (11,3%), con diferencias significativas entre los ingresos mensuales ($\chi^2=295,35$, $gl=11$, $p<0,001$). Encontramos que los meses de mayor ingreso variaban según el tipo de especie (Fig. 2B); en marzo ingresaron más individuos del género *Amazona*; *B. jugularis* en junio; *E. pertinax* en mayo, y *F. conspicillatus* en noviembre. Las especies *A. ararauna* y *P. menstruus* no presentan mayores diferencias entre los meses del año.

Respecto a las otras variables evaluadas, para el tiempo de permanencia en cautiverio de las especies con los tenedores de fauna, es decir tiempo como mascota ($n=2.695$), obtuvimos una mediana de 240 días ($Q_1=17,5$, $Q_3=1.095$), con un mínimo de un día de duración y un máximo de 41 años (en una *A. ochrocephala* y una *A. amazonica*). Para el tiempo de permanencia en los centros ($n=3.712$), la mediana fue de 63 días, el menor valor registrado fue de un día, y el máximo de 2.091 días (5,73 años), que corresponden usualmente a individuos que no van a ser liberados debido a lesiones permanentes o alto nivel de habituación.

Entre los tipos de salida reportados por los centros ($n=4.157$), la muerte fue la de mayor porcentaje (35,5%), seguido cercanamente por liberación (35%), reubicación (20,7%) y permanencia en los centros (5,9%). De igual forma, los individuos que murieron y presentaron

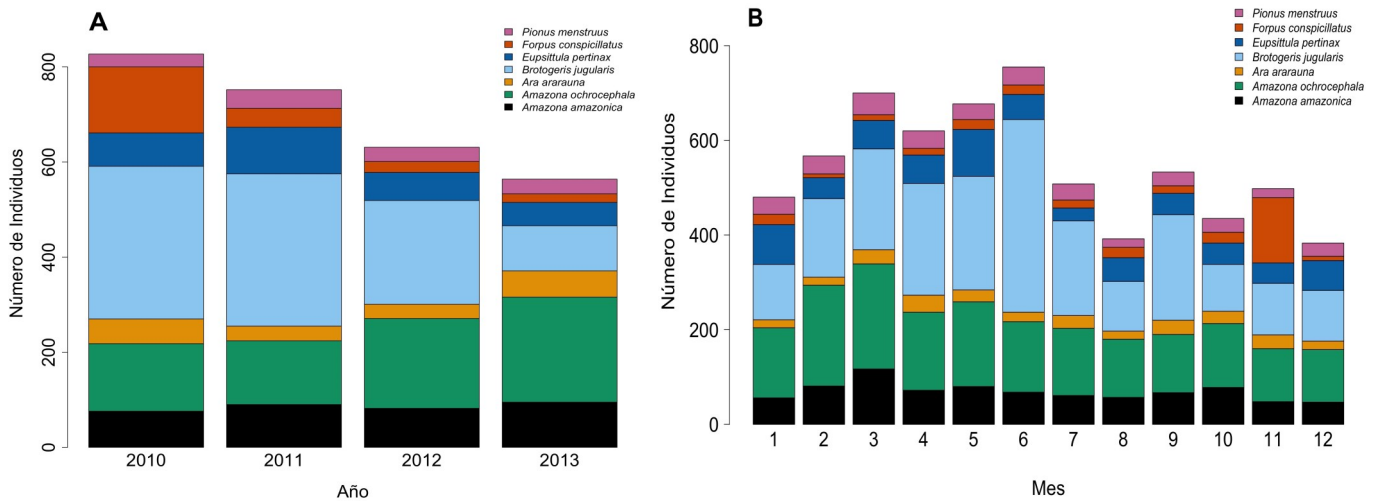


Figura 2. El total de individuos de las siete especies más comúnmente incautadas disminuyó entre el 2010 y 2013 **(A)** y entre meses **(B)** en el periodo 2005 y 2013. Mientras el número de individuos incautados fue estable para especies como *Pionus menstruus*, disminuyó notablemente para *Brotogeris jugularis*.

reporte de tiempo de permanencia en el centro (n=1.427), el 60,9% murió en el primer mes de ser admitidos (Fig. 3). A los seis meses el porcentaje de mortalidad acumulado fue de 89% y el 100% de las muertes en los primeros cinco años. Para los datos de liberación que reportaron tiempo en el centro de atención (n=1.334), obtuvimos que hasta los tres meses hay un aumento progresivo de las liberaciones que suma el 59,3% del total, disminuyendo posteriormente el número de individuos liberados en los siguientes periodos de tiempo. A los seis meses parece disminuir la diferencia de porcentajes acumulados entre los dos tipos de salida, siendo similares el número de muertes y liberaciones en los periodos posteriores. La alta mortalidad tiende a estabilizarse entre los dos y tres meses, lo cual muestra la sensibilidad de los psitácidos en el periodo inmediato post-decomiso. Esto indica que la supervivencia es crítica para los especímenes en sus primeros días de ingreso en los centros.

Las siete especies más ingresadas presentaron diferencias de mortalidad (Fig. 4). Cerca de la mitad de los *Forpus conspicillatus* que ingresaron

(n=352) murieron, seguido con un 33,8% de *Pionus menstruus* (n=494) y un 33,1% de *Brotogeris jugularis* (n= 2.534). En cuanto a la liberación, las especies *Brotogeris jugularis* (38,1%), *Forpus conspicillatus* (34,6%) y *Eupsittula pertinax* (30%) presentaron los mayores números de individuos liberados, y *Ara ararauna* (9,6%) el menor porcentaje. Incluyendo los datos que no se reportaba el tipo de salida, se presentó una mortalidad del 22% de los adultos ingresados (n=2.917), 31,6% de los juveniles (n=493) y 39,5% en los polluelos (n=433). Con respecto a la liberación, de los individuos liberados 29% eran adultos, 23,7% eran juveniles y 19,8% eran polluelos.

Encontramos una relación significativa y negativa entre la mortalidad y el tiempo en cautiverio en el centro de recepción y la corporación incautadora ($p < 0,01$), pero no con el tiempo en cautiverio con el tenedor y el género. Respecto a los tamaños de los efectos (Anexo 1), el primer trimestre de permanencia en el centro presenta una mayor probabilidad de mortalidad comparada con los periodos de tiempo posteriores ($p < 0,05$). Evidenciamos que entre algunas corporaciones se

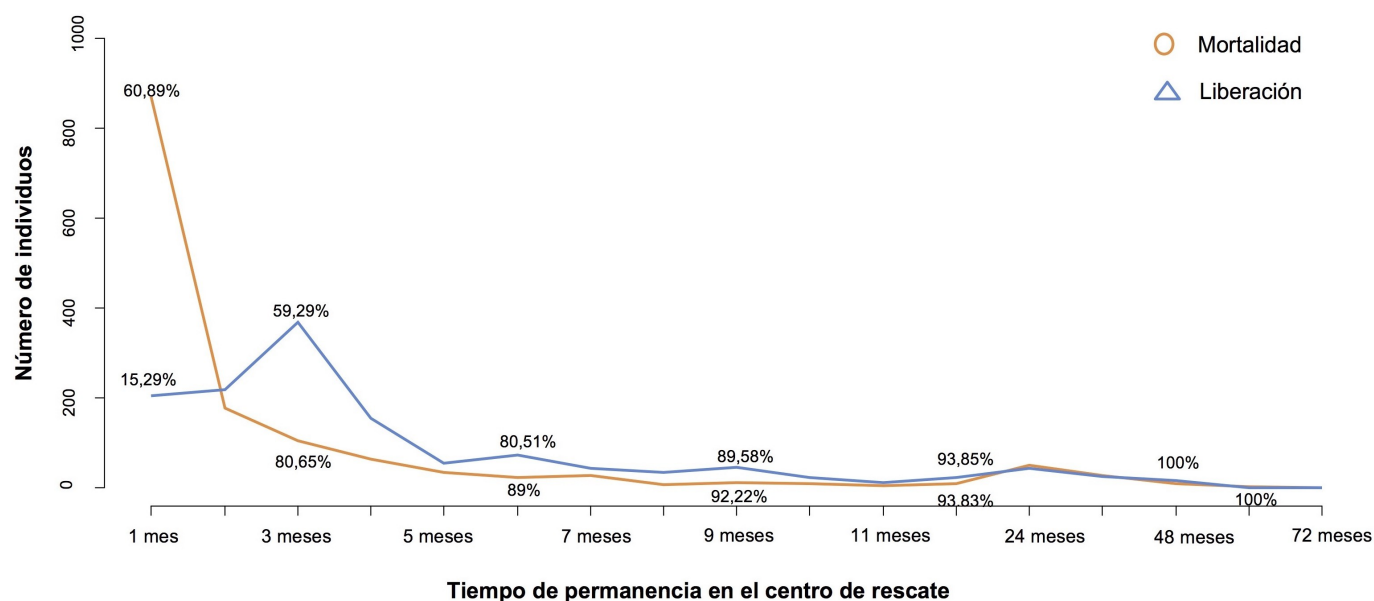


Figura 3. La gran mayoría de psitácidos mueren (línea naranja) durante los tres primeros meses de ingreso a los centros de recepción, mientras que los que logran vivir son liberados (línea azul) durante los primeros dos años. Los valores acumulados para la liberación y la mortalidad están arriba y abajo de sus respectivas líneas.

presentan diferencias significativas en la probabilidad de mortalidad; sin embargo, en algunas no se pudo establecer diferencias debido a que el número de individuos que pudo ser usado para el modelo fue muy pequeño (≤ 20), al igual que en la variable género.

Modelos de Distribución.- Para los sitios de procedencia (reporte del sitio donde fue extraído o decomisado el individuo), las siete especies de psitácidos más ingresados ($n=1.023$) presentaron puntos por fuera de su área de distribución natural, particularmente para *A. amazónica*, *B. jugularis* y *E. pertinax* (Anexo 2). Esto puede indicar que muchos individuos son transportados a diferentes partes del país pasando por múltiples comercializadores y tenedores antes de ser entregados a las autoridades ambientales. Un individuo de *A. ochrocephala* se presentó con supuesta procedencia de Venezuela, a pesar de los posibles controles realizados en la frontera. Los departamentos donde se reportaron más procedencias dentro del área de distribución de las especies evaluadas fueron: Antioquia con 56 localidades (242 individuos), Córdoba con 29

localidades (98), Cesar con 16 localidades (172), Sucre 14 localidades (31), Santander con 14 localidades (21) y Bolívar con 5 localidades (122). Muchos puntos de procedencia o incautación se encontraban cercanos a vías fluviales como Puerto Berrío, Puerto Triunfo (Antioquia) y Puerto Boyacá (Boyacá), lo que sugiere rutas de tráfico de estas especies por los ríos. En todas las especies evaluadas se encontraron decomisos ($n=7.768$) fuera de su área de distribución (Anexo 2), particularmente en los departamentos de Antioquia, Caldas y Cundinamarca.

Para los lugares de liberación ($n=2.365$), registramos 34 localidades mayores a 30 km de distancia del área de distribución natural en las siete especies (Anexo 2), correspondientes a un total de 1.069 individuos. Para *B. jugularis* se encontraron nueve puntos ($n=544$ individuos), seguido de *E. pertinax* 10 puntos ($n=306$), *A. ochrocephala* seis puntos ($n=109$), *A. amazónica* cuatro puntos ($n=77$), *A. ararauna* cuatro puntos ($n=29$) y *P. menstruus* con un punto ($n=4$). Respecto a la distancia entre el punto de liberación al punto más cercano del polígono de

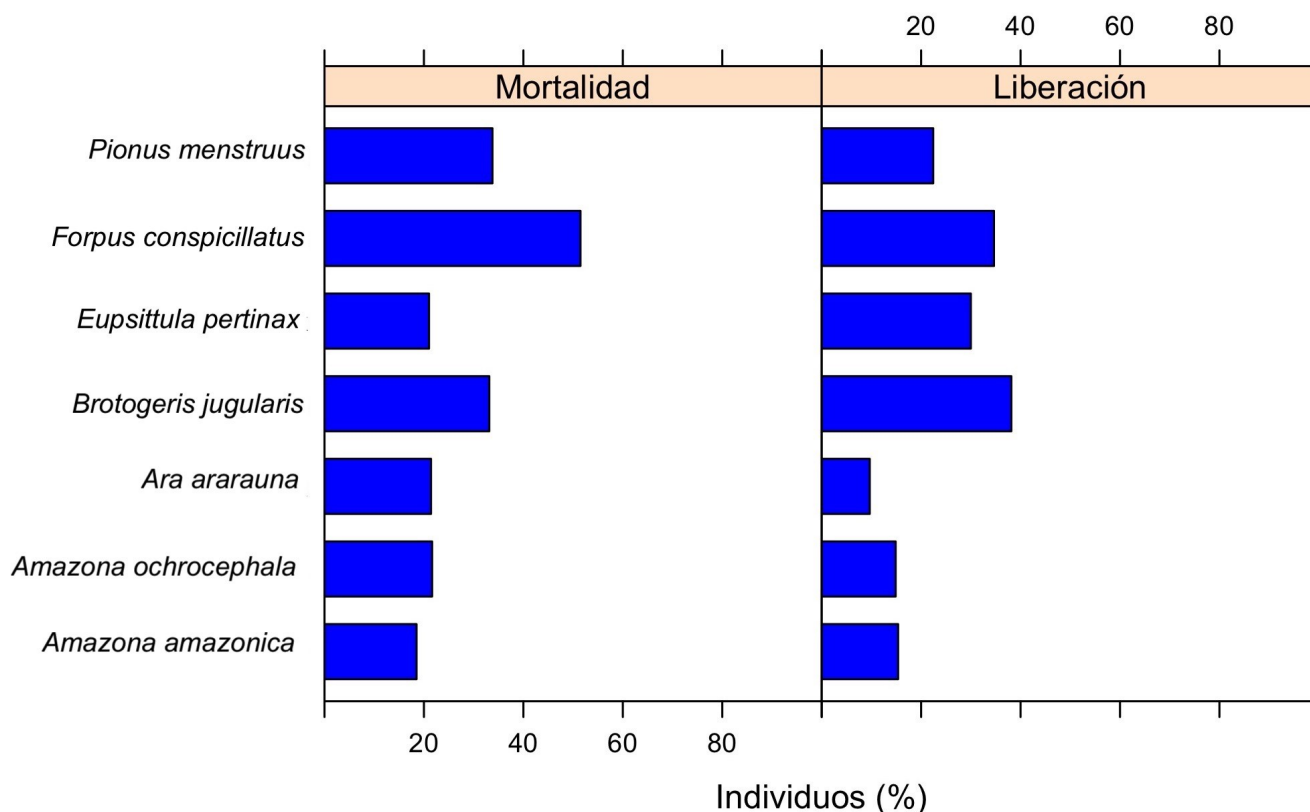


Figura 4. El número de individuos que mueren es mayor a los que se liberan en los siete psitácidos más comúnmente ingresados a los centros de recepción de fauna en Colombia entre los años 2005 a 2014. Las tres especies de loros de mejor tamaño corporal (*Forpus conspicillatus*, *Brotogeris jugularis* y *Eupsittula pertinax*) son las que más mueren y se liberan respectivamente.

la distribución de la especies evaluadas, encontramos una media de 60,2 km; una distancia mínima de un kilómetro y la máxima de 212,4 km.

Discusión

El comercio ilegal de fauna silvestre en Colombia representa un problema crítico en el cual interactúan factores sociales y biológicos. Los psitácidos es uno de los grupos más impactados por esta actividad. Sin embargo, la falta de estudios y análisis rigurosos impiden tomar decisiones y entender lo que está ocurriendo con estas especies. En esta investigación nos preguntamos qué especies son más decomisadas y cuales factores están involucrados en su supervivencia y liberación. Nuestros resultados indican que un número importante de psitácidos

son comercializados ilegalmente en Colombia y los valores reportados en este estudio (~8.877 individuos entre 2005-2014) seguramente subestiman la cifra real, ya que ignoramos los datos obtenidos por otras corporaciones, y especialmente, el número real de individuos que mueren en el proceso de comercialización o llegan a su destino final y no son entregados a ninguna entidad. Sin embargo, nuestro estudio es un buen reflejo del panorama general de lo que ocurre en el país, evaluamos un periodo relativamente amplio de tiempo (2005 al 2014) e incluimos 15 de las entidades ambientales que se encuentran distribuidas en 12 departamentos de los 32 existentes en el territorio colombiano, siendo una muestra importante de información sobre la comercialización ilegal de psitácidos. La especies de psitácidos más ampliamente traficadas están distribuidas en los departamentos

que tienen mayor número de decomisos, lo cual sugiere que los actores involucrados en la comercialización y recepción ilegal pueden recibir psitácidos en relativamente poco tiempo y posiblemente con relativa frecuencia. Aunque en el actual estudio no pudimos establecer si todos los ejemplares estuvieron involucrados directamente con el tráfico ya que no siempre se reportaba la historia de cada individuo, se conoce que la mayoría (97,6% para Carrascal *et al.* 2013, 90,6% Vanstreels *et al.* 2010) han estado relacionados con comercialización y tenencia ilegal.

En Colombia se distribuyen 53 especies de psitácidos (Rodríguez-Mahecha & Hernández-Camacho 2002) de las cuales 33 se hallaron en esta investigación, es decir un 62% de las encontradas en el territorio nacional. Aparentemente, la cacería de estas especies está regida por rasgos llamativos (características morfológicas y habilidades comportamentales), por su abundancia y facilidad de captura. Especies como *A. ochrocephala* y *A. amazonica* que poseen una distribución amplia, presentaron un gran número de ingresos en los centros ya que son altamente apreciadas debido a su capacidad de imitación de la voz humana y en algunas comunidades, por el estatus social que brinda a su tenedor (Baquero & Baptiste 2004, BirdLife international 2015). En concordancia con otros estudios regionales, *B. jugularis* y *A. ochrocephala* (Tabla 1) fueron la especies con los mayores ingresos totales para las entidades ambientales evaluadas (Baquero & Baptiste 2004, Cabrejo-Bello 2010, Carrascal *et al.* 2013, Rojas-Briñez *et al.* 2013). Especies como *B. jugularis*, *E. pertinax* y *F. conspicillatus* son altamente afectados por la comercialización ilegal debido a características como su pequeño tamaño, facilidad de mantenimiento y un menor precio en el mercado, que los hacen muy apetecidos como aves de jaula (Baquero & Baptiste 2004). Sin embargo, sus poblaciones tienden a ser

constantes debido a que se establecen relativamente fácil en áreas urbanas y suburbanas (Flórez 2008, Muñoz *et al.* 2014, BirdLife International 2015). Así mismo, características físicas llamativas como coloración, colas largas o tamaño corporal grande como en el caso de *Pionus menstruus* y *Ara ararauna*, también son muy apreciadas por los compradores (Rodríguez-Mahecha *et al.* 2005, Frynta *et al.* 2010, Tella & Hiraldo 2014).

Actualmente, algunas especies han sido mayormente afectadas por su comercio como mascotas, que sumado a otras amenazas (*e.g.*, destrucción de hábitat), han provocado que sean incluidas en categorías de peligro, como en el caso de *Ara militaris* y *Ara ambiguus* (Renjifo *et al.* 2002, 2014), las cuales fueron reportadas en los centros evaluados en este estudio. Aunque el grueso de los ingresos los representan especies que no se encuentran catalogadas como amenazadas, la gran presión de extracción que se evidencia sobre géneros como *Ara*, *Amazona* y *Pionus* en todo el país, podría terminar alterando negativamente el tamaño de sus poblaciones en diferentes zonas de su distribución (Rodríguez-Mahecha 2002).

Respecto a la época reproductiva, se evidenció un aumento de los ingresos en los centros poco tiempo después de la finalización de la época reproductiva para especies como *B. jugularis* (enero-marzo), *A. ochrocephala* (diciembre-enero), *A. amazonica* (diciembre-febrero) y *E. pertinax* (febrero-abril) (Hilty & Brown 1986). En este período los cazadores suelen beneficiarse del saqueo de los nidos ya que representa mayor facilidad de captura y transporte (Wright *et al.* 2001, Baquero & Baptiste 2004). En relación a la temporalidad de los decomisos, se observó un incremento del volumen de ingresos entre marzo a junio especialmente para *B. jugularis*, relacionada probablemente con festividades como semana santa y vacaciones, donde se

incrementa el flujo de turismo y la demanda de fauna (Baquero & Baptiste 2004), por lo cual esta debe ser una época de estricta vigilancia por parte de las autoridades ambientales. Así mismo, es vital promover programas educativos durante todo el año para evitar el saqueo y comercialización de estas especies, ya que se han observado en diferentes estudios avances positivos con la comunidad para la protección de la fauna silvestre (Sanz & Grajal 1998, Dear *et al.* 2005). Informar a compradores potenciales acerca de los riesgos de enfermedades zoonóticas y la ilegalidad de la adquisición de una especie silvestre podía disminuir mucho más las compras de estos animales (hasta un 40%), que informar acerca de las consideraciones éticas como el impacto en la conservación y bienestar de estas especies (Moorhouse *et al.* 2017).

El mayor número de ingresos fue de individuos adultos más que de juveniles o pichones en los centros evaluados en este estudio, lo anterior probablemente está relacionado con que muchos individuos son confiscados luego de haber permanecido gran parte de su vida como mascota (hasta 41 años). Además, se presentan comúnmente diferentes intermediarios y tenedores que amplían el tiempo entre el momento de extracción del hábitat de un animal inmaduro hasta su recuperación por parte de las autoridades ambientales del ejemplar ya adulto (Vanstreels *et al.* 2010, Sollund & Maher 2015). Por ejemplo, géneros como *Amazona* y *Ara* son retenidas por los traficantes para ser vendidas en un momento posterior, cuando estos lo encuentren económicamente oportuno (Baquero & Baptiste 2004). Lo anterior también fue reflejado en puntos de procedencia fuera de los ámbitos de distribución de las especies, lo que sugiere la existencia de traslados a diferentes partes del país antes de ser entregadas a las autoridades ambientales. Es difícil establecer con precisión los lugares donde fueron extraídos los psitácidos debido a estos movimientos, al

desconocimiento de la procedencia por parte del tenedor, y a la poca colaboración de los traficantes (Sollund & Maher 2015).

Sin embargo, las mayores procedencias se encontraron en departamentos del norte de Colombia, donde se concentra el tráfico de fauna (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012). El departamento de Córdoba se considera como una zona de extracción importante de psitácidos y de otras especies en el país (Carrascal *et al.* 2013). De igual forma, observamos la cercana relación de las procedencias con rutas fluviales, lo que indica que este es uno de los métodos de distribución nacional desde las áreas de captura de los ejemplares hasta las diferentes zonas de comercialización del país (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012). Este medio también ha sido evidenciado para el transporte de fauna transfronterizo de fauna silvestre entre Colombia, Perú y Ecuador (Pérez Cortés & Marín Espinel 2012). Tal vez esto se encuentre asociado a una menor vigilancia de esta vía comparada con la terrestre, adicionalmente, en algunas localidades es más fácil trasladarlos por vía fluvial, debido a un difícil acceso por carretera.

Con respecto a los decomisos, encontramos un mayor número de casos en departamentos como Antioquia, Caldas y Cundinamarca. La ciudad de Bogotá, es considerada como uno de los más grandes mercados de recepción y distribución de comercialización de fauna silvestre nacional e internacional (Rodríguez González & Esperanza Cruz 2008, Sollund & Maher 2015). En un estudio realizado por Jair *et al.* (2014) sobre tráfico de tortugas en Colombia, se identificó que Cundinamarca y Antioquia son consumidores intermedios y finales en el comercio ilegal. Esto indica la importancia de estos departamentos en la red de tráfico de fauna silvestre en Colombia. Sin embargo, debe entenderse que el gran volumen de decomisos en estos departamentos

también puede encontrarse ligado a un mayor presupuesto, mejor organización en infraestructura para el desarrollo de los decomisos de la entidades ambientales de dichas regiones (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible 2012).

Un aspecto crítico que revela nuestro estudio es la alta mortalidad postdecomiso, en general de un 35%, siendo predominante en los primeros meses en que ingresan los individuos a los centros de rehabilitación. Esta dinámica concuerda con el estudio realizado por Vanstreels *et al.* (2010) donde la supervivencia disminuyó ampliamente entre las especies de psitácidos ingresadas en los primeros seis meses. Esta mayor mortalidad en los días iniciales de ingreso han sido explicadas por los estados de salud en los que llega muchos de estos ejemplares (Guzmán *et al.* 2007, Ecco *et al.* 2009, Weston & Memon 2009) y por la saturación de fauna de los centros (Sollund & Maher 2015) y cuidados pocos específicos por individuo (Aprile & Bertonatti 1996, Durán *et al.* 2000).

Otras razones de mortalidad podrían ser especie-específicas. Muchas aves pequeñas sufren de estrés agudo poco después de su captura, que se evidencia en las necropsias como signos de shock neurogénico-vasogénico (Soler-Tovar & Brieva-Rico 2009). De igual forma, el síndrome de mala adaptación que lleva a la liberación constante de corticoides en el torrente sanguíneo como respuesta al hacinamiento, alimentación y competencia, provoca estrés crónico, que lleva especialmente a pericos y cotorras a la pérdida de condición corporal y finalmente a su muerte (Collete 2000, Salazar 2001, Soler-Tovar & Brieva-Rico 2009), lo que podría explicar las mayores tasas de mortalidad en especies de tamaño corporal menor en este estudio como *B. jugularis* y *F. conspicillatus*. Aunque no se ha discutido ampliamente en la literatura, también se conoce que los cambios de ambiente o la pérdida de un

compañero (animal o humano) puede ocasionar estrés en los psitácidos (Morgan & Tromborg 2007, Bradshaw & Engebretson 2013). Por ejemplo, mientras el contacto con su tenedor no provocaba alteración, la manipulación en el centro de personal desconocido puede ocasionarle estrés a este tipo de aves. Esta característica puede llevar a que el amansamiento sea un riesgo adicional que puede ocasionar la muerte del animal cuando llega al área de valoración, o por el contrario, el hábito de ser manipulado con frecuencia permita una supervivencia más prolongada. Lo anterior no pudo ser respondido, ya que el tiempo de cautiverio de un psitácido con el tenedor no tuvo un efecto significativo sobre la mortalidad en el centro de recepción de fauna. Una posible explicación para esto es la variación en el tiempo real con el tenedor y el reportado por las entidades ambientales. Por ejemplo, muchos individuos pasan de una persona a otra (Sollund & Maher 2015), ya sea como regalo, por escape o por compra, perdiéndose mucha de la historia del cautiverio de estas aves. Adicionalmente, es claro que hay factores intrínsecos de la especie, de manejo del individuo, de salud al momento de entrar al centro, transporte, entre otros que podrían explicar la mortalidad, pero que no pudieron considerarse en este estudio.

A esto se adiciona los problemas en la estandarización de los formatos de las entidades ambientales que no permitió la adquisición completa de los datos evaluados. Lo que resulta un impedimento en términos de análisis y capacidad predictiva de los datos, dejando muchas preguntas sin responder (Guzmán *et al.* 2007, Stitt *et al.* 2007, Jair *et al.* 2014). Es necesario la actualización constante, unificación y categorización de las bases de datos de estos centros en Colombia, así como la liberación de dicha información a redes como el Sistema de Información sobre Biodiversidad (SIB). De esta forma, la información será más completa, pública

y podrá contribuir con la comprensión de los factores detrás de la supervivencia de las especies; por ejemplo, para la determinación de causas de morbilidad y mortalidad de las poblaciones silvestres ingresadas en estos centros (Trocini *et al.* 2008). La organización de la información recogida en corporaciones ambientales llevaría a promover alianzas con instituciones universitarias y de investigación para el desarrollo de alternativas de manejo de la fauna silvestre dentro de los centros de recepción.

Con respecto a los protocolos internos de los centros, es de suma importancia que en los primeros días de llegada haya un cuidado estricto de dichos animales y establecimiento de cuarentenas (Woodford 2000). El manejo de estos individuos es demandante y exige un conocimiento amplio de los comportamientos y necesidades de cada especie. Los requerimientos como enriquecimientos ambientales (Kim *et al.* 2009, Webb *et al.* 2010, Murphy *et al.* 2011), la asistencia médica (Soler-Tovar & Brieva-Rico 2009, Philadelpho *et al.* 2014), dietas adecuadas (alimento con balance nutricional adecuado) (Durán *et al.* 2000) e instalaciones para su desplazamiento y forrajeo que disminuyan comportamientos anormales del cautiverio (Polverino *et al.* 2015), son de gran importancia para minimizar el estrés y mejorar sus capacidades para sobrevivir cuando sean liberados.

Estas actividades conllevan a que se requiera gran cantidad de personal y apoyo financiero, situación que no impera en la mayoría de los centros (Vásquez Quezada 2011, Anónimo 2013, Sollund & Maher 2015). Adicionalmente, debido a los grandes volúmenes de fauna traficados, los centros aceptan nuevos individuos que exceden su capacidad financiera y de manejo (Sollund & Maher 2015) ya que si no lo hacen, muchos de estos animales serían abandonados o

permanecerían en ambientes no aptos para su bienestar (Vanstreels *et al.* 2010). Esta situación genera una gran presión para buscar soluciones frente a la disposición de los animales, siendo una de ellas la liberación (White *et al.* 2012), ante este caso existe una disyuntiva ética entre el bienestar del individuo y la conservación poblacional (Cadena & Jiménez 2004).

En el análisis de distribución de liberación encontramos que muchos individuos han sido liberados fuera de su ámbito de distribución natural (*e.g.*, Hilty & Brown 1986). Las corporaciones no siempre cuentan con los recursos o las investigaciones necesarias para realizar las liberaciones donde hay poblaciones naturales de las especies que entran a los centros; sin embargo, es posible que actualmente se estén realizando liberaciones con base en registros anecdóticos de ciertas especies en lugares donde anteriormente no existían. Ya que diversas especies de psitácidos han mostrado alta resiliencia a ambientes fragmentados y urbanos, estas se han establecido exitosamente por fuera de sus ámbitos conocidos de distribución (Flórez 2008). Lo anterior sumado a que muchas especies se escapan o son liberadas por sus tenedores sin ningún tipo de criterio, podría resultar en que muchas especies de psitácidos establezcan poblaciones reproductivas en nuevas áreas. Un ejemplo claro de esto son algunas especies de psitácidos establecidos en el Valle de Aburrá en Antioquia, que no habían sido reportados como especies nativas de la zona pero que gracias a su capacidad de adaptación han proliferado y se han establecido exitosamente (Flórez 2008, Muñoz *et al.* 2014).

Las consecuencias de las liberaciones y posible establecimiento de psitácidos por fuera de sus ámbitos conocidos puede llevar a la introducción o adquisición de enfermedades en el sitio de liberación (Kock *et al.* 2010), competencia con especies nativas e hibridación con especies

relacionadas (IUCN/SSC 2002, 2013, Cadena & Jiménez 2004). Es necesario entonces establecer programas de liberación mucho más rigurosos, evaluando cada uno de los riesgos a los que se exponen los animales liberados y las poblaciones receptoras. Se deben realizar evaluaciones médicas generales y epidemiológicas, tanto en los animales a liberar como los que se encuentran en vida silvestre (Kock *et al.* 2010). Establecerse en qué ejemplares deben realizarse evaluaciones genéticas para la identificación de especies y su posible procedencia, ya que debido al volumen de llegada de los animales a los centros, no es posible realizar este tipo de exámenes para cada individuo (Fernandes & Caparroz 2013, Choperena & Mancera-Rodríguez 2016). Además realizar estudios comportamentales para implementar adecuadamente entrenamientos como condicionamientos antidepredador (Azevedo *et al.* 2017), búsqueda de alimento y refugio, y promover interacciones con individuos de su especie (Choperena & Mancera-Rodríguez 2016).

Del mismo modo, es importante establecer las dinámicas comportamentales, de distribución de las especies, y de la capacidad de carga de la zona de liberación (IUCN/SSC 2002, Rodríguez-Mahecha & Hernández-Camacho 2002). Adicionalmente, realizar seguimientos que permitan evaluar los resultados de las liberaciones para fortalecer futuros procedimientos de este tipo, estableciendo indicadores de éxito para una valoración objetiva (White *et al.* 2012, Choperena & Mancera-Rodríguez 2016). Aunque se ha tenido éxito en la liberación de ejemplares que han sido criados desde pichones (Sanz & Grajal 1998, Brightsmith *et al.* 2005), se ha considerado que las aves que fueron mascotas presentan mayores riesgos de ser recapturadas o presentan dificultades para interactuar con individuos de su misma especie. Aunque también se ha observado que algunos individuos han sobrevivido por lo

menos dos años después de su liberación (Brightsmith *et al.* 2005).

A pesar del deseo de retornar a los animales a su hábitat después del maltrato al que han estado dispuestos, las liberaciones deben realizarse con criterios científicos para evitar afectar la fauna silvestre y la mortalidad de los individuos liberados (Rodríguez-Mahecha & Hernández-Camacho 2002, Cadena & Jiménez 2004). En conclusión, se deben establecer alternativas de manejo y protocolos en cada centro de recepción de fauna en el país que permitan mejorar la supervivencia de psitácidos y mejoren la planificación de las liberaciones para evitar riesgos ambientales. Es necesario discutir abiertamente entre las corporaciones estas problemáticas, buscando una sinergia entre el bienestar de los individuos y el de las poblaciones silvestres, ya que estos principios éticos no son opuestos (Harrington *et al.* 2013). Así mismo, es indispensable que el gobierno nacional aporte mayores recursos a los centros de recepción de fauna para que estos puedan lograr las metas que se les han exigido. Sin embargo, hasta que las autoridades no logren frenar la comercialización desde su origen, se seguirán acumulando más animales en los centros y las corporaciones se verán obligadas a disponer de ellas lo más rápido posible.

Agradecimientos

Agradecemos a la Corporación Autónoma Regional para la Defensa de la Meseta de Bucaramanga, Corporación Autónoma Regional de Risaralda, Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia, Corporación Autónoma Regional de Caldas, Corporación Autónoma Regional de las Cuencas de los Ríos Negros y Nare, Corporación Autónoma Regional del Chivor, Corporación Autónoma Regional del Magdalena, Corporación Autónoma Regional del

Norte de Santander, Corporación Autónoma Regional de la Orinoquía, Corporación para el Desarrollo Sostenible del Urabá, Corporación Autónoma Regional del Valle del Cauca, Corporación Autónoma Regional del Tolima, Universidad de la Amazonía, Fundación Bioandina y a la Policía Nacional Ambiental del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, por permitirnos revisar sus registros de ingresos de fauna silvestre para llevar a cabo este proyecto. También agradecemos al profesor Pablo Guzmán de la Universidad CES por sus ayuda con los análisis estadísticos. Eduardo E. Iñigo Elias, Berton C. Harris y Paula Caycedo por sus sugerencias para mejorar este manuscrito.

Literatura citada

- ALVARADO-MARTÍNEZ, I. 2012. Delincuencia organizada ambiental en México, una nueva manifestación criminal del tráfico de especies. *Revista Criminalidad* 54:283–311.
- ALVES, R.R.N., DE FARIAS, LIMA JR., ARAUJO, H.F.P. 2013. The live bird trade in Brazil and its conservation implications: an overview. *Bird Conservation International* 23:53–65.
- ANÓNIMO. 2013. Tortugas, loros y micos: especies de mayor tráfico en Colombia. *El Espectador*. 28 de Noviembre. Disponible en <http://www.elespectador.com/noticias/nacional/tortugas-loros-y-micos-especies-de-mayor-trafico-colomb-articulo-460543> (Acceso 18 Mayo 2015).
- APRILE, G., BERTONATTI, C. 1996. Manual sobre rehabilitación de fauna. *Boletín Técnico FVSA* 31:6–8.
- AZEVEDO, C.S., FURTADO, L.S., RODRIGUES, J.C. 2017. Import tools for Amazon parrots reintroduction programs. *Revista Brasileira de Ornitologia* 25:1–11.
- BAQUERO, M.V., BAPTISTE, L.G. 2004. Dinámica de comercialización ilegal de especies de la familia Psittacidae y contexto sociocultural en las ciudades de Villavicencio, Girardot, Bogotá D.C y el Municipio del Espinal, Colombia. In: *Memorias de Manejo de Fauna Silvestre en Amazonía y Latinoamérica*. pags 660–682.
- BARRAGÁN, K.B. 2003. Destino de los animales silvestres en cautiverio: rehabilitación vs. eutanasia. *Boletín GEAS* 5:13–20.
- BELLO, J.C., BÁEZ, M., GÓMEZ, M.F., ORREGO, O., NÄGELE, L. (ED). 2014. *BIODIVERSIDAD 2014. Estado y Tendencias de la Biodiversidad Continental de Colombia*. Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C, Colombia.
- BERKUNSKY, I., QUILLFELDT, P., BRIGHTSMITH, D.J., ABBUD, M.C., AGUILAR, J.M.R.E., ALEMÁN-ZELAYA, U., ARAMBURÚ, R.M., ARIAS, A.A., MCNAB, R.B., BALSBY, T.J.S., BARBERENA, J.M.B., BEISSINGER, S.R., ROSALES, M., BERG, K.S., BIANCHI, C.A., BLANCO, E., BODRATI, A., BONILLA-RUZ, C., BOTERO-DELGADILLO, E., CANAVELLI, S.B., CAPARROZ, R., CEPEDA, R.E., CHASSOT, O., CINTA-MAGALLÓN, C., COCKLE, K.L., DANIELE, G., ARAUJO, C.B., DE BARBOSA A.E., DE MOURA, L.N., DE CASTILLO, H., DEL DÍAZ, S., DÍAZ-LUQUE, J.A., DOUGLAS, L., RODRÍGUEZ, A.F., GARCÍA-ANLEU, R.A., GILARDI, J.D., GRILLI, P.G., GUIX, J.C., HERNÁNDEZ, M., HERNÁNDEZ-MUÑOZ, A., HIRALDO, F., HORSTMAN, E., PORTILLO, R.I., ISACCH, J.P., JIMÉNEZ, J.E., JOYNER, L., JUAREZ, M., KACOLIRIS, F.P., KANAAN, V.T., KLEMANN-JÚNIOR, L., LATTA, S.C., LEE, A.T.K., LESTERHUIS, A., LEZAMA-LÓPEZ, M., LUGARINI, C., MARATEO, G., MARINELLI, C.B., MARTÍNEZ, J., MCREYNOLDS, M.S., URBINA, C.R.M., MONGE-ARIAS, G., MONTERRUBIO-RICO, T.C., NUNES, A.P., NUNES, F., OLACIREGUI, C., ORTEGA-ARGUELLES, J., PACI, E., PAGANO, L., POLITI, N., PONCE-SANTIZO, G., REYES, H.O.P., PRESTES, N.P., PRESTI, F., RENTON, K., REYES-MACEDO, G., RINGLER, E., RIVERA, L., RODRÍGUEZ-FERRARO, A., ROJAS-VALVERDE, A.M., ROJAS-LLANOS, R.E., RUBIO-ROCHA, Y.G., SAIDENBERG, A.B.S., SALINAS-MELGOZA, A., SANZ, V., SCHAEFER, H.M., SCHERER-NETO, P., SEIXAS, G.H.F., SERA, P., SILVEIRA, L.F., SIPINSKI, E.A.B., SOMENZARI, M., SUSANIBAR, D., TELLA, J.L., TORRES-SOVERO, C., TRO, C., VARGAS-RODRÍGUEZ, R., VÁZQUEZ-REYES, L.D., JR T.H.W., WILLIAMS, S., ZARZA, R., MASELLO, J.F. 2017. Current threats faced by Neotropical parrot populations. *Biological Conservation* 214: 278–287.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015. IUCN Red List for birds. Disponible en: <http://www.birdlife.org> (Acceso 26 Abril 2015).
- BRADSHAW, G.A., ENGBRETSON, M. 2013. Cría y tenencia de loros: impacto de su captura y cautiverio. *Animals and Society Institute, USA*.
- BRIGHTSMITH, D., HILBURN, J., DEL CAMPO, A., BOYD, J., FRISIUS, M., FRISIUS, R., JANIK, D., GUILLEN, F. 2005. The use of hand-raised psittacines for reintroduction: a case study of scarlet macaws (*Ara macao*) in Peru and Costa Rica. *Biological Conservation* 121:465–472.
- BUSH, E.R., BAKER, S.E., MACDONALD, D.W. 2014. Global trade in exotic pets 2006–2012. *Conservation Biology* 28:663–676.
- CABREJO-BELLO, A. 2010. Tráfico y tenencia ilegal de fauna silvestre en el Departamento de Boyacá. *Cultura Científica* 8:16–23.
- CADENA, C.D., JIMÉNEZ, I. 2004. Por qué no liberar animales silvestres decomisados. *Ornitología Colombiana* 2:53–57.
- CARRASCAL, J., CHACÓN, J., OCHOA, V. 2013. Ingreso de psittacidos al centro de atención de fauna (CAV – CVS), durante los años 2007–2009. *Rev. MVZ Córdoba* 18: 3414–3419.

- CHOPERENA, M.C., MANCERA-RODRÍGUEZ, N.J. 2016. Lineamientos para el seguimiento y monitoreo post-liberación de fauna silvestre rehabilitada. *Revista UDCA Actualidad y Divulgación Científica* 19:411-424.
- CITES. 2015. Appendices I, II and III. Disponible en: <http://www.cites.org/eng/app/appendices.php> (Acceso 10 Abril 2015).
- COLLETTE, J.C., MILLAM, J.R., KLASING, K.C., WAKENELL, P.S. 2000. Neonatal handling of Amazon parrots alters the stress response and immune function. *Applied Animal Behaviour Science* 66:335-349.
- DEAR, F., VAUGHAN, C., ARCE, A., GACK, J., SOLORZANO, H. 2005. La educación ambiental como herramienta para la conservación de la lapa roja (*Ara macao*) en el pacífico central de Costa Rica. Primer simposio mesoamericano de psittaciformes, pages 75-82. Honduras.
- DOUGLAS, L.R., ALIE, K. 2014. High-value natural resources: linking wildlife conservation to international conflict, insecurity, and development concerns. *Biological Conservation* 171:270-277.
- DURÁN, C., SUÁREZ, C., ROJAS, S., LOZANO-ORTEGA, I., ZANGEN, S., NASSAR-MONTOYA, P.F. 2000. Protocolo para el manejo y disposición de Loros (*Amazona ochrocephala* y *A. amazonica*) en el centro de recepción y rehabilitación de fauna silvestre de Engativá-DAMA.
- ECCO, R., PREIS, I.S., MARTINS, N.R.S., VILELA D., R, SHIVAPRASAD, H.L. 2009. An outbreak of chlamydiosis in captive psittacines. *Brazilian Journal of Veterinary Pathology* 2:85-90.
- FERNANDEZ, G., CAPARROZ, R. 2013. DNA sequence analysis to guide the release of Blue-and-Yellow Macaws (*Ara ararauna*, Psittaciformes, Aves) from the illegal trade back into the wild. *Molecular Biology Reports* 40:2757-2762.
- FERRERIRA, S. 2011. The Illegal parrot trade in the Neotropics: the relations between poaching and illicit pet markets. University of New Jersey. Newark, New Jersey.
- FLÓREZ, P. 2008. Caracterización de poblaciones de psitácidos en el Valle de Aburrá-Antioquia. Corantioquia, Medellín.
- FRYNTA, D., LIŠKOVÁ, S., BÜLTSMANN, S., BURDA, H. 2010. Being attractive brings advantages: the case of parrot species in captivity. *Plos One* 5:1-9.
- GASTANAGA, M., MACLEOD, R., HENNESSEY, B., NUNEZ, J.U., PUSE, E., ARRASCUE, A., HOYOS, J., CHAMBI, W.M., VASQUEZ, J., ENGBLOM, G. 2010. A study of the parrot trade in Peru and the potential importance of internal trade for threatened species. *Bird Conservation International* 21:76-85.
- GÓMEZ, M. 2000. Estadísticas del uso ilegal de fauna silvestre en Colombia. Ministerio de Medio Ambiente Vivienda y Desarrollo grupo de biodiversidad. Bogotá D.C.
- GÓMEZ-VALENCIA, B., CAMARGO, Á. 2004. Viabilidad de la liberación de ardillas Cola Roja *Sciurus graatensis* en el arboretum Francisco Bayón-Universidad Nacional de Colombia. *Acta Biológica Colombiana* 9:81-85.
- GUZMAN, J.C.C., SALDANA, M.E.S, GROSSELET, M., GAMEZ, J.S. 2007. The illegal parrot trade in Mexico: a comprehensive assessment. *Defenders of Wildlife*, Teyeliz. México.
- HAKEN J. 2011. *Translational crime in the developing World*. Global Financial Integrity. Washington, DC.
- HARRINGTON L A., MOEHRENSCHLAGER A, GELLING M, ATKINSON RPD, HUGHES J, MACDONALD DW. 2013. Conflicting and complementary ethics of animal welfare considerations in reintroductions. *Conservation Biology* 27:486-500.
- HERRERA M., HENNESSEY B. 2007. Quantifying the illegal parrot trade in Santa Cruz de la Sierra, Bolivia, with emphasis on threatened species. *Bird Conservation International* 17:295-300.
- HILTY S. L, BROWN W. L. 1986. *A guide the birds of Colombia*. Princeton University Press, Princeton.
- IÑIGO-ELIAS E, RAMOS MA. 1991. The psittacine trade in Mexico. Págs 380-392 en: Robinson JG, Redford KH(ed.) *Neotropical wildlife use and conservation*. The University of Chicago Press, Chicago and London.
- IUCN. 2014. The IUCN Red list of threatened species. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org> (Acceso 15 Diciembre 2014).
- IUCN/SSC. 2002. Guidelines for the placement of confiscated animals. IUCN Species Survival Commission. Gland, Switzerland.
- IUCN/SSC. 2013. Guidelines for reintroductions and other conservation translocations. Version 1.0. IUCN Species Survival Commission. Gland, Switzerland.
- JAIR, F., BERMUDEZ, A., SC, E.M., YANDY, O., GOYENECHÉ, R. 2014. Tráfico ilegal de tortugas continentales (Testudinata) en Colombia: una aproximación desde el análisis de redes. *Acta Biológica Colombiana* 19:381-392.
- KIM, L.C., GARNER, J.P., MILLAM, J.R. 2009. Preferences of Orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*) for cage enrichment devices. *Applied Animal Behaviour Science* 120:216-223.
- KOCK, R.A., WOODFORD, M.H., ROSSITER, P.B. 2010. Disease risks associated with the translocation of wildlife. *Scientific and Technical Review of the Office International des Epizooties* 29:329-350.
- LAMPREA-MALDONADO, S., MORENO, P., SÁNCHEZ, O., GÓMEZ, X., JURADO, N. 2009. Estudio retrospectivo del ingreso de animales provenientes del tráfico ilegal a la unidad de rescate y rehabilitación de animales silvestres (URRAS), entre Febrero de 1996 y Agosto de 2006. *Memorias de la CIMA* 5:4-8.
- LAWSON, K., VINES, A. 2014. Global impacts of the illegal

- wildlife trade global impacts of the illegal wildlife trade: the costs of crime, insecurity and institutional erosion. The Royal Institute of International Affairs. London.
- LOZANO-ORTEGA, I. 2003. La importancia de la rehabilitación en la liberación de fauna silvestre. Manejo de Fauna Silvestre en Amazonía y Latinoamérica. Bogotá, Colombia, 360–364.
- LOZANO-ORTEGA, I. 2004. El rescate y la reinserción de fauna en el Neotrópico, el nuevo milenio. Memorias del VI Congreso Internacional de Manejo de Fauna Silvestre en Latinoamérica. Iquitos, Perú, 516–521.
- MANCERA-RODRIGUEZ, N., REYES-GARCIA, O. 2008. Comercio de fauna silvestre en Colombia. Rev. Fac. Nat. Agr. Medellín 61:4618–4645.
- MENDIVELSO GAMBOA, D.A., MONTENEGRO, O.L. 2007. Diagnóstico del tráfico ilegal y del manejo post decomiso de fauna silvestre en nueve Corporaciones Autónomas Regionales de Colombia. Acta biológica Colombiana 12:125–127.
- MINISTERIO DE AMBIENTE, VIVIENDA Y DESARROLLO TERRITORIAL DE COLOMBIA. 2010. Resolución No. 2064 del 21 de Octubre de 2010. Por la cual se reglamentan las medidas posteriores a la aprehensión preventiva, restitución o decomiso de especímenes de especies silvestres de fauna y flora terrestre y acuática y se dictan otras disposiciones. Bogotá DC.
- MINISTERIO DE AMBIENTE Y DESARROLLO SOSTENIBLE. 2012. Estrategia nacional para la prevención y control al Tráfico Ilegal de especies silvestres: diagnóstico y plan de Acción ajustado. Bogotá DC.
- MINISTERIO DE AMBIENTE Y DESARROLLO SOSTENIBLE. 2014. Resolución No. 1912 del 15 de Septiembre de 2017. Por la cual se establece el listado de las especies silvestres amenazadas de la diversidad biológica colombiana continental y marino costera que se encuentran en el territorio nacional, y se dictan otras disposiciones. Colombia. Bogotá DC.
- MOORHOUSE, T., BALASKAS, M., D'CRUZE, N., MACDONALD, D. 2017. Information could reduce consumer demand for exotic pets. Conservation Letters 10:337–345.
- MORGAN, K.N., TROMBORG, C.T. 2007. Sources of stress in captivity. Applied Animal Behaviour Science 102:262–302.
- MUÑOZ-VASQUEZ, U., OCHOA-ZULUAGA, J., QUICENO-FRANCO, W., QUIROZ-HERRERA, V., SOCIEDAD ANTIOQUEÑA DE ORNITOLOGÍA. 2014. Guía fotográfica de las aves del Valle de Aburrá. Editorial Pulsatrix Birding Production, Medellín.
- MURPHY, S.M., BRAUN, J.V., MILLAM, J.R. 2011. Bathing behavior of captive Orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*). Applied Animal Behaviour Science 132:200–210.
- PÉREZ CORTÉS, Y., MARÍN ESPINEL, A. 2012. Tráfico Fronterizo. Dirección de Carabineros y Seguridad Rural. Área de Seguridad Ambiental y Ecología Rural. Bogotá DC.
- PHILADELPHO, N.A., RUBBENSTROTH, D., GUIMARÃES, M.B., PIANTINO FERREIRA, A.J. 2014. Survey of bornaviruses in pet psittacines in Brazil reveals a novel parrot bornavirus. Veterinary Microbiology 174:584–590.
- POLVERINO, G., MANCIOCCO, A., VITALE, A., ALLEVA, E. 2015. Stereotypic behaviours in *Melopsittacus undulatus*: behavioural consequences of social and spatial limitations. Applied Animal Behaviour Science 165:143–155.
- R CORE TEAM. 2016. R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.
- REDFORD, K.H. 1992. The empty forest. BioScience 42:412–422.
- REGUEIRA, R.F.S., BERNARD, E. 2012. Wildlife sinks: quantifying the impact of illegal bird trade in street markets in Brazil. Biological Conservation 149: 16–22.
- REMSEN, J. V., JR., J. I. ARETA, C.D. CADENA, S. CLARAMUNT, A. JARAMILLO, J. F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ AND KJZ. 2016. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Union. <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.htm>
- RENJIFO, L.M., FRANCO-MAYA, A.M., ESPINEL-AMAYA, J.D., KATTAN, G.H., LOPEZ-LANÚS, B. (eds). 2002. Libro rojo de aves de Colombia. Instituto de Investigaciones de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt y Ministerio de Medio Ambiente. Bogotá, Colombia.
- RENJIFO, L.M., GÓMEZ, M.F., VELÁSQUEZ-TIBATÁ, J., AMAYA-VILLAREAL, Á.M., KATTAN, G.H., AMAYA-ESPINEL, J.D., BURBANO-GIRÓN, J. 2014. Libro rojo de aves de Colombia, Volumen I: bosques húmedos de los Andes y la costa Pacífica. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander Von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- RESTREPO, J.C., RESTREPO, J.J., ISAZA, J.A., ARANGO, A.M., HURTADO, J. 2010. Estado del conocimiento de la fauna silvestre en la jurisdicción de Corantioquia. Corporación Autónoma Regional del Centro de Antioquia. Medellín.
- RIDGELY, R.S., ALLNUTT, T.F., BROOKS, T., MCNICOL, D.K., MEHLMAN, D.W., YOUN, B.E., ZOOK, J.R. 2003. Digital distribution maps of the birds of the western hemisphere. NatureServe. Arlington, Virginia, USA.
- RODRÍGUEZ-GONZÁLEZ, E.T., ESPERANZA-CRUZ, D. 2008. Caracterización ecológica, económica y administrativa del tráfico ilegal de fauna silvestre. Universidad de la Salle. Bogotá, Colombia.
- RODRÍGUEZ-MAHECHA, J.V., ROJAS-SUÁREZ, F., ARZUZA, D.E.,

- GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, A. 2005. Loros, Pericos & Guacamayas. Bogotá.
- RODRÍGUEZ-MAHECHA, J.V., HERNÁNDEZ-CAMACHO, J.I. 2002. Loros de Colombia. Conservación Internacional. Bogotá, Colombia.
- ROJAS-BRIÑEZ, D.K., REGIS-SILVA, M., GARCÍA-MELO, J.E. 2013. Estado actual y perspectivas de conservación frente al comercio ilegal de fauna silvestre en el departamento del Tolima (Colombia). *Revista Tumbaga* 8:97–111.
- SALAZAR, O. 2001. Situación de las aves silvestres. *Boletín GEAS* 2:5–9.
- SANZ, V., GRAJAL, A. 1998. Successful reintroduction of captive-raised Yellow-Shouldered Amazon Parrots on Margarita Island, Venezuela. *Conservation Biology* 12:430–441.
- SMITH, K.F., BEHRENS, M., SCHLOEGEL, L.M., MARANO, N., BURGIEL, S., DASZAK, P. 2009. Reducing the risks of the wildlife trade. *Science* 324:594–595.
- SODHI, N.S., BROOK, B.W., BRADSHAW, C.J.A. 2009. Causes and consequences of species extinctions. *The Princeton Guide to Ecology* 28:514–520.
- SOLER-TOVAR, D., BRIEVA-RICO, C. 2009. Alteraciones de salud frecuentes en animales provenientes del mercado negro de mascotas silvestres. In: I congreso y IV Foro ACOPAZOA. Tocancipá, 1–4.
- SOLLUND, R., MAHER, J. 2015. The illegal wildlife trade. European Union: EFFACE.
- STITT, T., MOUNTFIELD, J., STEPHEN, C. 2007. Opportunities and obstacles to collecting wildlife disease data for public health purposes: results of a pilot study on Vancouver Island, British Columbia. *Canadian Veterinary Journal* 48: 83–90.
- TELLA, J., HIRALDO, F. 2014. Illegal and legal parrot trade shows a long-term, cross-cultural preference for the most attractive species increasing their risk of extinction. *Plos One* 9:10.
- TROCINI, S., PACIONI, C., WARREN, K., BUTCHER, J., ROBERTSON, I. 2008. Wildlife disease passive surveillance: the potential role of wildlife rehabilitation centres. 6th National Wildlife Rehabilitation Conference. Camberra.
- TRONCOSO, F., NARANJO-MAURY, W. 2004. ¿Qué hacer con aves silvestre rescatadas, decomisadas y/o entregadas? El papel de los centros de atención y valoración. *Ornitología Colombiana* 2:58–61.
- UNITED NATIONS OFFICE ON DRUGS AND CRIME. 2016. World Wildlife Crime Report: Trafficking in protected species. UNODC. Nueva York.
- VANSTREELS, R.E.T., TEIXEIRA, R.H.F., CAMARGO, L.C., NUNES, A.L.V., MATUSHIMA, ER. 2010. Impacts of animal traffic on the Brazilian Amazon parrots (*Amazona* species) collection of the Quinzinho de Barros Municipal Zoological Park, Brazil, 1986–2007. *Zoo Biology* 29:600–14.
- VÁSQUEZ QUEZADA, I.D. 2011. Evaluación de los centros de fauna silvestre en Azuay. Universidad de Azuay. Cuenca, Ecuador.
- WEBB, N.V., FAMULA, T.R., MILLAM, J.R. 2010. The effect of rope color, size and fray on environmental enrichment device interaction in male and female Orange-winged Amazon parrots (*Amazona amazonica*). *Applied Animal Behaviour Science* 124:149–156.
- WESTON, M.K., MEMON, M.A. 2009. The illegal parrot trade in latin america and its consequences to parrot nutrition. *Bird Populations* 9:76–83.
- WHITE, T.H., COLLAR, N.J., MOORHOUSE, R.J., SANZ, V., STOLEN, E.D., BRIGHTSMITH, D.J. 2012. Psittacine reintroductions: common denominators of success. *Biological Conservation* 148:106–115.
- WOODFORD, M.H. 2000. Quarantine and health screening protocols for wildlife prior to traslocation and release into the wild. Published jointly by the IUCN Species Survival Commission's Veterinary Specialist Group, Gland, Switzerland, the Office International des Epizooties (OIE), Paris, France, Care for the Wild, U.K., and the European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians, Switzerland.
- WORLD WILDLIFE FUND, DALBERG. 2012. Fighting illicit wildlife trafficking: a consultation with governments. WWF. Gland, Suiza.
- WRIGHT, T.F., TOFT, C.A., ENKERLIN-HOEFELICH, E., GONZALEZ-ELIZONDO, J., ALBORNOZ, M., RODRÍGUEZ-FERRARO, A., ROJAS-SUÁREZ, F., SANZ, V., TRUJILLO, A., BEISSINGER, S.R., VICENTE BEROVIDES, A., XIOMARA-GÁLVEZ, A., BRICE, A.T., JOYNER, K., EBERHARD, J., GILARDI, J., KOENIG, S.E., STOLESON, S., MARTUSCELLI, P., MICHAEL-MEYERS, J., RENTON, K., RODRÍGUEZ, A.M., SOSA-ASANZA, A.C., VILELLA, F.J., WILEY, J.W. 2001. Nest poaching in Neotropical parrots. *Conservation Biology* 15:710–720.
- WYLER, L., SHEIKH, P. 2013. International illegal trade in wildlife: Threats and US policy. CSR Report for Congress. USA.

Recibido: 22 de febrero de 2017 *Aceptado:* 08 de noviembre de 2017

Editor asociado

Orlando A. Acevedo - Charry

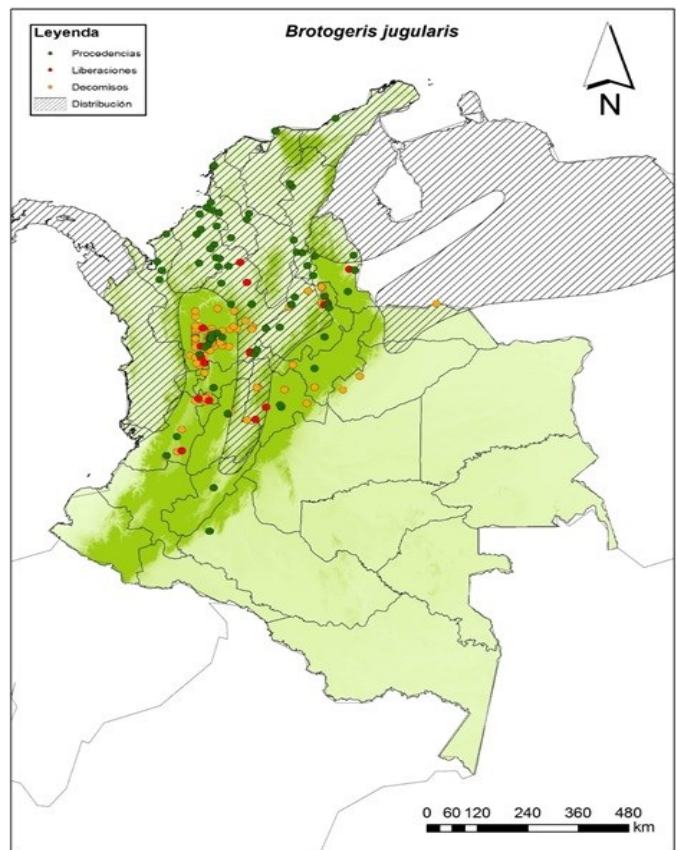
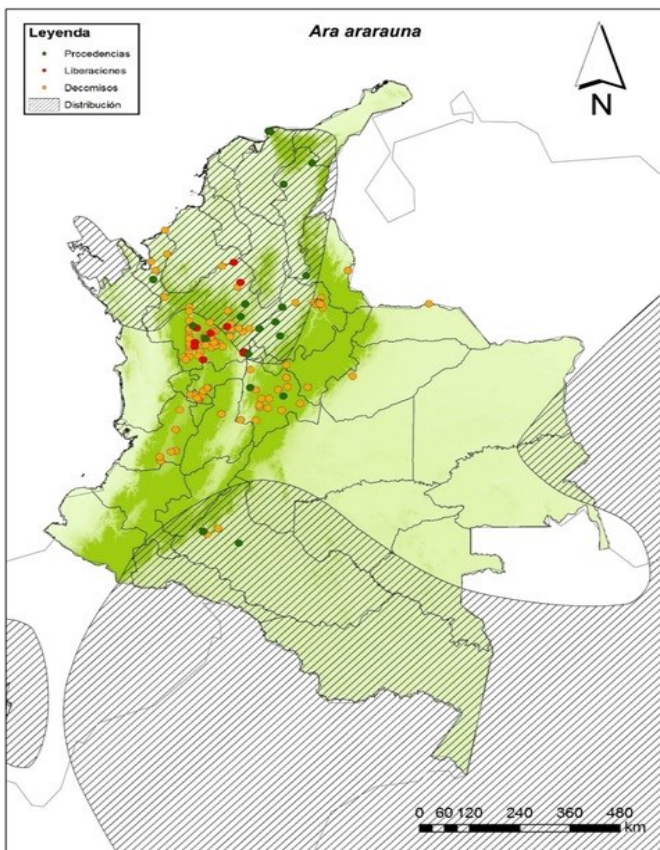
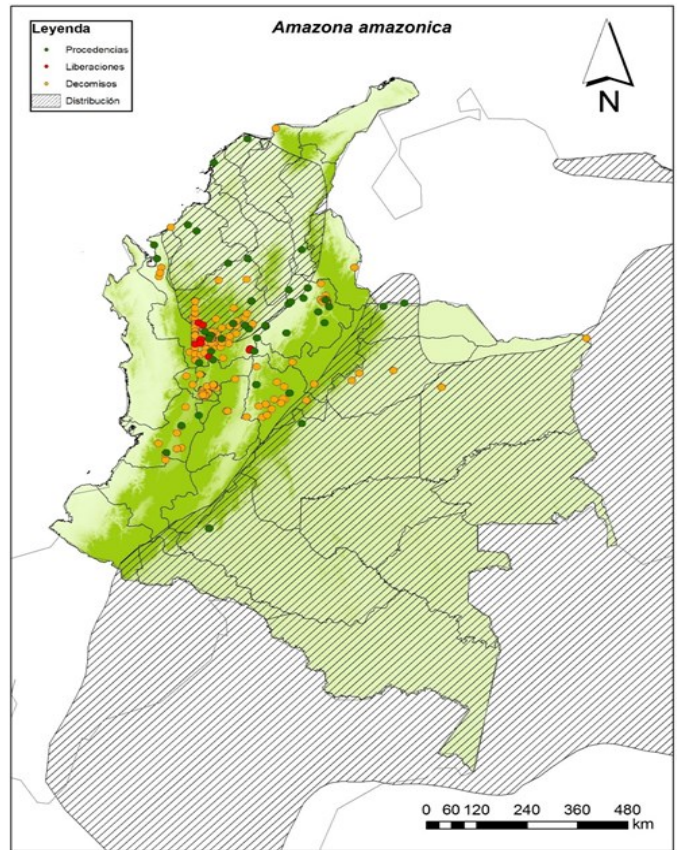
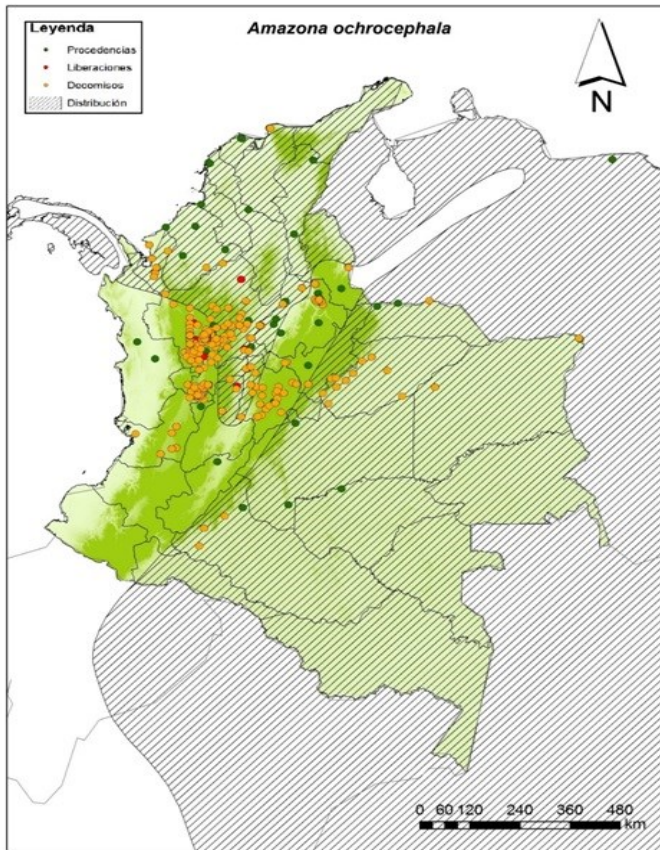
Evaluadores

Eduardo Iñigo-Elias / Berton Harris

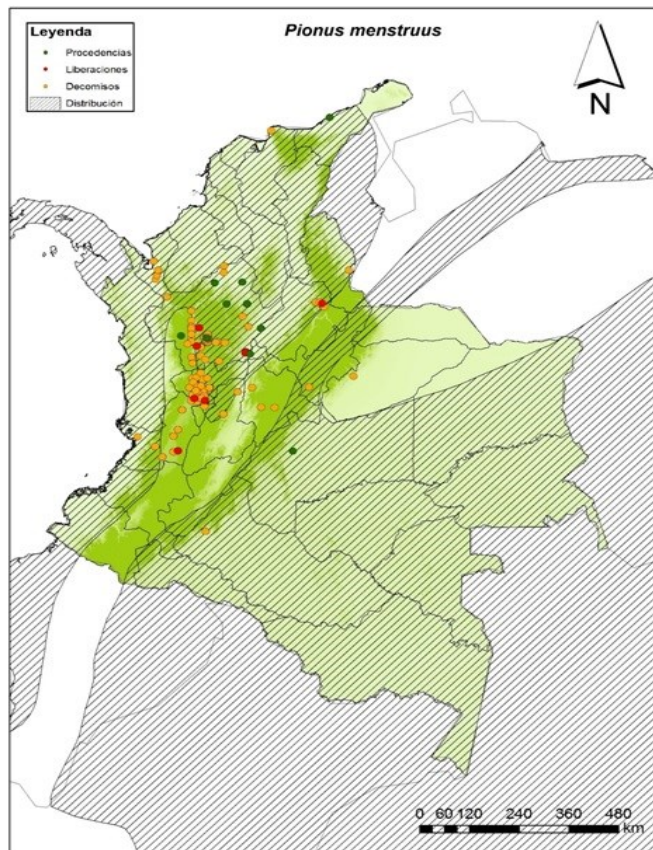
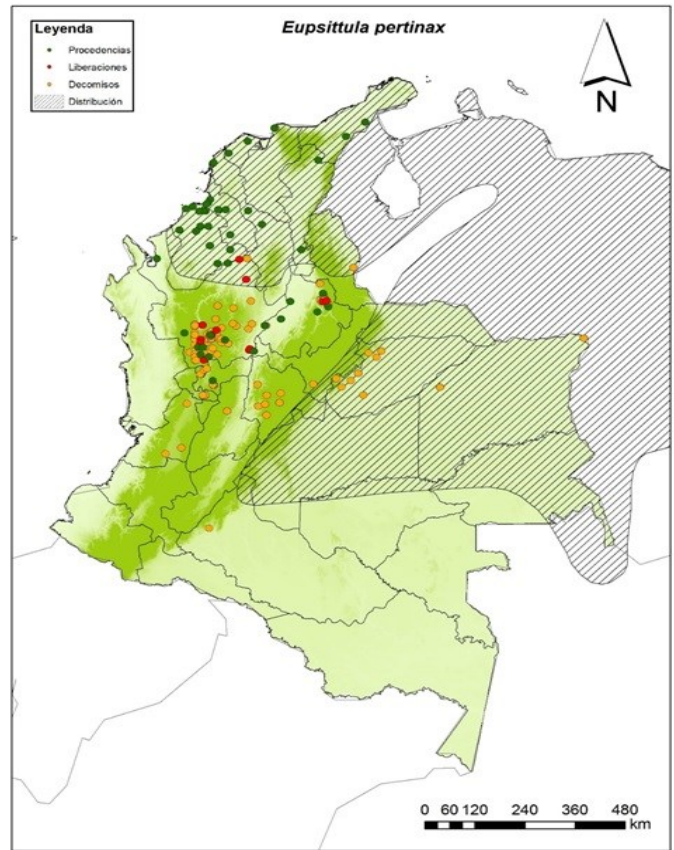
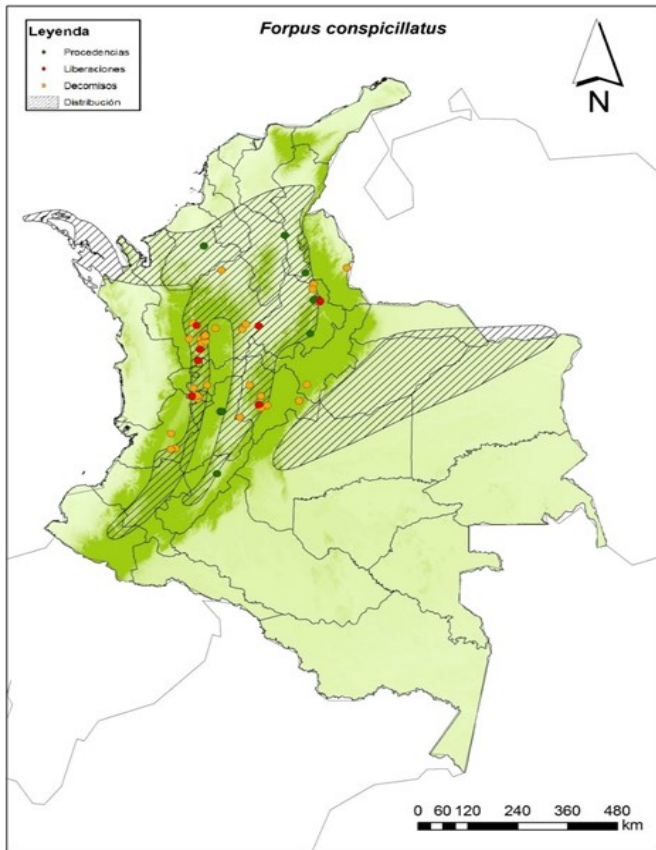
Anexo 1. Razón de Momios de la regresión logística de mortalidad para calcular el tamaño del efecto de cada variable explicatoria. El valor de referencia de cada variable se encuentra señalada con un asterisco.

Variables Explicatorias		RM Crudo	RM Ajustado (95% IC)	P (Test de Wald)	P (LR Test)
Tiempo en cautiverio	0-1 año*	1	1		<0,001
	1 -5 años	1,12 (0,79,1,61)	0,88 (0,56,1,37)	0,569	
	5 -50 años	1,05 (0,7,1,59)	0,85 (0,49,1,47)	0,555	
Tiempo en el Centro de Recepción	0 a 3 meses*	1	1		<0,001
	3 a 6 meses	0,37 (0,25,0,57)	0,4 (0,24,0,66)	<0,001	
	6 a 9 meses	0,46 (0,24,0,87)	0,32 (0,14,0,7)	0,004	
	9 a 12 meses	0,29 (0,1,0,89)	0,31 (0,09,1,08)	0,067	
	1 a 7 años	0,27 (0,15,0,46)	0,08 (0,04,0,18)	<0,001	
Entidad Ambiental	Entidad ambiental 1*	1	1		<0,001
	Entidad ambiental 2	0,17 (0,12,0,24)	0,09 (0,05,0,15)	<0,001	
	Entidad ambiental 5	0,25 (0,04,1,4)	0,18 (0,03,1,13)	0,068	
	Entidad ambiental 11	0,33 (0,05,2,05)	0,36 (0,05,2,49)	0,299	
	Entidad ambiental 12	0,08 (0,01,0,71)	0,11 (0,01,1,12)	0,062	
	Entidad ambiental 13	0,19 (0,1,0,34)	0,71 (0,31,1,63)	0,415	
	Entidad ambiental 14	2,83 (0,8,10,04)	2,16 (0,56,8,28)	0,261	
Género	<i>Amazona</i> *	1	1		<0,001
	<i>Ara</i>	1,11 (0,66,1,89)	1,24 (0,64,2,39)	0,522	
	<i>Brotogeris</i>	0,89 (0,62,1,27)	1,42 (0,84,2,41)	0,187	
	<i>Eupsittula</i>	0,69 (0,37,1,31)	1,26 (0,58,2,74)	0,561	
	<i>Forpus</i>	1,39 (0,64,3)	0,99 (0,38,2,6)	0,981	
	<i>Pionites</i>	1,82(0,11,29,43)	0,29 (0,02,4,94)	0,391	
	<i>Pionus</i>	2,86 (1,66,4,92)	0,87 (0,42,1,78)	0,696	
	<i>Psittacara</i>	0 (0,Inf)	0(0,Inf)	0,985	

Anexo 2. Mapas de distribución de los datos de procedencia, decomiso y liberación de las especies *Amazona ochrocephala*, *Amazona amazonica*, *Ara ararauna*, *Brotogeris jugularis*, *Forpus conspicillatus*, *Eupsittula pertinax* y *Pionus menstruus*.



Anexo 2 (continuación). Mapas de distribución de los datos de procedencia, decomiso y liberación de las especies *Amazona ochrocephala*, *Amazona amazonica*, *Ara ararauna*, *Brotoyeris jugularis*, *Forpus conspicillatus*, *Eupsittula pertinax* y *Pionus menstruus*.



Restored corridors as potential habitat for resident bird species in the Central Andes of Colombia

Corredores restaurados como hábitat potencial para especies de aves residentes en la Cordillera Central de Colombia

Carolina Montealegre-Talero^{1,2}, María Angela Echeverry-Galvis¹, Luis Miguel Renjifo¹

¹Departamento de Ecología y Territorio, Facultad de Estudios Ambientales y Rurales, Pontificia Universidad Javeriana, Transversal 4 # 42-00. Edificio Rafael Arboleda, piso 8, Bogotá, Colombia

²Laboratório de Ecologia da Paisagem e Conservação (LEPaC), Departamento de Ecologia, Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo, Rua do Matão, 321, travessa 14, São Paulo, SP, Brasil. CEP: 05508-090.

✉ c.montealegre@ib.usp.br, ma.echeverryg@javeriana.edu.co, lmrenjifo@javeriana.edu.co

Abstract

The restoration of habitat corridors and the conservation of remnant forest strips or riparian habitats have been proposed as tools to enhance connectivity in fragmented landscapes. To determine corridor effectiveness some studies have evaluated species presence and movements, but life cycle activities are rarely used as measurements of success. In this study we gathered molt and breeding evidences for 20 individuals of 15 bird species in three corridors that were actively restored between 2003 and 2006 to reconnect two Andean forest fragments. Overall, 25% of the captured individuals displayed overlap between molt and breeding. Our findings indicate that restored corridors that improve connectivity in fragmented landscapes are highly important, not only for the movement of individuals but also as habitat to perform important life cycle activities, like molt and breeding. We propose that recording those life cycle activities for bird species is a reliable indicator to determine whether restoration efforts have been successful.

Key words: connectivity, fragmentation, habitat, life cycle, molt, reproduction

Resumen

La restauración de corredores de vegetación nativa y la conservación de corredores de hábitat o de bosques riparios han sido propuestas como herramientas para aumentar o restituir la conectividad en paisajes fragmentados. Algunos estudios han evaluado la presencia o el movimiento de las especies para determinar la eficacia de los corredores, pero los eventos del ciclo de vida han sido pocas veces tomados como indicadores de éxito. En este estudio recopilamos evidencias de muda y reproducción para 20 individuos de 15 especies en tres corredores que fueron restaurados entre el 2003 y el 2006, los cuales reconectaron dos fragmentos de bosque andino. En total, el 25% de los individuos mostraron evidencia de muda y reproducción simultáneas. Nuestros resultados estarían indicando que los corredores que aumentan la conectividad en paisajes fragmentados son altamente importantes, no sólo para el movimiento de los individuos, sino también como hábitat para llevar a cabo importantes actividades del ciclo de vida. Proponemos que las evidencias de muda y reproducción se pueden tomar como indicadores del éxito de estrategias de restauración.

Palabras clave: conectividad, ciclo de vida, fragmentación, hábitat, muda, reproducción

Introduction

Corridors are defined as strips of habitat that are embedded in a different matrix and connect isolated habitat fragments (Beier & Noss 1998). The connectivity of habitats through corridors may be viewed as structural or functional (Kool *et*

al. 2013). Structural interpretations of connectivity focus on landscape characteristics (including the matrix) such as composition, configuration and matrix permeability (Dunning *et al.* 1992, Taylor *et al.* 1993). In contrast, functional connectivity is strongly related to the life history of species (Kool *et al.* 2013), and corresponds to the actual

capacity of a species to use the landscape as a function of the suitable habitat that such landscape provides (Uezu *et al.* 2005, Kupfer *et al.* 2006). In the short term, species persistence in isolated habitat patches might be possible even when resources are scarce and (functional) connectivity is low (Hilty *et al.* 2006). Nevertheless, successful dispersal and recolonization are key requisites for the long-term survival of species in fragmented landscapes, and corridors may facilitate these important life history events (Wiens 1997).

Corridors allow movement of individuals among different habitat types that can be used for dispersal, breeding, feeding, molting, or roosting (Soulé 1991). Line corridors can be fencerows and hedgerows and contain only edge habitat; these connect close and small habitat patches and are appropriate for the movement of small vertebrates (*i.e.*, mice, chipmunks, or passerine birds: Noss 1991). Strip corridors are wider and longer and connect larger patches, creating a landscape mosaic; they include various habitat types like riparian forests and some interior habitat (Noss 1991). Forested streams can also act as efficient corridors for plant species in fragmented landscapes (Araujo Calçada *et al.* 2013). Wider corridors that connect nature reserves in regional networks are useful to link populations of big mammals (Meffe & Carroll 1997), such as lynx (Jędrzejewski *et al.* 2002) or wolves (Jędrzejewski *et al.* 2001). The effectiveness of either class of corridor is related to the scale at which species perceive the landscape and perform life history traits such as dispersal and reproduction (Clergeau & Burel 1997).

Landscape structure and organism movement (*i.e.*, use of corridors) are interdependent and this relation is usually known as connectivity, an important landscape property (Merriam 1984). The capacity of connectivity to influence animal

populations in heterogeneous landscapes and the important implications for conservation biology has increased interest in the study of landscape connectivity (Goodwin 2003). Because of their importance for connectivity, assessing the quality of corridors and how they are used by wildlife is crucial for conservation programs. Different authors have evaluated the effectiveness of biological corridors, asking whether they promote movement and connect populations effectively (Beier & Noss 1998, Gilbert-Norton *et al.* 2010), or if they enhance the presence of focal species, movement between patches, gene flow, and patch occupancy (Gregory & Bier 2014). Other studies have analyzed bird movement patterns in landscapes containing natural corridors (Castellón & Sieving, 2006), live fences, and isolated trees (Graham 2001, Pulido-Santacruz & Renjifo 2010). Finally, other researchers have assessed habitat use, breeding success (Sekercioglu *et al.* 2007), and nest predation in agricultural landscapes (Willson *et al.* 2000). Nevertheless, to our knowledge there are no studies focused on documenting specific life cycle events such as reproduction or molt of bird populations within restored corridors.

Molt, as a key event in the life cycle, is defined as the regular replacement of feathers and integument (Palmer 1972). Birds need to replace their feathers because they are constantly worn out during flight, by the action of ectoparasites, UV radiation, and the contact with hard surfaces (Fox *et al.* 2008, Rohwer 2008, Mujires *et al.* 2012). Breeding is another major life cycle event and typically precedes molting (Gill 2007, Echeverry-Galvis & Córdoba 2008). Not without debate, it has been suggested that food abundance acts as a regulator for the occurrence of breeding (Snow & Snow 1964, Poulin 1992). Given that reproduction and molt are energetically demanding (Snow & Snow 1964, Pyle 1997), these events must be scheduled when the bird's requirements for self-maintenance are

lowest or when food availability is greatest (Gill 2007) and that is why they typically occur at different times during the year. However, some birds include an overlap between molt and breeding, including temperate species (Hemborg 1999) and tropical resident birds (Snow & Snow 1964, Foster 1975, Echeverry-Galvis 2001, Johnson *et al.* 2012, Echeverry-Galvis & Hau 2013).

In this study, we present molt and reproductive evidence for resident Andean bird species, which were captured or observed in three restored corridors that structurally connect two large forest fragments in the Central Andes of Colombia. Our findings constitute the first evidence of those life cycle activities in this type of corridors and this possibly suggests that birds are using these restored corridors as habitat and not only for sporadic movement.

Methods

Study site.- The study area is located in the Central Andes of Colombia, in the departments of Quindío and Risaralda (Fig. 1A). The region is classified as sub-Andean forest (Cuatrecasas 1958) or subtropical wet forest (Holdridge 1967). Rainfall regime is bimodal with peaks of precipitation in April-May and October-November. There are two dry seasons, a mild one occurs in December-January and a more pronounced one in July-August (Aguilar & Rangel 1994). Temperature fluctuates between 18 and 24°C, and annual precipitation oscillates between 2,000 and 4,000 mm/yr (IGAC 1988). Pastures for cattle and exotic-tree plantations (*Pinus*, *Cupressus* and *Eucalyptus*) dominate the landscape (Renjifo 1999). Such matrices surround some native forest remnants, including two large tracts: Barbas (731 ha) and Bremen (840 ha) (Fig. 1B).

By the beginning of the 18th Century this area was covered by continuous forest; deforestation began in the mid-19th Century with the settlement of the first towns, but the dominant matrix was still extensive forest when the first ornithologists studied the area in the early 20th Century (Renjifo 1999). Later, from 1970–1991 some of the cattle pastures were replaced by exotic-tree plantations (D. Martínez pers. com. in Marín-Gómez *et al.* 2009). Between 2003 and 2006 a total of four forest corridors (Colibrías, Pavas, Laureles, and Monos, Fig. 1B) were restored, which reconnected the main forest tracts of Bremen and the Barbas river canyon. Our observations and captures took place inside all corridors except Laureles, because it is located in a private property to which we could not get access.

These corridors were established on either grazing pasture or recently clear-cut exotic-tree plantations, and were restored by accelerating the process of natural succession, a technique that consists in planting species of intermediate and advanced successional stages during the initial establishment stage (Palmer *et al.* 1997). In the case of the Barbas-Bremen corridors, the final objective was to restore an advanced secondary native forest, instead of a mature forest (Vargas 2008). In three years the trees reached a canopy >12 meters and the corridors had a similar structure and composition as secondary forests, including threatened tree species (Cavelier *et al.* 2008).

Evaluating breeding, molt, and their overlap.- Inside the corridors, we operated five to seven 12 x 2.6 m, 30 mm mesh mist nets, placed in arrangements of two or three nets, perpendicular to the direction of the corridors, at ground level. This was done from 06:00 to 11:00 and from 14:00 to 16:00, on 1 to 14 May (686 net-hours), 13 to 19 June (245 net-hours) and 17 to 27 July

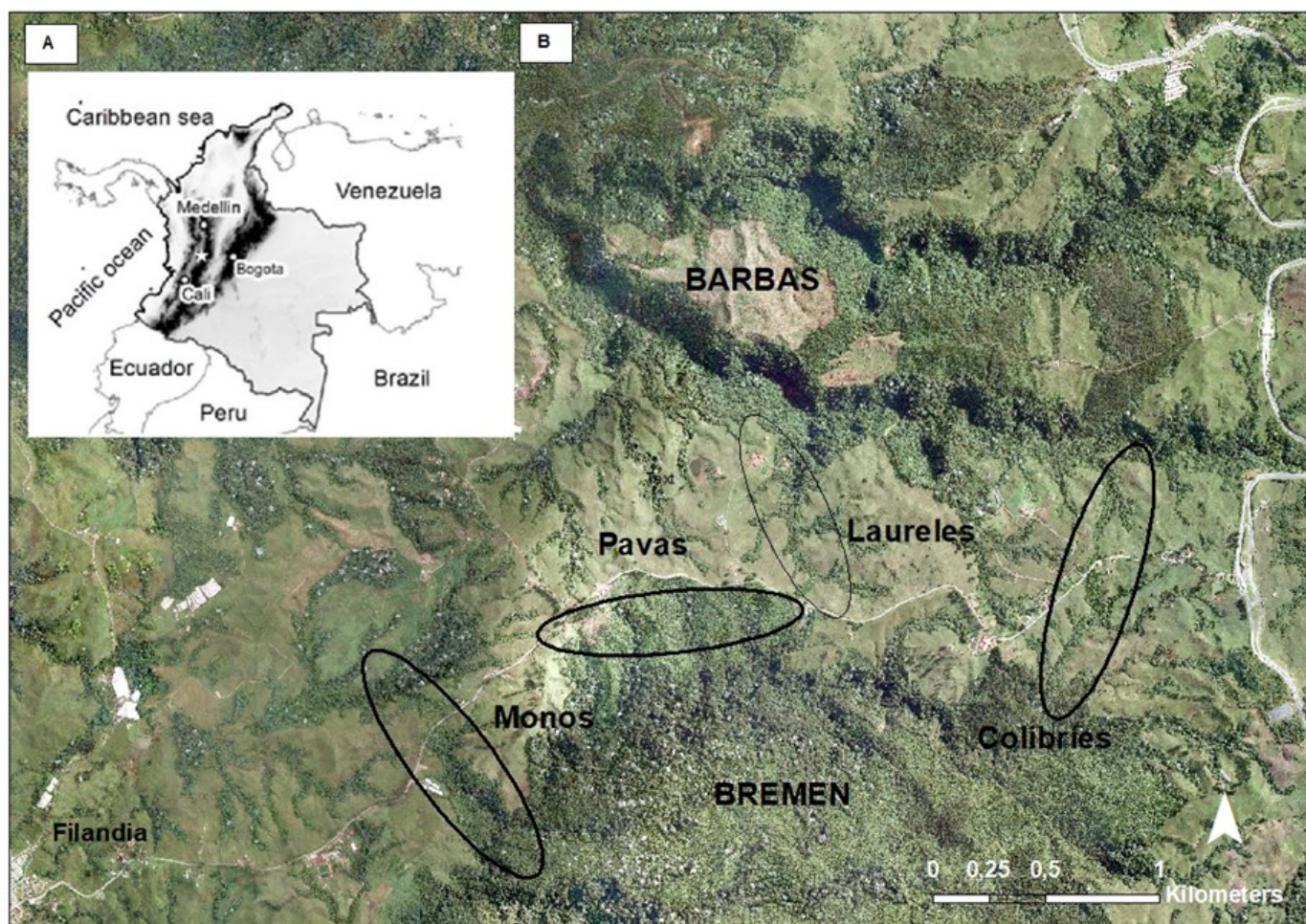


Figure 1. (A) Location of the study area in the western slope of the Cordillera Central of the Colombian Andes. (B) Landscape view showing the main forest tracts: Bremen and Barbas River Canyon and the restored corridors: Colibries, Pavas, Monos and Laureles, which was not sampled and is indicated with a narrower line. The nearest town, Filandia, is shown on the left bottom corner.

(539 net-hours) of 2013, for a total of 1470 net-hours.

Following Johnson *et al.* (2012), for every individual captured we defined molt as symmetrical replacement of wing and tail feathers, given that molt of flight feathers are reliable indicators of true molting events, contrary to adventitious or accidental replacement of feathers which may occur year-round (Howell *et al.* 2003). Breeding status was defined as the presence or absence of a brood patch, indicated by a belly region without feathers, wrinkled and with hyper-vascularization corresponding to the categories 3 and 4, following Redfern & Clark (2001). We did not consider the presence of

cloacal protuberances as a trustful indicator of reproductive status (J. Wolfe pers. comm). We considered molt-breeding overlap to happen when birds were molting primary feathers and simultaneously had a developed brood patch. Also, we carried out *ad libitum* observations around the three corridors, in order to record signs of reproductive activity, such as open cups or cavity nests, adults making visits to nest and feeding fledglings.

Results

Overall, 40 individuals of 24 species were captured or observed, which corresponds to 26% of the bird species previously reported using the

corridors (Marín-Gomez *et al.* 2009). Of these, 20 individuals of 15 species were recorded breeding, molting, or both (Appendix 1) and correspond to 13 individuals (32.5%) that showed signs of breeding, 11 individuals (27.5%) that were molting and seven individuals (17.5%) that were overlapping molt and breeding.

We observed six individuals of five different species performing reproductive events during the *ad libitum* observations: three individuals of two cavity nesting species (male and female of *Trogon collaris*, and one male individual of *Eubucco bourcierii*) were found nesting inside the Monos corridor. Also, a cup nest of *Atlapetes albinucha* was found in the Pavas corridor and cup nests of, *Turdus leucops*, and *T. fuscater* were found inside the Colibries corridors. A fledgling of *Myadestes ralloides* was photographed in the Pavas corridor (Fig. 2).

We gathered reproductive evidence for 15 individuals of 10 species and inform about reproductive times previously reported by other authors in other localities in Colombia and other Andean countries (Table 1).

Discussion

To our knowledge, our findings constitute the first evidence that energetically costly life cycle activities (*i.e.*, molt, breeding and overlap) are performed by birds in restored corridors. Nevertheless, studies at the community level are extremely important, since the incidence of molt and breeding evidences may indicate general patterns of the annual cycle of birds at the local level and this may help elucidate how they are related to the local environmental characteristics (Marini & Durães 2001). For tropical regions, environmental factors that trigger the reproductive season include rain regimes and the offer of food resources (Lack 1968); meanwhile,

molt usually starts after reproduction is completed (Gill 2007). Still, molt and breeding can overlap and this can be explained in two different ways. One, that food is a limiting resource so the overlap occurs when there is a short and abundant explosion of it (Hemborg & Lundberg 1998). Two, food resources are constant and abundant through time, so that overlapping both events maximizes the reproductive period at expenses of feather growth rate (Foster 1974). The molt-breeding overlap evidences found in our study could be taken as indicators of the state of the habitat that these restored corridors provide, however, more studies are needed in order to understand the factors that trigger these life cycle events in this particular bird community. It would be interesting to understand if the phenology of the restored plant community follows the same fruiting periods as the bigger forest fragments. Also, during our field season we found some portions of the corridors invaded by non-native grass species, like *Axonopus* sp., evidencing the importance of gathering information regarding invasive and exotic species effect on habitat availability. Our findings are of great importance, since they suggest that birds are using the restored corridors as habitat and not only for sporadic movement.

Despite the high energetic cost that an overlap between molt and breeding might impose, Foster (1974) stated that the proportion of overlap is higher in tropical than in temperate habitats, due to a prolonged breeding period in the tropics. Protracted breeding seasons are related to a higher immune response in tropical birds, due to a higher incidence of parasites (Moreno 2004). In a study completed at a tropical cloud mountain forest of the Colombian Andes, Echeverry-Galvis (2001) found that 28% of the individuals showed an overlap between these two activities. In our study, we found that 17.5% of the individuals showed an overlap between molt and



Figure 2. Photographic records of some species nesting inside the corridors that connect the forests of Barbas and Bremen in the central Andes of Colombia: (A) Adult male of *Eubucco bourcierii* (B) Nestlings of *Turdus leucops* (C) Fledgling of *Myadestes ralloides* (D) Nestlings of *Atlapetes albinucha* (E) Eggs of *Trogon collaris*.

reproduction. In contrast, in the lowlands of the Central Amazonia in Brazil, Johnson *et al.* (2012) found overlap in 12% of the individuals. In the lowlands of Costa Rica, the 9% of the individuals showed evidence of molt-breeding overlap (Foster 1975). Piratelli *et al.* (2000) registered a 3.2% overlap in the lowlands of southwestern Brazil and Marini & Durães (2001) reported a 2% overlap in a study completed at locations at 1,000 m in central Brazil. This could suggest that overlapping molt and reproduction is a more common event at the community level in the tropical highlands than in the lowlands, but more studies are needed in order to establish a pattern. We spent over one month in the field during the wet season (May), the transition from rainy to dry season (June), and the beginning of the driest season of the year (July). Our data indicate that these months constitute an important breeding season for birds at this locality in the Central Andes of Colombia, but sampling along a whole

year is needed to identify other important breeding periods. When we compared our findings with available literature for reproductive reports, we found that the 11 species breeding inside the corridors were coincident in time with what other authors had reported in other localities across the Colombian Andes, as well as in other neotropical areas.

For *M. aequatorialis* reproductive activity was recorded on July, which had not been reported in Colombia, but matches the reproductive period in Ecuador, which goes from January to May and from July to November (Greeney *et al.* 2006). Until 2009, this species was previously classified as a subspecies of (*M. momota*), but was later elevated to the species level by Stiles (2009). For *T. fuscater* reproduction has been reported through most of the year in other locations in Colombia (January-September), similar to what Greeney & Nunnery (2006) found for various

Table 1. Reproductive times and evidences found for 15 individuals of 10 species and reproductive times previously reported by other authors in other localities in Colombia and other Andean countries.

Species	Reproductive time in this study	Reproductive times previously reported	Locality and authors
<i>Trogon collaris</i>	On June 19 th a nest containing two white eggs was found in the “Monos” corridor, located inside a cavity carved into half-rotten tree trunk, 1 m from the ground. We observed the male and female perching in close branches.	Between April–August 12 individuals in breeding condition were found in the Sierra Nevada de Santa Marta, Perijá Mountains and West and Central Andes in Colombia. A cavity nest with 2 white eggs inside was found on March 5 th in the National Park Cueva de los Guácharos.	Sierra Nevada de Santa Marta, Perijá Mountains and West and Central Andes in Colombia (Carriker in Hilty and Brown 1986). National Park Cueva de los Guácharos (Gertler in Hilty and Brown 1986).
<i>Momotus aequatorialis</i>	On July 20 th a female was captured with a possible egg in the abdomen.	In east Ecuador active nests were discovered between January–May and July–November. Gonadal condition of specimens indicated probable laying in the second half of March and in September. In Colombia, two females in breeding condition were found in January and June in the Central and Western Andes. A breeding individual was found in February in the Macarena Mountains.	East Ecuador (Greeney <i>et al.</i> 2006). Central and Western Andes (Carriker in Hilty and Brown 1986). Macarena Mountains, Colombia (Olivares 1962).
<i>Eubucco bourcierii</i>	On May 7 th one individual was observed inside a cavity nest, carved into a <i>Cecropia</i> spp. tree, in the “Monos” corridor.	Two cavity nests were found in Panama in June–July. Breeding individuals were found in March–July from Central America to Colombia, Ecuador and Peru. Also in December–April in Venezuela. Five individuals in breeding condition were found in March–June in West and Central Andes of Colombia.	Panama (Worth 1983). From Central America to Colombia, Ecuador and Peru. Venezuela (del Hoyo <i>et al.</i> 2013). West and Central Andes (Miller 1963).
<i>Aulacorhynchus haematopygus</i>	On May 14 th one individual was captured in the “Monos” corridor, showing a brooding patch.	Young fledged between February–March in South West Ecuador –March. Breeding time occurs in January–May, and as early as November in Ecuador and South Colombia. Three birds in breeding condition were found in March–May in the Central Andes of Colombia. Two individuals in breeding condition were caught in April in the West Andes in Valle del Cauca, Colombia.	South West Ecuador (Best <i>et al.</i> 1996). Central Andes of Colombia (Carriker in Hilty and Brown 1986). West Andes in Colombia (Miller 1963).
<i>Pyroderus scutatus</i>	On 27 th July a female individual was captured in the “Colibries” corridor, carrying an egg in its abdomen. We also observed a male that accompanied the female several days before and after the capture. After the female was caught, both individuals were seen in the corridor for two days but then moved to a ravine, where they were difficult to follow due to the steepness of the terrain.	In the Central Andes of Colombia egg laying occurs in March–July, with a peak in April–May. Four individuals in breeding condition were found in April–May in the Perijá Mountains, Colombia.	Central Andes of Colombia (del Hoyo <i>et al.</i> 2013). Perijá Mountains, Colombia (Carriker in Hilty and Brown 1986).
<i>Cyanocorax yncas</i>	Two individuals were captured: one in May 14 th at “Monos” corridor and another in July 21 st at “Colibries” corridor, both showing brooding patches.	Eggs recorded in March–August in the Andes of Colombia. In Antioquia, Colombia breeding was reported to start in March and by mid-May fledglings were observed. Five individuals in breeding condition were found in April–August in the Western Andes and the Perijá Mountains.	Andes of Colombia (del Hoyo <i>et al.</i> 2013). Colombian Central Andes (Antioquia) (Álvarez-López 1976). Western Andes and the Perijá Mountains (Carriker in Hilty and Brown 1986).

Table 1 (cont.). Reproductive times and evidences found for 15 individuals of 10 species and reproductive times previously reported by other authors in other localities in Colombia and other Andean countries.

Species	Reproductive time in this study	Reproductive times previously reported	Locality and authors
<i>Turdus fuscater</i>	On May 1 st at "Colibries" corridor a female was captured showing brooding patch and a nest with two eggs was found on May 12 th , on top of an arboreal fern, where two blue and brown spotted eggs were found.	Breeding occurs in March–April in Venezuela, October in Ecuador and February and June in Peru. Seven birds in breeding condition were recorded in January–August in Perijá Mountains. Two fledglings reported in January in Boyacá, Colombia and parents were found carrying food in September in Bogotá, Colombia.	Venezuela, Ecuador and Peru (del Hoyo <i>et al.</i> 2013). Perijá Mountains (Carriker in Hilty and Brown 1986). Boyacá, Colombia (Borrero 1955).
<i>Turdus leucops</i>	On 19 July we captured a male in the "Colibries" corridor. Later we found a nest with two nestlings on a small cliff made of mud and grass, approximately 1.20 meters above the ground. For several days we observed the male and female visiting the nest.	Reproductive season in Ecuador goes from December to June. Adults carrying food and recently fledged young reported in Anchicayá Valley, Colombia in June. One male in breeding condition reported in Huila in May. Two nests were found on a nearby location in the Central Andes on April and May 2003.	Ecuador (Halupka and Greeney 2009). Anchicayá Valley, Colombia (del Hoyo <i>et al.</i> 2013). Huila, Colombia (Carriker in Hilty and Brown 1986). Central Andes (Londoño 2005).
<i>Atlapetes albinucha</i>	On May 6 th we found a nest with two nestlings inside the "Pavas" corridor. It was a shallow cup, at approximately 0.40 m above the ground, built between the foliage of the invasive grass (<i>Axonopus</i> sp.). We monitored the nest and nestlings for 10 days and in May 16 th the nestlings left the nest.	In Colombia, seven birds in breeding condition recorded on May–June in West and Central Andes. Two male individuals in March–April plus begging juvenile in March and September, reported on the same locality. Begging young recorded in June and August also at West Andes of Colombia. Nest found in the West Andes one in March.	West and Central Andes (Carriker in Hilty and Brown 1986). West Andes of Colombia (Miller 1963). West Andes of Colombia (Gniadek in Hilty and Brown 1986). West Andes of Colombia (Hilty and Brown 1986).
<i>Euphonia xanthogaster</i>	In July 27 th one male with brooding patch was captured.	Adult seen cleaning nest in November in Peru. Fledglings found in mid-February to early March in South West Ecuador. May–July. In Colombia, eight birds in breeding condition recorded in May–July in Perijá Mountains and Central Andes in Antioquia and Caldas. One breeding individual in March in Chocó. Five individuals in breeding condition found in February–April in W. Andes. Seven nests found in November–April in West Andes, Valle del Cauca.	Pasco, Peru (Janni <i>et al.</i> 2008). South West Ecuador (Best <i>et al.</i> 1996). Perijá Mountains and Central Andes in Antioquia and Caldas, Colombia (Carriker in Hilty and Brown 1986). Chocó, Colombia (Haffer 1975). West Colombian Andes (Miller 1963). West Andes, Valle del Cauca, Colombia (Hilty and Brown 1986).

species in northwest Ecuador; therefore, reinforcing the importance of monitoring throughout the entire year to determine species-specific seasonality.

Following the classification by Renjifo (2001), based on the species' habitat association, we can infer that most of the species found here molting, breeding or overlapping both, are associated with forested habitats, except *Leptotila verreauxi* and

A. albinucha which are considered edge species, and *T. ignobilis* that is categorized as a non-forest species. Renjifo (1999) also classified the avifauna of the region in four categories, according to their response to fragmentation. We documented two species that decline in abundance with forest fragmentation, regardless of the anthropogenic matrix (*T. leucops* and *Anisognathus somptuosus*). Also, we documented four species in our study that decline in abundance with

fragmentation, but can be buffered by an exotic-tree plantation matrix: *T. collaris*, *P. scutatus*, *C. yncas* and *M. ralloides*. Likewise, we found four species that increase in abundance in forest remnants with the replacement of the continuous forest matrix by anthropogenic matrices: *M. aequatorialis*, *Aulacorhynchus haematopygus*, *L. verreauxi* and *T. ignobilis*. Finally, we documented four species that show no significant differences in relative abundance in forests surrounded by the three matrix types: *E. bourcierii*, *T. fuscater*, *A. albinucha* and *Euphonia xanthogaster*.

According to these classifications, the species found molting and breeding in the restored corridors are mostly associated to forest habitat, and some other species occupy edge and open areas. Pulido-Santacruz & Renjifo (2010) found breeding evidence for birds associated with forest, edge and non-forest, and that were using live fences in another locality in the Colombian Central Andes.

To our knowledge, no other studies have evaluated reproduction in corridors in the Andes of Colombia. Our records indicate that forest bird species, both habitat specialists and generalists, can find appropriate habitat to accomplish important life cycle activities (molt and reproduction) in the restored corridors that connect the Barbas and Bremen forest fragments. This evidence constitutes the first of such records gathered in any restored corridor in Colombia. Nest success and survival of birds decline in fragmented landscapes (Newmark & Stanley 2011), but several authors have found that birds use corridors to move and nest in connected forest patches (Haas 1995, Machtans *et al.* 1996, Gilles & St. Clair 2008). For this reason, habitat corridors for forest birds should contain interior habitat because more edge habitat might contain more predators and nest parasites (Meffe &

Carroll 1997, Marzluff & Ewing 2001). Further studies should address questions related to habitat use, breeding success, dispersal ability, and nest predation to evaluate if corridors are acting as links in a meta-population dynamics or if they might be acting as ecological traps for bird species. Consequently, recording life cycle activities could be an indicator to determine whether restoration efforts are being successful. Our findings indicate restored corridors that improve connectivity in fragmented landscapes are highly important, not only for the movement of individuals, but also as habitat to perform important life cycle activities.

Acknowledgments

The authors would like to thank all the people who provided lodging, help with logistics and assistance as well as training in the field. Also, we would like to acknowledge the Cleveland Metroparks Zoo for awarding the Scott Neotropical Fund, the Facultad de Estudios Ambientales y Rurales at Pontificia Universidad Javeriana (Bogotá) and IdeaWild for funding. We would also like to thank the Municipalidad de Filandia (Quindío), the Corporación Autónoma del Quindío (CRQ), and the UMATA for granting the research permits. Finally, we would like to thank Gustavo Kattan and two anonymous reviewers for improving the initial versions of this manuscript.

Literature cited

- AGUILAR, M. & J.O. RANGEL. 1994. Clima del Parque Regional Natural Ucumarí y sectores aledaños. Pp. 59-84 in Rangel, J.O. (ed.). Ucumarí un caso típico de la diversidad biótica andina. Corporación Autónoma Regional de Risaralda, Pereira, Colombia.
- ÁLVAREZ-LÓPEZ, H. 1975. The social system of the Green Jay in Colombia. *The Living Bird* 14:5–43.
- ARAUJO-CALÇADA, E., D. CLOSSET-KOPP, E. GALLET-MORON, J. LENOIR, M. RÉVE, M. HERMY & G. DECOCQ. 2013. Streams are efficient corridors for plant species in forest

- metacommunities. *Journal of Applied Ecology* 50:1152-1160.
- BEIER, P. & R.F. NOSS. 1998. Do habitat corridors provide connectivity? *Conservation Biology* 12: 1241-1252.
- BEST, B.J., M. CHECKER, R.M. THEWLIS, A.L. BEST & W. DUCKWORTH. 1996. New bird breeding data from southwestern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 7:69-73.
- BOGGS, G.O. 1961. Notas sobre las aves de "El Centro" en el valle medio del Río Magdalena, Colombia. *Novedades Colombianas* 1:401-423.
- BORRERO, J.I. 1955. Apuntes sobre aves Colombianas. Lozania: *Acta Zoologica Colombiana* 9:1-15.
- CASTELLÓN, T.D. & K.E. SIEVING. 2006. An experimental test of matrix permeability and corridor use by an endemic understory bird. *Conservation Biology* 20:135-145.
- CAVELIER, I., A.P. TORO, L. RODRÍGUEZ & N. ORTIZ. 2008. Proyecto Conservación y uso sostenible de la biodiversidad en los Andes colombianos, resumen de resultados. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt. Bogotá, D.C., Colombia.
- CHAPMAN, F.M. 1917. The distribution of bird-life in Colombia: a contribution to a biological survey of South America. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 1:1-169.
- CLERGEAU, P. & F. BUREL. 1997. The role of spatio-temporal patch connectivity at the landscape level: an example in bird distribution. *Landscape and Urban Planning* 38:37-43.
- CUATRECASAS, J. 1958. Aspectos de la vegetación natural de Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 10:221-268.
- DEL HOYO, J., A. ELLIOTT, J. SARGATAL, D.A. CHRISTIE & E. DE JUANA (EDS.). 2017. *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona. (retrieved from <http://www.hbw.com> on [22 April 2016]).
- DUNNING, J.B., B.J. DANIELSON & H.R. PULLIAM. 1992. Ecological processes that affect populations in complex landscapes. *Oikos* 65:169-175.
- ECHVERRY-GALVIS, M. A. 2001. Patrones reproductivos y procesos de muda en aves de bosque alto andino del flanco sur occidental de la Sabana de Bogotá. Tesis de pregrado. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia.
- ECHVERRY-GALVIS, M.A. & M. HAU. 2013. Flight performance and feather quality: paying the price of overlapping moult and breeding in a tropical highland bird. *PLoS ONE* 8(5).
- FOSTER, M.S. 1975. The overlap of molting and breeding in some tropical birds. *The Condor* 77:304-314.
- FOSTER, M.S. 1974. A model to explain molt-breeding overlap and clutch size in some tropical birds. *Evolution* 28:182-190.
- FOX, A., P. HARTMANN & I. PETERSEN. 2008. Changes in body mass and organ size during remigial moult in common scoter *Melanitta nigra*. *Journal of Avian Biology* 39:35-40.
- GILBERT-NORTON, L., R. WILSON, J.R. STEVENS & K. BEARD. 2010. A meta-analytic review of corridor effectiveness. *Conservation Biology* 24:660-668.
- GILL, F. 2007. *Ornithology*. Second Edition. W.H. Freeman and Company, New York, USA.
- GILLES, C.S. & C.C. ST. CLAIR. 2008. Riparian corridors enhance movement of a forest specialist bird in fragmented tropical forest. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 105:10774-19779.
- GOODWIN, B. J. 2003. Is landscape connectivity a dependent or independent variable? *Landscape Ecology* 18:687-699.
- GRAHAM, C.H. 2001. Factors influencing movement patterns of Keel-Billed Toucans in a fragmented tropical landscape in Southern Mexico. *Conservation Biology* 15:1789-1798.
- GREENEY, H.F. & T. NUNNERY. 2006. Notes on the breeding of north-west Ecuadorian birds. *Bulletin of the British Ornithological Club* 126:38-45.
- GREENEY, H.F., L.H. JAMIESON, R.C. DOBBS, P.R. MARTIN & R.A. GELIS. 2006. Observations on the nest, eggs, and natural history of the Highland Motmot (*Momotus aequatorialis*) in eastern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 17:151-154.
- GREGORY, A.J. & P. BEIER. 2014. Response variables for evaluation of the effectiveness of conservation corridors. *Conservation Biology* 00:1-7.
- HAAS, C.A. 1995. Dispersal and use of corridors by birds in wooded patches on an agricultural landscape. *Conservation Biology*. 9:845-854.
- HAFFER, J. 1975. Avifauna of Northwestern Colombia, South America. *Bonner Zoologische Monographien* 7:1-181.
- HALUPKA, K. & H.F. GREENEY. 2009. Breeding biology of Pale-eyed Thrushes (*Turdus leucops*) in the cloud forest of Northeastern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 20:381-389.
- HEMBORG, C. 1999. Sexual differences in moult-breeding overlap and female reproductive costs in pied flycatchers, *Ficedula hypoleuca*. *Journal of Animal Ecology* 68:429-436.
- HEMBORG, C. & A. LUNDBERG. 1998. Cost of overlapping reproduction and moult in passerine birds: an experiment with the Pied Flycatcher. *Behavior Ecology and Sociobiology* 43:19-23.
- HILTY, S.L. & W.L. BROWN. 1986. *A Guide to the Birds of Colombia*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey, USA.

- HILTY, J., W.Z. LIDICKER JR. & A. MERENLENDER. 2006. Corridor ecology: the science and practice of linking landscapes for biodiversity conservation. Island Press, Washington, D.C., USA.
- HOLDRIDGE, L.R. 1967. Life Zone Ecology. Tropical Science Center, San José, Costa Rica.
- HOWELL, S.N.G., C. CORBEN, P. PYLE & D. I. ROGERS. 2003. The first basic problem: A review of molt and plumage homologies. *The Condor* 105:635-653.
- INSTITUTO GEOGRÁFICO AGUSTÍN CODAZZI (IGAC). SUBDIRECCIÓN DE AGROLOGÍA. 1988. Mapa de suelos, departamento del Quindío. Ministerio de Hacienda y Crédito Público, Bogotá, Colombia.
- JANNI, O., B. GIOVANNI, M. PAVIA & G. GERTOSIO. 2008. Notes on the breeding of birds in Yanachaga-Chemillén National Park, Peru. *Cotinga* 30:42-46.
- JĘDRZEJSKI, W., K. SCHMIDT, J. THEUERKAUF, B. JĘDRZEJSKA & H. OKARMA. 2001. Daily movements and territory use by radio-collared wolves (*Canis lupus*) in Białowieża Primeval Forest. *Canadian Journal of Zoology* 79:1993-2004.
- JĘDRZEJSKI, W., K. SCHMIDT, H. OKARMA & R. KOWALCZYK. 2002. Movement pattern and home range use by the *Eurasian lynx* in Białowieża Primeval Forest (Poland). *Annales Zoologici Fennici* 39:29-41.
- JOHNSON, E.I., P.C. STOFFER & R.O. BIERREGAARD JR. 2012. The phenology of molting, breeding and their overlap in central Amazonian birds. *Journal of Avian Biology* 43:1-14.
- KOOL, J.T., A. MOILANEN & E.A. TREML. 2013. Population connectivity: recent advances and new perspectives. *Landscape Ecology* 28:165-185.
- KUPFER, J.A., G.P. MALANSON, & S.B. FRANKLIN. 2006. Not seeing the ocean for the islands: the mediating influence of matrix-based processes on forest fragmentation effects. *Global Ecology and Biogeography* 15:8-20.
- LACK, D. 1968. Ecological adaptations for breeding in birds. London. Methuen.
- LONDOÑO, G.A. 2005. A description of the nest and eggs of the Pale-Eyed Trush (*Platycichla leucops*) with notes on incubation behaviour. *Wilson Bulletin* 117:394-399.
- MACHTANS, C.S., M.A. VILLARD & S.J. HANNON. 1996. Use of Riparian Buffer Strips as Movement Corridors by Forest Birds. *Conservation Biology* 10:1366-1379.
- MARÍN-GÓMEZ, O.H., N.Y. BANGUERA & P.J. CARMONA. 2009. Monitoreo de la avifauna amenazada del AICA Barbas-Bremen y evaluación de la población de la Pava Caucana (*Penelope perspicax*) en el Cañón del Río Barbas. Fundación Ornitológica del Quindío, Armenia, Quindío, Colombia.
- MARINI, M. A & R. DURÃES. 2001. Annual Patterns of Molt and Reproductive Activity of Passerines in South-Central Brazil. *The Condor* 103:767-775.
- MARZLUFF, J.M. & K. EWING. 2001. Fragmented landscapes for the conservation of birds: a general framework and specific recommendations for urbanizing landscapes. *Restoration Ecology* 9: 280-292.
- MEFFE, G.K. & C.R. CARROLL. 1997. Principles of Conservation Biology, Second Edition. Sinauer Associates, Sunderland, Massachusetts, UK.
- MERRIAM, G. 1984. Connectivity: a fundamental ecological characteristic of landscape pattern. Methodology in landscape ecological research and planning: proceedings, 1st seminar, International Association of Landscape Ecology, Roskilde, Denmark.
- MILLER, A.H. 1952. Supplemental data on the tropical avifauna of the arid upper Magdalena Valley of Colombia. *Auk* 69:450-457.
- MILLER, A.H. 1963. Seasonal activity and ecology of the avifauna of an American Equatorial cloud forest. University of California publications in Zoology 66:1-78.
- MORENO, J. 2004. Molt-breeding overlap and fecundity limitation in tropical birds: a link with immunity? *Ardeola* 51:471-476.
- MUJRES, F.T., L.C. JOHANSSON, M.S. BOWLIN, Y. WINTER & A. HEDENSTRÖM. 2012. Comparing aerodynamic efficiency in birds and bats suggests better flight performance in birds. *PLoS ONE* 7:1-9.
- MUNRO, N., D.B. LINDENMAYER & J. FISCHER. 2007. Faunal response to revegetation in agricultural areas of Australia: a review. *Ecological Management and Restoration* 8:199-207.
- NEWMARK, W.D. & T.R. STANLEY. 2011. Habitat fragmentation reduces nest survival in an Afrotropical bird community in a biodiversity hotspot. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 108:11488-11493.
- NOSS, R.F. 1991. Landscape connectivity: different functions at different scales. Pp. 27-39 in Hudson W.E. (ed.). *Landscape Linkages and Biodiversity*, Island Press, Washington D.C., USA.
- OLIVARES, A. 1962. Aves de la región sur de la Sierra de la Macarena, Meta, Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales* 11:305-344.
- PALMER, R.S. 1972. Patterns of molting. Pp. 65-102 in Farner, D.S., J.R. King & K.C. Parkes (eds.). *Avian Biology*. Volume 2. Academic Press, New York, New York, USA.
- PALMER, M.A., R.F. AMBROSE & N.L. POFF. 1997. Ecological theory and community restoration ecology. *Restoration Ecology* 5:291-300.
- PIRATELLI, J. A., M. A. CORDEIRO SIQUEIRA & L. O. MARCONDES-MACHADO. 2000. Reprodução e muda de penas em aves de sub-bosque na região leste de Mato Grosso do Sul.

- Ararajuba 8:99-107.
- POULIN, B., G. LEFEBVRE & R. MCNEIL. 1992. Tropical avian phenology in relation to abundance and exploitation of food resources. *Ecology* 73:2295-2309.
- PULIDO-SANTACRUZ, P. & L.M. RENJIFO. 2010. Live fences as tools for biodiversity conservation: a study case with birds and plants. *Agroforest System*. 81:15-30.
- PYLE, P. 1997. Identification guide to North American birds, Part 1. Slate Creek Press, Bolinas, California, USA.
- REDFERN, C.P.F. & J.A. CLARK. 2001. BTO ringers' manual. 4 ed. British Trust for Ornithology. Thetford, UK.
- RENJIFO, L.M. 1999. Composition changes in a sub-andean avifauna after long-term forest fragmentation. *Conservation Biology* 13:1124-1139.
- Renjifo, L.M. 2001. Effect of natural and anthropogenic landscape matrices on the abundance of sub-andean bird species. *Ecological Applications* 11:14-31.
- ROHWER, S. 2008. A primer on summarizing molt data for flight feathers. *The Condor* 110:799-806.
- SEKERCIOGLU, C.H., S.R. LOARIE, F. OVIEDO BRENES, P.R. EHRLICH & G. DAILY. 2007. Persistence of forest birds in the Costa Rican agricultural countryside. *Conservation Biology* 21:482-494.
- SNOW, D.W. & B.K. SNOW. 1964 Breeding season and annual cycles of Trinidad land-birds. *Zoologica*. 49:1-39.
- SOULÉ, M.E. 1991. Theory and strategy. Pp. 91-104 in Hudson WE (ed). *Landscape Linkages and Biodiversity*. Island Press, Washington D.C., USA.
- STILES, F. G. 2009. A review of the genus *Momotus* (Coraciiformes: Momotidae) in northern South America and adjacent regions. *Ornitología Colombiana* 8:29-75.
- STREWE, R. 2001. First breeding records of Black-chinned Mountain-tanager *Anisognathus notabilis* and first nesting records in the wild of Blue-winged Mountain-tanager *A. flavinucha* with ecological notes. *Cotinga* 15:38-42.
- TAYLOR, P.D., L. FAHRIG, K. HENEIN & G. MERRIAM. 1993. Connectivity is a vital element of landscape structure. *Oikos* 68:571-573.
- THOMSON, J.R., A.J. MOILANEN, P.A. VESK, A.F. BENNETT & R. MAC NALLY. 2009. Where and when to revegetate: a quantitative method for scheduling landscape restoration. *Ecological Applications* 19:817-828.
- UEZU, A., J.P. METZGER & J.M.E. VIELLIARD. 2005. Effects of structural and functional connectivity and patch size on the abundance of seven Atlantic Forest bird species. *Biological Conservation* 123:507-519.
- VARGAS, G.W. 2008. Evaluación de dos estrategias de restauración, su aplicación en el establecimiento del corredor Barbas-Bremen, Quindío, Colombia. Tesis de maestría. Universidad del Valle. Facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Cali, Colombia.
- WALLACE, G.J. 1965. Studies on Neotropical thrushes in Colombia. Publications of the Museum, Michigan State University. Biological series 3:1-48.
- WIENS, J.A., R.L. SCHOOLEY & R.D. WEEKS JR. 1997. Patchy landscapes and animal movements: do beetles percolate? *Oikos* 78:257-264.
- WILLSON, M.F., J.L. MORRISON, K.E. SIEVING, T.L. DE SANTO, L. SANTISTEBAN & I. DIAZ. 2000. Patterns of predation risk and survival of bird nests in a Chilean agricultural landscape. *Conservation Biology* 15:447-456.

Recibido: 25 de abril de 2017 *Aceptado:* 12 de diciembre de 2017

Editor asociado

Camila Gómez M

Evaluadores

Gustavo Kattan / Miguel Moreno - Palacios

Citación: MONTEALEGRE-TALERO, C., M. A. ECHEVERRY-GALVIS. & L. M. RENJIFO. 2017. Restored corridors as potencial habitat for resident bird species in the Central Andes of Colombia. *Ornitología Colombiana* 16:eA07.

Appendix. Individuals captured with signs of breeding, molt or overlap of both, captured in the Colibrías, Pavas and Monos corridors in May, June and July 2013

Family ¹	Species ¹	Sex	Molt*	Nesting**	Brood patch	Response category to fragmentation***	Dates	Recorded in corridor	Type of record
Columbidae	<i>Leptotila verreauxi</i>	U	Yes	U	No	3	4/5/2013	Monos	Captured
	<i>Leptotila verreauxi</i>	U	Yes	U	No	3	21/7/2013	Colibrías	Captured
Trogonidae	<i>Trogon collaris</i>	F	U	Yes ²	U	2	19/6/2013	Monos	Photographed
	<i>Trogon collaris</i>	M	U	Yes ²	U	2	19/6/2013	Monos	Photographed
Momotidae	<i>Momotus aequatorialis</i>	U	Yes	U	No	3	17/7/2013	Colibrías	Captured
	<i>Momotus aequatorialis</i>	F	No	U ³	No	3	20/7/2013	Colibrías	Captured
Capitonidae	<i>Eubucco bourcierii</i>	U	U	Yes ²	U	4	7/5/2013	Monos	Photographed
Ramphastidae	<i>Aulacorhynchus haematopygus</i> ²	U	Yes	U	Yes	3	14/5/2013	Monos	Captured
Furnaridae	<i>Thripadectes virgaticeps</i>	U	Yes	U	No	Not classified	24/7/2013	Colibrías	Captured
Contingidae	<i>Pyroderus scutatus</i>	F	Yes	U ³	No	2	27/7/2013	Colibrías	Captured
Corvidae	<i>Cyanocorax yncas</i>	U	No	U	Yes	2	21/7/2013	Colibrías	Captured
	<i>Cyanocorax yncas</i>	U	No	U	Yes	2	14/5/2013	Monos	Captured
Turdidae	<i>Turdus fuscater</i>	F	No	Yes	Yes	4	1/5/2013	Colibrías	Captured
	<i>Turdus ignobilis</i>	U	Yes	U	No	3	24/7/2013	Colibrías	Captured
	<i>Turdus leucops</i>	M	No	Yes ⁴	No	1	19/7/2013	Colibrías	Captured
	<i>Myadestes ralloides</i>	U	U	Fledgling	U	2	18/6/2013	Pavas	Photographed
Thraupidae	<i>Anisognathus somptuosus</i>	U	Yes	U	No	1	24/7/2013	Colibrías	Captured
Emberizidae	<i>Atlapetes albinucha</i> ⁴	U	No	Yes ⁵	No	4	6/5/2013	Pavas	Photographed
	<i>Atlapetes albinucha</i> ⁴	U	No	Yes ⁵	No	4	6/5/2013	Pavas	Photographed
Fringillidae	<i>Euphonia xanthogaster</i>	M	Yes	U	No	4	27/7/2013	Colibrías	Captured

¹Taxonomy follows Remsen *et al.* 2017

²Individual nesting inside cavity on dead tree

³Female with egg in cloacae

⁴Open nest found and adult(s) observed making trips to feed nestlings

⁵Nestlings found in open nest; parents observed flying around nest

* Molt status was defined as the presence or absence of primary feather molt

** Evidence of open-cup nest or cavity nest occupied by the individuals.

*** Response categories to fragmentation, *sensu* Renjifo (2001): Response category 1: species decline in abundance with forest fragmentation, regardless of the anthropogenic matrix. Response category 2: species decline in abundance with fragmentation, but the decline is buffered by the exotic-tree plantation matrix. Response category 3: species increase in abundance in forest remnants with the replacement of the continuous forest matrix by anthropogenic matrices. Response category 4: species show no significant differences in relative abundance in forests surrounded by the three matrix types.

U: unknown F: female M: male

A new species of *Megascops* (Strigidae) from the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, with notes on voices of New World screech-owls

Una nueva especie de *Megascops* (Strigidae) de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, con notas sobre las vocalizaciones de los currucutúes del Nuevo Mundo

Niels K. Krabbe

Zoological Museum, University of Copenhagen, Universitetsparken 15, DK-2100, Denmark, and Ved Hegnet 4 st th, DK-2100, Denmark. Phone (+45) 29929256.

✉ nkkrabbe@snm.ku.dk, nkkrabbe@gmail.com

Abstract

I describe a new species of screech-owl from the humid tropical montane forest of the Sierra Nevada de Santa Marta in northern Colombia. A genetic comparison indicated that it belongs in the genus *Megascops*, and that it has no close relative. I provide an overall assessment of the vocalizations of the New World screech-owls.

Key words: Colombia, *Margarobyas*, *Megascops gilesi*, new species, *Psiloscoptes*, taxonomy, voice

Resumen

Describo una especie nueva de búho que habita el bosque húmedo de la zona premontana de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. Una comparación genética indicó que la nueva especie pertenece al género *Megascops*, y que no tiene pariente cercano. Proveo una comparación descriptiva de las vocalizaciones de todas las especies de *Megascops* y de otros géneros afines del Nuevo Mundo.

Palabras clave: Colombia, *Margarobyas*, *Megascops gilesi*, nueva especie, *Psiloscoptes*, vocalizaciones

Introduction

The Sierra Nevada de Santa Marta (heretofore referred to as Santa Marta) is a mountain massif in northern Colombia. Nearly 100 by 100 km wide it rises from the Caribbean coast to its highest peak at over 5,700 m asl. Isolated to the east from a northern spur of the Andes (Serranía de Perijá) by elevations of no more than 200 m, the massif exhibits a strikingly high degree of floral and faunal endemism. Of the nearly 200 bird taxa breeding in Santa Marta no less than 70 are endemic, 20 of them presently ranked as species (Gill & Donsker 2016, Cadena *et al.* 2016). The Santa Marta avifauna is relatively well known. Main bird collectors in the region include F. Simons (in 1878), W. W. Brown, Jr. (1897-1899),

H. H. Smith (1898-1899) and M. A. Carriker, Jr. (1911-1919), whose specimens are now mostly deposited in the British Museum of Natural History (BMNH), United States National Museum (USNM), American Museum of Natural History (AMNH), and Carnegie Museum of Natural History, Pittsburg (CM), respectively (Todd & Carriker 1922). No new bird taxon has been found there since these collections were made, but the taxonomic ranks of several of the endemic taxa have been subject to revision (*e.g.*, Krabbe & Schulenberg 1997, Krabbe 2008, Cadena & Cuervo 2010, Bonaccorso *et al.* 2011, Collar & Salaman 2013, and Cadena *et al.* 2016). In 1919, M. A. Carriker, Jr. collected a screech-owl in the Santa Marta, which he believed to represent a new species. He sent the specimen to

W. E. Todd in the Carnegie Museum, who lent it to W. W. Miller of AMNH for a comparison with other screech-owls. Miller found nothing very closely resembling it, the nearest being a specimen of *Megascops choliba* from Matto Grosso, Brazil. Todd then published the specimen as "*Otus choliba* subsp." and noted "...it may very well represent a distinct form, but until more specimens have been collected it would be unwise to formally characterize it" (Todd & Carriker 1922).

During field work in 2007 aimed at documenting the vocalizations of the birds of the Sierra Nevada de Santa Marta, I recorded a screech-owl song that did not match any known species. Upon investigation, it turned out that its song had been recorded earlier but remained unpublished (now

[XC25823](#) and [XC25824](#)). A specimen with tissue sample was subsequently collected and was found to be phenotypically nearly identical to Carriker's specimen. Phylogenetic analyses including the 2007 specimen and samples of nearly all New World screech-owls, based on sequences of the Cytochrome B mitochondrial gene by Dantas *et al.* (2016), showed that the Santa Marta specimens was as genetically divergent as most major clades in the genus are. However, the phylogenetic placement of the Santa Marta sample with respect to other clades received weak statistical support, except that it is not part of the *choliba* or *nudipes* clades. When comparing the sequences used in Dantas' study and omitting the first 11 bases, the uncorrected genetic distance from the Santa Marta bird is smallest with *M. roboratus* (5.8%), and with

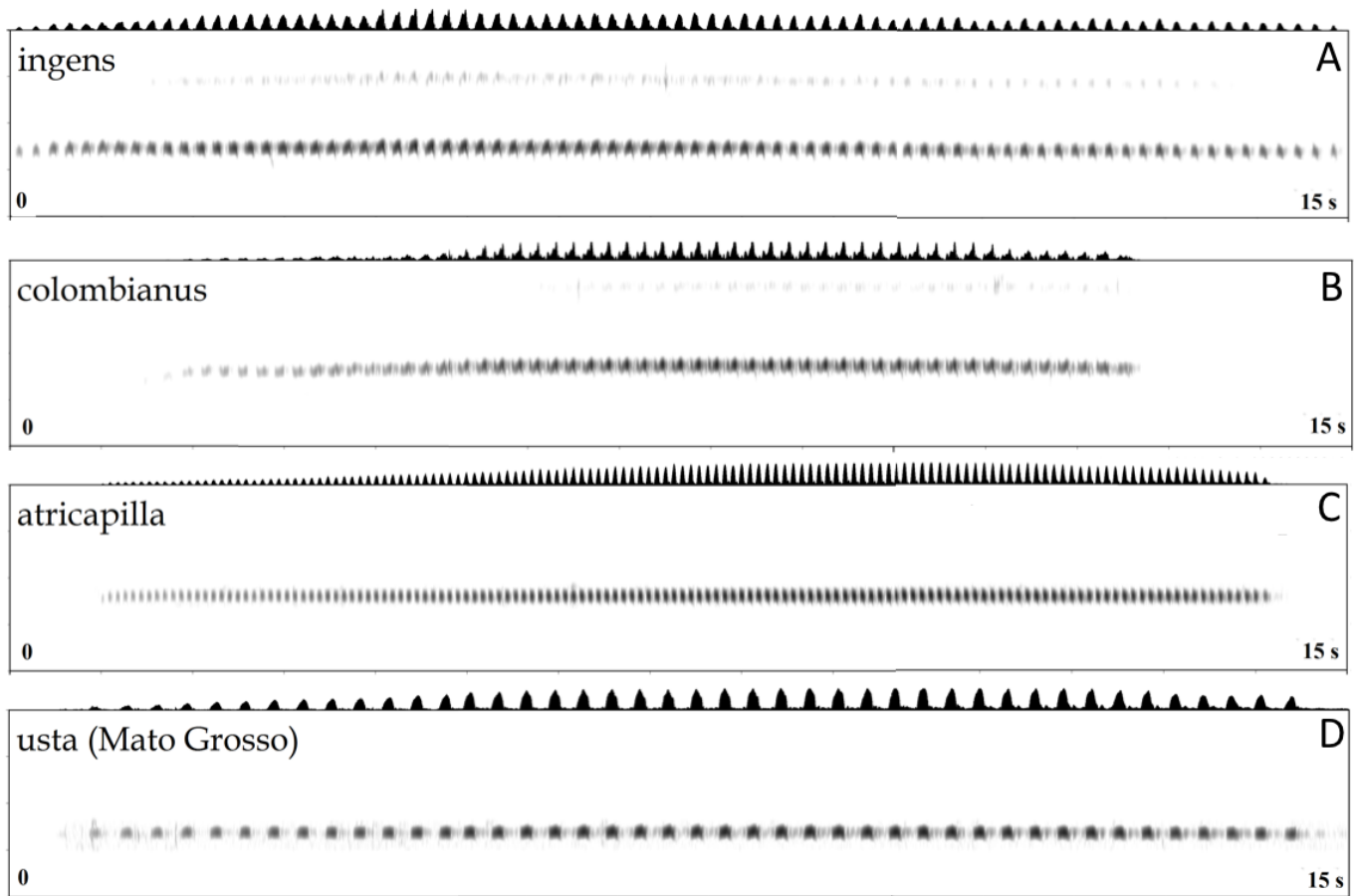


Figure 1. Oscillograms and sonograms of songs of forms of *Megascops*. Vertical scale 0-2 kHz. Catalogue numbers of recordings are: (A): *ingens* [XC251093](#); (B): [*ingens*] *colombianus* [ML139095](#); (C): *atricapilla* [ML127980](#); (D): *watsonii* *usta* [ML48098](#) (see cont. 1 and 2).

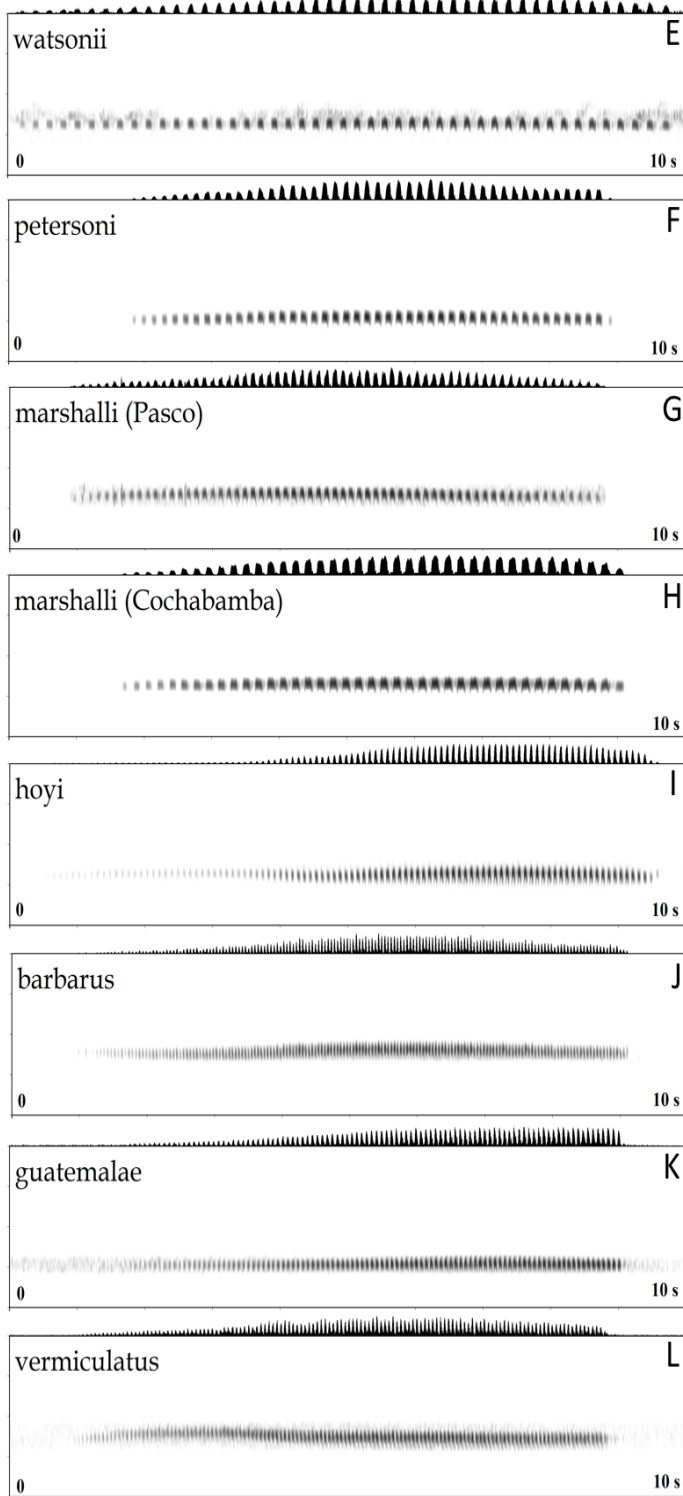


Figure 1 (cont. 1) . Oscillograms and sonograms of songs of forms of *Megascops*. Vertical scale 0-2 kHz. Catalogue numbers of recordings are: (E): *watsonii watsonii* XC257742; (F): *petersoni* XC274951; (G): *marshalli* (Pasco) XC105090; (H): *marshalli* (Cochabamba) Mayer (2006 cut 3); (I): *hoyi* XC48743; (J): *barbarus* ML53444; (K): *guatemalae* XC3320; (L): *vermiculatus* XC65705 (see cont. 2).

respect to *M. watsonii*, *M. atricapilla*, *M. sanctaecatarinae*, and *M. guatemalae* (6%). Genetic distance of the Santa Marta samples is larger (7.5-8.0%) with respect to *M. cooperi*, *M. barbarus* and *M. ingens*. Evidently, the lineage leading to Santa Marta taxon has evolved in isolation for millions of years.

The New World screech-owls were previously referred to the genus *Otus* (e.g., Cory 1918, Peters 1940) but were recently shown to constitute a distinct clade (König *et al.* 1999, Dantas *et al.* 2016, Enriquez *et al.* 2017). No single morphological character that describes this clade has been found, but all but one species differs from *Otus* by singing multi-noted songs, and were therefore separated in the genus *Megascops*, while a monotypic genus was resurrected for the last New World species, Flammulated Owl (*Psilosops flammeolus*). Based on genetic data by Dantas *et al.* (2016) the *Megascops* species most distantly related to the others is the Caribbean *M. nudipes*, which is sometimes placed in the genus *Gymnoglaux*. No genetic data exist for the Cuban *M. lawrencii*, so the affinities of that screech-owl are still unsolved, although Hardy *et al.* (1999) suggested that it might be sister to *M. nudipes*. The remainder of *Megascops* encompasses some 60 taxa ranked as 19-24 species (Marshall 1967, Hekstra 1982a,b, Marshall & King 1988, Sibley 1996, Howell & Webb 1995, Hardy *et al.* 1999, Ridgely & Greenfield 2001, Dickinson & Remsen 2013, Gill & Donsker 2016, Dantas *et al.* 2016). All taxa were described on morphological grounds, yet, apart from the large and virtually "hornless" *M. albogularis*, the plumages of most look so confusingly similar, that individual specimens often cannot be safely identified. Nearly all species differ from each other by combinations of characters rather than by any particular morphological trait, and distinguishing features often only become apparent in large series.

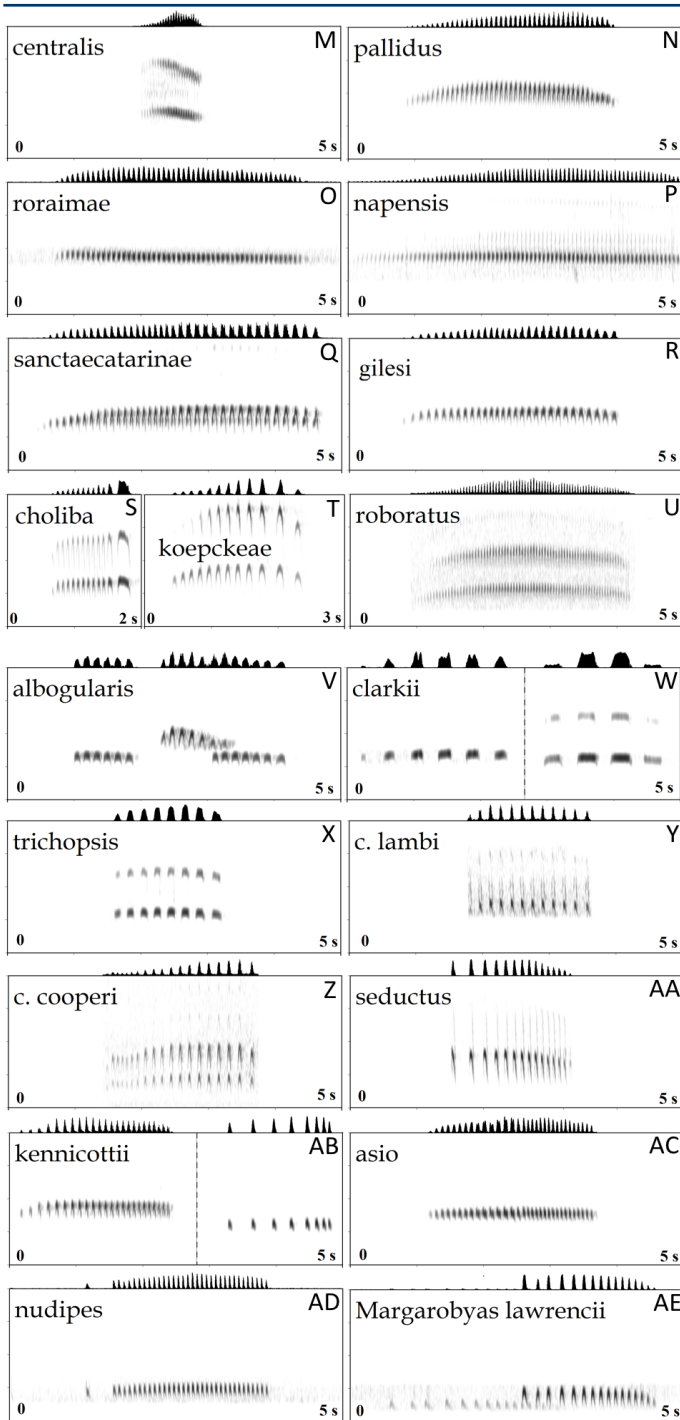


Figure 1 (cont. 2) . Oscillograms and sonograms of songs of forms of *Megascops* and *Margarobyas lawrencii*. The taxa *centralis* and *pallidus*, often omitted in taxonomic lists were described by Hekstra (1982b). Songs from two different individuals are included for *clarkii* (both from Costa Rica) and *kennicottii* (from Baja California and Arizona). Song of *albogularis* in duet, song of *Margarobyas lawrencii* in duet or by two differently pitched males. Vertical scale 0-2 kHz. Catalogue numbers of recordings are: (M): *centralis* Hardy (1989 example 3); (N): [*roraimae*] *pallidus* ML59336; (O): [*roraimae*] - ML134292; (P): [*roraimae*] *napensis* XC23482; (Q): *sanctaecatarinae* ML18817; (R): *gilesi* XC235877; (S): *choliba* ML59304; (T): *koepckeae* G. Engblom (unpublished from La Libertad); (U): *roboratus* XC33939; (V): *albogularis* XC2021; (W): *clarkii* Hardy (1989) and XC65665; (X): *trichopsis* XC227087; (Y): *cooperi lambi* XC31495; (Z): Hardy (1989 example 2); (AA): *seductus* Hardy (1989 example 1); (AB): *kennicottii* XC11555 and XC48223; (AC): *asio* XC77270; (AD): *nudipes* ML129734; (AE): *Margarobyas lawrencii* ML133244.

Additionally, atypically plumaged specimens occur in most or all species, especially among rufous morphs. Morphometrics, eye colour, facial pattern, and length of the “horns” (Hekstra 1982a, del Hoyo *et al.* 1999; also label data on specimens examined) show little correlation with the phylogenetic tree outlined by Dantas *et al.* (2016). Not surprisingly, given that all taxa are nocturnal, species recognition appears to rest almost entirely on vocal signalling (König 1994).

Hardy *et al.* (1988, 1989) published audio cassettes of the voices of the New World owls, the first to cover songs and calls of the majority of species. In a review of the 1989 publication Marshall *et al.* (1991) commented about *Megascops* (then referred to *Otus*) “most species have two territorial songs, an A and a B song, used in ritual duets of the pair. The female’s voice is a third to a fifth higher in pitch than the male’s and in some species is naturally harsh.” In that same review, they commented on audio recordings of each of the species, and it was apparent that there are many exceptions to this simple model and a few species were poorly known. Since then, much information has been added, most summarized by Marks *et al.* (1999), and numerous additional sound recordings have been obtained and archived in online sources ([xeno-canto](#), [Macaulay Library of Natural Sounds](#)). Some forms, however, such as *M. seductus*, *M. cooperi lambi*, and *M. barbarus* remain poorly represented.

Megascops species regularly duetting with two song types include *M. trichopsis*, *M. asio*, *M. kennicottii*, *M. seductus*, *M. cooperi*, *M. koepckeae* and *M. sanctaecatarinae*, but only the latter two and *M. albogularis* seem to duet all year round. Only about half of all the species have two territorial song types. Some disagreement persists about what is the primary song type for some species. For example, the "bouncing-ball" song of *M. kennicottii* (Fig. 1AB) has been variously labelled as primary (Sibley 2003) or secondary (Marks *et al.* 1999), as has the "whinny" of *M. asio* (Fig. 2D). The term "aggressive song" as used by D. F. Lane (in Schulenberg *et al.* 2007) is generally homologous with "secondary song" (*sensu* Marshall 1967, Weyden 1974, 1975, Ritchison *et al.* 1988, Klatt and Ritchison 1993), but is also used for some less commonly heard vocalizations given only in aggressive contexts. In this paper the term "shortsong" is generally used for the secondary song type, and "aggressive song" for the rarer vocalizations, but only for *M. asio*, *M. atricapilla*, and *M. marshalli* are both terms used.

This said, all species of *Megascops* do have at least one territorial song composed of several notes, which sets the genus apart from *Psiloscoptes* and Old World *Otus* (Hekstra 1982a, Wink & Heidrich 1999). They all differ from each other vocally in any region, but some have dialects (*e.g.*, Tripp 2004, Fjeldså *et al.* 2012). Herzog *et al.* (2009) suggested that vocal character displacement might have influenced the dialects of *M. ingens* and *M. marshalli* and coincidentally driven one population of *M. marshalli* to sing much like *M. petersoni*. However, these authors did not clarify if their large sample sizes represented different individuals or simply the number of songs recorded.

Within the genus, voice is generally very poorly correlated with phylogeny (see Appendix B and

Dantas *et al.* 2016). For example, the long songs of *M. atricapilla*, *M. hoyi*, and *M. guatemalae* sound very similar to each other (Fig. 2C, 2I, 2K) although these taxa belong in widely different clades (Dantas *et al.* 2016). This suggests that the range in diversification of vocalizations is limited. Nonetheless, the discovery of the close relationship (Dantas *et al.* 2016) of *M. marshalli* to the vocally very different *M. hoyi* illustrates the vocal variability that exists within this small range. Several species do show some vocal similarities with their closest relatives, such as the "Morse-code" ("telegraphic trill") songs of *M. trichopsis* and *M. clarkii*, and the "bouncy-ball" songs of *M. asio* and *M. kennicottii* (the closely related *M. cooperi* usually decelerates in pace but at times gives a "bouncy-ball" song). The phylogenetically unsampled *M. seductus* also gives a "bouncy-ball" song, supporting its suggested close relationship to these forms (Marshall 1967).

In general, *Megascops* species do not live in actual sympatry. Some replace each other altitudinally, with up to five species replacing each other along an altitudinal gradient. Others are segregated ecologically, and their vocalizations differ distinctly from those of adjacent forms in pitch, pace, pattern, quality, or duration. The only notable exception is *M. marshalli* and *M. petersoni*, which overlap considerably in altitudinal range with (the much larger) *M. ingens* in humid forest along the East Andean slope. Oddly, their songs can also be confused. How they manage to coexist remains unstudied. At least one species, *M. choliba* takes advantage of forest clearance and now more frequently comes into contact with species of closed forest.

The present study primarily aims at describing and naming the intriguing screech-owl from Sierra Nevada de Santa Marta and at giving a uniform presentation of the vocalizations of the entire genus. Hence, here I attempt to provide a

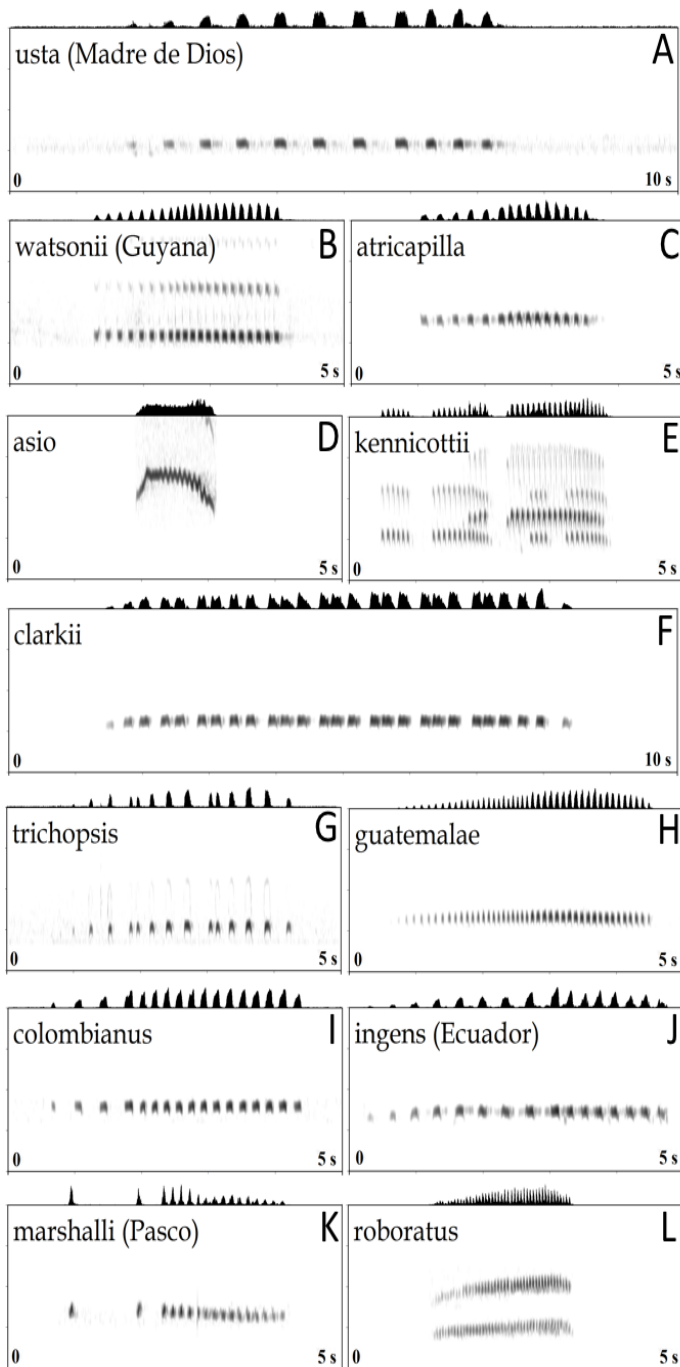


Figure 2. Oscillograms and sonograms of shortsongs of some species of *Megascops*, in *kennicottii* duet. Vertical scale 0–2 kHz. Catalogue numbers of recordings are: (A): *watsonii usta* ML135176; (B): *watsonii watsonii* ML87589; (C): *atricapilla* ML127911; (D): *asio* Hardy (1989 example 3); (E): *kennicottii* XC21274; (F): *clarkii* ML25772; (G): *trichopsis* Hardy (1989); (H): *guatemalae* Hardy (1989); (I): *colombianus* XC80939; (J): *ingens* XC238475; (K): *marshalli* Mayer (2006 cut 1); (L): *roboratus* ML130459.

basis for the use of vocal characters in the identification and ranking of the many *Megascops* taxa. I also indicate for which forms additional vocal material is particularly desirable.

Methods

I collected *Megascops* specimens and voice recordings in the Andes of Argentina, Bolivia, Peru, Ecuador and Colombia between 1983 and 2015. Voice recordings are publicly available in xeno-canto and most specimens are deposited in the Zoological Museum, University of Copenhagen (ZMUC), Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Quito (MECN), and Colección Boliviana de Fauna, La Paz (CBF). The birds of Sierra Nevada de Santa Marta, northern Colombia, were investigated from 1 to 25 February 2007, primarily at elevations between 1,100 and 2,550 m on the San Lorenzo ridge in the north-western part of the massif, where as many recordings as possible of the vocally distinct screech-owl were obtained, and where visiting tourists were urged to take photographs and video-tapes of this owl and share them (some now available under Santa Marta Screech-Owl in the photo galleries of <http://surfbirds.com>). Alonso Quevedo collected a specimen (ICN 38833) of the new screech-owl, took photographs of it while fresh, and provided tissue which was used in the genetic comparisons by Dantas *et al.* (2016). The other Santa Marta specimen, collected by Carriker in 1919, was kindly sent from CM to the Field Museum of Natural History, Chicago (FMNH) for me to compare with the large collection of congeners housed there. In addition, collections of *Megascops* specimens were examined in MECN, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia (ICN), Bogotá, and ZMUC.

Voice recordings of all recognized species and vocally distinct subspecies of *Megascops* were

obtained from published media (Boesman 2006, Coopmans *et al.* 2004, Hardy *et al.* 1988, 1989 (1999), Jahn *et al.* 2008, Krabbe & Nilsson 2003, Lysinger *et al.* 2005, Mayer 2006), from the Macaulay Library and xeno-canto. Additionally, several unpublished recordings of the new species from Santa Marta were kindly forwarded to me by David Bradley and Alonso Quevedo. The number of recordings examined of each taxon is listed in Appendix B. The sound program CoolEdit Pro (Syntrillium Software) was used for measuring vocalizations, including pitch (frequency) of the first harmonic with most volume, change of pitch, pace during first and last quarter of song, number of notes, and duration of the vocalizations, and for the taking of qualitative annotations on relative volume of harmonics and change in volume. Behavioural information, where this was provided, was noted for each recording. In Table 1 n is the number of individuals recorded, *i.e.* when there was more than one recording of the same individual available, only one was included. The measurements taken varied little for each individual except for length of song, for which the mean was calculated. Mean song length for the species is thus the mean of means, but the absolute range given includes the length of all songs in the recordings. Because most published accounts of New World screech-owl vocalizations are difficult to interpret, it was deemed necessary to give a brief, but homogeneous and unambiguous representation of them all (Appendix B).

Vocal measurements of all species and some subspecies and populations were compared to those of the Santa Marta form. If absolute ranges of measurements overlapped in all four major variables of song (length, pace during first and last quarter, pitch), a more detailed comparison was made, partly by calculating probabilities that means were the same (two-tailed t-tests), partly

by comparing other aspects of song (change of pace and pitch).

Results

Measurements of four variables in male songs and shortsongs are presented in Table 1. A comparison of pace and duration of song indicated that the fastest paced songs were short, and the longest songs slow-paced (Fig. 3). Pitch was uncorrelated with other variables. Absolute ranges of all four measurements overlapped with the Santa Marta form in only five taxa. Three of these differed markedly in change of pace. Means of the remaining two differed from the Santa Marta taxon with over 99.9% probability (two-tailed t-test) in nearly all measurements. Sonograms of songs, shortsongs and aggressive songs of all species are shown in figures 2, 4 and 5.

A comparison of the specimen collected by Carriker in Santa Marta in 1919 (CM 70857) with

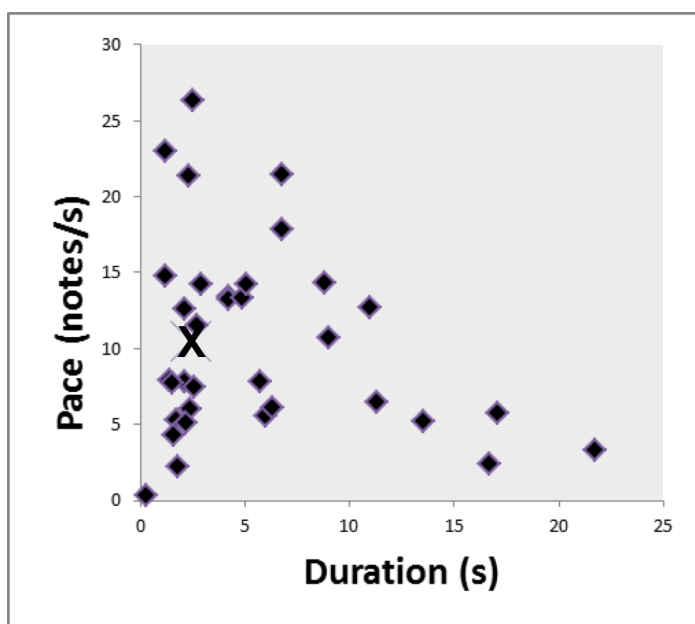


Figure 3. Relationship between pace and duration of the song in New World screech-owls showing a tendency of fast-paced songs to be short and long songs to be slow-paced. Neither duration nor pace showed any correlation with the pitch. The Santa Marta taxon is marked with an X.

Table 1. Some properties (duration, pace during 1st and last quarter of song, pitch of 1st harmonic with most volume) of male songs and shortsongs of New World screech-owls (mean \pm standard deviation, range, sample size). *Psiloscops flammeolus* gives a single-noted song and is not included. All included taxa are referred to *Megascops* (abbreviated with an "M.") except *Margarobyas lawrencii*, which is ranked in a different genus from *Megascops nudipes* by some. Sequence follows clades outlined by Dantas *et al.* (2016). Ranks of several taxa are subject to debate.

Taxon	Duration (s)	Start pace (s ⁻¹)	End pace (s ⁻¹)	Loudest pitch (Hz)
<i>Margarobyas lawrencii</i>	2.2 \pm 0.2 (2.1-2.5) <i>n</i> = 3	5.1 \pm 0.4 (4.6-5.6) <i>n</i> = 3	9.0 \pm 1.0 (7.7-9.9) <i>n</i> = 3	344 \pm 88 (242-400) <i>n</i> = 3
<i>Megascops nudipes</i>	2.9 \pm 0.4 (2.2-3.5) <i>n</i> = 12	14.2 \pm 0.6 (13.2-15.4) <i>n</i> = 12	14.8 \pm 0.7 (13.4-15.8) <i>n</i> = 12	471 \pm 49 (435-614) <i>n</i> = 12
<i>M. albogularis</i>	1.4 \pm 0.5 (0.6-2.8) <i>n</i> = 39	7.9 \pm 1.0 (5.5-10.0) <i>n</i> = 39	7.7 \pm 1.4 (4.0-10.0) <i>n</i> = 39	708 \pm 70 (570-975) <i>n</i> = 39
<i>M. koepckeae hockingi</i>	2.6 \pm 0.3 (2.0-3.2) <i>n</i> = 31	7.5 \pm 0.8 (5.4-8.5) <i>n</i> = 31	6.1 \pm 1.7 (3.3-8.3) <i>n</i> = 31	1149 \pm 128 (879-1360) <i>n</i> = 31
<i>M. k. koepckeae</i>	2.1 \pm 0.5 (1.5-3.0) <i>n</i> = 7	7.8 \pm 1.1 (5.6-9.0) <i>n</i> = 7	5.2 \pm 2.2 (3.5-8.8) <i>n</i> = 7	874 \pm 89 (727-1016) <i>n</i> = 7
<i>M. choliba</i>	1.2 \pm 0.2 (0.8-1.6) <i>n</i> = 125	14.8 \pm 1.5 (11-18) <i>n</i> = 125	14.6 \pm 1.7 (9-18) <i>n</i> = 125	688 \pm 87 (489-968) <i>n</i> = 125
<i>M. clarkii</i>	1.8 \pm 0.3 (1.3-2.5) <i>n</i> = 15	2.2 \pm 0.5 (1.7-3.7) <i>n</i> = 15	2.3 \pm 0.6 (1.7-3.6) <i>n</i> = 15	655 \pm 41 (600-750) <i>n</i> = 15
<i>M. trichopsis</i>	1.7 \pm 0.3 (1.4-2.1) <i>n</i> = 7	5.3 \pm 1.1 (3.0-6.0) <i>n</i> = 7	5.1 \pm 1.2 (3.0-6.0) <i>n</i> = 7	658 \pm 46 (607-740) <i>n</i> = 7
<i>M. barbarus</i>	6.8 \pm 2.0 (4.5-9.1) <i>n</i> = 4	21.5 \pm 1.3 (20.0-22.5) <i>n</i> = 4	21.3 \pm 1.0 (20-22) <i>n</i> = 4	812 \pm 17 (789-827) <i>n</i> = 4
<i>M. sanctaecatarinae</i>	4.2 \pm 0.8 (2.9-5.9) <i>n</i> = 23	13.4 \pm 2.7 (8.7-17.5) <i>n</i> = 23	10.7 \pm 2.7 (6.9-15.1) <i>n</i> = 23	731 \pm 72 (620-900) <i>n</i> = 23
<i>M. r. roboratus</i>	2.5 \pm 0.6 (1.7-3.2) <i>n</i> = 8	26.3 \pm 1.8 (23.4-28.2) <i>n</i> = 8	24.1 \pm 2.7 (19.9-26.8) <i>n</i> = 8	582 \pm 26 (532-620) <i>n</i> = 8
<i>M. roboratus pacificus</i>	2.3 \pm 0.7 (1.5-4.1) <i>n</i> = 22	21.4 \pm 1.7 (18.1-24.1) <i>n</i> = 22	24.3 \pm 1.8 (20.5-28.1) <i>n</i> = 21	559 \pm 75 (450-715) <i>n</i> = 22
<i>Megascops</i> sp. nov. Sierra Nevada de Santa Marta	2.4 \pm 0.4 (1.7-3.1) <i>n</i> = 13	10.5 \pm 1.7 (7.4-13.0) <i>n</i> = 13	9.2 \pm 1.5 (6.4-11.5) <i>n</i> = 14	873 \pm 48 (816-995) <i>n</i> = 15
<i>M. w. watsonii</i> S Ecuador	21.7 \pm 8.5 (12.4-35.1) <i>n</i> = 5	3.3 \pm 0.3 (2.9-3.5) <i>n</i> = 5	3.3 \pm 0.2 (3.0-3.5) <i>n</i> = 5	622 \pm 42 (574-660) <i>n</i> = 5
<i>M. w. watsonii</i> N Ecuador, Peru	17.1 \pm 5.9 (10-27) <i>n</i> = 20	5.7 \pm 0.9 (4.1-7.7) <i>n</i> = 25	5.5 \pm 0.9 (3.6-7.7) <i>n</i> = 25	614 \pm 33 (564-700) <i>n</i> = 25
<i>M. w. watsonii</i> N of Amazon	14.9 \pm 5.1 (5.6-28) <i>n</i> = 30	9.9 \pm 1.3 (8.0-14.0) <i>n</i> = 34	9.6 \pm 1.2 (7.7-13.0) <i>n</i> = 33	626 \pm 60 (524-850) <i>n</i> = 34
<i>M. watsonii usta</i> Peru	16.7 \pm 4.9 (7.8-26.0) <i>n</i> = 24	2.4 \pm 0.2 (2.0-2.7) <i>n</i> = 28	2.3 \pm 0.2 (1.9-2.8) <i>n</i> = 28	609 \pm 55 (507-700) <i>n</i> = 28
<i>M. watsonii usta</i> shortsongs Peru	5.1 \pm 0.9 (4.0-6.8) <i>n</i> = 9	1.8 \pm 0.2 (1.4-2.1) <i>n</i> = 9	2.2 \pm 0.2 (1.9-2.4) <i>n</i> = 9	624 \pm 39 (554-680) <i>n</i> = 9
<i>M. w. watsonii</i> shortsongs N Ecuador, Peru	4.2 \pm 0.9 (3.2-5.8) <i>n</i> = 13	3.7 \pm 0.7 (2.2-4.6) <i>n</i> = 13	4.6 \pm 0.8 (2.5-5.4) <i>n</i> = 13	637 \pm 32 (588-697) <i>n</i> = 12
<i>M. w. watsonii</i> shortsongs N of Amazon	3.2 \pm 0.6 (2.5-4.3) <i>n</i> = 13	6.3 \pm 1.1 (3.4-8.4) <i>n</i> = 13	7.4 \pm 1.1 (4.9-9.3) <i>n</i> = 13	634 \pm 45 (577-700) <i>n</i> = 13

New screech-owl from Santa Marta

Taxon	Duration (s)	Start pace (s ⁻¹)	End pace (s ⁻¹)	Loudest pitch (Hz)
<i>M. atricapilla</i>	11.0 ±5.6 (4.1-25.4) <i>n</i> = 19	12.7 ±1.5 (10.5-15.9) <i>n</i> = 19	12.2 ±1.4 (9.6-14.5) <i>n</i> = 19	767 ±38 (700-850) <i>n</i> = 18
<i>M. atricapilla</i> shortsong	2.9 ±0.5 (2.6-3.4) <i>n</i> = 3	5.9 ±1.4 (4.3-6.8) <i>n</i> = 3	9.2 ±2.9 (6.8-12.4) <i>n</i> = 3	833 ±28 (800-851) <i>n</i> = 3
<i>M. g. guatemalae</i>	8.8 ±1.7 (6.6-11.4) <i>n</i> = 6	14.3 ±1.0 (13.3-16.1) <i>n</i> = 6	14.2 ±0.9 (13.3-16.0) <i>n</i> = 6	586 ±56 (520-660) <i>n</i> = 6
<i>M. vermiculatus</i>	6.8 ±1.3 (5.2-8.3) <i>n</i> = 7	17.8 ±1.5 (16.2-20.2) <i>n</i> = 7	17.6 ±1.2 (16.1-19.1) <i>n</i> = 7	676 ±52 (631-760) <i>n</i> = 7
<i>M. centralis</i> [Hekstra]	1.2 ±0.2 (0.7-1.6) <i>n</i> = 24	23.0 ±1.9 (20.3-27.0) <i>n</i> = 23	23.5 ±2.1 (20.4-28.0) <i>n</i> = 23	845 ±62 (687-953) <i>n</i> = 24
<i>M. [roraimae] pallidus</i> [Hekstra]	4.2 ±0.7 (2.8-5.6) <i>n</i> = 16	13.2 ±0.7 (11.7-13.9) <i>n</i> = 16	14.1 ±0.8 (13.0-15.4) <i>n</i> = 16	955 ±68 (855-1083) <i>n</i> = 16
<i>M. [roraimae] napensis</i>	5.1 ±1.0 (3.6-6.7) <i>n</i> = 13	14.2 ±1.3 (12.6-17.0) <i>n</i> = 13	14.0 ±1.5 (11.0-17.0) <i>n</i> = 14	843 ±57 (760-960) <i>n</i> = 14
<i>M. [r.] roraimae</i>	4.9 ±1.2 (3.5-6.4) <i>n</i> = 11	13.3 ±1.1 (10.7-14.6) <i>n</i> = 12	13.6 ±1.0 (11.1-15.1) <i>n</i> = 12	884 ±81 (760-1058) <i>n</i> = 12
<i>M. c. cooperi</i>	2.1 ±0.3 (1.5-2.5) <i>n</i> = 13	12.6 ±2.6 (9.0-18.0) <i>n</i> = 13	6.2 ±1.7 (5.0-11.0) <i>n</i> = 13	481 ±60 (400-600) <i>n</i> = 13
<i>M. cooperi lambi</i>	1.5 ±0.3(1.2-1.7) <i>n</i> = 3	7.7 ±0.7 (7.0-8.3) <i>n</i> = 3	8.1 ±2.3 (6.0-10.5) <i>n</i> = 3	772 ±64 (730-845) <i>n</i> = 3
<i>M. seductus</i>	2.4 ±1.0 (1.6-3.7) <i>n</i> = 5	6.0 ±2.9 (3.5-10.0) <i>n</i> = 5	11.1 ±2.4 (7.0-13.0) <i>n</i> = 5	783 ±60 (700-850) <i>n</i> = 5
<i>M. kennicottii</i>	1.6 ±0.4 (0.9-3.0) <i>n</i> = 60	4.3 ±1.6 (1.5-9.0) <i>n</i> = 60	10.2 ±2.5 (4.9-16.0) <i>n</i> = 60	615 ±63 (430-737) <i>n</i> = 60
<i>M. asio</i>	2.7 ±0.3 (2.4-3.2) <i>n</i> = 7	11.5 ±1.7 (9.8-15.0) <i>n</i> = 7	15.3 ±1.1 (14.0-17.0) <i>n</i> = 7	773 ±104 (620-878) <i>n</i> = 7
<i>M. petersoni</i>	6.3 ±1.2 (4.7-8.9) <i>n</i> = 20	6.1 ±0.6 (5.0-7.0) <i>n</i> = 20	5.8 ±0.8 (4.0-7.0) <i>n</i> = 20	606 ±42 (540-700) <i>n</i> = 20
<i>M. marshalli</i> SE Peru, Bolivia	6.0 ±1.4 (3.6-7.4) <i>n</i> = 7	5.6 ±0.3 (5.0-6.0) <i>n</i> = 7	5.5 ±0.3 (5.0-6.0) <i>n</i> = 8	673 ±37 (636-742) <i>n</i> = 8
<i>M. marshalli</i> C Peru	5.7 ±1.6 (1.8-7.8) <i>n</i> = 3	7.8 ±0.5 (7.4-8.4) <i>n</i> = 3	7.4 ±0.5 (6.8-7.8) <i>n</i> = 3	661 ±22 (636-676) <i>n</i> = 3
<i>M. hoyi</i>	9.0 ±0.9 (7.3-9.9) <i>n</i> = 11	10.7 ±0.6 (9.9-11.9) <i>n</i> = 12	10.6 ±0.7 (9.6-11.8) <i>n</i> = 12	672 ±47 (563-726) <i>n</i> = 12
<i>M. hoyi</i> shortsong	2.4 ±0.4 (2.0-3.0) <i>n</i> = 5	8.0 ±1.1 (6.4-9.1) <i>n</i> = 5	9.4 ±0.4 (8.8-9.8) <i>n</i> = 5	725 ±58 (659-780) <i>n</i> = 5
<i>M. [ingens] colombianus</i>	13.5 ±5.2 (7.4-21.0) <i>n</i> = 6	5.2 ±1.0 (4.3-6.3) <i>n</i> = 6	5.3 ±0.7 (4.3-6.3) <i>n</i> = 6	808 ±51 (724-868) <i>n</i> = 6
<i>M. ingens</i>	11.3 ±2.8 (6.0-17.3) <i>n</i> = 37	6.5 ±1.2 (4.1-8.8) <i>n</i> = 36	6.5 ±1.3 (4.7-9.6) <i>n</i> = 37	826 ±80 (707-975) <i>n</i> = 35
<i>M. ingens (Aragua) n=1</i>	9.0 (7.4-10.1)	10.3	9.4	993
<i>M. [ingens] colombianus</i> shortsong	4.3 ±1.0 (3.0-5.4) <i>n</i> = 6	2.9 ±0.4 (2.4-3.4) <i>n</i> = 6	4.6 ±0.3 (4.3-4.9) <i>n</i> = 6	820 ±34 (780-850) <i>n</i> = 6
<i>M. ingens</i> shortsong	3.4 ±0.7 (2.2-4.9) <i>n</i> = 21	4.0 ±1.1 (2.6-7.6) <i>n</i> = 19	5.9 ±1.6 (3.8-9.1) <i>n</i> = 19	853 ±67 (726-950) <i>n</i> = 17

the large collection of screech-owls held in FMNH confirmed the conclusion made by W. W. Miller after he had compared it with the large collection in AMNH (in Todd & Carriker 1922), that it does not match any other screech-owl. Additionally, the specimen collected by Quevedo in 2007 (ICN 38833) from Santa Marta was found to be a nearly perfect match to Carriker's specimen. The vocal and morphological distinctness of this form, as well as its large genetic distance from other members of the genus (Dantas *et al.* 2016) is evidence that it represents a new species, which I name:

Megascops gilesi species novum
Santa Marta Screech-Owl

Holotype. - Carnegie Museum catalogue no. CM 70857, adult female in breeding condition collected at Las Taguas, Cuchilla San Lorenzo, Santa Marta, Magdalena department, Colombia, at an elevation of 6,000 feet [2,088 m], by M. A. Carriker, Jr. on 13 March 1919.

Diagnosis. - A yellow-eyed, medium-sized screech-owl. Facial disk with a relatively indistinct narrow dark brown rim. Crown and back regularly barred with relatively straight and wide dark bars. Semi-concealed pale nuchal collar separated from back by a contrasting dark band, blackish shaft streaks of underparts relatively sparse and narrow, contrasting with light brown cross bars that are evenly and widely spaced on the belly, not in groups of two, and fairly straight rather than wavy. Tarsi, but not toes feathered, these feathers golden buff, contrasting with white of belly.

Description of holotype. — Plumage coloration (capitalized names and numbers of colours follow Munsell Soil Color Chart (Kollmorgen Instruments Corp., 1994 edition)): Underplumes (down and bases of contour feathers) buffy (10YR8/7), this colour showing through when feathers disturbed.

Forehead and faint brow connecting to nuchal collar buffy white, mottled with blackish brown bars connected by thin, about half as wide shaft streaks. Crown buffy brown densely barred blackish, dark bars narrow, 1.6 mm wide, pale bars 1.1 mm, the dark bars only connected by very narrow shaft streaks. Feathers of nape mostly whitish with 1 mm wide, brown bars every 3-4 mm, but tips densely barred blackish brown, creating a pale and lightly barred nuchal collar separated from the back by a dark and densely barred band, the pale nuchal collar continuing around the facial disk to the throat. Back rather uniform brown (7.5YR5/8-4/6) with dense, indistinct blackish brown bars, mostly straight rather than vermiculated, brown and dark bars about equal in width, ranging from less than 1 to over 3 mm, creating a regular overall barring much more extensive than in adults of most species of *Megascops*. Rump and upper tail coverts buffy brown barred blackish brown, dark bars 1 mm wide, pale bars 2 mm. Tail 92 mm, blackish brown with nine buffy grey, 2 mm wide bars that are bordered on each side by a 1-2 mm wide blackish bar, the brown between bars 3-4 mm wide. The pale bars on the inner webs widen to 5 mm towards the edge. The outer 12 mm of outer web and outer 4 mm of inner web of tail feathers densely vermiculated. On upper wing some scapular feathers and outer middle primary coverts with a large whitish spot on outer web, vermiculated brown and blackish on 3-4 mm tip and on entire inner webs, some inner webs with some whitish to buffy white parts. Lesser and middle wing coverts barred reddish brown and black, bars *ca.* 1 mm wide. Greater wing coverts vermiculated grey-brown, buffy-white and blackish. Outer web of two outer alula feathers with large, black-bordered, whitish spot, vermiculated tip, and buffy base. Outer web of primaries barred, the pale bars buffy and 3 mm wide at shaft broadening to 4 mm and whitish at edge, the dark bars blackish brown, 8 mm at shaft

narrowing to 6 mm at edge, some dark bars suffused with grey-brown. Outer web of secondaries blackish brown with some brown vermiculations and with 5-6 mm wide, blackish-bordered, buff bars, some of which are vermiculated with blackish. Tertiaries wholly vermiculated grey, blackish brown and greyish white. Under wing: Lesser under wing coverts buff with 15-18 mm wide, blackish tips, median under wing coverts buff, a few of the median under primary coverts with a 1 mm blackish dot, greater under wing coverts buffy-white with sharply demarcated blackish tips, forming a contrasting blackish band widening from about 1 cm on the secondary- and inner primary coverts, to about 2 cm on the outer greater under primary coverts. Outer five primaries virtually uniform greyish black on inner web, barring nearly indistinguishable, rest of remiges with broad buffy white bars basally, increasingly extensive towards body. Wing formula as given by distance in mm to wing tip (5th) of each of the ten primaries, beginning with the outer is: 40, 13, 7, 1, (0), 4, 7, 16, 21, 29. Wing chord 162 mm, wing flat 167 mm. Facial disk and throat buffy white, disk with 9 concentric blackish bars (evenly dark and pale) and a poorly defined blackish brown rim (1-3 mm) behind ear coverts to sides of throat. Breast buffy white with narrow, less than 1 mm wide blackish brown shaft streaks and dense brown bars, 1.5 mm wide and 1.3-2.5 mm apart. This grades into the white belly, where the streaks are narrower (0.3-0.7 mm), dark brown, and sparser, and where the brown bars are narrower (0.8-0.9 mm), less distinct, and more widely spaced (2-3.5 mm), bars relatively regularly spaced rather than in groups of two. Tarsi 31 mm, feathered to base of toes, buffy (10YR8/7), feathering sparse and easily coming off on lower tarsus. Middle toe 23.3 mm. Whiskers black, up to 23 mm long. Label data on soft part colours: Iris yellow, bill leaden blue with pale tip, toes bluish flesh.

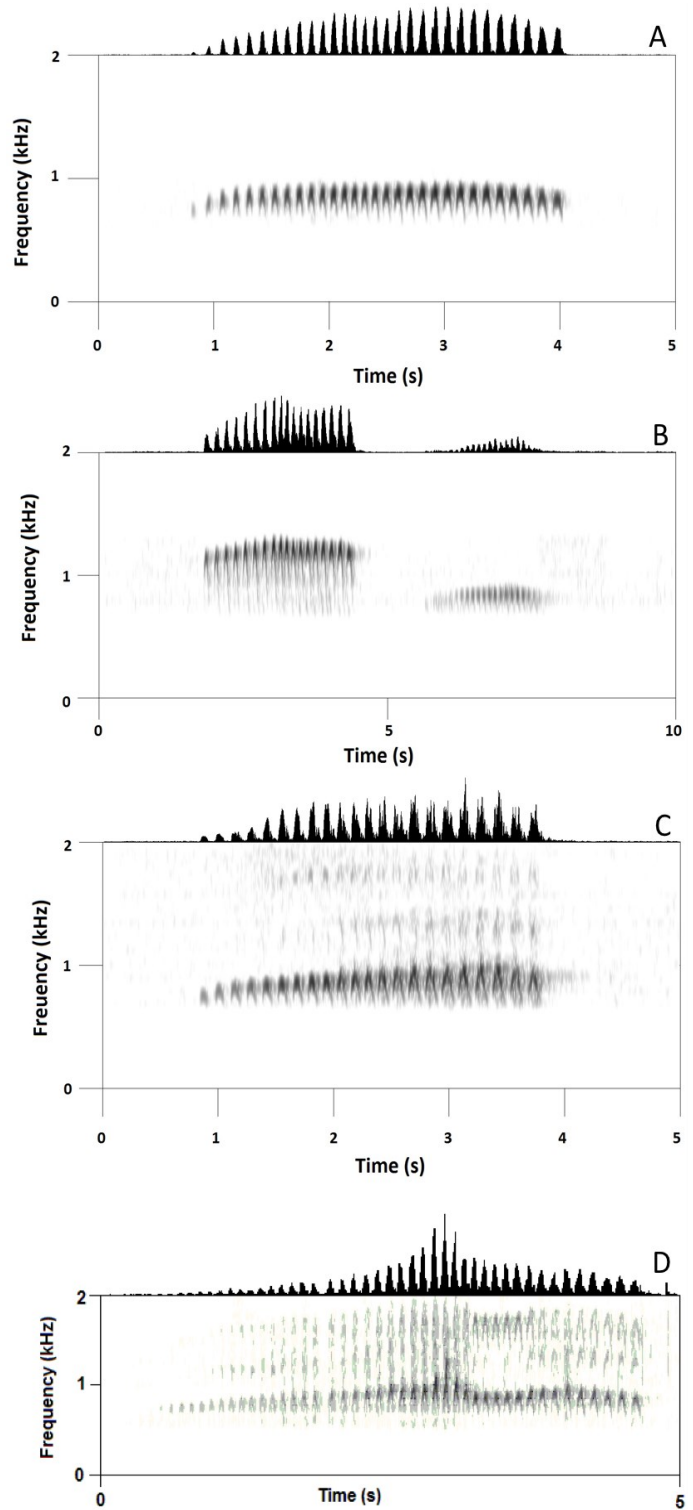


Figure 4. Oscillograms and sonograms of songs of *Megascops gilesi*. (A): Natural song XC235877 (B): presumed duet XC59672 (note time scale). (C): Aggressive song, presumably a male XC59672 (D): Aggressive song, presumably a male D. Bradley5.

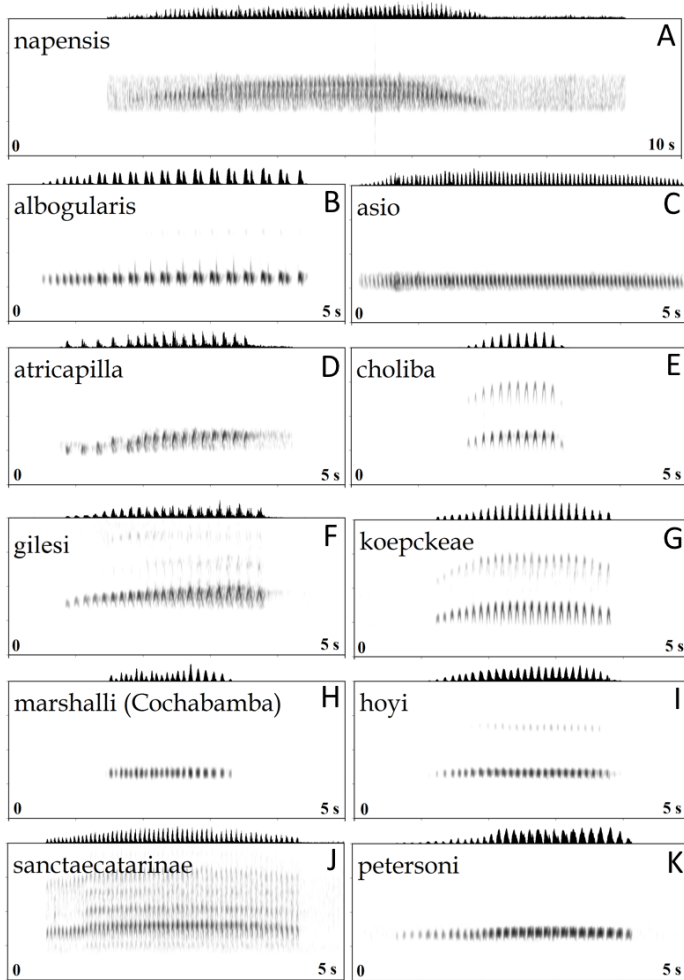


Figure 5. Oscillograms and sonograms of aggressive songs of some species of *Megascops*. Vertical scale 0-2 kHz. Catalogue numbers of recordings are: (A): [*roraimae*] *M. napensis* XC20791; (B): *M. albogularis* ML21912; (C): *M. asio* XC75829; (D): *M. atricapilla* ML127911; (E): *M. choliba* ML4477; (F): *M. gilesi* XC59672; (G): *M. koepckeae* XC67487; (H): *M. marshalli* (Cochabamba) XC3429; (I): *M. hoyi* ML129337; (J): *M. sanctaecatarinae* ML18821; (K): *M. petersoni* ML39962.

Additional material. — The 2007 specimen collected by Alonso Quevedo (ICN 38833) with tissue (Universidad de los Andes ANDES-T 351) near the type-locality had dirty flesh toes and greyish horn claws when fresh. Unfortunately, this specimen was nearly entirely destroyed by insects, but photographs of the fresh specimen (Fig. 6) shows it to be very similar to the type in most ways, differing only in its browner general coloration and broader blackish streaks along the

shafts on the crown. Like the type, it has a narrow dark facial rim, a regularly barred back separated from a pale nuchal collar by a darker area, and broadly and regularly spaced, narrow, brown, straight, transverse bars on the belly and flanks, denser on breast, the character of the bars on the lower underparts also exhibited in all individuals photographed. Photographs taken of additional individuals in the wild (Fig. 7; see photo gallery on surfbird.com under Santa Marta Screech-Owl) include both redder and greyer individuals, many showing a distinct contrast in darkness between breast or upper breast and belly. The reddest individual (Fig. 7D) has entirely reddish facial disk without any concentric bars.

Voice. — 29 recordings were examined. Song (Fig. 4) a 2-3 s long trill, pace *ca.* 10/s, rising in pitch and volume through first 1-8 evenly spaced notes, then increasing to full volume at a first more rapid, but decelerating pace, at end dropping slightly and fairly abruptly in pitch and volume. The pitch at loudest volume in natural song averaged 874 Hz in presumed males (n=14), 1,172 Hz in presumed females (n=4) (Fig. 4A). Aggressive song apparently also given by both sexes, similar, but longer, fast part harsh in quality and rising and falling once (Figs. 4C, 5F) or twice (Fig. 4D) in pitch. Sonograms comparing the song to other species of *Megascops* are shown in the figures 1, 2 and 5.

Distribution. — The Santa Marta Screech-Owl is so far only known from humid forest between 1,800 and 2,500 m elevation on the San Lorenzo ridge, in the north-western part of the Sierra Nevada de Santa Marta. Here it was found to be fairly common in February 2007. It probably occurs in similar forest throughout the massif but is unlikely to occur in the surrounding Andean regions, where *M. ingens*, *M. colombianus* and *M. petersoni* inhabit similar elevations. Considering the absence of *M. albogularis* from Santa Marta it might also occur in humid forest higher than



Figure 6. *Megascops gilesi*. (A)-(B): Spread upper and underwing of a fresh specimen (ICN38833). (C): Dorsal view of the fresh specimen and the holotype (below). Note conspicuous nuchal collar and barring on crown and back. (D): Ventral view of the fresh specimen and the holotype (below). Note the brown, evenly and rather widely spaced and fairly straight bars on the belly. (E): Bill color of the fresh specimen. ICN38833 by A. Quevedo, holotype by NKK.

2,500 m. On the San Lorenzo ridge, it is replaced below and in drier habitat by *M. choliba*, the only other *Megascops* species recorded in the massif and known to occur up to ca. 1,425 m (XC45400) but possibly ranging higher in the drier valleys, as it occurs to at least 2,800 m in the East Andes of Colombia (XC54283, XC54284) and to 3,000 m in the Central Andes (Fjeldså & Krabbe 1990).

Etymology — I name the species after Robert Giles, who funded and took an active part in establishing a bird reserve near the type locality.

Discussion

Nearly all the bird taxa endemic to the Santa Marta region are hypothesized to have originated from Andean ancestors (Todd & Carriker 1922,

Caro *et al.* 2013) and have sister populations in the adjacent parts of the Andes (Fjeldså & Krabbe 1990). The lack of known close relatives in the adjacent regions for *Megascops gilesi* is thus remarkable.

The voice descriptions in Appendix B serve to distinguish *M. gilesi*, but are also of interest in the assessment of some forms of disputed taxonomic ranks. Although slight vocal differences of *M. [guatemalae] vermiculatus* in pitch and pace from *M. g. guatemalae* and *M. guatemalae hastatus* are suggested, sample sizes are small and no recording of the N Nicaraguan form *M. guatemalae dacrysiactus* was included in the comparison. Additional material is needed to assess the rank of *vermiculatus*. The data indicate distinct vocal differences in all measurements



Figure 7. *Megascops gilesi* photographed near the type locality. **(A):** Intermediate morph. **(B):** Intermediate morph. **(C):** Grey morph. **(D):** Rufous morph. Photographs by A. Quevedo (A), Diego Calderón-Franco (B) and D. Brinkhuizen (C-D).

between *M. [guatemalae] centralis* (Hekstra) and geographically adjacent forms in the clade (*vermiculatus*, *pallidus*, *napensis*), strongly supporting the suggested species rank of *M. centralis* (Ridgely & Greenfield 2001, Gill and Donsker 2016). *M. [guatemalae] pallidus* (Hekstra)

has been overlooked by most authors and deserves mention. The similarity in plumage pattern, tarsal feathering, size and proportions to Mexican *guatemalae* of a specimen (AMNH120332) from the Paria Peninsula, coastal mountains of Venezuela, led Chapman (1931) to

conclude that it was specifically distinct from *roraimae*. Hekstra (1982b) named birds from the coastal mountains of Venezuela *pallidus* (including in that form AMNH476699 [type], FMNH91892, FMNH91893, and four additional specimens in AMNH [2], British Museum and Frankfurt Museum) and also described them as being very similar in plumage and tarsal feathering to *guatemalae*. It would appear that *pallidus* is a valid taxon. Birds from the coastal mountains vocalize similarly to birds from the eastern slope of the Serranía de Perijá, and usually differ in both pitch and change of pitch from *M. [guatemalae] roraimae*. However, some recordings of the two are indistinguishable, suggesting that despite the morphological differences, *pallidus* may have been correctly referred to *roraimae* by König *et al.* (1999).

Analyses of the material indicate no consistent vocal difference between *M. [guatemalae] napensis* and *M. [guatemalae] roraimae*. Differences between them in plumage and slightly in proportions and tarsal feathering (Chapman (1931) support the validity of the taxon *napensis*, but their similar vocalizations suggest that *napensis* was correctly ranked as a subspecies of *roraimae* by Ridgely and Greenfield (2001). Likewise, there do not appear to be vocal differences between *M. [ingens] colombianus* and *M. i. ingens*. Differences between them in size, general hue, tail/tarsus proportions and tarsal feathering (Fitzpatrick & O'Neill 1986) leave little doubt as to the validity of the taxon *colombianus*, but vocally there is no support for ranking it as a species.

Fitzpatrick & O'Neill also reported a geographically isolated and vocally distinct population of *M. ingens* from the coastal mountains of Venezuela. A recording of this population with male song and female shortsong was kindly made available to me recently through

the joint efforts of John W. Fitzpatrick, Gregory Budney and Miguel Lentino: The shortsong is very short (1.9 s vs. 2.7-3.1 s in three other recordings), lacking the distinction between a slow first part and a fast second part. It is rather fast-paced (6.2-6.4 notes/s) throughout, rather faster than females from Táchira (3.6 notes/s) (ML 59615 and 59616 - possibly the same individual). The male song is very fast-paced and rather high-pitched (see Table 1). In other aspects, the vocalizations of this population are typical of *M. ingens*. Finally, there are regional vocal differences in *M. watsonii*, but those do not help clarify the surprising genetic relationships of *M. atricapilla*, *M. watsonii* and *M. usta* reported by Dantas *et al.* (2016).

Thus, several taxonomic issues in the genus remain to be solved, but this study sums up present knowledge of *Megascops* vocalizations besides describing the heretofore unnamed taxon from the Sierra Nevada de Santa Marta, *Megascops gilesi*.

Acknowledgments

Most of the field work was funded by the bird preservation society ProAves Colombia. For exceptionally kind help and hospitality I thank the staff in the "El Dorado Reserve", where most of the work in the Sierra Nevada de Santa Marta was performed. I also thank Alonso Quevedo, Dušan Brinkhuizen and Diego Calderón-Franco for putting their photographs at my disposal; Alonso Quevedo and David Bradley for sending me additional unpublished tape-recordings of the owl; Paul G. W. Salaman and Sara Inés Lara for kind hospitality and for arranging the field work; Carlos Daniel Cadena and Eugenio Valderrama of Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad de los Andes, Bogotá for sequencing mt-DNA (GenBank KT799280) of the tissue sample of the Quevedo specimen; Stephen P. Rogers of the Carnegie Museum, Pittsburgh for sending the

type specimen to me at the Field Museum, Chicago and for subsequent information on the specimen; Jason Weckstein, John Bates, Mary Hennen, Shannon Hackett, and Dave Willard of the Field Museum for kind assistance and use of the collection; Marco Altamirano of MECN, and F. G. Stiles of ICN for use of the collections in these museums. Mark B. Robbins and Jon Fjeldså kindly commented on early drafts of the manuscript.

Literature cited

- BONACCORSO, E., J. M. GUAYASAMIN, A. T. PETERSON. & A. G. NAVARRO-SIGÜENZA. 2011. Molecular phylogeny and systematics of Neotropical toucanets in the genus *Aulacorhynchus* (Aves, Ramphastidae). *Zoologica Scripta* 40:336–349.
- BOND, J. 1971. *Birds of the West Indies*. 2nd ed. Collins, London.
- CADENA, C. D., & A. M. CUERVO. 2010. Molecules, ecology, morphology, and songs in concert: how many species is *Arremon torquatus* (Aves: Emberizidae)? *Biological Journal of the Linnean Society* 99(1):152-176
- CADENA, C. D., L. M. CARO, P. C. CAYCEDO, A. M. CUERVO, R. C. BOWIE & H. SLABBEKOORN. 2016. *Henicorhina anachoreta* (Troglodytidae), another endemic bird species for the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. *Ornitología Colombiana* 15:82-89.
- CAMPBELL, W. (ed.) 1994. *Know your birds of prey*. Vol. 1. Axia NetMedia Corporation, Calgary, Alberta, Canada.
- CARO, L. M., P. C. CAYCEDO-ROSALES, R. C. K. BOWIE, H. SLABBEKOORN & C. D. CADENA. 2013. Ecological speciation along an elevational gradient in a tropical passerine bird. *Journal of Evolutionary Biology* 26:1420-9101.
- CAVANAGH, P. M. & G. RITCHISON. 1987. Variation in the bounce and whinny songs of the eastern screech-owl. *The Wilson Bulletin* 99:620-627.
- CHAPMAN, F. M. 1931. The upper zonal bird-life of Mts. *Roraimae* and *Duida*. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 63 (135 pp.).
- COLLAR, N. J. & P. SALAMAN. 2013. The taxonomic and conservation status of the *Oxygogon helmetcrests*. *Conservación Colombiana* 19:31-38.
- CORY, C. B. 1918. *Catalogue of Birds of the Americas*. Field Museum of Natural History Publications 197. Zool. Ser. 13, pt. 2 no. 1.
- DANTAS, S. M., J. D. WECKSTEIN, J. BATES, N. K. KRABBE, C. D. CADENA, M. B. ROBBINS, E. VALDERRAMA & A. ALEIXO. 2016. Molecular systematics of the new world screech-owls (Megascops: Aves, Strigidae): Biogeographic and taxonomic implications. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 94:626-634.
- DICKINSON, E. C., & J. V. REMSEN, JR. (eds.) 2013. *The Howard and Moore complete checklist of the birds of the World*. Vol. 2. Non-passerines. Aves Press, Eastbourne, U.K.
- ENRIQUEZ, P. L. K. EISERMANN, H. MIKKOLA & J. C. MOTTA-JUNIOR. 2017. A review of the systematics of Neotropical Owls (Strigiformes). Chapter 2 (pp. 7-19) in P. L. Enriquez, ed., *Neotropical Owls*. Springer International Publishing: ISBN 978-3-319-57107-2.
- FITZPATRICK, J. W. & J. P. O'NEILL. 1986. *Otus petersoni*, a new screech-owl from the eastern Andes, with systematic notes on *O. colombianus* and *O. ingens*. *The Wilson Bulletin* 98:1-14.
- FJELDSÅ, J. & N. KRABBE. 1990. *Birds of the high Andes*. Apollo Books, Svendborg, Denmark.
- FJELDSÅ, J., J. BAIKER, G. ENGBLOM, I. FRANKE, D. GEALE, N. K. KRABBE, D. E. LANE, M. LEZAMA, F. SCHMITT, R. S. R. WILLIAMS, J. UGARTE-NÚÑEZ, V. YÁBAR & R. YÁBAR. 2012. Reappraisal of Koepcke's Screech Owl *Megascops koepckeae* and description of a new subspecies. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 132:180-193.
- GILL, F. & D. DONSKER (eds.) 2016. *IOC World Bird List (v 6.2)*. doi : 10.14344/IOC.ML.6.2
- HEKSTRA, G. P. 1982a. "I don't give a hoot..." A revision of the American screech-owls (Otus; Strigidae). PhD diss. Vrije Universiteit te Amsterdam, Netherlands.
- HEKSTRA, G. P. 1982b. Description of twenty-four new subspecies of American Otus (Aves, Strigidae). *Univ. Amsterdam Bull. Zool. Museum* 9:49-63.
- HERZOG, S. K., S. R. EWING, K. L. EVANS, A. MACCORMICK, T. VALQUI, R. BRYCE, M. KESSLER & R. MACLEOD. 2009. Vocalizations, distribution, and ecology of the Cloud-Forest Screech Owl (*Megascops marshalli*). *The Wilson Journal of Ornithology* 121:240-252.
- HOWELL, S. N. G. & S. WEBB. 1995. *The birds of Mexico and northern Central America*. Oxford University Press.
- KLATT, P. H. & G. RITCHISON. 1993. The duetting behavior of Eastern Screech-Owls. *The Wilson Bulletin* 105:483-489.
- KÖNIG, C. 1994. Lautäußerungen als interspezifische Isolationsmechanismen bei Eulen der Gattung *Otus* (Aves: Strigidae) aus dem südlichen Südamerika. - *Stuttg. Beitr. Naturkde. Ser. A. Nr. 511:1-1-35*.
- KÖNIG, C., F. WEICK & J. H. BECKING. 1999. *Owls: A guide to the owls of the world*. Yale University Press, New Haven.
- KRABBE, N. 2008. Vocal evidence for restitution of species rank to a Santa Marta endemic: *Automolus rufipectus* Bangs (Furnariidae), with comments on its generic affinities. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 128: 219-227.
- KRABBE, N. & T. S. SCHULENBERG. 1997. Species limits and natural history of *Scytalopus tapaculos* (Rhinocryptidae),

- with descriptions of the Ecuadorian taxa, including three new species. Pp. 46-88 in Remsen, J. V. (ed.) Studies in Neotropical ornithology honoring Ted Parker. Ornithological Monographs 48.
- MARKS, J. S., R. J. CANNINGS & H. MIKKOLA. 1999. Family Strigidae (typical owls). Pp. 76-242 in J. del Hoyo, A. Elliott and J. Sargatal, eds. Handbook of the Birds of the World, vol. 5. Lynx Edicions, Barcelona.
- MARSHALL, J. T. 1967. Parallel variation in North and Middle American screech-owls. Monographs No. 1. Western Foundation of Vertebrate Zoology, Los Angeles.
- MARSHALL, J. T. & B. KING. 1988. Genus *Otus*. In: Amadon, Dean & Bull, J: Hawks and owls of the world: A distributional and taxonomic list. Proceedings of the Western Foundation of Vertebrate Zoology 3:296-357.
- MARSHALL, J. T., R. A. BEHRSTOCK & C. KÖNIG. 1991. Special review: Voices of the New World Owls (Strigiformes: Tytonidae, Strigidae). The Wilson Bulletin 103:311-338.
- PETERS, J. L. 1940. Check-list of birds of the World. Vol. 4. Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts.
- RIDGELY, R. S. & P. J. GREENFIELD. 2001. The birds of Ecuador. Ithaca, NY: Cornell University Press.
- RITCHISON, G., P. M. CAVANAGH, J. R. BELTHOFF & E. J. SPARKS. 1988. The singing behavior of Eastern Screech-Owls: seasonal timing and response to playback of conspecifics song. Condor 90: 648-652.
- SCHULENBERG, T. S., D. F. STOTZ, D. F. LANE, J. P. O'NEILL & T. A. PARKER III. 2007. Birds of Peru. Princeton University Press, Princeton, NJ and Oxford, UK.
- SIBLEY, C. G. 1996. Distribution and taxonomy of birds of the World. CD-ROM, ver. 2.0. Thayer Birding Software, Cincinnati, Ohio.
- SIBLEY, D. A. 2003. The Sibley field guide to birds of western North America. Alfred A. Knopf, New York.
- TODD, W. E. & M. A. CARRIKER. 1922. The birds of the Santa Marta region of Colombia: a study in altitudinal distribution. Annals of the Carnegie Museum 14 (611 pp.).
- TRIPP, T. 2004. Use of bioacoustics for population monitoring in the Western Screech-Owl (*Megascops kennicottii*). M.A. thesis, University of Northern British Columbia.
- WEYDEN, W. J. VAN DER. 1974. Vocal affinities of the Puerto Rican and Vermiculated Screech Owls (*Otus nudipes* and *O. guatemalae*). Ibis 116:369-372.
- WEYDEN, W. J. VAN DER. 1975. Scops and screech-owls: Vocal evidence for a basic subdivision in the genus *Otus* (Strigidae). Ardea 63:65-77.
- WINK, M. & P. HEIDRICH. 1999. Molecular evolution and systematics of owls (Strigiformes). Pp. 39-57 In: C. König, F. Weick & J. H. Becking (eds.): Owls: A guide to the owls of the world. Yale University Press, New Haven.

Sound publication references

- BOESMAN, P. 2006a. Birds of Brazil: MP3 Sound Collection. The Netherlands: Birdsounds.
- BOESMAN, P. 2006b. Birds of Mexico: MP3 Sound Collection. The Netherlands: Birdsounds.
- COOPMANS, P., J. V. MOORE, N. KRABBE, O. JAHN, K. S. BERG, M. LYSINGER, L. NAVARRETE & R. S. RIDGELY. 2004. The birds of southwest Ecuador. [5 Audio CDs with booklet]. John V. Moore Nature Recordings, San José, California, U.S.A.
- HARDY, J. W., B. B. COFFEY, JR. & G. B. REYNARD. 1988. Voices of the New World Nightbirds (Owls, nightjars and their allies). 3rd ed. ARA Records, Gainesville, Florida.
- HARDY, J. W., B. B. COFFEY, JR. & G. B. REYNARD. 1989 (1999). Voices of the New World owls (Strigiformes: Tytonidae, Strigidae). (Rev. ed. 1999). ARA Records, Gainesville, Florida.
- JAHN, O., J. V. MOORE, N. KRABBE, P. M. VALENZUELA, N. KRABBE, P. COOPMANS, M. LYSINGER, L. NAVARRETE, J. NILSSON & R. S. RIDGELY. 2008. The birds of northwest Ecuador. Vol I. Revised and expanded edition. [MP3 CD and data DVD with booklet]. John V. Moore Nature Recordings, San José, California.
- KRABBE, N. & J. NILSSON. 2003. Birds of Ecuador. Sounds and Photographs. [DVD-ROM]. Bird Songs International, Westernieland, The Netherlands.
- LYSINGER, M., J. V. MOORE, N. KRABBE, P. COOPMANS, D. F. LANE, L. NAVARRETE, J. NILSSON & R. S. RIDGELY. 2005. The birds of eastern Ecuador: the foothills and lower subtropics. [5 Audio CDs with booklet]. John V. Moore Nature Recordings, San José, California.
- MAYER, S. 2006. Birds of Peru, Bolivia and Paraguay. Sounds and photographs. Vers. 3.0. [CD-ROM]. Bird Song International, Westernieland, The Netherlands.

Recibido: 12 de octubre de 2016 *Aceptado:* 02 de diciembre de 2017

Publicado: 24 de diciembre de 2017

Editor asociado

Andrés M Cuervo

Evaluadores

Anónimos

Citación: KRABBE, N. K. 2017. A new species of *Megascops* (Strigidae) from Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, with notes on voices of New World screech-owls. Ornitología Colombiana 16:eA08.

Appendix A. Specimens examined

Museums cited are Carnegie Museum of Natural History, Pittsburg (CM), Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá (ICN), Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Quito (MECN), Field Museum of Natural History, Chicago (FMNH), Colección Boliviana de Fauna, La Paz (CBF). Catalogue numbers are given in brackets.

- Psiloscops flammeolus* FMNH 12 mm, 3 ff [459505, 470498, 470499, 37663, 37664, 37665, 137726, 137727, 159294, 159295, 159296, 159297, 159298, 159299, 160795] (USA, Mexico, Guatemala)
- Megascops (Gymnoglaux) nudipes* FMNH 2 uns [37660, 37661] (Puerto Rico)
- M. albogularis albogularis* FMNH 5 mm, 10 ff, 2 uns [13709, 13710, 101070, 101071, 101640, 101987, 101988, 101989, 101990, 101991, 249560, 249561, 287979, 287980, 100449, 100450, 102528], MECN 1 m, 4 ff [8514, 772,7755, 6150, 7760] (Colombia, Ecuador); *meridensis* FMNH 1 m [100780] (Venezuela); *remotus* FMNH 2 mm, 1 f, 1 uns [296607, 296608, 296609, 433064] (Peru)
- M. choliba luctisonus* FMNH 8 mm, 8 ff, 1 uns [101072, 101073, 101292, 101293, 101294, 101643, 101644, 101645, 101790, 101791, 101792, 102444, 248553, 249558, 249559, 6981, 100321, 100322], ICN 13 mmff, 1 juv (Costa Rica, Colombia); *margaritae* FMNH 1 m, 2 ff [38806, 38807, 38808] (Venezuela); *duidae* FMNH 2 mm [318672, 318673] (Venezuela); *crucigerus* FMNH 26 mm, 19 ff, 9 uns, ICN 25 mmff (incl. 1 odd red morph), 3 juv, MECN 1 m, 1 f [770, 3994] (Colombia, Ecuador, Venezuela, Guyana, Brazil, Peru); *alticola* FMNH 1 m [111699] (Colombia)
- M. clarkii* FMNH 3 mm, 2 ff [372110, 6982, 73409, 73410, 73411] (Costa Rica)
- M. trichopsis (aspersus, mesamericanus, trichopsis)* FMNH 17 mmff (incl. 1 odd, small, red morph) [97578, 16234, 137851, 137852, 159408, 159410, 159411, 159412, 160834, 111318, 30392, 93611, 185946, 185947, 185948, 185949, 102793] (USA, Mexico, Guatemala, El Salvador)
- M. cooperi lambi* FMNH 1 f [15415] (Mexico)
- M. c. cooperi* FMNH 2 mm [111319,100320] (El Salvador, Costa Rica)
- M. kennicottii (aikenii, bendirei, cardonensis, kennicottii, macfarlanei, xantusi)* FMNH 92 mm, 103 ff, 5 uns (Canada, USA, Mexico)
- M. asio (asio, floridanus, mccallii, hasbroucki, maxwelliae)* FMNH 259 mm, 245 ff, 52 uns (Canada, USA)
- M. g. guatemalae* FMNH 1 m [119428] (Mexico)
- M. centralis* [Hekstra] FMNH 1 m [372109], ICN 1 f, 1 uns [28443, 31177], MECN 1m, 1 f [5994, 7062] (Colombia, Ecuador)
- M. [roraimae] pallidus* [Hekstra] FMNH 2 mm [91892, 91893], CM 1f [35307] (Venezuela)
- M. [roraimae] roraimae* FMNH 1f (odd grey morph) [339624] (Venezuela)
- M. [roraimae] napensis* FMNH 4 mm, 7 ff [311175, 320449, 320450, 311174, 320445, 299043, 283660, 299042, 299044, 102964, 296606], MECN 4 mm [7004, 7636, 8183, 7772] (Ecuador, Peru)
- M. sanctaecatarinae* FMNH 1 m [69278] (Brazil)
- M. gilesi* CM 1 f [70857], ICN 1 m [38833] (Colombia).
- M. roboratus* FMNH 1f [299447], MECN 2 mm [771, 6301] (Peru)

- M. atricapilla* FMNH 1 f [356565] (Brazil)
- M. watsonii watsonii* FMNH 8 mm, 3ff [260181, 247144, 277679, 247145, 101573, 102527, 248551, 101084, 248550, 102979, 248552], ICN 2 mm, 4 uns [8831, 8834, 13014, 22633, 32007, 32886], MECN 3 mm, 1 f [776, 6958, 6960, 6959] (Peru, Ecuador, Colombia, Surinam, Brazil); *usta* FMNH 6mm, 3 ff [208178,208177,297889,320434,285081,397727,293363,299045,297888] (Peru)
- M. petersoni* FMNH 1 m [317314], ICN 1 m [34377], MECN 6 mm, 1 f [774, 775, 7866, 7867, 7762, 7752, 8179] (Colombia, Ecuador, Peru)
- M. marshalli* FMNH 1 m [324127] (Peru)
- M. hoyi* FMNH 3 mm, 1 f [255979,101867,255973,293618], ZMUC 1 m [91964] (Bolivia, Argentina)
- M. [ingens] colombianus* FMNH 1 m, 3 ff [102108,101642,101641,101992], MECN 1 m [uncatalogued] (Colombia, Ecuador)
- M. ingens ingens* FMNH 8 mm, 4 ff [364257, 311176, 320263, 320452, 310522, 287769, 287768, 283661, 320451, 102965, 292534, 292533], MECN 5 mm, 1 uns [773, 2498, 7288, 7773, 7758, 7763] (Colombia, Ecuador, Peru); *venezuelanus* FMNH 1 f [317315], ICN 1 m [34994] (Colombia, Venezuela)

Appendix B. A short characterization of vocalizations of New World screech-owls

Number following taxon name indicates number of recordings examined. Catalogue numbers are given in brackets. Sequence as in Table 1.

Psiloscops flammeolus (9) [Hardy1989, XC5835, 13605, 61475, 61476, 61477, 61478, 61480, 67056]: Song a single short (0.3 s) soft hoot at 420-550 Hz repeated every 2-3 s, sometimes preceded or followed immediately by a weaker, shorter and lower-pitched note or double note. Calls include single hoots up to 0.5 s long at varying pitch. Begging calls of juvenile include a wheezy, 0.6 s long note around 900 Hz repeated at 3 s intervals and wheezy calls with some chirping parts at 2.5 kHz.

Margarobyas (Gymnoglaux) lawrencii (6) [Hardy1989a,b, ML133237, 133244, 133244, 133244]: Song (Fig. 1AE) 2 s long, of 15-17 notes at 200-400 Hz (the lowest pitched New World screech-owl), an accentuated hoot followed by an accelerating trill falling in pitch and volume. The introductory hoot may be repeated two to several times at 2 s intervals before ending in song. Presumed female may answer with a chirpy series of 5-10 notes at 2-3 kHz at a pace of 2.4/s. Calls include a short single hoot, a double hoot with higher pitched second note, a descending series of four hoots, and guttural clicks given in alarm near the nest. The young give high-pitched wheezy notes.

Megascops (Gymnoglaux) nudipes (nudipes) (19) [Hardy1989a,b, ML4491, 4491, 4491, 4491, 4490, 4490, 129734, 51002, 51000, 43413, 53822, 53870, 53821, XC33683 33690, 33705, 46630]: Song (Fig. 1AD) a *ca.* 3 s long series of notes at *ca.* 500 Hz given at a pace of 14-15/s, waxing in volume and pitch at first, waning at end, often given in duet, sometimes synchronously, the female song *ca.* 2 s long and nearly an octave higher. Both sexes occasionally give shorter songs. Also (Bond 1971) a loud *coo-coo* like *Athene cunicularia*, and on occasion a hoarse croaking. A handheld female (ML53870) clicked bill and gave squeaky *qeeooee* calls at 1.2 kHz in alarm.

Megascops albugularis (meridensis, macabrus, albugularis, remotus) (52) [Krabbe & Nilsson 2003,1,2,3,4,5, Hardy 1989, Paul Coopmans unpublished (OTUHUBPC), ML148800, 17357, 21782, 21911, 21912, 21930, 21958, 26947, 4448, 4449, 59601, 59602, 59603, 59604, 59605, 59606, 59607, 59608, 59609, 59610, 92153, 92288, 92615, XC11308, 12930, , 5238, 153649, 153650, 153674, 153676, 179, 2021, 2022, 23228, 23231, 23626, 25416, 29389, 32385, 35960, 38917, 39524, 47114, 8015, 8359]: Song (Fig. 1B) usually in duets repeated every 5-6 s, a series of 5-15 hoots at a slightly slowing pace of 8-7/s, on average 1.4 s long in male, 1.5 s in female, but sometimes longest in male. The pitch in 27 duets averaged 708 Hz in males, 959 Hz in females, first 1-2 notes slightly lower, the rest descending gradually and slightly (male) or more distinctly (female), volume fairly constant except first and last note often weaker. Each duet frequently composed of three songs, the first and last by the male. At high excitement, such as after playback (aggressive song, Fig. 5B), song may start with a rapid, sometimes ascending series and the following notes may be doubled and the song be longer, up to 4 s long or more, in female sometimes given as a long descending series. Rarely heard calls include a single-noted, 0.6 s long, rising and falling wail and a sharp, 0.4 s long, 6-noted series of descending screeches. Vocalizations do not seem to vary geographically except for a north-south cline in pitch, decreasing in males, increasing in females.

Megascops koepckeae (*koepckeae* 12, *hockingi* 30, including several unpublished recordings cited in Fjeldså *et al.* (2012)): Song, often given in duet, in female slightly shorter and slower paced and 5-40% higher pitched than male, consists of a rising and falling series of "hysterical" shrill notes that slows down, especially towards the end, with accentuated second- or third-last note. Song in northern part of range (n nominate form; Fig. 1T) *ca.* 2 s long, pace beginning at *ca.* 7.6/s, pitch *ca.* 968 Hz. Song in southern part of range (*hockingi*) longer, *ca.* 2.6 s, pace averaging slower, beginning at *ca.* 6.9/s, and pitch decidedly higher, *ca.* 1,246 Hz. In response to playback, songs of both sexes become slightly higher pitched and longer (pitch of an excited male thus much like a relaxed female), or sometimes hoarser. After repeated playback (female only?) may give a high-pitched long series of notes, up to 1,700 Hz and 9 s long. Early in bouts of male song (during "warming up"), songs may be given with notes at constant pace and without any accentuation. The aggressive song (Fig. 5G) is similar, but slightly longer and faster paced, and is much like aggressive song of *M. choliba* and to some degree *M. hoyi*, with a slower pace than songs of *M. roboratus*, *M. centralis* and *M. napensis*. Other vocalizations (Schulenberg *et al.* 2007) include a hiss (female only?) given in response to male song.

Megascops choliba (*luctisonus*, *margaritae*, *crucigerus*, *decussatus*, *choliba*, *uruguayensis*, *suturutus*, *wetmorei*) (164): Song (Fig. 1S) 0.8-1.6 s long, a trill at constant pace of 11-17/s and pitch at 489-968 Hz, followed by 1-2, hesitant, loud, and higher pitched 568-968 Hz notes. The trill often begins with a weak lower note and then usually rises in volume and slightly (8%) in pitch. Bouts of song are often started with a series of trills ("aggressive songs", Fig. 5E) that rise and fall in pitch and volume and are very similar to aggressive songs of *M. koepckeae* and to some degree *M. hoyi*. At high excitement the trill may become harsh in quality, or may turn into typical song. Calls, particularly from agitated birds, include a hoarse screech, single or rapid series of barks, and a variety of cackles (high-pitched in females) that rise quickly and fall slowly, often at slowing pace. Song is fairly similar throughout the large range of the species, but with a southward cline of increasing tendency to two or three rather than one accentuated note at end. In 3 of 125 recordings a song is answered by a similar, but higher-pitched and slightly shorter song. These were believed by the recordists to be duets.

Megascops clarkii (19) [Hardy 1989a,b, ML25772, 25772, 53966, 53966, 53964, 165317, 53965, 144076, 144076, 25811, 54200, 54200, 165332, 165332, 165332, 165332, 108875, 108875, 108875, XC17880, 31765, 36717, 65665, 70710, 70711, 70711, 70712]: Song (Fig. 1W) a 1.3-2.5 s long series of 3-6 notes, 600-750 Hz, pace 2.3/s, the middle one to three notes louder and slightly longer. After playback longer and (at least sometimes) lower pitched (ML144076). Female similar, but higher pitched (640-896 Hz). Also gives a 600-740 Hz, 7-15 s long, syncopated ("Morse-code") series of repeated groups of one, two, or three notes, if three, then two together followed by one (Fig. 2F), in female over six half-notes higher pitched. Call a 0.6-1.0 s long, up-down mew at 930-1,030 Hz, repeated at 3-5 s intervals.

Megascops trichopsis (*aspersus* 22 [Boesman 2006b, Hardy1989a,b, ML109097, 112621, 140238, 18709, 197168, 197829, 197954, 203271, 25146, 25175, 28330, 28331, 40588, 61818, 61822, XC17925, 21757, 21758, 58066], *trichopsis* 4 [ML169956, 17197, XC5251, 67057], *mesamericanus* 2 [ML185721, 185728]): Song (Fig. 1X) 0.8-2.6 s long, a series of 5-19 notes, first, and especially last one or two notes slightly hesitant, general pace 3-10/s, songs repeated for minutes with 2-5 s pauses. Pitch 490-750 Hz and level or slightly rising and falling. The volume fades in and out, variably peaking in the first, mid, or last third

of the song. Also gives a syncopated ("Morse-code") series of 2 short, closely spaced notes, usually followed by 2-5 longer notes (Fig. 2G). Both song types, but mostly the syncopated series may be given in duet, the female higher pitched. Duetting is not common. Other calls include a long rapid series of barks, a trill similar to the female alarm of *Glaucidium gnoma* but shorter (0.7-0.8 s) and at lower and more even pitch (1.3 kHz), and (Marks *et al.* 1999) *chang*, and *shee*.

Megascops barbarus (8) [Hardy1989a,b, ML53444, 55409, 127263, XC259237, 259243, 259244]: Song (Fig. 1J) a fast trill at an even pace of 20-22/s, in presumed male 5-9 s long, at 700-850 Hz, volume and pitch increasing through the first half or two thirds of the song, then decreasing slightly, more abruptly at end. During 'warming-up' trills may be shorter (2-3 s). Song of presumed female shorter (3.1-3.2 s) and higher pitched (1,130-1,150 Hz), variably harsh, introduced by a series of 5-10, single-noted, ventriloquial, high-pitched *hu* calls (1,090-1,300 Hz) 2-3 s apart.

Megascops sanctaecatarinae (33 (44 individuals)): Song (Fig. 1Q) 3-5 s long, of 30-75 notes at 600-800 Hz, growing slowly to a steady crescendo in pitch and volume, dropping more abruptly at the end. The pace, 7-18/s may be steady or slow down over the last few notes but more typically accelerates during the first fifth to half of the song, then decelerates, especially at the end. After playback may shift to a lower-pitched, slightly harsh song (Fig. 5J). The female may give a slightly higher-pitched and shorter version of this song, but all or last few notes with harsh quality, producing a rattled sound. During frequently heard duets, the female gives a harsh song, while the male gives a harsh or a normal song or one intermediate in quality. Harsh songs may be interspersed with single harsh notes, or may be given at double pace ('rattle') or be intermediate, with some notes tending to split into two. Calls include a harsh hissing *rao*.

Megascops roboratus (*pacificus* 29 [Coopmans *et al.* 2004,1,2,3, unpublished recording ©Ginkgo, Hardy1989a,b, Krabbe & Nilsson 2003,1,2,3, XC5627, 8298, 8660, 9822, 17435, 33939, 41265, 41266, 41268, 41276, 41277, 41288, 41289, 45851, 50639, ML13275, 43188, 49430, 130459, 80179], *roboratus* 11 [Hardy1989, XC262874, 276176, 251095, 251096, 251097, 25109, 36580, 36580, 36581, 36585]): Song (Fig. 1U) fairly quiet, a trill rising and falling in volume and pitch, pace constant at 19-24/s, pitch at peak ca. 514 Hz (*pacificus*). The second harmonic is usually prominent and sometimes louder than first. Often, especially during territorial disputes, a third harmonic is added to give a more growling quality. Early in bouts of song the trill may be long (3-4 s) and loudest in the middle ("relaxed song") but more often (shortsong or aggressive song, Fig. 2L) it is shorter (1.5-2.5 s) and peaks three quarters into the trill, and may be higher pitched (to 715 Hz). Frequently duets. Female song similar but higher pitched, at ca. 800 (760-856) Hz. There might be a slight vocal difference between the two subspecies, the pitch seemingly highest (surprisingly) in the larger nominate form (average 582 Hz). Calls include a wail at ca. 650 Hz, a bark at ca. 750 Hz, and, by both sexes, a slightly rising series of 3-5 notes.

Megascops gilesi (30) [6 unpublished cuts by A. Quevedo, 9 by D. Bradley, 1 by NKK, XC235875, 235877, 235878, 235880, 235881, 25823, 25824, 295369, 56768, 56769, 56826, 59670, 59671, 59672]: Song (Figs. 4 and 1R) a 2-3 s long trill, pace about 10/s, rising in pitch and volume through first 1-8 evenly spaced notes, then increasing to full volume at a more rapid, decelerating pace, at end dropping abruptly in pitch and volume. The pitch averages 874 Hz in presumed males, 1,172 Hz (n=4) in

presumed females. Aggressive song (Figs. 4 and 5F), apparently also given by both sexes, similar, but longer, fast part sometimes harsh in quality.

Megascops watsonii (*watsonii* 112, *usta* 63): Song (Fig. 1D, and 1E) usually 10-20 s long, occasionally up to 45 s or more, a rapidly repeated hoot, sometimes at low volume for prolonged periods before becoming loud, and dying out at the end. The pace increases slightly during the song. Pace at end of song in Guianas and Venezuela 9-11/s, in N Ecuador and N Peru 5-6/s, in S Ecuador 3-4/s (all *watsonii*), and in *usta* 2-3/s. At higher excitement may change suddenly in pitch and volume and notes may become more explosive. Shortsongs 3-5 s long in *watsonii* (Fig. 2B), 4-6 s in *usta* (Fig. 2A), composed of 12-26 notes, at first slow-paced and increasing in pitch and volume, then suddenly more rapid, but slowing, and usually fading in volume and descending slightly in pitch. Higher pitched short songs might be given by females. Calls, apparently by both sexes, include a short whoa given singly or in series of up to 7 notes, and a single wail.

Megascops atricapilla (19) [Hardy 1989, ML113381, 127829, 127911, 127980, 128031, XC25671, 25674, 26129, 46306, 55841, 60831, 60832, 60833, 60834, 68691, 7159, 75524, 75526]: Song (Fig. 1C) an 11 (5-25) s long trill at 700-850 Hz, increasing in volume over first half, usually beginning with a slight rise and fall in pitch and with more rapid pace before becoming steady or rising and falling gradually and slightly in pitch at constant pace of 10-15/s. A single recording (Hardy 1989) is decidedly higher pitched (1082 Hz). A duetting bird, possibly a female (XC46306), similar, 5.5 s long, at 870 Hz. Shortsongs (Fig. 2C) 2.6-3.4 s long, of 15-25 notes at 800-850 Hz, in the middle changing pace abruptly, from 4-7/s to a faster, decelerating pace beginning at 7-12/s, volume peaking in middle or three quarters into song. At higher excitement (aggressive song, Fig. 5D) may become harsh in quality and irregular in pitch (slow notes lower pitched). Calls include a rising and falling series of 7 shrill notes, each 0.4 s long and composed of a mew at 1,150-1,400 Hz and terminated with a chuckle at 900-1,000 Hz, first overtone nearly as loud as the fundamental.

Megascops guatemalae (*hastatus*, *guatemalae*) (9) [Hardy 1989a, ML4484, 4485, 4486, 86661, 55408, XC3320, 5938, 5939]: Song (Fig. 1K) a 6-11 s (during territorial disputes to 20 s) long trill given at a constant pace (13-16/s) and pitch (520-660 Hz), volume rising during first half or three quarters, then constant and ending abruptly. Shortsongs or aggressive song (Fig. 2H) a 3-4 s long trill increasing in pace to mid song, much like a 'bouncy-ball' song of *M. kennicottii*, but then suddenly shifts to a slower and constant pace; the volume rises through first half to three quarters of the trill and then drops to the end; the pitch rises and falls similarly, but only slightly.

Megascops vermiculatus (10) [ML72676, 76629, 184212, 184177, 184093, 184068, 211131, XC190370, 190369, 65705]: Song (Fig. 1L) very similar to that of *M. guatemalae*, but faster and higher pitched, a 5-8 s long trill of ca. 100 notes given at constant pace of 16-20/s. Pitch 630-760 Hz, usually falling (or rising and falling) over the first 2-3 s, then constant or falling slightly until the end. Volume increases gradually through first 1-2/3 of song, then decreases. The female may answer with shorter, higher trill (Stiles *et al.* 1989). Calls include a sibilant wail at 850 Hz and a series of wails at 1,150 Hz. A continuous bubbling series of irregularly paced double notes (ca. 5/s) at 600 Hz (ML184068) may be an alarm song. Begging call of juvenile a *whoa* at 700 Hz.

Megascops centralis [Hekstra] (32) [Hardy 1989c, O. Jahn unpublished (OTUVEROJ), Jahn *et al.* 2008, ML108861, 30236, 60254, 83181, 83182, 83183, 83184, XC104127, 104129, 10835, 12952, 163780, 238456, 238457, 251091, 254508, 261632, 261633, 275238, 276167, 293699, 3232, 47011, 60677, 71402, 80928, 80930, 9861, 9902]: Song (Fig. 1M) a short (0.8-1.6 s) trill with a rapid pace of 20-27/s. At start the pitch is level or rises some, and then it falls distinctly, loudest pitch at *ca.* 850 Hz (687-920). The volume fades in and out, loudest when the pitch has just begun to fall. Song during territorial disputes sometimes initiated with a few stuttering notes. No definite calls recorded, but a 1.2 s long wail at *ca.* 1,100 Hz may be of this species.

Megascops [roraimae] pallidus [Hekstra] (14 from the coastal Mts [ML59327, 59327, 59328, 59326, 59331, 59325, 59322, 59323, 59324, 59333, 59334, 59336, 59339, XC66072], 1 from Perijá Mts [ML59341], Venezuela): Song (Fig. 1N) a trill 4.2 (2.8-5.6) s long, pace 13-14/s, slightly accelerating at first, volume increasing to middle or near end of song, then fading out. Much like *M. roraimae*, but pitch higher, *ca.* 950 Hz, and rising some at first, then falling distinctly. During territorial disputes sometimes lower pitched (ML59336 third song) and with drawn-out beginning. A single recording (ML59333) known to be of a female is like male song, but slightly longer (5.8 s) and much higher pitched than any recording of other forms of *M. [roraimae]* (1,385 Hz). A wail at 1,300 Hz (ML59328) may be a call of this form.

Megascops [roraimae] napensis (17) [Hardy1989, Krabbe & Nilsson 2003,2, ML132737, 135276, 138716, XC20791, 23482, 238472, 238473, 238475, 238476, 262873, 364158, 4161, 7060, 80927]: Song (Fig. 1P) much like that of *M. roraimae*, a trill 5 (3.6-6.7) s long, pace 11-17/s, pitch *ca.* 850 Hz (760-960), usually rising at first, dropping slightly at end or slightly and evenly throughout, sometimes also suddenly dropping a quartertone in mid song. The volume fades in slowly at start and fades out more quickly at end, or trill ends abruptly with little or no fade out. One recording (ML132737) from Beni, Bolivia, 1,000 m is much longer (15-20 s), slower paced (8-9/s), and fairly constant in pitch (900 Hz) and may represent a different taxon. Aggressive song (Fig. 8A), highest pitched in female, is of similar length and pace, but quality harsh, pitch rising and falling distinctly (5-6 half-notes), and volume fading in slowly and out more rapidly. Gives a mewling call when aggravated (female only?) (Schulenberg *et al.* 2007).

Megascops [r.] roraimae (11) [ML131078, 134218, 134289, 134292, 134293, 134487, 134865, 134873, XC66386, 6915, 75050]: Song (Fig. 1O) 5 s long (3.5-6.4s), a trill at a pace of 12-15/s, pitch *ca.* 900 (760-975 Hz, once 1,050 Hz, female?), usually rising and falling slightly at start, then level or falling very slightly until the end, or sometimes suddenly dropping a quartertone in mid song. The volume usually fades in and out quickly at start and end. No calls recorded.

Megascops cooperi cooperi 14 [Boesman 2006b, Hardy1989, ML103264, 105978, 105985, 39175, 4479, XC11706, 333, 61150, 61151, 9716, 9717, 9718], *lambi* 4 [Hardy1989, ML4478, XC31494, 31495]: Song of *cooperi* (Fig. 1Z), repeated up to several minutes with 6-10 s pauses, a 1.5-2.5 s long trill at rising and falling pitch, pace gradually decelerating, beginning at 7-12/s, ending at 4-6/s. The song is often preceded by a short chuckle. The volume usually increases for the first third or half of song, then remains constant or drops at end. The fundamental pitch (1st harmonic) averages 400-500 Hz in male

and 500-750 Hz in female, but first overtone (2nd harmonic) is often loudest. During duets songs are more irregular, shorter or longer (up to 4 s) and sometimes harsher in quality, the last 3-6 notes occasionally (at least in female) given at a slightly faster pace, almost with "bouncing ball" effect. Song of *lambi* (Fig. 1Y) (recordings of 2 pairs) similar, but higher pitched (male 713, female 1034 Hz) and with constant or only slightly slowing pace, lacking the rapid introduction; during duets, both sexes may give harsher song with accelerated end. Calls (*cooperi*) include a single harsh note.

Megascops seductus (7) [Boesman 2006b, Hardy1989a,b, ML4468, 4469, 4470, XC181486]: Song (Fig. 1AA) a 1.6-1.8 s long trill, pace accelerating evenly from 4 to 12 or 13/s (as a bouncing ball), volume constant for the first third or two thirds of song (first note sometimes slightly weaker), then fading gradually, pitch falling gradually from 800 to 650 Hz from start to end. During duet, song may be given with a harsher quality and with an introductory note that may be tripled, almost as a whinny, at least in female, and with the trill beginning at faster pace. After playback may give a series similar to the song, but twice as long, beginning at faster pace (8/s), or, after repeated playback, a much longer (8-9 s) series, either level (male only?) or rising and falling in pitch and volume (female only?), at an even pace of 13/s. Calls include a rising and falling, 0.6 s long mew at *ca.* 800 Hz.

Megascops kennicottii (*aikeni*, *xantusi*, *bendirei*, *kennicottii*, *yumanensis*, *macfarlanei*, *suttoni*, *vinaceus*) (166): Song (Fig. 1AB) given by male alone or during duets, a 1.1-2.9 s long ('bouncing ball') trill of 6 to 24 notes (most in *xantusi*), pace 2-9/s at start, 11-15/s at end, accelerating gradually or with fairly sudden change to fast pace three quarters into song. Female song similar, 3-10 half notes higher pitched. The pitch for both sexes ranges from 430 to 985 Hz. Pitch and volume usually grow for first half or three quarters of song, then drop some, most at end. At high excitement during duets (Fig. 2E), the female or sometimes both sexes will shift to another song type, a double trill, second trill longest, loudest and highest pitched, each trill usually with lower first one and last one or two notes, the male giving a shorter version (1.2-1.7 s) than the female (2.1-2.8 s). Also (Campbell 1994) a soft *cr-r-oo-oo-oo-oo* given as a greeting call and a sharp bark given when excited.

Megascops asio (*asio*, *maxwelliae*, *maccallii*) (24): Song (Fig. 1AC) a low-pitched trill that may be given in duet, the female 3 half notes higher, 2.4-3.2 s long, usually with a sudden increase in pace half or three quarters through the song, from 10-15 to 14-17/s. The volume fades in at first, and out slightly faster at end, and often rises suddenly with the change from slow to fast pace. Pitch *ca.* 750 Hz, usually dropping slightly at end, sometimes rising and falling in the fast-paced part of the song. Occasionally the quality may be harsh. Possibly an alarm type song is lower pitched (600 Hz), longer (4.4 s) with constant pace (16/s). Shortsong ("whinny") (Fig. 2D) sometimes in duet (female nearly six half notes higher), 0.8-1.5 s long of a sustained note that first rises steeply then falls gradually as it quavers 10-13 times per s, pitch ranging up to 1,450 Hz just after start of song, down to 550 at end. Aggressive song ("alarm trill") (Fig. 5C) at 600 Hz, 2.4-5 s long, pace constant, 16-22/s, dropping slightly in pitch at end, volume gradually increasing through first third, and then decreasing. Gives various grating rasping hisses near the nest. See also Cavanagh, & Ritchison (1987) and Ritchison *et al.* (1988).

Megascops petersoni (27) [P. Greenfield unpublished (OTUHUB01), ML18048, 39962, XC13436, 16419, 16684, 16685, 238478, 238479, 238480, 238481, 238482, 238483, 274951, 276173, 276174, 364159,

36615, 39348, 39349, 45217, 45219, 57503-4, 62543, 7637, 81866, 85950]: Natural song (Fig. 1F) pitched around 540-640 Hz and 5-10 s long, volume and pitch typically increasing over the first third of song and decreasing over the last third, often ending abruptly. The pace is 5-7/s, constant or slowing slightly. After playback, song may be shorter (3 s), or higher pitched (to 700 Hz). Aggressive song (Fig. 5K) faster paced, 8-11/s, and may either remain fast, slow abruptly with a change in pitch and also be harsh in quality, or slow more gradually while notes become longer. Apparently does not duet. Calls include a 6 s long series of seven short notes at 700-800 Hz, and (male only?) a single mew at 750-850 Hz. Whining notes (female only?) have also been reported (Schulenberg *et al.* 2007).

Megascops marshalli (19 (11 individuals)) [Mayer 2006 (4 cuts), ML120966, 148255, 18287, XC105088, 105089, 105090, 3429, 92487, 92495, 92496, 92497, 92498, 92499, 92500, 92518]: Song *ca.* 3.5-8 s long, a trill at fairly constant pace of *ca.* 7-8/s (Pasco) (Fig. 1G) or 5-6/s (Puno, La Paz, Cochabamba) (Fig. 1H), volume increasing to mid song, then fading out, in two individuals recorded in La Paz, Bolivia only fading out near end or ending abruptly (due to playback?). The pitch is at *ca.* 650-700 Hz, usually rising about a half note or less until mid-song then falling again, but sometimes fairly constant throughout. Aggressive song (Fig. 5H) is of similar quality, a 1.8 s long rapid trill with pace slowing at end (from 13 to 8/s). Also, perhaps a shortsong (Fig. 2K) may give single notes followed by a rapid (8/s) series of notes falling in volume and 3 half notes in pitch. Female may give a soft cooing (M.B. Robbins unpublished data).

Megascops hoyi (18) [Hardy 1989, ML129337, 129354, 116110, 116111, XC3500, 3624, 3626, 3632, 4380, 16181, 19532, 19533, 29128, 29129, 29130, 48743, 51901]: Song (Fig. 1I) about 9 s long, after playback up to 17 s, a series of over 100 notes, given at constant pace of 11/s, pitch about 670 Hz, beginning softly, then swelling, tapering off at end. Shortsongs or aggressive songs (Fig. 5I) 2-3 s long, pitch *ca.* 725 Hz, pace *ca.* 9/s but slightly slower at start, growing in volume then fading gradually or more abruptly at end. At higher excitement may become harsh in quality and irregular in pitch. Shortsongs of presumed female during duets similar, but higher pitched (950 Hz). Call recorded from presumed female during duet, a single-noted, and 0.5 s long mew around 1,350 Hz.

Megascops [ingens] colombianus (14) [Jahn *et al.* 2008,5, ML135782, 139095, 43399, XC12988, 238459, 238460, 238461, 261634, 264432, 264433, 3847, 80934, 80939]: Vocalizations very similar to *M. ingens*. Song (Fig. 1B) a 7-21 s long trill, pace *ca.* 5/s, pitch *ca.* 800 Hz, rising at start, then level for most of the song, sometimes dropping some at end, volume increasing first half to three quarters of song, then constant or fading out some, often ending fairly abruptly. Shortsongs (Fig. 2I) 3-5 s long, a slow series of 2-5 notes at a pace of 2.8-3.4/s (n=6), rising in volume and pitch, followed by a fast, slightly slowing, loud or fading series of 7-17 notes, usually falling in pitch, but sometimes ending fairly abruptly, occasionally given at fairly even pitch or during rarely heard duets with barking, harsh quality. Calls include a wail at *ca.* 1,300 Hz (female?).

Megascops ingens (venezuelanus, ingens) (62) [ML101831, 101840, 103993, 103997, 110613, 110793, 120892, 120919, 121711, 126917, 138188, 138654, 13878, 140524, 179784, 36028, 36035, 59611, 59612, 59613, 59614, 59615, 59616, 59617, 59618, 59619, 59620, 59621, 79062, 85083, 92657, 92658, 92847, XC1853, 22992, 238462, 238463, 238464, 238465, 238466, 238467, 238468, 238469, 238470,

257035, 276170, 276171, 3178, 32111, 3367, 3559, 36469, 39766, 4203, 6172, 63824, 65297, 7141, 81865, 85449, 85951]: Song (Fig. 1A) a 10-13 s long trill, slowly and evenly increasing in pitch and volume, at end fading, at times somewhat abruptly, notes given at fairly constant pace of 5-8/s, slowest in Colombia and Ecuador, increasing through Peru to Bolivia. Pitch averages 750-800 Hz in most of range (n=26), 900 Hz in SE Peru and Bolivia (n=19). Rarely duets, female 3-4 half notes higher pitched. Shortsongs (Fig. 2J) 3-4 s long, composed of a slow series of 4-7 notes (in Ecuador at a pace of 2.6-3.2/s, n=5) increasing in volume, followed by a fast paced, slightly slowing, loud (or loud then fading) series of 9-15 notes; the number of notes in the shortsongs increases s-wards, from *ca.* 12 in Táchira, Venezuela to *ca.* 22 in Bolivia. The pitch averages 820 Hz in Táchira, 780 Hz in Ecuador and northern Peru, 900 Hz in southern Peru and Bolivia. Call much like *M. petersoni*, but higher pitched, a 0.6-1.1 s long mew at 950-1,080 (male?) or 1,300 Hz (female?). Recently, a single uncatalogued ML recording from the coastal mountains of Venezuela (Aragua) became available (see Discussion and Table 1). The female shortsongs are very short and rather fast-paced, and the song very fast-paced and rather high-pitched.

La corocora (*Eudocimus ruber*) en la llanura amazónica entre los ríos Caquetá y Putumayo

The Scarlet Ibis (*Eudocimus ruber*) in the Amazonian plain between the Caquetá and Putumayo rivers

César Bonilla-Castillo^{1,2}, Flor Ángela Peña², Claribel Bonilla-Velazquez², Idenia Velazquez-Figueroa²

¹Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas-SINCHI. Estación Biológica de Leguízamo - Putumayo

²Grupo de Observadores de Aves de Leguízamo - GOAL Carrera 3 #2-19 Barrio Centro Leguízamo - Putumayo

✉ aves.goal@gmail.com

Resumen

La expansión de la frontera agrícola en la Amazonia colombiana ha ampliado los hábitats de sabana, lo que permite que especies de la Orinoquia colonicen zonas en la cuenca amazónica. Un ejemplo de esta expansión ocurre actualmente en los departamentos de Guaviare, Meta, Caquetá y Putumayo, con el aumento en actividad ganadera y la alta deforestación. Reportamos recientes registros de la corocora (*Eudocimus ruber*) en la llanura amazónica entre los ríos Caquetá y Putumayo, en el municipio de Leguízamo, Putumayo. Nuestros recientes registros permiten actualizar la distribución geográfica de la especie para la región nor-occidental de la cuenca amazónica. Iniciativas de monitoreo constante seguirán aumentando la información de biodiversidad de esta región aún poco estudiada.

Palabras clave: Orinoquia, deforestación, amplitud de distribución, ríos amazónicos

Abstract

Agricultural frontier expansion in the Colombian Amazon has extended savanna habitats, which facilitate the colonization of species from the Orinoco plains to the Amazon basin. An example of this expansion is provided by the ongoing increase in livestock activity and deforestation in the departments of Guaviare, Meta, Caquetá and Putumayo. Here we report recent records of the Scarlet Ibis (*Eudocimus ruber*) in the Amazon basin, specifically between the Caquetá and Putumayo rivers, municipality of Leguízamo, Putumayo. Our records extend the heretofore known geographic distribution of this wetland bird to the northwestern sector of the Amazon basin. Further monitoring and inventory of this poorly understood region will increase our understanding of its avifauna and biodiversity

Key words: Orinoco, deforestation, range extension, Amazonian rivers

La corocora (*Eudocimus ruber*) es una especie representativa de los llanos de la Orinoquia y la región Caribe de Suramérica. Su distribución abarca localidades inferiores a los 500 msnm, donde prefiere los hábitats abiertos con presencia de cuerpos de agua lentos o estancados (Hilty & Brown 1986). Tiene registros esporádicos en el valle interandino del río Magdalena y Naranjo (2004) registró su presencia también para el valle del río Cauca. Información proveniente del Censo Neotropical de Aves Acuáticas para Colombia reportó avistamientos inusuales de *E. ruber* en Puente Sopó, Cundinamarca (Cifuentes-Sarmiento y Castillo, 2009). La presencia de la especie al este de los Andes incluye también la

base del piedemonte de Caquetá (Hilty & Brown 1986), pero se ha extendido mucho más al sur. Por ejemplo, existen recientes registros en el piedemonte Andino-Amazónico de Caquetá y Cauca (Gómez *et al.* 2016), así como observaciones no publicadas incluso en zonas bajas de la Amazonia colombo-ecuatoriana (eBird 2012; Fig. 1). En esta nota, presentamos detalle de recientes registros de *E. ruber* en la llanura amazónica entre los ríos Caquetá y Putumayo, en el extremo suroccidente de Colombia.

El principal sector de nuestros avistamientos se caracteriza por ser un corredor vial entre los ríos

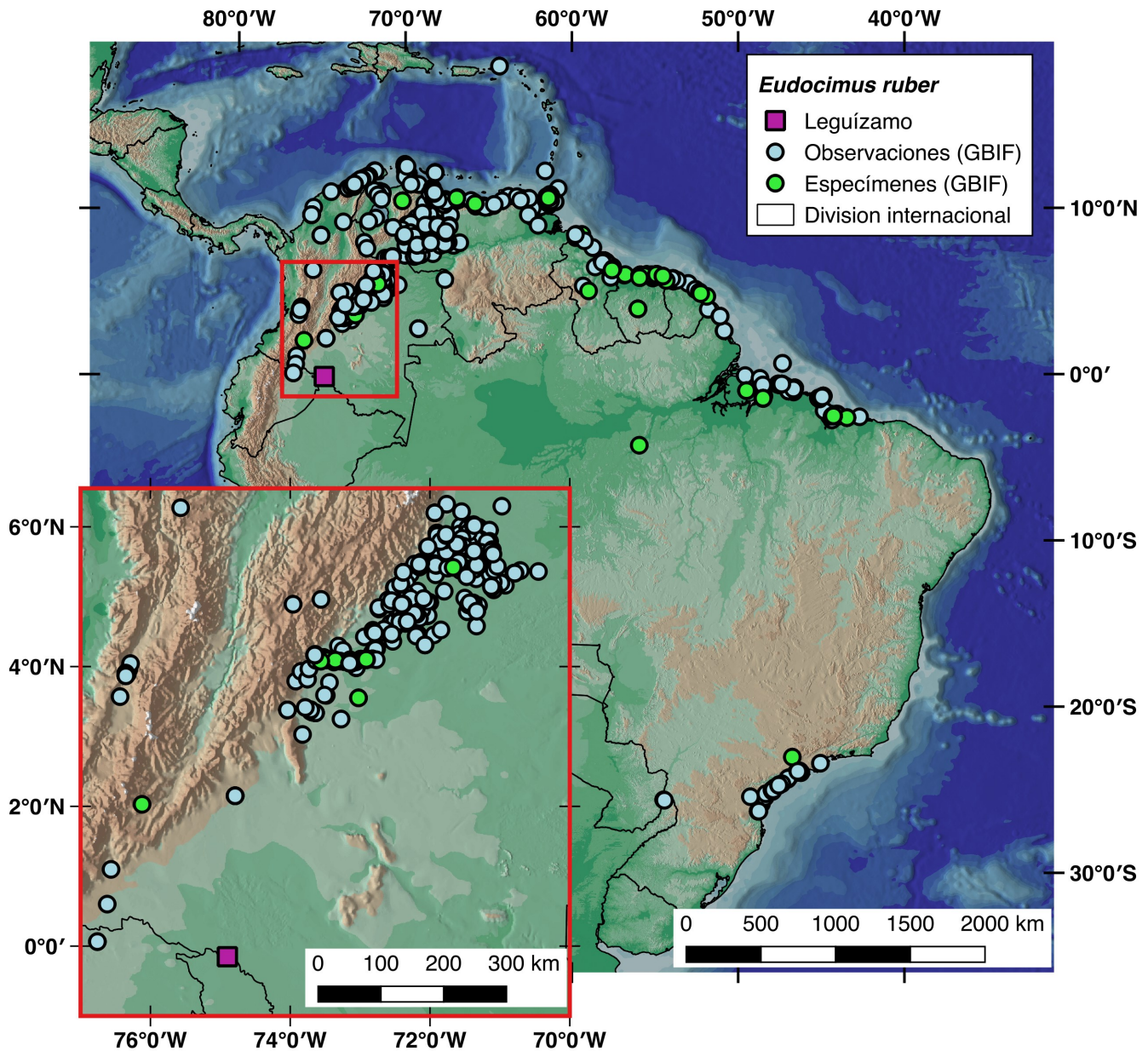


Figura 1. Mapa de localización de Leguizamo (cuadro purpura), lugar de avistamiento de la coroca (*Eudocimus ruber*), y 3.200 registros de la especie en Suramérica (datos provenientes del Global Biodiversity Information Facility - GBIF).

Caquetá y Putumayo, con extensas praderas ganaderas cuya edad no supera los 70 años y parches de bosque con diferente grado de perturbación. Otros registros incluyen hábitats al borde del río Putumayo (*e.g.*, bosques secundarios, pastizales y playas), en límites con Perú. La zona abierta entre los ríos Caquetá y Putumayo está rodeada por el Parque Nacional Natural La Paya al nor-occidente, la Reserva Indígena Predio Putumayo al sur-oriente, el

Parque Nacional Güeppi Sekime al sur (departamento de Loreto-Perú), y en general inmersa en la Zona de Reserva Forestal de la Amazonia Colombiana. La temperatura media es de 26°C y la precipitación media anual reporta 2600 mm.

El 11 de junio de 2016 durante las horas de la mañana (08:30 a 09:15), observamos por primera vez un juvenil de *E. ruber* alimentándose en un



Figura 2. Registro de la corocora (*Eudocimus ruber*) en Leguízamo, Putumayo. **(A)** Individuo juvenil registrado en junio de 2016. **(B)** Individuo adulto en una playa del río Putumayo, vereda “La Esperanza” observado en enero de 2017. **(C)** Árbol de pernoctación frente a la playa La Esperanza (note el distintivo plumaje escarlata), en compañía de la garcita nivosa (*Egretta thula*).

estanque piscícola en las inmediación de la ciudad de Leguízamo, en la vía que conduce al aeropuerto municipal ($0^{\circ}10'52.25''S$, $74^{\circ}46'41.27''O$, elevación: 188 m, Fig. 2A). Posteriormente, el 24 ene 2017 durante las horas de la tarde (17:30), avistamos un individuo adulto alimentándose en un humedal próximo al primer lugar de avistamiento ($0^{\circ}10'37.98''S$, $74^{\circ}46'43.59''O$), en el tramo vial entre Leguízamo y el corregimiento de la Tagüa sobre el río Caquetá. El 29 de enero de 2017 durante las horas de la tarde (18:10) se confirmó la presencia de más individuos en este tramo vial, al observar un grupo de cinco miembros (tres adultos, dos juveniles) que cruzaron volando en la vereda San Antonio ($0^{\circ}09'11.90''S$, $74^{\circ}46'27.97''O$, elevación: 192 msnm). Adicionalmente, campesinos de la región han observado esta ave en el sector de La Esperanza, aguas arriba de la ciudad de Leguízamo ($0^{\circ}10'57.19''S$, $74^{\circ}57'22.13''O$), a orillas del río Putumayo (Fig. 2B).

Los registros de esta especie en Leguízamo parecen relativamente recientes (<3 años), ya que algunas comunidades indígenas de la zona, como autoridades indígenas Murui Muinane de Puerto Refugio y habitantes del resguardo indígena Kichwa de Cecilia Cocha, manifiestan no contar con antecedentes históricos de la presencia de esta ave. En recientes expediciones a lugares cercanos en el nor-occidente de amazonia tampoco se ha reportado esta especie (Naranjo *et al.* 2016, Pitman *et al.* 2016). De hecho, los reportes previos para amazonia están a más de 200 km al occidente de Leguízamo (Fig. 1). Nuestros registros incluyen individuos juveniles y adultos, así como sitios particulares donde pernoctan (Fig. 2C), lo que nos permite sugerir que *E. ruber* se está estableciendo en esta localidad amazónica.

La deforestación, la construcción de vías terciarias, el establecimiento de cultivos ilícitos, la

ampliación de la frontera agrícola y particularmente la ganadería en los departamentos de Guaviare, Meta, Caquetá y Putumayo (Hettler *et al.* 2017), al parecer son las principales razones por las cuales la avifauna de la región Orinoquia puede colonizar la Amazonia colombiana. Es muy probable que *E. ruber*, así como otros representantes de la avifauna de la región orinocense, se esté dispersando a otros sectores de la Amazonia (Gomez *et al.* 2016), como por ejemplo la cuenca baja del río Cagüan (afluente del río Caquetá), a unos 50 km noreste de nuestros avistamientos (Hettler *et al.* 2017). La dinámica de deforestación que pudo haber facilitado la presencia actual de *E. ruber* en Leguízamo puede ser reflejo de un recambio de especies en la comunidad de aves allí (O. Acevedo-Charry *et al.*, inédito). Recomendamos continuar con los monitoreos de la biodiversidad en esta zona tri-fronteriza (Colombia, Ecuador, Perú), y en general a lo largo de todo el nor-occidente de la Amazonia, así como incentivar programas de reforestación, conectividad entre parches y conservación participativa en la zona (Acevedo-Charry *et al.* En imprenta).

Agradecimientos

A la Corporación para el Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonía-CORPOAMAZONIA por el proceso de formación del grupo GOAL, en particular a Orlando Acevedo-Charry por el acompañamiento en campo, ayuda durante el proceso editorial, apoyo en la determinación taxonómica de aves de Leguízamo y la elaboración del mapa en Figura 1. A Sergio Losada por los comentarios durante la revisión.

Recibido: 31 de enero de 2017 *Aceptado:* 26 de agosto de 2017

Literatura citada

- ACEVEDO-CHARRY, O. A., M. P. HENAO-RODRÍGUEZ, & D. M. MORALES-MARTÍNEZ. En imprenta. Incidental records of mammals from Leguízamo, Putumayo, Amazon region at southern border of Colombia. *Mammalogy Notes*.
- CIFUENTES-SARMIENTO, Y., & L. F. CASTILLO. 2010. Colombia: Informe anual. Censo Neotropical de aves acuáticas 2009. Buenos Aires, Argentina: El Censo Neotropical de Aves Acuáticas 2009. Wetlands International. Obtenido de <http://lac.wetlands.org/>
- EBIRD. 2012. eBird: An online database of distribution and abundances. Nueva York. Recuperado el 10 de julio de 2017, de www.ebird.org
- GÓMEZ-BERNAL, L. G., F. AYERBE-QUIÑONES, & P. J. NEGRET. 2016. Nuevos registros de aves en el piedemonte amazónico colombiano. *Cotinga* 38:23-32.
- HETTLER, B., A. THIEME, & M. FINER. 2017. Deforestation patterns in the Colombian Amazon MAAP Colombia. Recuperado el 11 de julio de 2017, de <http://maaproject.org/maap-deforestation-patterns-colombian-amazon/>
- HILTY, S. L., & W. L. BROWN. 1986. A guide to the birds of Colombia. Princeton University Press, Princeton, Nueva Jersey, 836 pp.
- NARANJO, L. G. 2004. Presencia de la corocora (*Eudocimus ruber*) en el valle del río Cauca, occidente de Colombia. *Ornitología Colombiana* 2:45-46.
- NARANJO, L. G., L. SALINAS, K. QUINTEROS, A. C. WERNER, S. CHOTA, G. TALEXIO, H. TANGOY, D. CHIMBO, D. MACANILLA, & L. GÓMEZ. 2016. Caracterización ornitológica del complejo lagunar Lagartococha. Corredor Trinacional La Paya, Cuyabeno, Güeppí Sekime. Págs. 290-309 en: J. S. Usma, C. Ortega, S. Valenzuela, J. Deza & J. Rivas (eds.). *Diversidad biológica y cultural del corredor trinacional de áreas protegidas La Paya - Cuyabeno - Güeppí Sekime*. WWF, Bogotá D.C., Colombia.
- PITMAN, N., A. BRAVO, S. CLARAMUNT, C. VRIESENDROP, D. ALVIRA REYES, A. RAVIKUMAR, A. DEL CAMPO, D. F. STOTZ, T. WACHTER, S. HEILPERN, B. RODRÍGUEZ GRÁNDEZ, A. R. SÁENZ RODRÍGUEZ & R. C. SMITH. 2016. Perú: medio Putumayo-Algodón. *Rapid Biological and Social Inventories report* 28. The Field Museum, Chicago.

Editor Asociado:

Orlando A. Acevedo-Charry

Evaluadores:

Sergio Losada Prado / Anónimo

Citación: BONILLA-CASTILLO, C., F. A. PEÑA, C. BONILLA-VELÁZQUEZ & I. VELÁZQUEZ-FIGUEROA. 2017. La corocora (*Eudocimus ruber*) en la llanura amazónica entre los Ríos Caquetá y Putumayo. *Ornitología Colombiana* 16:eNB01.

Confirmación de la presencia de *Calidris minutilla* (Scolopacidae) en el río La Vieja, Quindío, Colombia

Confirmation of the presence of *Calidris minutilla* (Scolopacidae) at the La Vieja river, Department of Quindío, Colombia

Yemay Toro-López¹, Esteban Castaño-Osorio², Yhon Mario Giraldo-Gómez², Leidy Fernanda Daza-Benavides² y Sebastián Guerrero-Peláez¹

¹Grupo de investigación en Evolución, Ecología y Conservación (EECO)

²Programa de Biología. Universidad del Quindío

✉ yemaytl@gmail.com, esteban20031@gmail.com, ymgiraldogomez@gmail.com, fernandadaza1@gmail.com, sebastianguerreropelaez@gmail.com

Resumen

Se confirma la presencia del Correlimos diminuto (*Calidris minutilla*), que a su vez representa el primer registro de dicho género para el departamento del Quindío, especie que se distribuye ampliamente en las zonas bajas de Colombia. Las observaciones se llevaron a cabo en un sistema de brazos muertos del río La Vieja en el municipio de La Tebaida. Se resalta además la importancia de los Censos Neotropicales de Aves Acuáticas como una herramienta para el conocimiento de la avifauna residente y migratoria.

Palabras clave: Censos de aves, registro fotográfico, Quindío, río La Vieja

Abstract

The presence of the Lesser Sandpiper (*Calidris minutilla*), a widely distributed species in the lower areas of Colombia, is confirmed for the department of Quindío, representing the first record of this genus for the department. Observations were carried out in a system of dead arms of the La Vieja river in the municipality of La Tebaida. The importance of the Neotropical Census of Waterbirds is highlighted as a tool for the knowledge of resident and migratory birds.

Key words: Bird census, photographic record, Quindío, La Vieja river

En Colombia se han registrado 266 especies de aves con alguna asociación a ecosistemas acuáticos (Ruiz-Guerra 2012). De estas especies, 51 pertenecen al grupo de aves playeras, uno de los más diversos y ampliamente distribuidos a nivel global (Morrison & Ross 1989). En la actualidad, se han identificado los hábitats de la región Andina como de importancia nacional para la conservación de aves playeras (Johnston-González & Eusse-González 2009) con registros de especies de la familia Scolopacidae (*Gallinago* spp, *Tringa* spp y *Calidris* spp) en humedales altoandinos (Arango 1986; Johnston-González & Murillo 2007) y arrozales en el Valle del Cauca (Cifuentes-Sarmiento 2011, Cifuentes-Sarmiento

& Renjifo 2016). Particularmente, se han registrado seis especies de escolopácidos para el departamento del Quindío, de los cuales *Actitis macularius* y *Tringa solitaria* se han reportado para el río La Vieja (Duque-Montoya 2005, Ramirez-Urrea *et al.* 2014).

El Correlimos diminuto (*Calidris minutilla*) es una especie de escolopácido de 130-150 mm que se reproduce en el oeste de Alaska y Canadá (O'Brien *et al.* 2006). Habita playas de arena y planos lodosos en zonas costeras; en humedales de interior se observa en pastizales inundados, playas y orillas de ríos de cauce lento (Canevari *et al.* 2001). En Colombia se encuentra distribuido

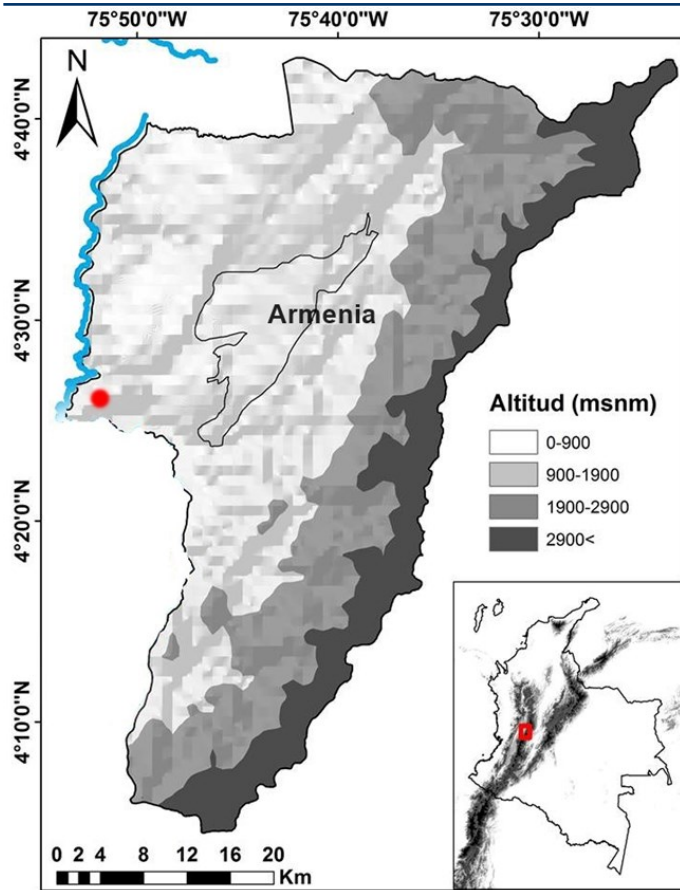


Figura 1. Mapa del departamento de Quindío. En rojo se indica la localidad donde se llevó a cabo el registro del Correlimos diminuto (*Callidris minutilla*), en azul el río La Vieja.

en todo el país hasta los 1000 m, sin embargo no existen registros documentados para el departamento de Quindío (Duque-Montoya 2005, Arbeláez-Cortés *et al.* 2011, 2015). No obstante se ha confirmado la presencia de la especie en el departamento de Valle del Cauca, donde las mayores concentraciones se han reportado en arrozales (Ruiz-Guerra *et al.* 2008), acogiendo cerca de 2000 individuos correspondientes al 0,3% de la población hemisférica (Cifuentes-Sarmiento 2011).

El área geográfica donde se llevó a cabo el registro se localiza en las inmediaciones de la cuenca hidrográfica del río La Vieja con una temperatura promedio de 29°C y una altura entre 900 y 1100 m. La localidad se encuentra ubicada

al occidente del departamento de Quindío, en predios de la finca El Rodeo, a la altura del km 5 de la carretera La Tebaida- La Paila, sector de la Herradura, vereda Pisamal, municipio de La Tebaida (Fig. 1). Dadas las características topográficas de la zona, así como los procesos históricos de transformación del paisaje en el departamento, principalmente por debajo de los 1600 m (Renjifo 1999, Arbeláez-Cortés *et al.* 2011), las coberturas que predominan son los cultivos de caña, plátano, maíz y pastos para ganadería. Además, existe un sistema de humedales (paleocauces) del río La Vieja (Fig. 1). Si bien esta cuenca hidrográfica transita por el departamento de Valle del Cauca, y a su vez pertenece a la cuenca del río Cauca donde se han documentado registros de la especie, no ha sido documentada para el departamento de Quindío.

Durante la primera jornada del año 2017 de Censos Neotropicales de Aves Acuáticas (CNAA), se logró observar un individuo de *C. minutilla* a las 09:00 h. El individuo fue identificado gracias al pico recto de color negro, patas amarillo pálido y un estriado café en el pecho, diferente de otras especies similares como *C. pusilla* que presenta una coloración más difusa y una línea superciliar blanca, además de una coloración negruzca en las patas (Hilty & Brown 1986, Canevari 2001). Por otra parte el individuo observado, presentaba una coloración grisácea con algunas manchas oscuras en el pecho, lo cual sugiere un plumaje no reproductivo (Fig. 2). El individuo se observó en el borde lodoso de un paleocauce del río La Vieja, junto con otros escolopácidos migratorios. Se registraron desplazamientos por vuelos cortos a lo largo y ancho del humedal en búsqueda de bordes lodosos donde posteriormente destinaba en promedio 10 minutos en búsqueda de alimento mientras se desplazaba acorde al movimiento de los otros andarríos más grandes (Cifuentes-Sarmiento & Renjifo 2016). En



Figura 2. Correlimos diminuto (*Calidris minutilla*) en el río La Vieja, Quindío, Colombia.

posteriores visitas a la localidad no fue posible la observación de la especie.

Este es el primer registro documentado para el género *Calidris*, específicamente de *C. minutilla* en el departamento de Quindío. A pesar de ser un nuevo registro a nivel departamental, no lo es para la región geográfica del cauce del río Cauca, estando los registros más cercanos en el municipio de Cartago, a una distancia aproximada de 38 km lineales a la localidad reportada en este trabajo. Basados en la información obtenida en las bases de datos GBIF y eBird, éste registro representa el más distante con respecto al cauce principal del río Cauca. Por lo anterior sugerimos un desplazamiento horizontal a través de subcuencas hidrográficas pertenecientes a esta cuenca principal.

Este registro es el resultado del reciente interés y participación exhaustiva de estudiantes y comunidad local en las jornadas de censos de

aves, haciendo posible la detección de este y otros nuevos registros para el departamento como *Egretta tricolor* (Arbeláez-Cortés *et al.* 2015, D. Duque-Montoya, com. pers). Por último resulta oportuno sugerir que la ausencia de registros para el departamento de Quindío se deba a un posible enmascaramiento de la especie con otros escolopácidos presentes en la zona (*e.g.*, *Tringa* spp). Por lo anterior resaltamos la importancia de jornadas como los Censos Neotropicales de Aves Acuáticas (CNA) y Censos Navideños de Aves (CNA), como herramientas que facilitan al conocimiento y registros de especies de difícil detección. A su vez sugerimos estudios de monitoreo y uso de hábitat para este y otros escolopácidos en subcuencas y humedales pertenecientes a cauces principales de ríos.

Agradecimientos

A Yanira Cifuentes Sarmiento por sus comentarios y ayuda en la identificación de la especie, así como a Enrique Arbeláez-Cortés y Carlos Ruíz-Guerra por sus comentarios y sugerencias que ayudaron a enriquecer el documento y a Juan Sebastián Orozco Montilla por su ayuda en la elaboración del mapa.

Literatura citada

- ARANGO, G. 1986. Distribución del género *Gallinago* Brisson 1760 (Aves: Scolopacidae) en los Andes orientales de Colombia. *Caldasia* 15: 669-706.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E., O. H. MARÍN-GÓMEZ, D. DUQUE-MONTOYA, P. J. CARDONA-CAMACHO, L. M. RENJIFO & H. F. GÓMEZ. 2011. Birds, Quindío department, Central Andes of Colombia. *Check List* 7: 227-247.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E., J. I. GARZÓN, M. DEL SOCORRO SIERRA, F. FORERO, P. J. CARDONA-CAMACHO, A. BAYER, & D. DUQUE-MONTOYA. 2015. Fourteen new additions to the list of birds of Quindío department, Colombia. *Check List* 11: 1-9.
- CANEVARI, P., G. CASTRO, M. SALLABERRY, & L. G. NARANJO. 2001. Guía de los chorlos y playeros de la region Neotropical. *Calidris*.

- CIFUENTES-SARMIENTO, Y. 2011. Aves playeras en la zona sur de Jamundí-Valle del Cauca. *Revista Arroz* 59: 14-18
- CIFUENTES-SARMIENTO, Y. & L. M. RENJIFO. 2016. Dieta del correlimos diminuto (*Calidris minutilla*) en cultivos de arroz orgánico de Colombia. *Ornitología Neotropical*, 27: 89-96.
- DUQUE-MONTOYA, D. 2005. Guía de aves acuáticas Río la Vieja. Armenia: Printec. 60 p.
- HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 1986. A guide to the birds of Colombia. Princeton: Princeton University Press. 836 p.
- JOHNSTON-GONZÁLEZ, R., & J. MURILLO. 2007. Prioridades de investigación y conservación de aves playeras en Colombia. Págs. 27-28 en: Johnston-González, R., L. F. Castillo Y J. Murillo (eds.). Conocimiento y conservación de las Aves Playeras en Colombia. Asociación Calidris. Cali, Colombia.
- JOHNSTON-GONZÁLEZ, R. & D. EUSSE-GONZÁLEZ. 2009. Sitios Importantes para la conservación de las aves playeras en Colombia. Informe Técnico. Asociación Calidris, Cali, Colombia. 83 pp.
- MORRISON, R. I. & R. K. ROSS. 1989. Atlas of Nearctic Shorebirds on the coast of South America. Volume 2. Canadian Wildlife Service Publication
- O'BRIEN, M., R. CROSSLEY & K. KARLSON. 2006. The Shorebird Guide. Boston-New York, USA. Houghton Mifflin Company
- RAMÍREZ-URREA LM, ARBELÁEZ-CORTÉS E, MARÍN-GÓMEZ OH, DUQUE-MONTOYA D. 2014. Patrones de la composición de aves acuáticas en el Río La Vieja, valle geográfico del Río Cauca, Colombia. *Acta biológica Colombiana* 19:155-166.
- RENJIFO, L. M. 1999. Composition changes in a Subandean avifauna after long-term forest fragmentation. *Conservation Biology*. 13: 1124-1139.
- RUIZ-GUERRA, C. 2012. *Calidris minutilla*. Págs. 231-232 en Naranjo, L.G., J. D. Amaya, D. Eusse-González & Y. Cifuentes-Sarmiento (eds.). Guía de las especies migratorias de la bio-diversidad en Colombia. Aves. Volume 1. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible/WWF Colombia. Bogotá, D.C., Colombia
- RUIZ-GUERRA, C., R. JOHNSTON-GONZÁLEZ, L. F. CASTILLO-CORTÉS, Y. CIFUENTES-SARMIENTO, D. EUSSE, & F. A. ESTELA. 2008. Atlas de aves playeras y otras aves acuáticas en la costa Caribe colombiana. Asociación Calidris. Cali, Colombia, 72.

Recibido: 19 de abril de 2017 *Aceptado:* 17 de agosto de 2017

Editor Asociado:

Jorge Enrique Avendaño

Evalúadores:

Enrique Arbeláez-Cortés / Carlos Ruíz-Guerra

Citación: TORO-LÓPEZ, Y., E. CASTAÑO-OSORIO, Y. M. GIRALDO-GÓMEZ, L. F. DAZA-BENAVIDES & S. GUERRERO-PELÁEZ. 2017. Registro de la presencia de *Calidris minutilla* (Scolopacidae) en el Río La Vieja, Quindío, Colombia. *Ornitología Colombiana* 16:eNB02.

Sex identification of neotropical macaws (*Ara* spp.) from invasive and non-invasive samples

Identificación del sexo en guacamayas neotropicales (*Ara* spp.) a partir de muestras invasivas y no invasivas

Lady Johana Franco-Gutiérrez¹, Jóhnatan Álvarez-Cardona² & Iván Darío Soto-Calderón¹

¹Laboratorio de Genética Molecular (GENMOL), Universidad de Antioquia, Calle 70 #52- 21, Medellín, Antioquia, Colombia

²Parque Zoológico Santa Fe, Carrera 52 #20-63, Medellín, Antioquia, Medellín, Antioquia, Colombia

✉ ivan.soto@udea.edu.co, ladyfranstuff@gmail.com, veterinario@zoologicosantafe.com

Abstract

While amplification of the Chromo-Helicase-DNA-binding gene (CHD) from blood and feathers has been used to sex macaws, the performance of non-invasive samples has been poorly explored. We optimized a comprehensive protocol of molecular sexing of macaws (*Ara* spp.) from blood, plucked feathers and fecal samples, using the 2550F/2718R primers to amplify the CHD gene. This protocol is versatile and useful for studies in both ex situ and in situ settings. We successfully identified the sex of macaws from the three types of tissue. However, we recommend sexing from fresh fecal pellets to minimize physical restriction, stress and risk of injury on animals.

Key words: CHD gene, non-invasive sampling, Psittacidae, sex chromosomes, sexing.

Resumen

Aunque la amplificación del gen Helicasa con Cromodominio de Unión a ADN (CHD) ha sido usado para inferir el sexo en guacamayas a partir de sangre y plumas, el uso de muestras no invasivas ha sido poco explorado. Aquí optimizamos un protocolo completo de identificación molecular del sexo en guacamayas (*Ara* spp.) a partir de muestras de sangre, plumas arrancadas y muestras fecales, utilizando los primers 2550F/2718R para amplificar el gen CHD. Este protocolo es versátil y de utilidad para estudios tanto ex situ como in situ. Logramos identificar exitosamente el sexo de las guacamayas a partir de los tres tipos de tejidos muestreados. Sin embargo, recomendamos el uso de deposiciones fecales frescas para minimizar la manipulación, el estrés y el riesgo de lesión de los animales.

Palabras clave: CHD, cromosomas sexuales, muestreo no invasivo, identificación del sexo, Psittacidae.

The limited sexual dimorphism of most psittacine birds (parrots and macaws) is an obstacle in the identification of sexes and establishment of breeding programs in captivity. A way to tackle this problem is the differential PCR amplification of sex chromosomes in males (ZZ) and females (ZW). Specifically, the Chromo-Helicase-DNA-binding gene (CHD) has non-recombining copies of unequal size in the Z (CHD-Z) and W (CHD-W) chromosomes, whose amplification yields different profiles in males and females (Dvorák *et al.* 1992, Ellegren 1996, Griffiths & Tiwari 1995, Griffiths *et al.* 1996, Matta *et al.* 2009).

Even though fecal material provides an easy, safe and direct access to genetic material, its advantage over invasive samples such as blood and feathers in sexing psittacine birds has been poorly assessed (Griffiths & Tiwari 1995, Robertson *et al.* 1999, Jensen *et al.* 2003, Ong & Vellayan 2008). Isolation of amplifiable DNA from non-invasive samples such as feces is nonetheless challenging due to its low quality and concentration, high rate of genotyping errors, and limited amplification success (Taberlet *et al.* 1996, Gagneux *et al.* 1997, Robertson & Gemmill 2006, Bosnjak *et al.* 2013).

Table 1. Sample sizes, tissues and inferred sex in six species of *Ara*.

Species	n	Ft, B and Fc	Ft and B	Only Ft	Only B	Males / Females
<i>A. ambiguus</i>	24	6 *	12	6	-	15/9
<i>A. militaris</i>	3	-	-	-	3	3/0
<i>A. ararauna</i>	1	-	-	1	-	1/0
<i>A. ararauna</i> x <i>A. chloropterus</i>	1	-	-	1	-	0/1
<i>A. chloropterus</i>	1	-	-	1	-	1/0
<i>A. macao</i>	3	-	-	3	-	0/3
Total	33	6	12	12	3	20/13

DNA was obtained from plucked feathers (Ft), blood (B) and feces (Fc).

* These include two controls (one male and one female).

The aim of the present study was to optimize and provide a flexible and reliable approach to genotype the CHD gene in macaws (genus *Ara*) from invasive (blood), moderately invasive (plucked feathers) and non-invasive samples (feces). This strategy fits a wide diversity of locations and technical circumstances for sexing macaws both in situ and ex situ.

To do this, we took blood, plucked feathers and fecal samples from 33 specimens of five of the nine recognized species of *Ara* (IUCN 2017) and a hybrid. We collected samples of 24 Great Green Macaw (*Ara ambiguus*), including a breeding couple of known sex that were used as sexing controls (Table 1 and Supplementary Table). We also obtained blood or plucked feathers from three Military Macaws (*A. militaris*), one Blue-and-Yellow Macaw (*A. ararauna*), one Red-and-Green Macaw (*A. chloropterus*), three Scarlet Macaws (*A. macao*) and one hybrid "harlequin macaw" (*A. ararauna* x *A. chloropterus*). Blood samples were collected from the brachial vein and stored in EDTA at 4°C. Two feathers were plucked from the chest and stored in dry ziplock plastic bags at 4°C. Fresh feces (<24 h) were gathered from the ground in the zoo habitat where birds are held or collected directly from the cloaca using a sterile cotton bud. Samples were provided by the Santa

Fe Zoological Park or kindly donated by JL Parra and HF Rivera.

We extracted DNA from 10 ml of blood using the DNeasy® Blood & Tissue kit (Qiagen, Hilden, Germany). We chopped the calamus of two feathers (2 mm approximately) into fine pieces and then extracted the DNA using the same kit. Also, we extracted the DNA from fecal material (180 mg approximately) using the Fast DNA Stool Mini kit (QIAamp, Hilden, Germany). In all cases we followed the protocols recommended by the manufacturer. We performed independent amplifications of the CHD gene with the primer pairs 2550F (5'GTTACTGATTCGTCTACGAGA3') and 2718R (5'ATTGAAATGATCCAGTGCTTG3') described by Fridolfsson & Ellegren (1999), and alternatively with P2 (5'TCTGCATCGCTAAATCCTTT3') and P8 (5'CTCCCAAGGATGAGRAAYTG3') (Griffiths *et al.* 1998). The primers 2550F/2718R are expected to allow the amplification of fragments between 400 and 450 bp in the CHD-W, and between 600 and 650 bp in the CHD-Z (Fridolfsson & Ellegren 1999), whereas the P2/P8 target shorter regions in the CHD-W (380-410 bp) and the CHD-Z (360-390 bp) (Jensen *et al.* 2003). We identified optimal amplification conditions by testing a range of MgCl₂ concentrations between 1.5 and 3 mM,

gradients of the annealing temperature between 45 and 65°C, and Bovine Serum Albumin (BSA) concentrations up to 0.8 mg/mL.

Once amplification conditions were optimized, PCR reactions were carried out in a final volume of 15 µl containing 1X PCR buffer, 0.2 mM dNTPs, 0.4 µg/µL BSA, 2.5 mM MgCl₂, 1U Taq polymerase (ThermoFisher Scientific, Argentina, CAT-10342053), 0.5 µM of each primer, and 1 µL of DNA extracted from blood or 3 µL of DNA from feathers and feces. The amplification conditions were the same for both primer sets consisting on an initial step of 95°C for 3 min, 35 cycles of 95°C for 30 s, 55°C for 30 s and 72°C for 50 s, followed by a final step at 72°C for 5 min. We separated the PCR products through agarose gel electrophoresis and stained them with ethidium bromide.

We successfully amplified CHD from blood, plucked feathers and feces of three specimens of *A. ambiguus*, including a breeding couple whose sex was previously known and that were thus used as controls for this experiment (Fig. 1). The products amplified with the 2550F/2718R primer set yielded a single band (ZZ) in the male (~660 pb) and two discrete bands (ZW) in the female (~660 pb and ~490 pb). A 1.8 % agarose-gel electrophoresis run for 40 minutes at 80 volts was enough to distinguish the two profiles.

In contrast, amplification with P2/P8 failed to show distinct patterns for males and females, even after running 3% agarose gel electrophoresis for six hours. While specific products of the CHD were successfully amplified with these primers, size differences in the CHD-Z and CHD-W products seem to be too small to distinguish sexes using agarose gels. Therefore, polyacrylamide electrophoresis is necessary to recognize male and female profiles using products amplified with P2/P8, which requires

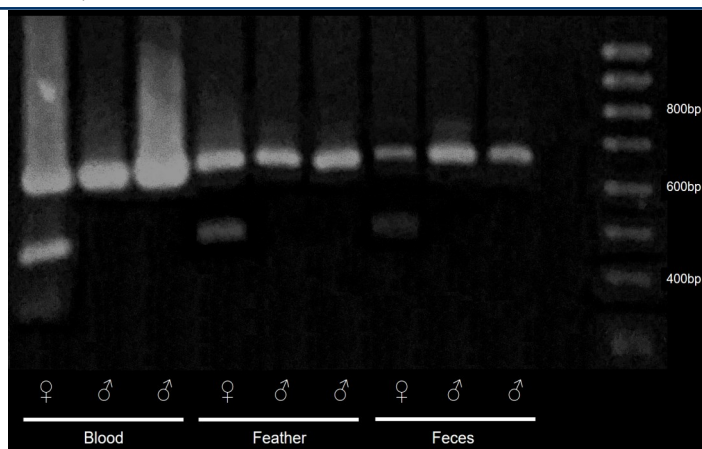


Figure 1. Differential amplification of CHD in one female and two males of *Ara ambiguus* from blood, plucked feathers and fecal samples using primers 2550F/2718R. Amplification from the female yields two well differentiated bands (Z and W), whereas the males show a single band (Z), regardless of the type of sample used to obtain these products. The female and the first male included in this assay correspond to a breeding couple of known sex and were used as controls for all the experiments.

further time and efforts (Griffiths *et al.* 1998, Miyaki *et al.* 1998, Vucicevic *et al.* 2013). Since only the 2550F/2718R primers yielded unique patterns for ZZ and ZW, P2/P8 were excluded from subsequent experiments. The PCR products with the 2550F/2718R primers in the four remaining species of *Ara* and the “harlequin macaw” showed identical patterns in size and specificity to those obtained in *A. ambiguus* (Fig. 2). Overall, 20 out of 33 assessed specimens were males and 13 were females (Table 1).

In the six individuals of *A. ambiguus* for which all three types of tissue were collected (blood, feathers and feces), male and female profiles were clearly discernible. Furthermore, amplification patterns were identical across tissues of the same individual (Fig. 1), but amplicons obtained from fecal DNA displayed less intense bands. Degradation and low concentration of fecal DNA may increase the chance of false homozygous genotypes caused by biased amplification of only one allele during the PCR reaction, usually the shorter PCR product, *i.e.*

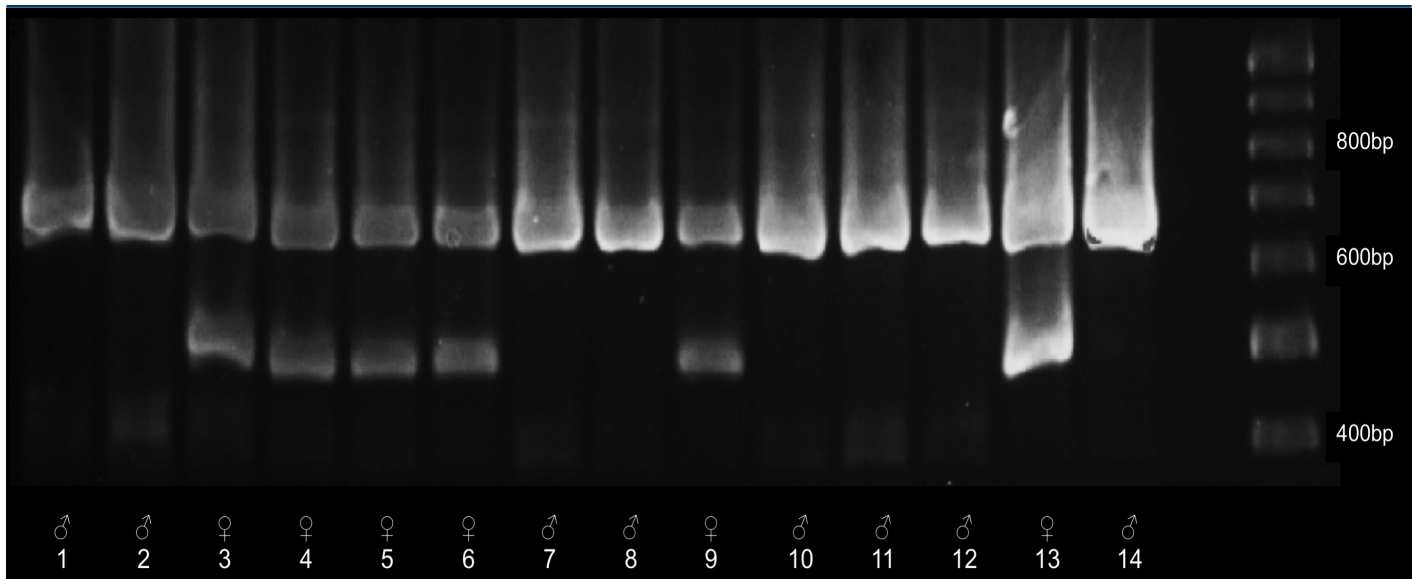


Figure 2. PCR products of CHD in five species of *Ara* using primers 2550F/2718R and DNA extracted from plucked feathers. Lanes 1. *A. ararauna*; 2. *A. chloropterus*; 3. *A. ararauna* x *A. chloropterus*; 4, 5 and 6. *A. macao*; 7-12. *A. ambiguus*. *Ara ambiguus* controls appear in lanes 13 (Female) and 14 (Male).

CHD-W. This phenomenon is known as ‘allelic dropout’ (Robertson & Gemmell 2006, Gebhardt & Waits 2008). In this case, the effect of allelic dropout would translate into exclusive and artefactual amplification of either CHD-Z or CHD-W. However, we found no evidence of this type of error since amplification profiles of control samples matched the expected pattern, all the samples were successfully amplified with no variation among different DNA sources for the same individual, and no homozygous genotypes were observed for the short fragment (CHD-W).

Blood is known to yield high DNA quantities, and it renders the best choice for molecular sexing whenever blood samples need to be collected for other reasons such as measuring chemical or other blood parameters. However, fresh fecal samples are a convenient option to avoid pain, minimize stress and reduce risk of injury. Also, fecal samples can be more easily assigned to a particular animal source than other non-invasive samples such as molted feathers, which is an advantage in field studies. However, preservation of fecal DNA is critical for successful genotyping since its concentration is typically low and it

suffers rapid degradation after deposition (Piggott 2004, Panasci 2011). Whenever transportation of fecal samples to the lab within a short time period (<24 h) is unrealistic or impractical, other DNA preservation methods such as freezing, desiccation in silica beads or storage in various buffers may also provide a feasible option (Seutin *et al.* 1991, Taberlet *et al.* 1999). Alternatively, two ventral feathers were enough to obtain reliable genotypes and therefore collection of larger numbers of feathers or prominent feathers such as rectrices is considered unnecessary in these birds.

Our amplification approach of CHD using 2550F/2718R allowed the identification of sexes in all the tested species of *Ara* using feces, plucked feathers or blood as alternative sources of genetic material. Even though this study was not designed to evaluate amplification success, PCR products were obtained from all samples regardless of the DNA source. Our results show that the genetic tool presented here is effective, versatile and can be implemented routinely in any standard molecular biology laboratory to identify the sex in neotropical macaws. Molecular sexing

through non-invasive sampling is particularly useful in controlled habitats such as zoos and animal refuges where minimum stress needs to be caused to identify sexes, a previous condition to establish breeding couples and implement management plans.

Acknowledgements

We are grateful with Juan Luis Parra-Vergara and Hector Fabio Rivera-Gutiérrez (University of Antioquia) for sharing samples with us. We also thank Catalina Palacios for her helpful comments on an early draft of this manuscript. This work was supported by the University of Antioquia through a Sustainability grant (2016) and the Santa Fe Zoological Park.

Literature cited

- BOSNJAK, J., M. STEVANOV-PAVLOVIC, M. VUCICEVIC, J. STEVANOVIC, P. SIMEUNOVIC, R. RESANOVIC & Z. STANIMIROVIC. 2013. Feasibility of non-invasive molecular method for sexing of parrots. *Pakistan Journal of Zoology* 45: 715-720.
- DVORÁK, J., J. L. HALVERSON, P. GULICK, K. A. RAUEN, B. ABBOTT, B. J. KELLY & F.T. SHULTZ. 1992. cDNA cloning of a Z- and W-linked gene in Gallinaceous birds. *Journal of Heredity* 83: 22-25.
- ELLEGREN, H. 1996. First gene on the avian W chromosome (CHD) provides a tag for universal sexing of non-ratite birds. *Proceedings of the Royal Society of London B* 263: 1635-1641.
- FRIDOLFSSON, A. K. & H. ELLEGREN. 1999. A simple and universal method for molecular sexing of non-ratite birds. *Journal of Avian Biology* 30: 116-121.
- GAGNEUX, P., C. BOESCH & D. S. WOODRUFF. 1997. Microsatellite scoring errors associated with noninvasive genotyping based on nuclear DNA amplified from shed hair. *Molecular Ecology* 6: 861-868.
- GEBHARDT, K. J. & L. P. WAITS. 2008. High error rates for avian molecular sex identification primer sets applied to molted feathers. *Journal Field of Ornithology* 79: 286-292.
- GRIFFITHS, R. W. & B. TIWARI. 1995. Sex of the last wild Spix's Macaw. *Nature* 375: 454.
- GRIFFITHS, R., S. DAAN & C. DIJKSTRA. 1996. Sex identification in birds using two CHD genes. *Proceedings of the Royal Society of London B* 263: 1251-1256.
- GRIFFITHS, R., M. C. DOUBLE, M. ORR & R. J. DAWSON. 1998. A DNA test to sex most birds. *Molecular Ecology* 7: 1071-1075.
- IUCN 2017. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2017-1. <www.iucnredlist.org>. Downloaded on 20 August 2017.
- JENSEN, T., F. M. PERNASETTI & B. DURRANT. 2003. Conditions for rapid sex determination in 47 avian species by PCR of genomic DNA from blood, shell-membrane blood vessels, and feathers. *Zoo Biology* 22: 561-571.
- MATTA, N. E., N. RAMÍREZ, B. C. ZÚÑIGA & V. VERA. 2009. Determinación de sexo en aves mediante herramientas moleculares. *Acta Biológica Colombiana* 14: 25-38.
- MIYAKI, C.Y., R. GRIFFITHS, K. ORR, L. A. NAHUM, S. L. PEREIRA & A. WAJNTAL. 1998. Sex identification of parrots, toucans, and curassows by PCR: Perspectives for wild and captive population studies. *Zoo Biology* 17: 415-423.
- ONG, A.H. & S. VELLAYAN. 2008. An evaluation of CHD-Specific primer sets for sex typing of birds from feathers. *Zoo Biology* 27: 62-69.
- PANASCI, M., W. B. BALLARD, S. BRECK, D. RODRIGUEZ, L. D. DENSMORE, D. B. WESTER & R. J. BAKER. 2011. Evaluation of fecal DNA preservation techniques and effects of sample age and diet on genotyping success. *Journal of Wildlife Management* 75: 1616-1624.
- PIGGOTT, M. P., E. BELLEMAIN, P. TABERLET & A. C. TAYLOR. 2004. A multiplex pre-amplification method that significantly improves microsatellite amplification and error rates for faecal DNA in limiting conditions. *Conservation Genetics* 5: 417-420.
- ROBERTSON, B. C., E. O. MINOT & D. M. LAMBERT. 1999. Molecular sexing of individual kakapo, *Strigops habroptilus* Aves, from faeces. *Molecular Ecology* 8: 1349-1350.
- ROBERTSON, B. C. & N. J. GEMMELL. 2006. PCR-based sexing in conservation biology: Wrong answers from an accurate methodology? *Conservation Genetics* 7: 267-271.
- SEUTIN, G., B. N. WHITE & P. T. BOAG. 1991. Preservation of avian blood and tissue samples for DNA analyses. *Canadian Journal of Zoology* 69: 82-90.
- TABERLET, P., S. GRIFFIN, B. GOOSSENS, S. QUESTLAU, V. MANCEAU, N. ESCARAVAGE, L. P. WALTS & J. BOUVET. 1996. Reliable genotyping of samples with very low DNA quantities using PCR. *Nucleic Acids Research* 24: 3189-3194.
- TABERLET, P., L. P. WAITS & G. LUIKART. 1999. Noninvasive genetic sampling: look before you leap. *Trends in Ecology and Evolution* 14: 323-327.
- VUCICEVIC, M., M. STEVANOV-PAVLOVIC, J. STEVANOVIC, J. BOSNJAK, B. GAJIC, N. ALEKSIC & Z. STANIMIROVIC. 2013. Sex

determination in 58 bird species and evaluation of CHD
gene as a universal molecular marker in bird sexing. Zoo

Biology 32: 269-276.

Recibido: 21 de junio de 2017 *Aceptado:* 5 de septiembre de 2017

Editor Asociado:

Jorge Enrique Avendaño

Evaluadores:

Catalina Palacios

Citación: FRANCO-GUTIÉRREZ, L. J., J. ÁLVAREZ-CARDONA & I. D. SOTO-CALDERÓN, 2017. Sex identification of neotropical macaws (*Ara* spp.) from invasive and non-invasive samples. *Ornitología Colombiana* 16:eNB03.

Supplementary Table. Sampled individuals and type of collected tissue.

Sample Code ¹	Known Sex	Species	Inferred Sex	Source ²
0007OAD62O	Hembra	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
0007OABOE7	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
54594288	Macho	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
977170000082292	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006FDO83F	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
0006FD4O9O	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
0006FD123F	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
55325034	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
47861884	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
977170000056249	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
977170000058388	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006FCFEO7	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
00070AB1FA	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
0006FCFO79	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
00071OD575O	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
97719000006229O	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
00070AA69E	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
00070D33913	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006FD081A	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006FD0F97	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
956017000016491	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Female	SZP
95017000016818	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006FCEDA4	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
0006CA7E00	Unknown	<i>A. ambiguus</i>	Male	SZP
AI 696	Unknown	<i>A. militaris</i>	Male	JLPV & HFRG
AI 697	Unknown	<i>A. militaris</i>	Male	JLPV & HFRG
AI 364	Unknown	<i>A. militaris</i>	Male	JLPV & HFRG
977170000065409	Unknown	<i>A. ararauna</i>	Male	SZP
A200G 219	Unknown	<i>A. chloropterus</i>	Male	SZP
AZOOG261	Unknown	<i>A. ararauna</i> x <i>A. chloropterus</i>	Female	SZP
977170000065329	Unknown	<i>A. macao</i>	Female	SZP
977170000051305	Unknown	<i>A. macao</i>	Female	SZP
AZOOG 115	Unknown	<i>A. macao</i>	Female	SZP

1. Microchip (SZP) or individual code. 2. Santa Fe Zoological Park (SZP) or, JLPV & HFRG (Juan Luis Parra-Vergara and Hector Fabio Rivera-Gutiérrez).

Anotaciones sobre la distribución de *Doliornis remseni* (Cotingidae) y *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae)

Notes on the distribution of *Doliornis remseni* (Cotingidae) and *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae)

Orlando Acevedo-Charry^{1,2,3}, & Brayan Coral-Jaramillo³

¹Department of Biology, College of Natural Science, University of Puerto Rico at Río Piedras (UPRRP)

²Corporación para el Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonia (CORPOAMAZONIA)

³Grupo de Observadores de Aves del Valle de Sibundoy

✉ acevedocharry@gmail.com, coraljaramillo25@gmail.com

Resumen

El bosque enano o achaparrado, en el ecotono páramo-bosque andino, posee especies confinadas a dicho ecosistema que son difíciles de registrar. Presentamos anotaciones y un modelamiento de la probabilidad de presencia a partir de idoneidad de hábitat para *Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*, dos especies amenazadas y raras que están asociadas a bosque de subpáramo de los Andes. Utilizamos observaciones recientes en la región andina de Putumayo, al suroeste de Colombia, así como registros adicionales como insumo para la proyección de la probabilidad de presencia de estas especies en su ámbito de distribución mundial, usando el programa MaxEnt con el formato de salida bruto (*raw*). Nuestro modelo para *D. remseni* resulta más conservador y mejor ajustado a las condiciones de la especie que otros publicados, así que permite identificar regiones para explorar en un futuro. Por su parte, los modelos para *B. wetmorei* coinciden con los más recientes propuestos en el libro rojo de Colombia, pero se extienden hasta Ecuador. Proponemos realizar exploraciones ornitológicas en áreas que tienen alta idoneidad de hábitat, para validar nuestras predicciones, y aumentar el conocimiento de las aves asociadas al ecotono páramo-bosque de los altos Andes. Nuestra sugerencia puede ser apoyada por alianzas explícitas entre instituciones de investigación, áreas protegidas en Ecuador y Colombia, y la comunidad local. Finalmente, comentamos sobre los recientes registros en los Andes de Putumayo, en Colombia; una región con baja probabilidad, pero con alto potencial para investigaciones futuras.

Palabras clave: Andes Centrales del norte, azulejo de Wetmore, cotinga de páramo, ecotono páramo-bosque, especies amenazadas, especies endémicas, probabilidad de presencia.

Abstract

The elfin Andean forest, within the tree-line ecotone, have confined but elusive species. We present notes and presence probability models (habitat suitability models) for two threatened and rare species associated with tree-line forest: The Chestnut-bellied Cotinga (*Doliornis remseni*) and the Masked Mountain-tanager (*Buthraupis wetmorei*). Recent records in southern Colombia, combined with an extensive review of records, were used to model the probability of presence of these species throughout their distribution. We used the program MaxEnt, and the raw output format to make these models. Our model for the Chestnut-bellied Cotinga is more conservative and better adjusted to the species conditions published elsewhere. We identified key regions to conduct ornithological explorations and validate our projections. Our models for Masked Mountain-tanager match those from the Red Book of threatened birds in Colombia, but add an extension to Ecuador. We suggest conducting ornithological explorations in areas with high probability of presence to validate our predictions and increase the knowledge of tree-line ecotone forest birds. Our suggestion could be supported by explicit alliances between academic institutions, protected areas in Colombia and Ecuador, and the local community. Finally, we comment on the recent records in the Andes of Putumayo, southern Colombia; a region with low-probability of occurrence of these two species, but with high potential for future research.

Key words: endemic species, North-Central Andes, probability of occurrence, threatened species, tree line ecotone.

La región neotropical de Suramérica es uno de los lugares con mayor diversidad y endemismo del mundo (Stattersfield *et al.* 1998). Solo en una porción de esta región neotropical se reconoce la presencia de casi 3.400 especies de aves (Ramsen *et al.* 2015), de las cuales más de 2.000 se encuentran restringidas a los Andes (Herzog & Kattan 2012). A pesar del alto valor biológico de estos ecosistemas, los estudios sobre aves de la parte más alta de los Andes, como páramo y subpáramo, son escasos (Suárez-Sanabria & Cadena 2014). Las aves de estos ecosistemas se consideran raras porque cuentan con muy pocos registros, y estos son muy locales. La identificación de lugares estratégicos dónde profundizar el estudio de estas especies resulta fundamental en el desarrollo de la ornitología neotropical. Presentamos algunas anotaciones y modelamiento de distribución (probabilidad de presencia basada en idoneidad de hábitat) de dos especies raras de paseriformes asociadas a los altos Andes del norte de Suramérica.

Dos especies con pocos registros y asociadas a elevaciones altas en los Andes (*Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*) han sido detectadas recientemente en la porción andina del departamento de Putumayo, en límites con Nariño al sur de Colombia (Acevedo-Charry 2014). Estas dos especies se consideran mundialmente en categoría de amenaza vulnerable (VU; BirdLife International 2015a, 2015b), y están enlistadas dentro de las especies amenazadas de Colombia y Ecuador. En Colombia, *D. remseni* se considera en peligro (EN; Renjifo *et al.* 2014), mientras que *B. wetmorei* vulnerable (VU; Renjifo *et al.* 2014). En Ecuador se consideran ambas especies vulnerables (VU; Granizo *et al.* 2002). A partir de los recientes registros en Putumayo, iniciamos una recopilación de otros reportes de estas dos especies, encontrando vacíos de información a lo largo de su distribución. Recopilamos las localidades

donde se reportan estas dos especies y proyectamos su probabilidad de presencia, dadas las condiciones ambientales (*i.e.*, idoneidad de hábitat), generada con el algoritmo MaxEnt (Phillips *et al.* 2006).

Aunque *D. remseni* ya cuenta con un modelo de predicción de rango de distribución (Jiguet *et al.* 2010), este usa algoritmos de presencia-ausencia a pesar que sus datos eran solo de presencia (*i.e.*, especímenes y observaciones esporádicas). Aquí presentamos un modelo de distribución más apropiado para datos de solo presencia: el programa MaxEnt (Elith *et al.* 2011). Modelos equivalentes para *B. wetmorei* no han sido publicados (ver para Colombia Renjifo *et al.* 2014).

Las especies.- Usamos dos especies raras y restringidas al subpáramo entre los 2.500 y 4.200 m (Anexo 1). *Doliornis remseni*, fue descubierta en 1989 en los Andes ecuatorianos (Robbins *et al.* 1994a), y actualmente se conocen 11 localidades entre el norte de Perú y el centro de Colombia (Fig. 1; Anexo 1; Renjifo 1994, Robbins *et al.* 1994a, Cresswell *et al.* 1999, Henry 2008, Jiguet *et al.* 2010, Soria-Robalino 2012, Acevedo-Charry 2014, Renjifo 2014, BirdLife International 2015c, 2015d). Esta especie pertenece a uno de los géneros menos conocidos dentro de la familia Cotingidae, que cuenta con dos especies (*D. remseni* y *D. sclateri*). El género *Doliornis* hace parte de la subfamilia Phytotominae, que incluye adicionalmente a los géneros *Ampelion*, *Phibalura*, *Phytotoma* y *Zaratornis*; un clado monofilético fuertemente asociado a las áreas montañosas desde hace más de 20 millones de años (Berv & Prum 2014).

Buthraupis wetmorei, es una especie que hasta hace un par de décadas se conocía de solo tres localidades entre el norte de Perú y el centro de Colombia (Moore 1934, Parker *et al.* 1985, Hilty &

Brown 1986, Krabbe *et al.* 1997), pero recientemente se ha registrado en nuevas localidades en Colombia (Strewe & Kreft 1997, Rodríguez-Pinilla 2003, Arbeláez-Cortés & Baena-Tovar 2006, Arbeláez-Cortés *et al.* 2011, Leal *et al.* 2011, Acevedo-Charry 2014) y en Ecuador (Krabbe 1991, Robbins *et al.* 1994b, Rahbek *et al.* 1995, Krabbe *et al.* 1997, Cresswell *et al.* 1999, Krabbe & Nilsson 2003, Freile & Santander 2005, Henry 2008, Moore *et al.* 2013, BirdLife International 2015c). Estos registros sugieren que su distribución es continua a lo largo de la vertiente oriental de los Andes ecuatorianos (Krabbe *et al.* 1997), pero aún no existen modelos de su distribución. Actualmente hay 22 localidades para *B. wetmorei* (Fig. 2; Anexo 1). El tratamiento taxonómico de esta tángara ha sido controversial, y recientemente se ha apoyado la idea de que pertenezca al género monoespecífico *Tephrophilus* y no a *Buthraupis*, el cual no es monofilético (Remsen *et al.* 2015). Esta recomendación surge de las diferencias diagnósticas del plumaje (Moore 1934, Hellmayr 1936, Leal *et al.* 2011) y evidencia filogenética que lo relaciona más, pero no lo incluye, con otros géneros que con los miembros de *Buthraupis* (Sedano & Burns 2010, Burns *et al.* 2014). El género *Tephrophilus* de la subfamilia Thraupinae fue con el que se describió el taxón *wetmorei* (Moore 1934).

Búsqueda de registros y modelamiento.-

Incluimos en la recopilación de los registros de *D. remseni* y *B. wetmorei* literatura primaria, los especímenes de museos norteamericanos reportados en la plataforma ORNIS-VertNet, y las observaciones compartidas después de una consulta electrónica a la Red Nacional de Observadores de Aves de Colombia, comunicaciones directas con algunos autores que han reportado estas especies en literatura (ver Agradecimientos), los registros reportados a través de los portales en línea de eBird (ebird.org;

Sullivan *et al.* 2009), Aves Ecuador: Birds, Birding & Birdwatching in Ecuador (<http://www.avesecuador.com/>), The Internet Bird Collection (<http://ibc.lynxeds.com/>), así como los repositorios acústicos Xeno-Canto (<http://www.xeno-canto.org>) y Macaulay Library del Cornell Lab of Ornithology (<http://macaulaylibrary.org>). Esta información recopilada reporta detecciones positivas (presencia), las cuales son útiles para generar un modelo de distribución (*cf.* Phillips *et al.* 2006, Tinoco *et al.* 2009, Elith *et al.* 2011). Corroboramos las coordenadas de cada registro al comparar con literatura primaria que reportara localidades (*e.g.*, Jiguet *et al.* 2010) y el software GoogleEarth versión 7.1.2.2041, intentando mantener siempre la originalidad de las coordenadas (*e.g.*, Hilty & Silliman 1983 o Parker *et al.* 1985, ver Anexo 1).

Realizamos la proyección de la probabilidad de presencia para estas dos especies con el algoritmo MaxEnt (Phillips *et al.* 2006, Elith *et al.* 2011), usando las capas de variables ambientales suministradas por el mismo (Phillips *et al.* 2006). Para el modelo no removimos los registros de detección duplicados, y escogimos Bootstrap como el tipo de repetición durante el modelo, con 200 iteraciones para *D. remseni* y 500 para *B. wetmorei*, dadas las diferencias en el número de puntos de entrenamiento. Nuestros modelos usaron 13 datos de presencia como entrenamiento para *D. remseni*, y 57 puntos de entrenamiento para *B. wetmorei*, ambos modelos corrieron sobre 10.000 puntos de fondo. Escogimos el formato de salida bruto (*raw*), explicado como $\pi(x) = P(x|y = 1)$, como nuestro formato de salida. Este formato estima la probabilidad que la especie esté presente en un pixel x de las condiciones ambientales (tamaño $\sim 10 \times 10$ km), dadas las detecciones positivas $y = 1$, o sencillamente la probabilidad de presencia tomando como fondo las condiciones ambientales (idoneidad de hábitat). Aunque

MaxEnt ofrece también el formato de salida logístico (estándar), nosotros no lo escogimos debido a que ese formato es muy dependiente de los muestreos, pues requiere datos sistemáticos con detecciones negativas y positivas reales. Además, los ajustes intrínsecos del programa en cuanto a proporción del área real de distribución o la probabilidad de visitar el sitio x entre el total del número de píxeles n (ver Phillips *et al.* 2006, Phillips & Dudík 2008, Elith *et al.* 2011), no resultan completamente confiables con datos de solo detecciones positivas. Los valores AUC de entrenamiento fueron 0.997 y 0.996 para *D. remseni* y *B. wetmorei*, respectivamente.

Modelamiento *Doliornis remseni*. - En nuestro modelamiento de la probabilidad de presencia de *D. remseni* se puede observar que las condiciones ambientales propicias para la posible presencia de la especie siguen los altos Andes orientales de Ecuador y centrales de Colombia (Fig. 1). Los valores más altos de la idoneidad de hábitat no alcanzan más del 0.035, entre una escala de 0 a 1; esto comparado con la totalidad del área modelada al usar el formato $\pi(x)$ de MaxEnt. Esta baja idoneidad puede deberse en parte a la especificidad de hábitat y rareza de la especie (Renjifo 2014). Nuestro modelo propone una alta idoneidad de hábitat en zonas por fuera de la distribución publicada por BirdLife International – IUCN (BirdLife International 2015a), en particular en el centro-norte de Ecuador (*e.g.*, Tungurahua, Cotopaxi, Pichincha, Imbabura y Napo). La distribución publicada en IUCN también supone una discontinuidad de casi 200 km entre los Andes Centrales de Colombia y el sur de Ecuador, nuestro modelo re-ubica y reduce dicha discontinuidad (~60 km) unos 300 km al norte.

Encontramos siete nodos que representan las áreas con mayor probabilidad de presencia (nombrados arbitrariamente como círculos

continuos y punteados en Fig. 1): 1) Ecuador, 2) Puracé, 3) zona cafetera, 4) Andes orientales cerca de Bogotá, 5) santanderes, 6) Mérida y 7) Perú. Destinaremos una mejor explicación a los nodos que consideramos de alto potencial para buscar la especie e incrementar su conocimiento básico. El primer nodo se ubica desde el nororiente de Loja, por el centro de Azuay, partes orientales de Cañar, Chimborazo, Tungurahua, Cotopaxi, Pichincha, Imbabura y Carchi, y al extremo occidental de Zamora-Chinchipe, Morona-Santiago, Pastaza, Napo y Sucumbíos en Ecuador (Fig. 1). Esta primera zona es continua hasta Nariño y el límite con Putumayo en Colombia, dejando la localidad de páramo de Bordoncillo (segunda localidad conocida en Colombia; Acevedo-Charry 2014) como el extremo norte de este primer nodo. Continuando hacia el norte, la probabilidad de presencia parece disminuir y se vuelve a concentrar en una zona de alto interés para exploración ornitológica básica (Arbeláez-Cortés 2013), el complejo que rodea al Parque Nacional Natural Puracé en la frontera departamental Cauca-Huila y su extensión hacia el norte por la cordillera Central (nodo 2), un lugar donde todavía no se registra esta especie. La presencia potencial de *D. remseni* sigue hacia el norte a través de los Andes centrales de Colombia de manera casi continua, hasta la denominada zona cafetera (nodo 3), donde se tiene una alta idoneidad de hábitat para *D. remseni*, justo en la zona limítrofe de los departamentos de Tolima, Quindío, Risaralda y Caldas. Los otros nodos parecieran sobreestimaciones erradas de la probabilidad de presencia (círculos punteados en Fig. 1), y aunque la idoneidad de hábitat apunta a su presencia, podrían estar reflejando también condiciones propicias para grupos hermanos (ver abajo).

Nuestro modelo para *D. remseni* pareciera más conservador, y a su vez más ajustado, que el presentado previamente por Jiguet *et al.* (2010),

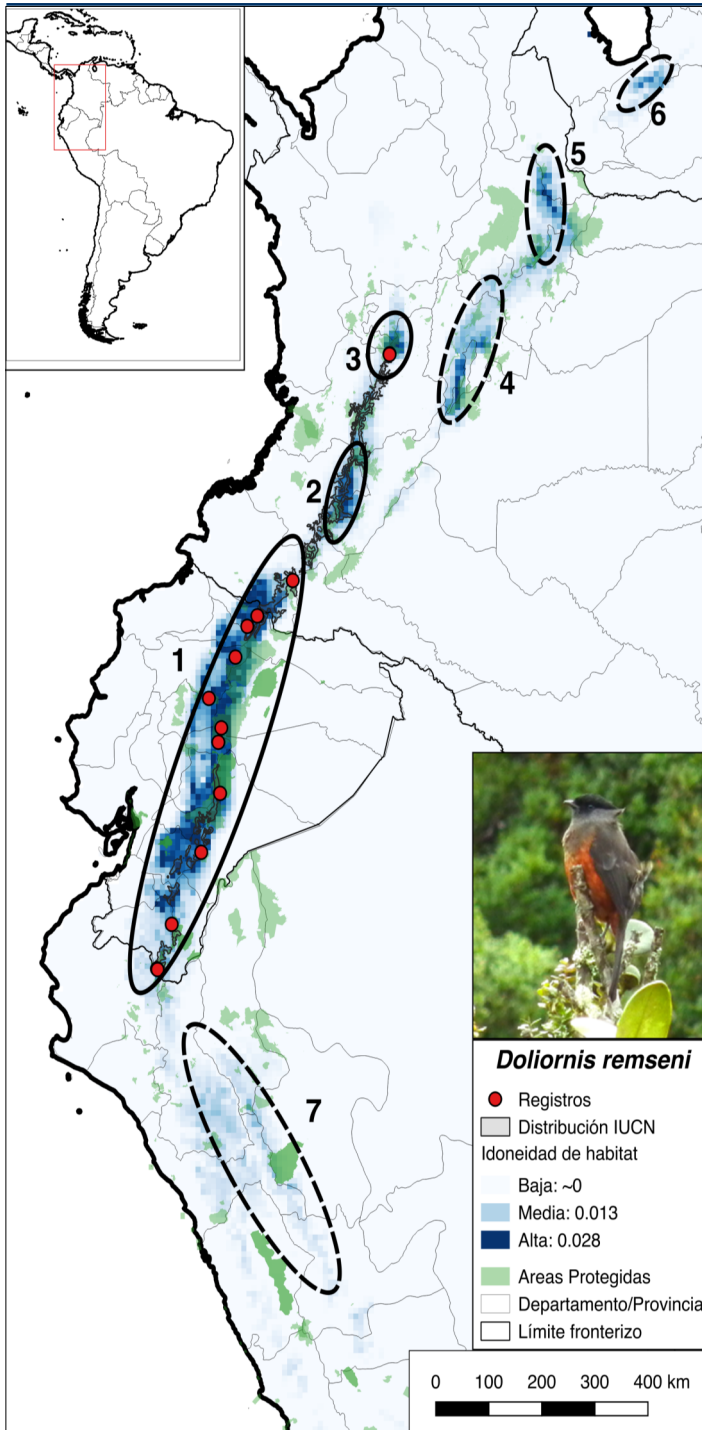


Figura 1. Registros y proyección de probabilidad de presencia (idoneidad de hábitat) de *Doliornis remseni*. La escala de color azul indica valores de idoneidad de hábitat (alto, medio, bajo), correspondiente al formato de salida bruto (raw) de MaxEnt (Phillips *et al.* 2006). El mapa de distribución en gris corresponde al rango publicado por BirdLife International (descargado a partir de www.iucnredlist.com). Circunferencias continuas identifican nodos con alta idoneidad de hábitat, mientras que circunferencias punteadas posibles sobreestimaciones (ver texto). Las localidades de registro se pueden ubicar en el Anexo 1. Fotografía por OAC.

que parece sobreestimado al considerar dentro de un rango potencial regiones en los Andes occidentales, como la cordillera Occidental en Colombia o el lado occidental del Valle Central inter-andino en Ecuador. Esas sobreestimaciones deben provenir de la base teórica usada en la escogencia del modelo de proyección que asume reales ausencias (detecciones negativas; ver Elith *et al.* 2011). Interesantemente, nuestro modelo, al igual que el de Jiguet *et al.* (2010), propone condiciones propicias para la especie en los Andes orientales de Colombia, al sur de Bogotá (nodo 4). Jiguet *et al.* (2010) sugieren que de encontrarse una especie de *Doliornis* en esta región al sur de Bogotá, se trataría de *D. remseni* y no de un taxón nuevo. Considerando las fuertes relaciones de monofilia de la subfamilia Phytotominae, así como su asociación a regiones montañosas (Berv & Prum 2014), nosotros sugerimos que esa probabilidad de presencia por condiciones ambientales en los Andes orientales (nodos 4, 5 y 6) podría reflejar en alguna medida conservatismo filogenético de nicho ecológico (Wiens & Graham 2005) con el grupo hermano *Ampelion*, específicamente con la especie *A. rubrocristatus*. Esta hipótesis podría en algún modo explicar también la sobreestimación del modelo de Jiguet *et al.* (2010) en los Andes occidentales, reflejando conservatismo de nicho con *Ampelion*, pero esta vez con *A. rufaxilla*. Las sobreestimaciones del modelo, al estimar probabilidades de presencia que son de grupos hermanos, se puede observar también en las provincias de Amazonas, Cajamarca, La Libertad y Huánuco en Perú (nodo 7), relacionadas tal vez con condiciones propicias para *A. rufaxilla* o mejor aún con el congénere *D. sclateri* (Jiguet *et al.* 2010).

Modelamiento *Buthraupis wetmorei*. - Por su parte, nuestro modelamiento para *B. wetmorei* permite inferir una continuidad a lo largo de los Andes orientales de Ecuador que se extiende

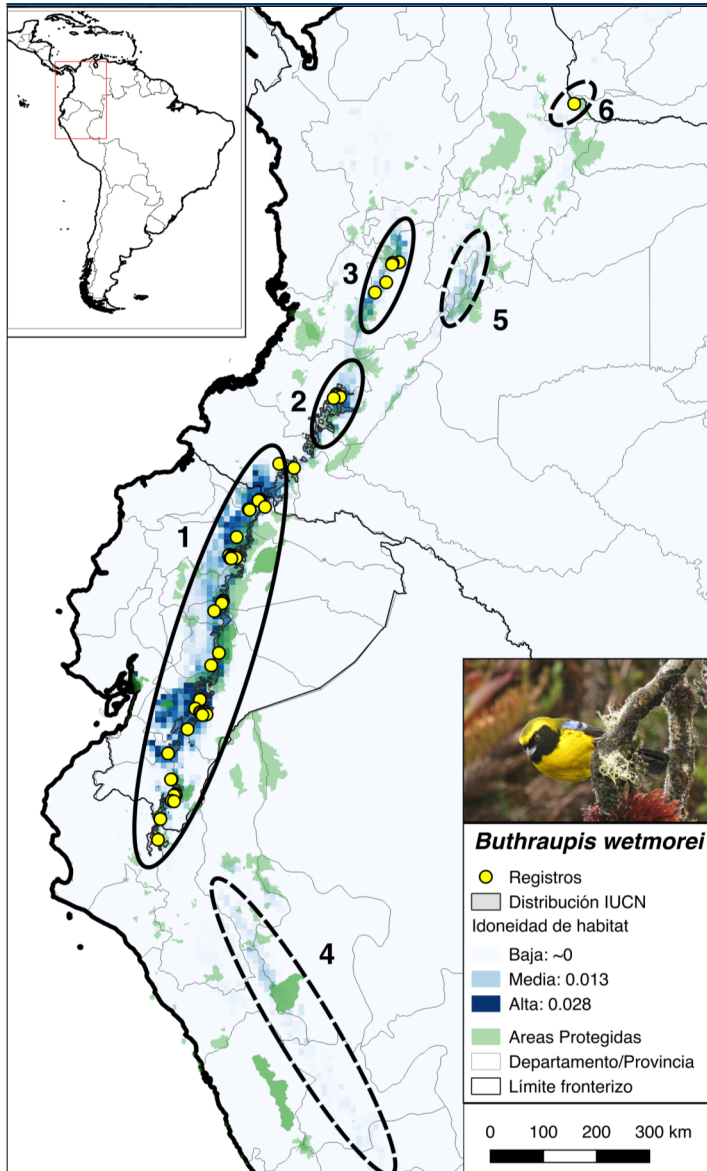


Figura 2. Registros y proyección de probabilidad de presencia (idoneidad de hábitat) de *Buthraupis wetmorei*. La escala de color azul indica valores de idoneidad de hábitat (alto, medio, bajo), correspondiente al formato de salida bruto (raw) de MaxEnt (Phillips *et al.* 2006). El mapa de distribución en gris corresponde al rango publicado por BirdLife International (descargado a partir de www.iucnredlist.com). Circunferencias continuas identifican nodos de alta idoneidad de hábitat, aunque la distribución parece ser continua (ver texto), círculos punteados podrían ser sobre estimaciones o nuevos lugares para buscar la especie. Las localidades de registro se pueden ubicar en el Anexo 1. Fotografía por BCJ.

hacia los Andes centrales de Colombia (Fig. 2). Esta proyección aumenta la distribución publicada por BirdLife International – IUCN al norte de los Andes Centrales de Colombia (BirdLife

International 2015b). Para *B. wetmorei* encontramos seis nodos de mayor idoneidad de hábitat (nombrados arbitrariamente como círculos continuos y punteados en Fig. 2): 1) Ecuador, 2) Puracé, 3) zona cafetera-Andes centrales, 4) Perú, 5) Andes orientales cerca de Bogotá, y 6) Tamá. La continuidad de distribución pareciera un poco truncada en algunas partes, como lo es la zona de los registros más norteños del nodo 1, que proviene desde Ecuador, y los registros de Puracé entre Cauca y Huila (zonas entre nodos 1 y 2). En ese punto aparece otra discontinuidad en la probabilidad de presencia de la especie hasta los registros en Quindío y en el extremo occidental de Tolima en Colombia (nodo 3). Al igual que con *D. remseni*, los valores de idoneidad de hábitat son muy bajos, el valor más alto no supera 0,028. De nuevo, esto se podría asumir dentro de la especificidad y rareza de la especie a lo largo de los Andes tropicales (Sanabria-Mejía & Díaz-Jaramillo 2014).

El nodo con mayor probabilidad de presencia para *B. wetmorei* se ubica en los Andes orientales de Ecuador, desde el norte de la provincia de Loja, pasando por Azuay y el oriente de Cañar, Chimborazo, Tungurahua, Pichincha y Carchi, así como por el extremo occidental de las provincias Zamora-Chinchipe, Morona-Santiago, Napo y Sucumbíos en Ecuador (nodo 1). De hecho, esta alta idoneidad de hábitat se mantiene hasta el departamento colombiano de Nariño, pero con poca-media idoneidad en los Andes de Putumayo. Otras zonas son indicadas con idoneidad media-baja en el extremo oriental de la provincia La Libertad y occidental de San Martín, así como al sur de Amazonas en Perú (nodo 4), o también en cercanías a los altos Andes del altiplano cundiboyacense de la cordillera Oriental de Colombia (nodo 5). La última zona que estima una idoneidad media-baja para la especie se relaciona con el registro más norteño (nodo 6), al extremo nororiental de

la cordillera Oriental (Leal *et al.* 2011).

Nuestro modelo resulta muy similar al propuesto por Renjifo *et al.* (2014). Sin embargo, al extenderlo hasta Ecuador, puede servir de apoyo a la exploración ornitológica en ese país en provincias que aún no registran la especie (*e.g.*, Cañar), o fomentar el estudio en las localidades que mayor idoneidad y registros cuenta (*e.g.*, Azuay, Pichincha). Es aún sorprendente e interesante la alta discontinuidad que tienen los registros de Norte de Santander (Leal *et al.* 2011) con referencia a la distribución continua desde Ecuador y hasta la zona cafetera de Colombia.

Detalle de las recientes observaciones en Putumayo.- A pesar que nuestros modelos no ubican al páramo de Bordoncillo (o Quilinsayaco) como una zona con alta idoneidad de hábitat para *D. remseni* o *B. wetmorei*, las reiteradas observaciones allí podrían apoyar su futuro estudio con la colaboración de la comunidad local. Las observaciones de estas dos especies en el departamento de Putumayo han ocurrido en bosque enano o achaparrado, con plantas epífitas y trepadoras, compuesto de arbustos y arbolitos de las familias Clusiaceae, Melastomataceae, Ericaceae, Asteraceae, Hypericaceae y Eleocarpaceae, entre otras, con un dosel de entre 3-10 m (Acevedo-Charry 2014).

El primer registro de *D. remseni* en Bordoncillo provino del 26 de mayo de 2013, a las 11:30 hrs, cuando dos individuos de *D. remseni* fueron observados por OAC y por lo menos otros 5 habitantes de la zona, al percharse en la parte más alta de un arbolito de *Clusia* sp. (Clusiaceae) a casi 10 m del suelo (ver Acevedo-Charry 2014 y ibc.lynxeds.com/node/314746). La pareja estuvo 5-6 minutos quieta. Uno de los individuos, posiblemente hembra o juvenil por su inconspicua cresta rufa, realizó unos pocos movimientos de vuelo suspendido para tomar

frutos en ramas expuestas de una Ericaceae y finalmente volvió a percharse en el mismo árbol. El otro individuo, un macho que mostró su cresta rufa al girar la cabeza en un momento, permaneció en una posición más alta que la hembra, observando el dosel que los rodeaba. Posterior al encuentro, volaron en la dirección que habían tomado tres individuos de *Anisognathus lacrymosus* y dos de *Iridosornis rufivertex*. Este comportamiento fue similar al reportado por J. Nilsson en la primera grabación de la vocalización de la especie en el Cerro Mongus en Ecuador ([www.xeno-canto.org:XC165648](http://www.xeno-canto.org/XC165648)). Al parecer, esta pareja frecuenta constantemente la misma localidad, ya que recientemente se ha observado por diferentes visitantes a la región (<https://www.flickr.com/photos/129392105@N02/16606221474>, www.xeno-canto.org:XC303159).

Por otro lado, los registros de *B. wetmorei* corresponden a dos individuos observados el 26 de mayo de 2013. Ese día se registraron en el dosel de subpáramo un par de adultos y un juvenil, este último con la espalda y coronilla verde oliva, la máscara de coloración más opaca que los otros individuos y el vientre levemente moteado (Leal *et al.* 2011). Estaban siguiendo una bandada mixta compuesta por *A. lacrymosus*, *A. igniventris* e *I. rufivertex*, como se ha reportado en otras localidades (Parker *et al.* 1985, Leal *et al.* 2011, Sanabria-Mejía & Díaz-Jaramillo 2014). Contrariamente, otra observación por BCJ, del 21 de enero de 2016, registró la especie en solitario y no asociada a una bandada mixta. Durante esa observación se lograron grabaciones de sus llamados después de estímulos por “play-back” (www.xeno-canto.org:XC302106) y algunas fotografías (ver <https://www.flickr.com/photos/129392105@N02/24160106169>). La alta actividad acústica y agresiva respuesta a “play-back” fue también percatada en otro registro en Bordoncillo, el 24 de febrero de 2016 por BCJ.

Durante esa observación los individuos observados vocalizaron constantemente desde el interior del sotobosque, y se logró obtener un registro fotográfico (<https://www.flickr.com/photos/129392105@N02/24614161644/>). Tal vez el hecho que no sigan bandadas mixtas durante los registros de enero y febrero (2016), en combinación con los registros de juvenil en mayo (2013) dentro de bandada mixta, dejaría abierta la posibilidad de hipotetizar que esta especie abandona la bandada mixta durante los tiempos de reproducción, y cuando el juvenil puede estar más activo se vuelven a unir a la bandada. Esta hipótesis debe comprobarse con mayor despliegue en el monitoreo de la biología reproductiva de la especie, así como otros aspectos de la historia de vida aún desconocida (Sanabria-Mejía & Díaz-Jaramillo 2016).

El páramo de Bordoncillo constituye uno de los ecosistemas más vulnerables y estratégicos en la región andina en el sur de Colombia. A pesar de la poca idoneidad de hábitat para *D. remseni* y *B. wetmorei* allí, los registros recientes apoyan la consideración de proponer el valle de Sibundoy como un Área de Importancia para la Conservación de las Aves - AICA (Gutiérrez-Zamora *et al.* 2013), e incentivar la protección y generación de conocimiento de la vecina AICA Laguna de La Cocha (Acevedo-Charry 2014). Aunque esta región se ubica dentro de una de las zonas que registran mayor aumento en cobertura boscosa en Colombia entre 2001-2010 (Sanchez-Cuervo & Aide 2013), otras amenazas futuras necesitarán mayor atención en cuanto al manejo y conservación de la biodiversidad mediante la implementación de iniciativas de educación ambiental y apropiación por los recursos naturales. Por ejemplo, las porciones de ecotonos entre el bosque y el páramo del Bordoncillo están bajo la influencia de la vía nacional entre los departamentos de Nariño y Putumayo, que adicionalmente es un tramo ambiental estratégico

en megaproyectos como la iniciativa para la Integración de la Infraestructura Regional Suramericana (IIRSA) o Corredor Multimodal Tumaco – Puerto Asís – Belém Do Pará, que busca incrementar el desarrollo comercial y el flujo de productos por esta vía. Este tipo de megaproyectos requieren una evaluación crítica de sus impactos ambientales, partiendo de monitoreo estructurado y análisis constante de las dinámicas de la biota a afectarse.

Consideraciones finales.- Nuestros modelos de distribución para *D. remseni* y *B. wetmorei* contribuyen a la ya existente literatura sobre su rareza y condición de amenaza (Renjifo *et al.* 2014). Nuestro análisis de la disponibilidad de hábitat y probabilidad de presencia confirma las categorías de amenaza propuestas para estas especies. Aunque las recientes observaciones de campo confirman la presencia de estas especies en áreas identificadas con idoneidad de hábitat por los modelos (*e.g.*, Bordoncillo), recomendamos exploraciones ornitológicas en otras áreas que identificamos como prioritarias (*e.g.*, Parques Naturales Nacionales de Ecuador y Colombia). Esas exploraciones servirán para complementar información sobre la distribución e historias de vida de estas aves, lo cual es fundamental para mejorar nuestro conocimiento y así poder diseñar mejores estrategias de conservación. Opciones que involucren la comunidad local usando ciencia ciudadana incentivarán el conocimiento y apropiación necesario para conservar estas, y muchas otras especies.

Agradecimientos

A la comunidad del valle de Sibundoy por su hospitalidad, apoyo, entusiasmo y amistad. En particular a los vecinos del páramo de Bordoncillo -Quilinsayaco, por su apoyo y hospitalidad para seguir visitando el subpáramo de Putumayo. Agradecemos a CORPOAMAZONIA por apoyar

el proyecto I 06-086 1-02- 04 10-12 “Establecimiento de Áreas de Importancia para la Conservación de las Aves en el departamento de Putumayo. Fase II”, y esperamos que el apoyo continúe para fomentar el conocimiento y apropiado de la biodiversidad bajo su jurisdicción. D. Carantón, J. F. Freile, P.Y. Henry, N. Krabbe, J. P. López y D. Riaño Cortés proporcionaron valiosa y pertinente bibliografía de referencia, así como algunos registros de las especies. En especial les agradecemos a los observadores de aves que reportan sus registros en la plataforma en línea eBird y los repositorios acústicos Macaulay Library y Xeno-Canto. A la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad – CONABIO por compartir los videos del Curso Modelado de distribución geográfica de especies a través de su cuenta biodiversidadmexico en YouTube. M. Robbins, A. Gutiérrez y un revisor anónimo suministraron sugerencias en una versión inicial del manuscrito, y por su parte N. Correa aclaró algunas dudas durante la realización de los modelos. Agradecemos los pertinentes comentarios de J. F. Freile como evaluador, y su disposición para apoyar la publicación. Por último, también agradecemos la paciencia, buen consejo y gran labor de los editores F. G. Stiles, A. M. Cuervo y N. Ocampo-Peñuela, y a T. L. Celeita por su apoyo en el proceso editorial.

Literatura citada

- ACEVEDO-CHARRY, O.A. 2014. Aves de Quindicocha-Valle de Sibundoy, Putumayo-Colombia: Potencial Área de Importancia para Aves. *Universitas Scientiarum* 19 (1): 29-41. doi: 10.11144/Javeriana.SC19-1.aqvs
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E. 2013. Knowledge of Colombian biodiversity: published and index. *Biodiversity and Conservation* 22(12): 2875-2906.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E., & O. BAENA-TOVAR. 2006. Primer registro del azulejo de Wetmore (*Buthraupis wetmorei*, Thraupidae) para el Quindío, Andes centrales de Colombia. *Ornitología Colombiana* 4: 78-71.
- ARBELÁEZ-CORTÉS, E., O.H. MARÍN-GÓMEZ, O. BAENA-TOVAR, & J.C. OSPINA-GONZÁLEZ. 2011. Aves, Finca Estrella de Agua – Páramo de Frontino, municipality of Salento, Quindío, Colombia. *CheckList* 7 (1): 64-70
- BERV, J. S. & R.O. PRUM. 2014. A comprehensive multilocus phylogeny of the Neotropical cotingas (Cotingidae, Aves) with a comparative evolutionary analysis of breeding system and plumage dimorphism and a revised phylogenetic classification. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 81: 120-136.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015a. Species factsheet: *Doliornis remseni*. Download from <http://www.birdlife.org> on 28/03/2015
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015b. Species factsheet: *Buthraupis wetmorei*. Download from <http://www.birdlife.org> on 28/03/2015
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015c. Important Bird Area factsheet: Reserva Ecológica Cayambe-Coca. Download from <http://www.birdlife.org> on 28/05/2015
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015d. Important Bird Area factsheet: Parque Nacional Sangay. Download from <http://www.birdlife.org> on 25/05/2015
- BURNS, K. J., A. J. SHULTZ, P. O. TITLE, N. A. MASON, F. K. BARKER, J. KLICKA, S. M. LANYON, & I.J. LOVETTE. 2014. Phylogenetics and diversification of tanagers (Passeriformes: Thraupidae), the largest radiation of Neotropical songbirds. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 75: 41-77.
- CRESSWELL, W., R. MELLANBY, S. BRIGHT, P. CATRY, J. CHAVEZ, J.F. FREILE, A. GABELA, M. HUGHES, H. MARTINEAU, R. MACLEOD, F. MCPHEE, N. ANDERSON, S. HOLT, S. BARABAS, C. CHAPEL, & T. SANCHEZ. 1999. Birds of the Guandera Biological Reserve, Carchi province, north-east Ecuador. *Cotinga* 11: 55-63.
- ELITH, J., S. J. PHILLIPS, T. HASTIE, M. DUDÍK, Y. E. CHEE, & C. J. YATES. 2011. A statistical explanation of MaxEnt for ecologists. *Diversity and Distributions* 17: 43-57.
- FREILE, J. F. & T. SANTANDER. 2005. Áreas importantes para la conservación de las Aves en Ecuador; Pags 283-370 en: BirdLife International and Conservation International (Eds). *Áreas Importantes para la Conservación de las Aves en los Andes Tropicales: sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad*. Quito, BirdLife International, Serie de Conservación No 14.
- GRANIZO, T., C. PACHECO, M. B. RIBADENEIRA, M. GUERRERO, L. SUÁREZ (EDS). 2002. Libro rojo de las aves del Ecuador. SIMBIOE, Conservation International, EcoCiencia, Ministerio del Ambiente, UICN. Serie de Libros Rojos del Ecuador, tomo 2. Quito, Ecuador.
- GUTIÉRREZ-ZAMORA, E. A., J. J. MUESES-CISNEROS, M. C. RAMÍREZ-ENRIQUEZ, & I. V. PERDOMO-CASTILLO. 2013. Aves del valle de Sibundoy, alto Putumayo, Colombia – Guía de Campo. Corporación para el Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonia – CORPOAMAZONIA. Mocoa,

- Putumayo, Colombia.
- HELMAYR, C. E. 1936. Catalogue of birds of the Americas. Part IX. Field Museum of Natural History, Zoological Series 13.
- HENRY, P. – Y. 2008. Notes on geographic distribution: Aves, Cotingidae, *Doliornis remseni*. Filling distribution gap, habitat, and conservation, Ecuador. CheckList 4 (1): 1-4.
- HERZOG, S.K. & G.H. KATTAN. 2012. Patrones de diversidad y endemismo en las Aves de los Andes tropicales. En: Herzog, S.K., R. Martínez, P.M. Jorgensen, H. Tiessen (Eds). Cambio climático y Biodiversidad en los Andes Tropicales. Instituto Interamericano para la Investigación del Cambio Global (IAI), Sao José dos Campos, y Comité Científico sobre Problemas del Medio Ambiente (SCOPE), París, Francia, pp. 287-305.
- HILTY, S. L. & W. L. BROWN. 1986. A guide to the Birds of Colombia. Princeton University Press, Nueva Jersey.
- HILTY, S. L. & J. R. SILLIMAN. 1983. Puracé National Park, Colombia. American Birds 37 (3): 247-256.
- JIGUET, F., M. BARBET-MASSIN, & P.-Y. HENRY. 2010. Predicting potential distributions of two rare allopatric sister species, the globally threatened *Doliornis* cotingas in the Andes. Journal of Field Ornithology 81 (4): 325-339.
- KRABBE, N. 1991. Avifauna of the temperate zone of the Ecuadorian Andes. Zoological Museum of Copenhagen. Technical report.
- KRABBE, N., & J. NILSSON. 2003. Birds of Ecuador: Sounds and photographs. Bird Songs International, Westerland, Netherlands.
- KRABBE, N., B. O. POULSEN, A. FRØLANDER, & O. RODRÍGUEZ-BARAHONA. 1997. Range extensions of cloud forest birds from the high Andes of Ecuador: new sites for rare or little-recorded species. Bulletin of the British Ornithologists' Club. 117 (4): 248-256.
- LEAL, C.A., H.S. MENESES, O. GEREDA, A.M. CUERVO, & E. BONACCORSO. 2011. Ampliación de la distribución conocida y descripción del plumaje juvenil del azulejo de Wetmore (*Buthraupis wetmorei*, Thraupidae). Ornitología Colombiana 11: 91-97.
- MOORE, R. T. 1934. A new genus and species of tanager from Ecuador. Auk 51:1-7.
- MOORE, J. V., N. K. KRABBE, & O. JAHN. 2013. Bird Sounds of Ecuador. A Comprehensive collection. San José, California: J.V. Moore Nature Recordings.
- PARKER, T. A., III, T. S. SCHULENBERG, G. R. GRAVES, & M. J. BRAUN. 1985. The avifauna of the Huancabamba region, northern Peru. Ornithological Monographs 36: 169-197.
- PHILLIPS, S. J. & M. DUDÍK. 2008. Modeling of species distributions with Maxent: new extensions and a comprehensive evaluation. Ecography 31: 161-175.
- PHILLIPS, S. J., R. P. ANDERSON, & R. E. SCHAPIRE. 2006. Maximum entropy modelling of species geographic distributions. Ecological Modelling 190:231-259.
- RAHBEK, C., H. BLOCK, M. K. POULSEN, & J. F. RASMUSSEN. 1995. The Avifauna of the Podocarpus National Park – The "Andean jewel in the crown" of Ecuador's protected areas. Ornitología Neotropical 6: 113-120.
- REMSEN, J. V. JR., J. I. ARETA, C. D. CADENA, A. JARAMILLO, M. NORES, J. F. PACHECO, J. PÉREZ-EMÁN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ, & K. J. ZIMMER. Version [16 June 2015]. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Union.
- RENJIFO, L. M. 1994. First record of the Bay-vented Cotinga *Doliornis sclateri* in Colombia. Bulletin of the British Ornithologists' Club. 114: 101-103.
- RENJIFO, L. M. 2014. *Doliornis remseni*, en: Renjifo, L. M., M. F. Gómez, J. Velásquez-Tibatá, A. M. Amaya-Villareal, G. H. Kattan, J. D. Amaya-Espinel, & J. Burbano-Girón. 2014. Libro rojo de aves de Colombia, Volumen I: Bosques húmedos de los Andes y la costa Pacífica. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- RENJIFO, L. M., M. F. GÓMEZ, J. VELÁSQUEZ-TIBATÁ, A. M. AMAYA-VILLAREAL, G. H. KATTAN, J. D. AMAYA-ESPINEL, & J. BURBANO-GIRÓN. 2014. Libro rojo de aves de Colombia, Volumen I: Bosques húmedos de los Andes y la costa Pacífica. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- ROBBINS, M. B., G. H. ROSENBERG, & F. SORNOZA MOLINA. 1994a. A new species of Cotinga (Cotingidae: *Doliornis*) from the Ecuadorian Andes, with comments on plumage sequences in *Doliornis* and *Ampelion*. Auk 111 (1): 1-7.
- ROBBINS, M. B., N. KRABBE, G. H. ROSENBERG, & F. SORNOZA MOLINA. 1994b. The Tree Line Avifauna at Cerro Mongus, Prov. Carchi, Northeastern Ecuador. Proceedings of the Academy of Natural Science of Philadelphia 145: 209-216.
- RODRÍGUEZ-PINILLA, Q. 2003. Estudio de la comunidad aviaria en la Reserva Natural Semillas de Agua Páramo de los Valles. Cajamarca. Tolima. Aleteo 9: 1-15.
- SANABRIA-MEJÍA, J. & C. DÍAZ-JARAMILLO. 2014. *Buthraupis wetmorei*, en: Renjifo, L. M., M. F. Gómez, J. Velásquez-Tibatá, A. M. Amaya-Villareal, G. H. Kattan, J. D. Amaya-Espinel, & J. Burbano-Girón. 2014. Libro rojo de aves de Colombia, Volumen I: Bosques húmedos de los Andes y la costa Pacífica. Editorial Pontificia Universidad Javeriana e Instituto Alexander von Humboldt. Bogotá D.C., Colombia.
- SANCHEZ-CUERVO, A. M. & T. M. AIDE. 2013. Identifying hotspots of deforestation and reforestation in Colombia (2001-2010): implications for protected areas. Ecosphere 4(11):1-21.
- SEDANO, R. E. & K. J. BURNS. 2010. Are the Northern Andes a

- species pump for Neotropical birds? Phylogenetics and biogeography of a clade of Neotropical tanagers (Aves: Thraupini). *Journal of Biogeography* 37: 325-343.
- SORIA-ROBALINO A. F. 2012. *Doliornis remseni* Chesnut-bellied Cotinga – cotinga cresticastaña. *Boletín SAO* 21: evF&|1_2012.
- SUÁREZ-SANABRIA, N. & C. D. CADENA. 2014. Diversidad y estructura de la avifauna del Valle de Lagunillas, Parque Nacional Natural El Cocuy, Colombia. *Ornitología Colombiana* 14: 48-61.
- SULLIVAN, B. L., C. L. WOOD, M. J. ILIFF, R. E. BONNEY, D. FINK, & S. KELLING. 2009. eBird: A citizen-based bird observation network in the biological sciences. *Biological Conservation* 142 (10): 2282-2292.
- STATTERSFIELD, A. J., M. J. CROSBY, A. J. LONG, & D. C. WEGE. 1998. Endemic Bird Areas of the World. Priorities for biodiversity conservation. BirdLife Conservation Series 7. Cambridge: BirdLife International.
- STREWE, R. & S. KREFT. 1999. First records of Masked Mountain-tanager (*Buthraupis wetmorei*) and Black-Backed Bush-tanager (*Urothraupis stolzmanni*) (Thraupidae) for Nariño, southwestern Colombia. *Ornitología Neotropical* 10: 111-113.
- TINOCO, B. A., P. X. ASTUDILLO, S. C. LATTA, & C. H. GRAHAM. 2009. Distribution, ecology and conservation of an endangered Andean hummingbird: the Violet-throated Metaltail (*Metallura baroni*). *Bird Conservation International* 19: 63-76.
- WIENS, J. J., & C. H. GRAHAM. 2005. Niche conservatism: integrating evolution, ecology, and conservation biology. *Annual Reviews of Ecology, Evolution, and Systematics* 36: 519-539.

Recibido: 28 de septiembre de 2014 *Aceptado:* 11 de septiembre de 2017

Editor Asociado:

Natalia Ocampo-Peñuela

Evalúadores:

Juan Freile / Andrés M Cuervo

Citación: ACEVEDO-CHARRY, O. A., & B. CORAL-JARAMILLO. 2017. Anotaciones sobre la distribución de *Doliornis remseni* (Cotingidae) y *Buthraupis wetmorei* (Thraupidae). *Ornitología Colombiana* 16:eNB04.

Anexo 1. Registros usados en el modelamiento con MaxEnt para realizar la proyección del mapa potencial de distribución de dos especies amenazadas en los altos Andes (*Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*). Las referencias siguen citas bibliográficas que están en el texto principal, u observaciones personales de D. Carantón, J.F. Freile y N. Krabbe, así como otras compartidas en la plataforma eBird (Sullivan et al. 2009). * El número entre paréntesis indica el orden cronológico de registro de localidades para cada especie. Siglas de los museos: ANSP: Academy of Natural Science of Philadelphia; KU: Kansas University Ornithology Collection; MECN: Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales; MLZ: Moore Lab of Zoology del Occidental College; LSUMNS: Louisiana State University Museum of Natural Science; USNM: United States National Museum – Smithsonian; ZMUC: Zoological Museum, University of Copenhagen.

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Doliornis remseni</i>	4.6113920 (4°36'41.0"N)	-75.4581940 (75°27'29.5"W)	(2) Colombia; Quindío; Reserva Natural Cañón del Quindío	3520 m; Renjifo (1994), Renjifo <i>et al.</i> (2002), Jiguet <i>et al.</i> (2010), Renjifo (2014); agosto 1989.
<i>Doliornis remseni</i>	4.6044530 (4°36'16.03"N)	-75.4573610 (75°27'26.5"W)	(2) Colombia; borde entre Quindío y Tolima; Reserva Natural Cañón del Quindío	3620 m; Renjifo (1994), Renjifo <i>et al.</i> (2002), Jiguet <i>et al.</i> (2010), Renjifo (2014); octubre 1989.
<i>Doliornis remseni</i>	1.1515310 (1°9'5.51"N)	-77.0960140 (77°5'45.7"W)	(11) Colombia; borde entre Putumayo y Nariño; oeste al Valle de Sibundoy, páramo Quilinsayaco-Bordoncillo	3350 m; Acevedo-Charry (2014); mayo 2013; B. Coral-Jaramillo observación, abril 2015.
<i>Doliornis remseni</i>	0.6050736 (0°36'18.27"N)	-77.7010317 (77°42'3.7"W)	(7) Ecuador; Carchi; Estación Biológica Guandera	ca. 3600-3700 m; Cresswell <i>et al.</i> (1999), Jiguet <i>et al.</i> (2010); W. Rockey eBird-2007, G. Perón eBird-2013; J. Freile observaciones personales.
<i>Doliornis remseni</i>	0.4500000 (0°27'N)	-77.8670000 (77°52'W)	(5) Ecuador; Carchi; Cerro Mongus, vertiente oeste, 3 km sur este de Impueran	3550-3650 m; Robbins <i>et al.</i> (1994), seis especímenes originalmente en ANSP de marzo (3), junio (2) y octubre (1) de 1992, dos se encuentran en KU; Jiguet <i>et al.</i> (2010); D. Brinkhuizen The Internet Bird Collection-2012; J. Nilsson dos grabaciones en Xeno-Canto de enero 2014 (XC165648, 165650); J. F. Freile observaciones personales.
<i>Doliornis remseni</i>	-0.0166667 (0°1'S)	-78.0666667 (78°4'W)	(3) Ecuador; Pichincha; Parque Nacional Cayambe-Coca	Freile & Santander (2005), Jiguet <i>et al.</i> (2010); 1990; no hay muchos detalles sobre este registro, se ajustaron coordenadas aproximadas de Jiguet <i>et al.</i> (2010), inmersas en el Área de Importancia para la Conservación de las Aves EC049 (BirdLife 2015c).

Distribución de *Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Doliornis remseni</i>	-0.6500000 (0°39'S)	-78.5166667 (78°31'W)	(4) Ecuador; Cotopaxi; entrada al Parque Nacional Cotopaxi	ca. 3400-3600 m; Henry (2008), Jiguet <i>et al.</i> (2010); julio 1991; J. F. Freile observaciones personales; fue incluida esta localidad a pesar de no existir registros actuales (Freile & Santander 2015, BirdLife 2015a).
<i>Doliornis remseni</i>	-1.0986110 (1°5'55"S)	-78.3075000 (78°18'27"W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates; Lago Yanacocha	3390 m; Henry (2008), Jiguet <i>et al.</i> (2010); febrero 2006; J. F. Freile observaciones personales.
<i>Doliornis remseni</i>	-1.3152780 (1°18'55"S)	-78.3575000 (78°21'27"W)	(10) Ecuador; Tungurahua; Parque Nacional Llaganates, quebrada del río Plata	3600 m; Soria-Robalino (2012); a pesar de reportarse en otra provincia, la localidad sigue siendo la 10; Parque Nacional Llaganates.
<i>Doliornis remseni</i>	-2.1000000 (2°6'S)	-78.3333333 (78°23'W)	(9) Ecuador; Chimborazo, Morona-Santiago y Tungurahua; Parque Nacional Sangay	Freile & Santander (2005), Henry (2008), Jiguet <i>et al.</i> (2010); se incluyen las coordenadas reportadas para el AICA EC061 (BirdLife 2015d).
<i>Doliornis remseni</i>	-3.0000000 (3°0'S)	-78.6500000 (78°39'W)	(8) Ecuador; Morona-Santiago; sendero Gualaceo-Limón	ca. 3500 m; Jiguet <i>et al.</i> (2010), enero 1999; J. F. Freile observaciones personales.
<i>Doliornis remseni</i>	-4.1000000 (4°6'S)	-79.1500000 (79°9'W)	(1) Ecuador; borde entre Loja y Zamora-Chinchipec; Parque Nacional Podocarpus	2875-3100 m; Robbins <i>et al.</i> (1994), Rahbek <i>et al.</i> (1995), Jiguet <i>et al.</i> (2010); marzo 1989.
<i>Doliornis remseni</i>	-4.7833333 (4°47'S)	-79.4000000 (79°24'W)	(6) Ecuador-Perú (borde); Zamora-Chinchipec (Ec), "Cajamarca" (Pe); vertiente este de la Cordillera Las Lagunillas	3350 m; Robbins <i>et al.</i> (1994), espécimen en ANSP de octubre 1992; Jiguet <i>et al.</i> (2010). Se usan las coordenadas publicadas, aunque la elevación y coordenadas reportadas se ajustan más al límite entre la Provincia Zamora-Chinchipec de Ecuador y el Departamento Piura, no Cajamarca, de Perú.
<i>Doliornis remseni</i>	-4.789406 (4°47'21.9"S)	-79.391050 (79°23'28"W)	(6) Ecuador; Zamora-Chinchipec; vertiente este de la Cordillera Las Lagunillas	3350 m; J. F. Freile observaciones personales.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	7.3106390 (7°18'38.3"N)	-72.363306 (72°21'47.9"W)	(19) Colombia; Norte de Santander; Parque Nacional Natural Tama, Pico del Águila	3050 m; Leal <i>et al.</i> (2011), diciembre 2009.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	4.6261110 (4°37'34"N)	-75.3247220 (75°19'29"W)	(15) Colombia; Tolima; Ibagué; Parque Nacional Natural Los Nevados, Nevado del Tolima, Sector La Cueva	3500 m; J. Sanabria-M. eBird-2004; D. Carantón observaciones personales en enero 2006.

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	4.6244060 (4°37'N)	-75.431194 (75°25'W)	(16) Colombia; Quindío; Salento; Páramo de Frontino (Cordillera Central), Finca Estrella de Agua	3350 m; Arbeláez-Cortés & Baena- Tovar (2006), Arbeláez-Cortés <i>et al.</i> (2011), noviembre 2005; H. Marín- Gómez eBird-2006.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	4.5859280 (4°15'N)	-75.4410000 (75°33'W)	(14) Colombia; Tolima; Cajamarca; Reserva Natural Semillas de Agua	3200-3800 m; Rodríguez-Pinilla 2003, entre julio de 2000 y marzo de 2002; ni elevación ni fecha exactas son mencionadas para el registro.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	4.2896700 (4°17'22.8"N)	-75.5423400 (75°32'32.4"W)	(22) Colombia; borde entre Tolima y Quindío; Reserva Natural de Aves Loro Coroniazul (Fuertes's Parrot Bird Reserve)	3300 m; O. Cortes eBird-2014.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	4.1237110 (4°07'25.36"N)	-75.7338890 (75°44'02"W)	(17) Colombia; Quindío; Génova; Reserva Natural El Mirador	3400 m; D. Carantón observaciones personales en 2005.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	2.4000000 (2°24'N)	-76.3833300 (76°23'W)	(2) Colombia; Cauca; Arriba de Puracé	ca. 3500 m; Hilty & Brown (1986), Strewe & Kreft (1999); espécimen por M. Carriker en USNM de febrero 1952.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	2.3666667 (2°22'N)	-76.3666667 (76°22'W)	(2) Colombia; Cauca; Parque Nacional Natural Puracé, Páramo cercano a Laguna de San Rafael	ca. 3400 m; Hilty & Brown (1986); dos especímenes en FMNH de octubre 1958, coordenadas ajustadas a información publicada en Hilty & Silliman (1983).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	2.3500000 (2°21'N)	-76.3166667 (76°19'W)	(2) Colombia; Cauca; Km 143 carretera Popayán a Neiva (entendido como el trayecto Popayán – Puracé – La Argentina – La Plata – Neiva)	ca. 3300 m; Hilty & Brown (1986); observación S. Hilty y F. Loetscher en julio 1976. Hay dos vías que pueden entenderse como "carretera Popayán-Neiva", una va por Inza y otra por La Argentina, ambas llegando a La Plata (Huila); según la descripción de Hilty & Silliman (1983), la vía Popayán-Neiva pasaba por el extremo norte del PNN Puracé, y en ese sentido la carretera debe ser la que pasa por La Argentina (Huila), y sobre esta se ajustaron las coordenadas.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	2.3333333 (2°20'N)	-76.4333333 (76°26'W)	(2) Colombia; Cauca; Km 35 carretera Coconuco a Puracé	ca. 3200 m; Hilty & Brown (1986); junio 1980, coordenadas ajustadas a elevación aproximada sobre la vía Coconuco – Puracé en Cauca.

Distribución de *Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	1.2166667 (1°12'89"N)	-77.3500000 (77°20'93"W)	(12) Colombia; Nariño; Pasto; Volcán Galeras	3450 m; Strewe & Kreft (1999), noviembre 1997.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	1.1515310 (1°9'5.51"N)	-77.0960140 (77°5'45.65"W)	(21) Colombia; borde entre Putumayo y Nariño; oeste al Valle de Sibundoy, páramo Quilinsayaco-Bordoncillo	3350 m; Acevedo-Charry (2014); mayo 2013; W. Daza, J. Burbano eBird-2013; B. Coral-Jaramillo observación, abril 2015 y enero 2016.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.61225000 (0°36'44.1"N)	-77.6701389 (77°40'12.5"W)	(11) Ecuador; Carchi; Estación Biológica Guandera	J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.60507360 (0°36'18.27"N)	-77.7010317 (77°42'3.71"W)	(11) Ecuador; Carchi; Estación Biológica Guandera	ca. 3600-3700 m; Cresswell <i>et al.</i> (1999), julio a septiembre 1997; W. Rockey eBird-2007.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.60000000 (0°36'N)	-77.7000000 (77°42'W)	(11) Ecuador; Carchi; Estación Biológica Guandera	J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.48833333 (0°29'18"S)	-77.5866667 (77°3'12"W)	(6) Ecuador; Carchi; Cerro Mongus	J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.45000000 (0°27'S)	-77.8666667 (77°52'W)	(6) Ecuador; Carchi e Imbadura; Cerro Mongus	3300-3600 m; Robbins <i>et al.</i> (1994b); dos especímenes en ANSP de marzo 1992, J. F. Freile observaciones personales, R. Ahlman sonido en Xeno-Canto de octubre 2003 (XC13073).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	0.4361450 (0°26'10.1"S)	-77.8460870 (77°50'45.9"W)	(6) Ecuador; Carchi; Cerro Mongus, borde de páramo (donde el camino en madera de entrada ingresa al páramo)	3500 m; S. Olmstead eBird-2006.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.01666670 (0°01'S)	-78.0666667 (78°04'W)	(18) Ecuador; Pichincha, Imbadura, Napo y Sucumbíos; Parque Nacional Cayambe-Coca	Freile & Santander (2005); D. Brinkhuizen en julio y agosto de 2012 por Aves Ecuador y The Internet Bird Collection enero 2015; W. Price The Internet Bird Collection octubre 2012; se ajustaron coordenadas aproximadas de Jiguet <i>et al.</i> (2010), inmersas en el Área de Importancia para la Conservación de las Aves EC049 (BirdLife 2015c).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.32044300 (0°19'13.6"S)	-78.1923300 (78°11'32.4"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, Papallacta (radio antenas)	4200 m; E. Harper eBird-2013.

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.32500690 (0°19'30.0"S)	-78.1478817 (78°8'52.4"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, arriba de puesto de control	3900 m; M. Reid eBird-1998; S. Olmstead eBird-2007 y The Internet Bird Collection febrero 2007; R. Heselden eBird-2010; B. Schweinhart eBird-2011; J. Feenstra, M. Woodruff, R. Manian y D. Bray eBird-2012; J. Feenstra, K. Hartman, A. Van Keuren y J. Graves eBird-2013; D. Muschalek, J. Hengesbaugh, B. Henderson, J. Sebastiani, M. Henry, N. Goggin, A. Ellicott, H. Davis y F. Rowland eBird-2014; J. F. Vaca, J. Feenstra y F. Rowland eBird-2015.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3305321 (0°19'49.9"S)	-78.1494427 (78°8'58.0"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, N de Papallacta y/o área de Papallacta	3750 m; Moore <i>et al.</i> (2013); C. Thomas, L. Leiker y B. Thomas eBird-2014.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3326006 (0°19'57.4"S)	-78.2011771 (78°12'04.2"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, Pass and Vicinity de Papallacta	3900 m; C. Hesse eBird-2008; D. Sidle eBird-2009; E. Demers, K. Barry eBird-2010; J. Lowry eBird-2011; M. Wilson eBird-2013; K. Kocab eBird-2014.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3438500 (0°20'37.9"S)	-78.1509100 (78°09'03.3"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, termales Papallacta y vía hacia Cayambe-Coca	3500 m; R. Yuen eBird-2002; S. Olmstead y R. Ahlman eBird-2007; R. Ahlman eBird-2008; R. Ahlman y N. Voaden eBird-2009; K. Chiasson, H. Youth, R. Gelis y G. Real eBird-2010; J. Sipiora eBird-2012; F. Rowland, K. Gorla-H. y J. Hendickson eBird-2013; R. Ahlman, C. Wood, N. Athanas, J. Leonard, D. Johnson y N. Strycker eBird-2015.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3525000 (0°21'09.0"S)	-78.1508333 (78°09'03.0"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, arriba de termales Papallacta	3400-3500 m; R. Ahlman eBird-2009, 2010, 2011, 2012, 2013 y grabación en Xeno-Canto de diciembre 2009 (XC43529); R. Furnish, M. Mullis y A. Vasquez eBird-2014; D. Jumbo eBird-2015.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3570000 (0°21'25.2"S)	-78.1366667 (78°08'12.0"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, área de turismo, termales de Papallacta, parroquia	3800 m; S. Shadick eBird-2012.

Distribución de *Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3623590 (0°21'44.5"S)	-78.1492066 (78°08'57.1"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, resort Termales Papallacta	3350 m; G. Cyr eBird-2010.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3666667 (0°22'S)	-78.1666667 (78°10'W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca	J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3697809 (0°22'11.2"S)	-78.1477105 (78°08'51.8"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, arriba de Papallacta	3300 m; J. Trimble eBird-2010.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3709576 (0°22'15.4"S)	-78.0815987 (78°04'53.8"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, Guango Lodge	2900 m; R. Keller, C. Drasher y C. Drasher eBird-2012
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3773440 (0°22'38.4"S)	-78.1801915 (78°10'48.7"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, Papallacta: arriba del pueblo, abajo del paso	3480 m; W. Buskirk eBird-2013.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-0.3782700 (0°22'41.8"S)	-78.1612500 (78°09'40.5"W)	(18) Ecuador; Napo; Parque Nacional Cayambe-Coca, Laguna Papallacta	3350 m; J. Arias eBird-2015.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.0971390 (1°5'49.7"S)	-78.3043450 (78°18'15.6"W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates, 0.2 km sureste del Lago Yanacocha	3400 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997), espécimen en MECN
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.0986110 (1°5'55"S)	-78.3075000 (78°18'27"W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates, Lago Yanacocha	3350-3450 m; Henry (2008); febrero 2006.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.1333333 (1°7'60"S)	-78.3166667 (78°19'W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates, norte del Lago Aucacocha	ca. 3500 m; J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.1406810 (1°8'26.5"S)	-78.3213030 (78°19'17"W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates, 1.2 km norte del Lago Aucacocha	3600 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997), espécimen en MECN
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.2658060 (1°15'57"S)	-78.4457500 (78°26'44.7"W)	(10) Ecuador; Tunguragua; Parque Nacional Llaganates	ca. 3200 m; J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-1.9837310 (1°59'S)	-78.3734100 (78°22'W)	(1) Ecuador; Morona-Santiago; Parque Nacional Sangay, valle Culebrillas	ca. 3100 m; Moore (1934), tres especímenes en MLZ colectados en julio y agosto 1929; grabación de audio en Krabbe & Nilsson (2003).

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.1870000 (2°11'13.2"S)	-78.4970000 (78°29'49.2"W)	(1) Ecuador; Morona-Santiago; Parque Nacional Sangay, quebrada Galgalán	3365 m; N. Krabbe cuatro grabaciones en Xeno-Canto de mayo 1993 (XC242273, 242274, 242275, 242276).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.7709072 (2°46'15.3"S)	-78.6895752 (78°41'22.5"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; sendero Cuenca-Macas (transversal Austral # 40)	2600 m; B. Self eBird-2000
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.9219360 (2°55'19"S)	-78.7728420 (78°46'22.2"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; sendero "Gualacero" (debe corresponder a Gualaceo)	ca. 3100 m; Grabación de video en Macaulay Library de febrero 1996
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.9740000 (2°58'26.4"S)	-78.6280000 (78°37'40.8"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; sendero Gualaceo-Limón	3100-3350 m; Dos grabaciones de audio en Macaulay Library de marzo 2002, otra grabación en Xeno-Canto (XC76289); J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.9773788 (2°58'38.6"S)	-78.6910458 (78°41'27.8"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; sendero Gualaceo, vía de paso y Ugchucai en Azuay	3200 m; R. Hoyer y H. Herlyn eBird-1992.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-2.9843245 (2°59'03.6"S)	-78.6780310 (78°40'40.9"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; vía Cuenca-Macas; borde Lago Mailas	3300 m; J. Aguilar eBird-2013.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-3.0000000 (3°0'S)	-78.6500000 (78°39'W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; Cordillera Zapote-Nayda	3300 m; Grabación de audio en Macaulay Library de febrero 1989.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-3.0180412 (3°01'05.0"S)	-78.5811710 (78°34'52.2"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; área general de sendero Gualaceo-Limón	2500 m; L. Macaulay eBird-2002.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-3.0298864 (3°01'47.6"S)	-78.6488914 (78°38'56.0"W)	(4) Ecuador; borde entre Azuay y Morona-Santiago; Sendero Gualaceo-Limón (áreas por encima de 2500 m)	3280-3800 m; dos especímenes de 1984 en ZMUC (Krabbe 1991); grabación acústica en Krabbe & Nilsson (2003); M. Reid eBird-1997; A. Vilag, L. Seitz e I. Davies eBird-2011.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-3.2666670 (3°16'S)	-78.9040000 (78°54'W)	(8) Ecuador; Morona-Santiago; Páramos de Matanga	3100-3300 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997), Krabbe & Nilsson (2003), grabación de N. Krabbe en Xeno-Canto de noviembre 1992 (XC242272), espécimen en MECN

Distribución de *Doliornis remseni* y *Buthraupis wetmorei*

Especie	Latitud decimal (geográfica)	Longitud decimal (geográfica)	Localidad*	Elevación; referencia(s) bibliográfica(s), observaciones adicionales (fecha de registro)
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-3.6778059 (3°40'40.1"S)	-79.2305660 (79°13'50.0"W)	(20) Ecuador; Loja; cresta de montaña en bosques de Acanama	3250 m; R. Ahlman eBird-2013.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.1167080 (4°07'00.1"S)	-79.1737520 (79°10'25.5"W)	(5) Ecuador; Loja; Parque Nacional Podocarpus, sector Cajanuma	2800 m; N. P. Dreyer eBird-1992; T. Perkins eBird-2002; P. Colasanti eBird -2007.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.1178000 (4°06'S)	-79.1759000 (79°09'W)	(5) Ecuador; Loja; Parque Nacional Podocarpus, sector Cajanuma	3100 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997), Rahbek <i>et al.</i> (1995); N. Athanas grabación sonido de septiembre 2001: The Internet Bird Collection y Xeno-Canto (XC5521).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.3747960 (4°22'29.3"S)	-79.1115640 (79°06'41.6"W)	(9) Ecuador; Zamora- Chinchipec; Cerro Toledo	3150 m; R. Ahlman eBird-2013.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.3834940 (4°23'S)	-79.1000000 (79°06'W)	(9) Ecuador; Zamora- Chinchipec; Cerro Toledo	3150-3350 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.3902290 (4°23'24.8"S)	-79.1259380 (79°07'33.4"W)	(9) Ecuador; Zamora- Chinchipec; Cerro Toledo	3000 m; F. Rowland eBird-2009.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.4830000 (4°29'S)	-79.1670000 (79°10'W)	(13) Ecuador; Zamora- Chinchipec; Reserva Tapichalaca, páramo	3200 m; N. Krabbe grabación en Xeno-Canto de enero 2004 (XC250553).
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.4948840 (4°29'41.6"S)	-79.1325470 (79°07'57.2"W)	(13) Ecuador; Zamora- Chinchipec; Reserva Tapichalaca, páramo	3200 m; B. Winger eBird-2007.
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-4.7913320 (4°47'S)	-79.3646190 (79°24'W)	(7) Ecuador; Zamora- Chinchipec, vertiente este de la Cordillera Las Lagunillas, ca. 25 km sobre la vía sur-sureste de Jimbura	3250-3300 m; Krabbe <i>et al.</i> (1997); tres especímenes originalmente de ANSP de octubre 1992, uno se encuentra en KU; J. F. Freile observaciones personales
<i>Buthraupis wetmorei</i>	-5.1394440 (5°8'22"S)	-79.4000000 (79°24'00"W)	(3) Perú; Piura; norte de Huancabamba y este de Sapalache, cerro Chinguela	2900 m; Parker <i>et al.</i> (1985), julio 1980; coordenadas ajustadas con GoogleEarth © a partir de la información dada por Parker <i>et al.</i> (1985); espécimen (1) de julio 1980 en LSMNS

Primer registro de *Mitu salvini* en la cuenca del Nangaritzza, Cordillera del Cóndor, sureste del Ecuador

First record of *Mitu salvini* in Nangaritzza watershed, Cordillera del Cóndor, southeast of Ecuador

Leonardo Ordóñez-Delgado, Ivonne González & Rodrigo Cisneros

Departamento de Ciencias Biológicas, Universidad Técnica Particular de Loja. San Cayetano Alto CP: 1101608. Loja, Ecuador.
✉ lyordonez2@utpl.edu.ec

Resumen

El Pavón de Salvin (*Mitu salvini*) es un crácido que en Ecuador habita las zonas boscosas del este. Es raro y enfrenta fuertes presiones por cacería y pérdida de hábitat. Presentamos las primeras evidencias fotográficas y de video de presencia la especie en la cuenca del Nangaritzza, cordillera del Cóndor, sureste del Ecuador, ampliando su distribución en al menos 200 km hacia el sureste del país.

Palabras clave: Amazonia, Cracidae, Ecuador, extensión de rango, nuevo registro, paujil

Abstract

The Salvin's Curassow (*Mitu salvini*), is a cracid that occurs, in Ecuador, in the Eastern forest lowlands. It is considered rare and currently faces strong pressure from hunting and habitat loss. We present the first photographic and video evidence of the species' occurrence in the Nangaritzza valley, cordillera del Condor, southeast Ecuador. This record extends its distribution 200 km southwards in Ecuador.

Key words: Amazonia, Cracidae, Ecuador, new record, range extension, Salvins's Curassow

El Pavón de Salvin (*Mitu salvini*, - Cracidae) se distribuye en la Amazonía sureste de Colombia, este de Ecuador y noreste de Perú (Strahl *et al.* 1994, del Hoyo & Kirwan 2016). En Ecuador se considera una especie rara; habita en bosques remotos de várzea y tierra firme (Ridgely & Greenfield 2001; McMullan & Navarrete 2017). Vive solitaria, en parejas o en pequeños grupos, principalmente en el suelo (Franco-M & Santamaría 1997). Según BirdLife International (2012) la especie no está amenazada a nivel global, aunque sus poblaciones están decreciendo. En Ecuador se considera Vulnerable (VU), principalmente por su sensibilidad a la alteración de sus hábitats y la significativa disminución de sus poblaciones por cacería intensiva (Pacheco 2002). Actualmente es muy escasa cerca de asentamientos humanos (Ridgely & Greenfield 2001).

McMullan & Navarrete (2017) proponen que la distribución actual de *Mitu salvini* en Ecuador se ubica bajo los 350 msnm; Ridgely & Greenfield (2001) sugieren un rango actual un poco superior (400 msnm) e indican que existen algunos registros históricos de entre 700 y 900 msnm en los valles de los ríos Santiago y Zamora (Festa 1900, Chapman 1926, Ridgely & Greenfield 2001). Adicionalmente, la especie cuenta además con registros a 950 msnm en la Reserva Biológica Río Bigal (Herve 2014) y a 1.100 m de altitud, en la ladera oriental de la cordillera del Kutukú en la provincia de Morona Santiago (Krabbe & Nilsson 2003) (Fig. 1).

En julio de 2014 obtuvimos un registro de *Mitu salvini* durante una expedición de evaluación de la biodiversidad de la cuenca del Nangaritzza, provincia de Zamora Chinchipe, en el área de

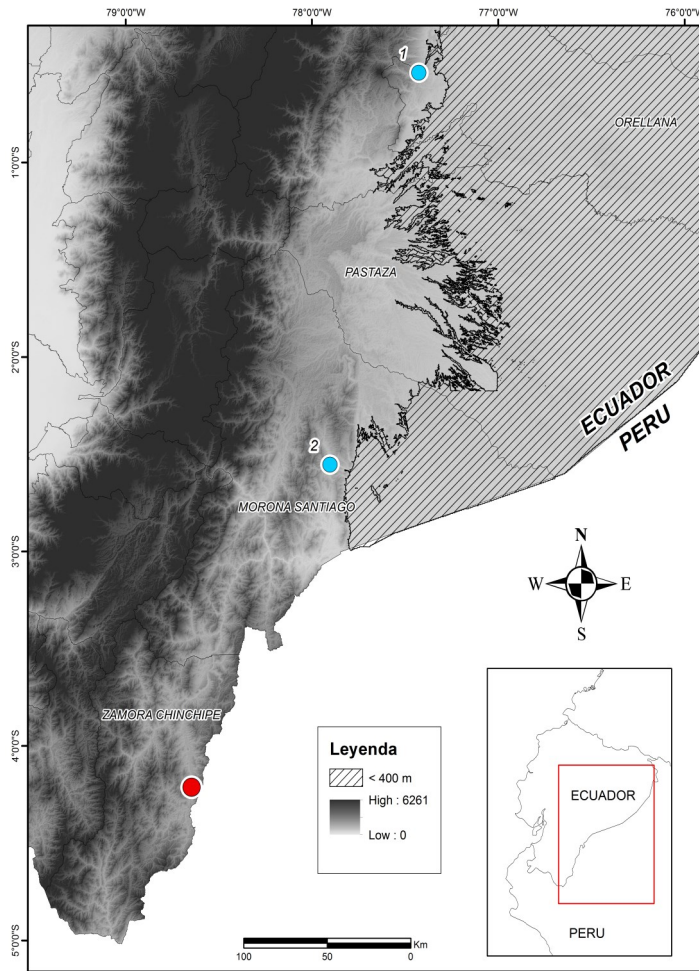


Figura 1. Distribución actual de *Mitu salvini* en Ecuador (área con tramado) en base a Ridgely & Greenfield 2006 y McMullan & Navarrete 2017. Los puntos azules (1) Herve (2014) (2) Krabbe & Nilsson (2003) corresponden a registros fuera de su área de distribución (ver texto); y, el punto rojo corresponde al registro logrado en la cuenca del Nangaritza reportado en este trabajo.

conservación privada Maycú (4°12'S, 78°38'O, 900 msnm) en el sureste de Ecuador (Fig. 1). En esta expedición realizamos un muestreo por fototrampeo, con un esfuerzo total de 2.000 días/cámara, entre el 17 julio y 24 de octubre de 2014. Empleamos 20 cámaras trampa Moultrie modelo 990i HD, activadas las 24 horas del día. Ubicamos las cámaras en una grilla de 500 x 500 m, cubriendo un área de muestreo aproximada de 5 km².

Un individuo de la especie fue registrado el 22 de julio de 2014 a las 11:40 en cuatro videos HD consecutivos, con una duración de 30 segundos cada uno (Fig. 2). Los videos han sido depositados en el archivo audio visual del Museo de Colecciones Biológicas de la Universidad Técnica Particular de Loja con el código (MUTPL-M-V-0002) y en el repositorio en línea The Internet Bird Collection (hbw.com/ibc/1411948 Ordóñez-Delgado 2017).

El registro se logró al interior de un bosque denso premontano (Sierra *et al.* 1999), en el flanco oriental del río Nangaritza a 900 msnm. Este bosque posee árboles de entre 5 y 25 m de alto, y se considera un tipo de vegetación de transición entre las tierras bajas y las partes más elevadas de la cordillera del Cóndor. Algunas especies características del sitio son *Clarisia racemosa* (Moraceae), *Dacryodes cupularis* (Burseraceae), *Miconia punctata* (Melastomataceae), *Nectandra cissiflora* (Lauraceae), *Weinmannia elliptica* (Cunnoniaceae) y *Wettinia maynensis* (Aracaceae) (Jadán y Aguirre 2011).

La cuenca hidrográfica del río Nangaritza forma parte del piedemonte occidental de la cordillera del Cóndor, un sistema montañoso separado de la cordillera oriental de los Andes que tiene gran relevancia biológica por sus significativos niveles de diversidad y endemismo (Schulenberg & Awbrey 1997, Neill 2005, Jadán & Aguirre 2011). Nangaritza ha sido objeto de estudios ornitológicos desde hace varias décadas (Marín *et al.* 1992, Krabbe & Sornoza-Molina 1994, Schulenberg & Awbrey 1997, Balchin & Toyne 1998, Ágreda *et al.* 2005, Loaiza *et al.* 2005, Krabbe & Ahlman 2009). Una revisión reciente de registros ornitológicos en el valle del Nangaritza (Freile *et al.* 2014) documenta 535 especies, entre las que constan cuatro de la familia Cracidae (*Chamaepetes goudotii*, *Pipile cumanensis*, *Aburria aburri*, *Ortalis guttata*). Estos registros no



Figura 2. Fotografía extraída del video del individuo de *Mitu salvini* registrado dentro de la Reserva Maycú, Nangaritza, Zamora Chinchipe. (Video completo: hbw.com/ibc/1411948)

incluyen a *Mitu salvini*, por lo que el inventario de aves de esta cuenca todavía es incompleto.

El registro de *Mitu salvini* en Nangaritza se ubica a 200 km del punto de registro documentado más cercano en Ecuador, el mismo que se ubica en la Cordillera de Kutukú (Krabbe & Nilsson 2003). Sin embargo, por falta de detalle e información, no se puede establecer la distancia exacta hacia los registros de especímenes antiguos mencionados por Festa (1900) y Chapman (1926), los mismos que se encontrarían cerca de la unión de los ríos Zamora y Santiago. De todas maneras, por más de 100 años no se ha logrado evidencia documentada de que la especie aún se presente en los valles de estos ríos.

Este registro se constituye en el más austral para la especie en Ecuador y evidencia su presencia

por primera vez en la cordillera del Cóndor. Además corrobora que esta especie ocupó, al menos históricamente, la confluencia de las cuencas de los ríos Zamora y Santiago, zona que alberga una importante comunidad de aves pero que posee significativos vacíos de información biológica (Freile *et al.* 2006, Brinkhuizen *et al.* 2015).

Es posible que la población de *Mitu salvini* presente en Nangaritza provenga de poblaciones cercanas del Perú. La zona de registro corresponde a uno de los pasos de montaña más bajos de la cordillera del Cóndor (1.200 msnm), lo cual permite la continuidad de bosques poco alterados y casi inhabitados desde esta cuenca hacia los flancos orientales de la cordillera en territorio peruano. Los registros más cercanos de la especie en Perú se encuentran en la Reserva Santiago Comainas (Ruelas *et al.* 2012) ubicada a

más de 100 km al este de la cuenca del Nangaritzza. Cabe recalcar que entre la cordillera del Cóndor y Santiago Comainas se presenta el valle del río Santiago, el mismo que posee grandes extensiones de bosques continuos aún inexplorados.

La intensidad de muestreo no permite determinar si existe una población de la especie establecida en la cuenca del Nangaritzza, ni el estado de dicha población. Sin embargo, la presencia de esta y otras especies importantes, desde la perspectiva de conservación, permite sugerir que la creación de reservas como Maycú favorece la subsistencia de aves que requieren hábitats continuos y poco alterados.

Este tipo de reservas se constituyen en un refugio clave para especies cinegéticas muy apetecidas como lo son los crácidos. Dentro de esta cuenca existe un importante conglomerado humano de indígenas Shuar y colonos que históricamente han realizado cacería en estos bosques, por lo que este tipo de registros demuestran que la zona - a pesar de enfrentar desde hace varias décadas diferentes y significativas fuentes de presión antrópica - alberga elementos singulares y claves de la biodiversidad de la región y el país.

Recomendamos el incremento del territorio destinado a la conservación privada, comunitaria o estatal en la cuenca del Nangaritzza. Es preciso alcanzar una representatividad adecuada de reservas que cubran el mosaico de ecosistemas en la gradiente altitudinal de la cuenca y que, además, dichas reservas mantengan criterios de conectividad, especialmente entre los bosques de la parte baja que son los más afectados por la degradación de hábitat, las actividades agropecuarias extensivas y la minería legal e ilegal.

Agradecimientos

A la Universidad Técnica Particular de Loja que financió los proyectos “Estimas rápidas de biodiversidad e interacciones ecológicas en los altiplanos Mura Nunka del sur de Ecuador” (PROY_CCNN_924) y “Mamíferos del Sur del Ecuador” (PROY_CCNN_994), de los cuales se desprende el presente documento. A todos los integrantes nacionales e internacionales del proyecto, con los que se compartieron las duras y gratificantes jornadas de campo. A la fundación Naturaleza y Cultura Internacional por el acceso a la reserva Maycú, particularmente a Trotsky Riera, Juan Carlos Valarezo, Flavio Orellana y Segundo Vélez por el valioso apoyo logístico en la ejecución del trabajo de campo. R. Ridgely, J. F. Freile y F. G. Stiles hicieron valiosos comentarios que permitieron mejorar sustancialmente este documento.

Literatura citada

- ÁGREDA, A., J. NILSSON, L. TONATO & H. ROMÁN. 2005. A new population of Cinnamon-breasted Tody-tyrant *Hemitriccus cinnamomeipectus* in Ecuador. *Cotinga* 24:16–18.
- BALCHIN, C. S. & E. P. TOYNE. 1998. The avifauna and conservation status of the río Nangaritzza Valley, southern Ecuador. *Bird Conservation International* 8 (3):237–253.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2012. *Mitu salvini*. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2014.3. <www.iucnredlist.org>. Bajado el 12 Abril 2015.
- BRINKHUIZEN, D. M., G. SOLDATO, G. LAMBETH, D. LAMBETH, N. J. ALBÁN & J. F. FREILE. 2015. Bluish-fronted Jacamar *Galbula cyanescens* in Ecuador. *Bulletin of the British Ornithologists Club* 135(1):80–83.
- CHAPMAN, F. 1926. The distribution of bird-life in Ecuador. A contribution to a study of the origin of andean bird-life. *Bulletin of The American Museum of Natural History*. Volume LV. New York.
- DEL HOYO, J. & G. M. KIRWAN. 2016. Salvin's Curassow (*Mitu salvini*). In: del Hoyo, J., Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D.A. & de Juana, E. (Eds.). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Lynx Edicions, Barcelona. (bajado de <http://>

- www.hbw.com/node/53306 en 16 Abril 2016).
- FESTA, E. 1900. Viaggio del Dr. Enrico Festa nell'Ecuador. Bollettino dei Musei di Zoologia ed Anatomia comparata della R. Università di Torino. Vol. XV 1900 No 367-381. Harvard University. Library of The Museum of Comparative Zoology.
- FRANCO-M, A. M. & M. SANTAMARÍA. 1997. Área vital, hábitos alimenticios y otros aspectos de la historia natural del Paujil (*Mitu salvini*). Pp. 267-282. En: Fang, T.; Bodmer, R.; Aquino, R. y Valqui, M. (Ed.). Manejo de Fauna Silvestre en la Amazonía. La Paz: Instituto de Ecología.
- FREILE, J. F., J. M. CARRIÓN, F. PRIETO-ALBUJA, L. SUÁREZ & F. ORTIZ-CRESPO. 2006. La ornitología en Ecuador: un análisis del estado actual del conocimiento y sugerencias para prioridades de investigación. *Ornitología Neotropical*. 17:183-202.
- FREILE, J. F., N. KRABBE, P. PIEDRAHITA, G. BUITRÓN-JURADO, C. RODRÍGUEZ-SALTOS, F. AHLMAN, D. BRINKHUIZEN & E. BONACCORSO. 2014. Birds, Nangaritzza River Valley, Zamora Chinchipe Province, southeast Ecuador: Update and Revision. *Check List* 10:54-71.
- HERVE, J. 2014. Salvi's Curassow - *Mitu salvini* - Video. Río Bigal Biological Reserve. Orellana, Ecuador. The Internet Bird Collection. Accessible at ibc.lynxeds.com/node/279423
- JADÁN, O. & Z. AGUIRRE. 2011. Flora de los Tepuyes de la Cuenca Alta del río Nangaritzza, cordillera del Cóndor. En: Guayasamin, J. M. y E. Bonaccorso. (Eds.) Evaluación Ecológica Rápida de la biodiversidad de los Tepuyes de la Cuenca Alta del río Nangaritzza, cordillera del Cóndor, Ecuador. Conservación Internacional. Quito, Ecuador.
- KRABBE, N. & F. SORNOZA-MOLINA. 1994. Avifaunistic results of a subtropical camp in the cordillera del Condor, southeastern Ecuador. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 114(1):55-61.
- KRABBE, N. & F. L. AHLMAN. 2009. Royal Sunangel *Heliangelus regalis* at Yankuam Lodge, Ecuador. *Cotinga* 31:69.
- KRABBE, N. & J. NILSSON. 2003. Birds of Ecuador: Sounds and Photographs. 1.24. DVD-ROM. Bird Songs International BV, Westernieland, The Netherlands.
- LOAIZA, J. M., A.F. SORNOZA, A. E. ÁGREDÁ, J. AGUIRRE, R. RAMOS & C. CANADAY. 2005. The presence of Wavy-breasted Parakeet *Pyrrhura peruviana* confirmed for Ecuador. *Cotinga* 23:37-38.
- MARÍN M., J. M. CARRIÓN & F. C. SIBLEY. 1992. New distributional records for Ecuadorian birds. *Ornitología Neotropical* 3(1):27-34.
- MCMULLAN, M. & L. NAVARRETE. 2017. Fieldbook of the Birds of Ecuador including the Galapagos Islands and common mammals. Second Edition. Ratty Ediciones. Quito, Ecuador.
- NEILL, D. 2005. Cordillera del Cóndor. Botanical treasures between the Andes and the Amazon. *Plant Talk*. No 41.
- ORDÓÑEZ-DELGADO, L. 2017. Video of Salvin's Curassow *Mitu salvini* at Reserva Maycú, Nangaritzza, Ecuador. The Internet Bird Collection. Código: IBC1411948. Accessible at hbw.com/ibc/1411948.
- PACHECO, C. 2002. Pavón de Salvin (*Mitu salvini*). Pp. 216 en: Granizo, T., C. Ribadeneira, M. B. Guerrero & L. Suárez (Ed.). Libro rojo de las aves del Ecuador. SIMBIOE / Conservación Internacional / EcoCiencia / Ministerio de Ambiente / UICN. Serie Libros Rojos del Ecuador, tomo 2. Quito. Ecuador.
- RUELAS, E., R. ZEPELLI & D. STOTZ. 2012. Inventario biológico - Componente Aves. en: Pitman, N., E. Ruelas, D. Alvira, C. Vriesendorp, D. K. Moskovits, Á. del Campo, T. Wachter, D. F. Stotz, S. Noningo S., E. Tuesta C. & R. C. Smith. (Eds.). Perú: Cerros de Kampankis. Rapid Biological and Social Inventories Report 24. The Field Museum, Chicago.
- RIDGELY, R. S. & P. J. GREENFIELD. 2001. The birds of Ecuador: Volume I. Status, distribution, and taxonomy. Cornell University Press, Ithaca, NY.
- SCHULENBERG, T. S. & K. AWBREY. (Eds.). 1997. The Cordillera del Condor Region of Ecuador and Peru: A Biological Assessment. RAP Working Papers 7. Rapid Assessment Program. Conservation International. Washington, D.C.
- SIERRA, R., C. CERÓN, W. PALACIOS & R. VALENCIA. 1999. Propuesta preliminar y de un Sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador Continental. Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y ECOCIENCIA. Quito, Ecuador.
- STRAHL, S., S. ELLIS, O. BYERS & C. PLASSE. 1994. Conservation assessment and management plan for Neotropical guans, curassows, and chachalacas. International Union for Nature Conservation and Natural Resources, Apple Valley, USA.

Recibido: 30 de julio de 2015 *Aceptado:* 19 de septiembre de 2017

Evaluadores:

Juan Freile / Robert Ridgely

Citación: ORDÓÑEZ-DELGADO, L., I. GONZÁLEZ & R. CISNEROS. 2017. Primer registro de *Mitu salvini* en la cuenca del Nangaritzza, Cordillera del Cóndor, sureste del Ecuador. *Ornitología Colombiana* 16:eNB05.

Nystalus obamai en Colombia: primeros reportes para el país y aportes a su historia natural

The Western Striolated-Puffbird (*Nystalus obamai*) in Colombia: first country records and contributions to its natural history

Juan Pablo López-Ordóñez^{1,2}, Diego Carantón-Ayala^{1,2}, Katherine Certuche-Cubillos³, Edilson A. Rosero^{4,5}, Yeimi Fajardo⁴, & Orlando Acevedo-Charry^{2,5,6}

¹Conservación Internacional Colombia.

²Grupo de Ornitología de la Universidad Nacional – GOUN, Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia.

³Biodiversidad Medio Ambiente y Desarrollo – BIOMAD S.A.S

⁴Grupo de Observadores de Aves del piedemonte amazónico ALAS PUTUMAYO

⁵Corporación para el Desarrollo Sostenible del Sur de la Amazonía – CORPOAMAZONÍA.

⁶Department of Biology, College of Natural Science, University of Puerto Rico at Río Piedras

✉ jlopez@conservation.org, caranton2@gmail.com, katcertuche@gmail.com, edilsonalbeiruco@hotmail.com, yehi5687@hotmail.com, acevedocharry@gmail.com

Resumen

El piedemonte amazónico contiene una alta diversidad de especies de flora y fauna compartidas entre Ecuador, Perú y Colombia. En este manuscrito comentamos datos de observaciones, biología reproductiva, vocalizaciones y los primeros registros documentados del bobito *Nystalus obamai* para Colombia. La información proviene de dos áreas aledañas a la Cordillera Centro-Oriental de Colombia, entre los departamentos de Cauca y Putumayo, donde predomina vegetación con influencia Andina y Amazónica. Además, reportamos los primeros ejemplares para Colombia. Este buco presenta una amplia distribución al occidente de la Amazonía y en el gradiente de elevación, de la cual se conoce muy poco. Nuestra información para el piedemonte colombiano, apoya el tratamiento de *Nystalus obamai* como un taxón a nivel de especie. Adicionalmente resaltamos la importancia de seguir estudiando la biodiversidad de esta región.

Palabras clave: Bucconidae, cantos, distribución, especímenes, medidas morfológicas, nido, piedemonte amazónico

Abstract

The Amazonian foothills contain a high diversity of species of flora and fauna, some of them shared between Ecuador, Peru and Colombia. Here, we commented data of observations, reproductive biology, vocalizations and the first documented records of the Western Striolated-Puffbird *Nystalus obamai* in Colombia. The information comes from two areas bordering the Central-Eastern Cordillera of Colombia, between Cauca and Putumayo, where Andean and Amazonian vegetation predominates. We provide biological information (reproductive behavior and vocalizations) of this species, as well as the collection of the first specimens in Colombia. Although this puffbird has a wide distribution at the west of the Amazon and in different altitudes, there is still unknown information about it. Furthermore, our records support the treatment of *Nystalus obamai* as a valid species, likewise, we emphasize the importance of continuing to study the biodiversity of this region.

Key words: Amazonian foothills, Bucconidae, distribution, morphological measures, nest, songs, specimens

Recientemente, la población más occidental del complejo *Nystalus striolatus* fue elevada a especie y nombrada como *N. obamai* (Whitney *et al.* 2013, Remsen *et al.* 2017). Las diferencias más relevantes a nivel de plumaje de *N. obamai* frente

a las otras poblaciones de *N. striolatus striolatus* y *torridus* son la presencia en el dorso de plumas negras sin parte terminal pálida y una coronilla débilmente estriada con la mayor parte del estriado en la mitad anterior (Whitney *et al.* 2013).

Nystalus obamai es un ave de aspecto mediano, aproximadamente 20 cm de longitud, con un patrón de plumaje bastante críptico (Restall *et al.* 2006), lo cual dificulta su observación en campo (Whitney *et al.* 2013). Su detección puede facilitarse con aspectos acústicos, identificados también como caracteres diagnósticos de *N. obamai* frente a *N. striolatus* (Whitney *et al.* 2013). De acuerdo a la compilación de información reportada por Whitney *et al.* (2013), proveniente de registros acústicos y especímenes recolectados, *N. obamai* se distribuye en gran parte de la Amazonia occidental y a lo largo de la Cordillera de los Andes desde Ecuador y norte de Bolivia hasta Brasil. Su distribución comprende un gradiente altitudinal desde las tierras bajas de la Amazonia hasta los 1.800 m (Rasmussen & Collar 2002, Restall *et al.* 2006, Tobias & Seddon 2007, Schulenberg *et al.* 2010). Una aparente amplia distribución, junto con su difícil detectabilidad, plantean la necesidad de identificar aspectos básicos en la historia natural de *N. obamai* que refuercen las diferencias con las otras especies del clado. Presentamos, además de los primeros registros en Colombia, información relevante de su historia natural y algunos aportes al reciente tratamiento taxonómico.

Nystalus obamai prefiere bosques húmedos y bosques de bordes de ríos de Terra Firme, también vegetación de crecimiento secundario avanzado y subdosel (Ridgely & Greenfield 2006, Whitney *et al.* 2013). Esta especie muestra preferencia por posarse al interior de las copas de los árboles y rara vez lo hace sobre las perchas expuestas altas, se mueven en parejas forrajeando juntos; pueden esperar aproximadamente por una hora antes de realizar una maniobra rápida de forrajeo, que puede ir acompañada por un ruido producido por el pico. Se alimentan de ortópteros, lepidópteros en estadio juvenil (orugas) y otros artrópodos que pueden exceder los 8 cm de longitud. Las presas

más grandes son golpeadas contra las ramas antes de ser tragadas (Whitney *et al.* 2013). Su vocalización consiste en un canto frecuente y corto al amanecer y atardecer, donde las parejas vocalizan en sincronía; de hecho, responde fácilmente a su vocalización o imitaciones similares al canto (Whitney *et al.* 2013). Al encontrarse ampliamente distribuido en varios sectores de la Amazonia occidental y el piedemonte de los Andes no se encuentra categorizada como amenazada (Whitney *et al.* 2013, Birdlife International 2015, IUCN 2017).

A partir de una serie de detecciones visuales, registros acústicos, medidas morfológicas y revisión de especímenes, presentamos datos sobre la historia natural y distribución geográfica de esta especie recientemente aceptada por el Comité de Clasificación de Aves de Suramérica (SACC por sus siglas en inglés, Remsen *et al.* 2017). Adicionalmente, nuestra información representa un importante hallazgo en la avifauna que se distribuye en el piedemonte sur-oriental de los Andes de Colombia.

Registros. - Documentamos a *N. obamai* por primera vez en los departamentos de Putumayo y Cauca, región geográfica asociada a las estribaciones de la Cordillera Centro-Oriental de Colombia. Esta región se incluye dentro del área de endemismo denominada Región del Napo (Cracraft 1985), que se caracteriza por presentar elementos de flora y fauna andino-amazónicos y comprende principalmente el piedemonte y las tierras bajas del oriente de Ecuador y sur de Colombia hasta el río Marañón en Perú (Fig. 1).

El primer registro fue el 12 de abril de 2014, aproximadamente a las 07:00 hrs. sobre el camino conocido localmente como Sachamates, vereda Campucana, entre los municipios de San Francisco y Mocoa en Putumayo (N 01° 13' 33" W 076° 42' 45" ca 1.310 m). Observamos un

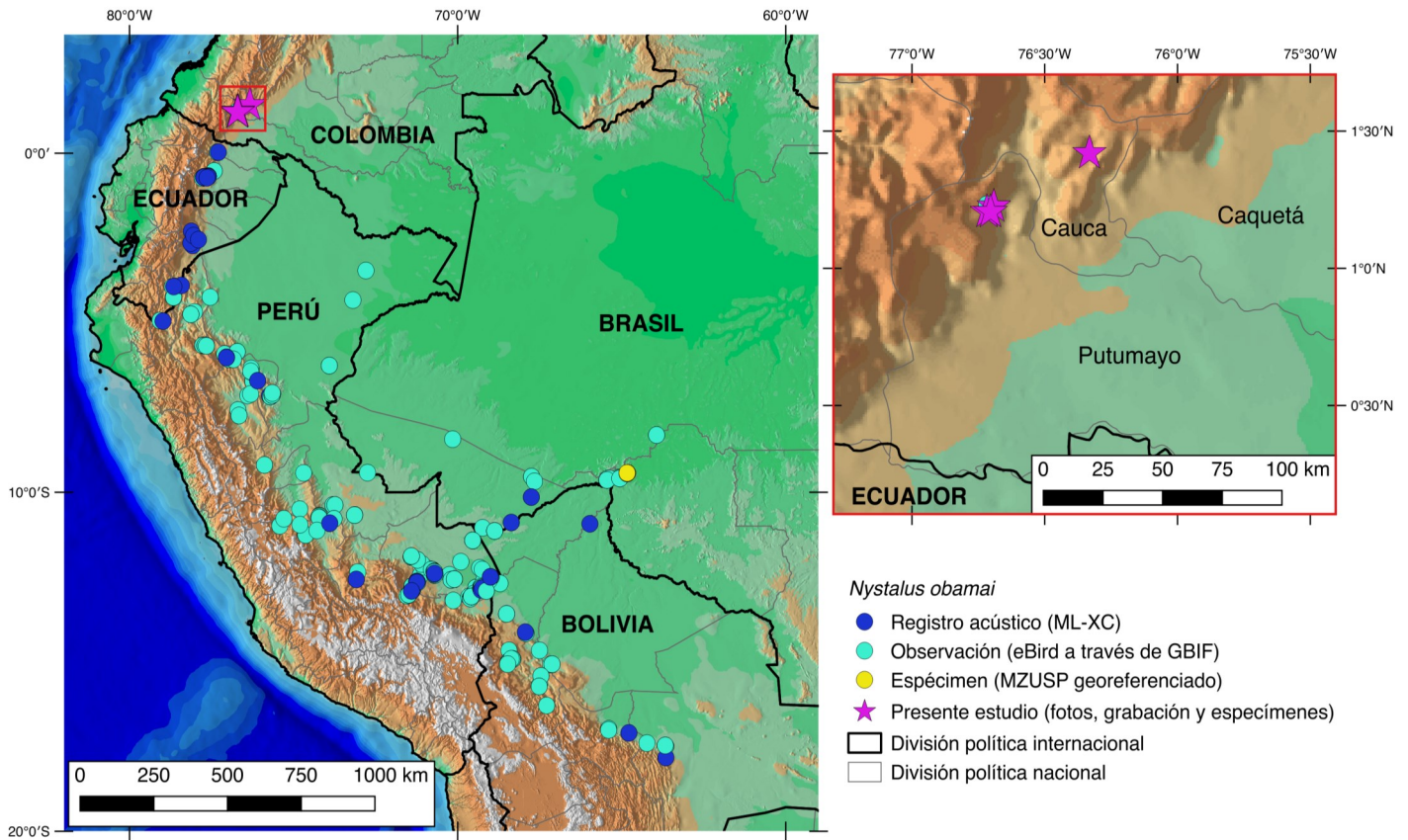


Figura 1. Mapa de registros de distribución de *Nystalus obamai* para Suramérica. Las estrellas indican las nuevas localidades registradas en Colombia. Registros basados en el Global Biodiversity Information Facility (GBIF). Datos acústicos incluyen grabaciones depositadas en Macaulay Library (ML) y xeno-canto (XC). Especímenes georeferenciados en GBIF corresponden al Museo de Zoología de la Universidad de San Pablo (MZUSP).

individuo adulto al borde del camino, posado en una rama aproximadamente a 3 m del suelo. El área de registro presenta vegetación secundaria alta con árboles de gran porte y bastante cobertura de epífitas.

El segundo registro ocurrió también en el camino Sachamates (ca 1.325 m), bajo condiciones de lluvia leve el 15 de junio de 2015, aproximadamente a las 11:20 hrs. Este reporte fue sobre un tramo de bosque en crecimiento secundario medio y con suelo arenoso. El individuo observado estaba elaborando un pequeño agujero sobre el talud, sin embargo, al percibir la presencia humana voló hasta una liana a unos cuatro metros de altura y permaneció perchado durante algunos minutos realizando

movimientos suaves de la cabeza, posteriormente voló en dirección al bosque maduro.

El tercer registro fue en la finca La Pradera, vereda San Martín, Mocoa (N 01° 13' 30" W 076° 41' 30" 1.275 m), el 16 de septiembre de 2015 sobre las 16:20 hrs (Fig. 2). Observamos dos adultos vocalizando fuertemente durante 10 minutos y un individuo juvenil en silencio. Los individuos fueron reportados en borde de vegetación primaria.

Posteriormente, el 7 de octubre de 2015, en la misma localidad anterior (finca La Pradera), observamos un individuo adulto entrando alimento a una cavidad localizada sobre un talud de tierra arenosa, al borde del camino, localizado



Figura 2. Izquierda: primeros registros fotográficos de *N. obamai* obtenidos en Putumayo-Colombia. Derecha: Comparación entre ejemplares de las poblaciones de *N. obamai* depositados en la colección del Museo de Zoología de la Universidad de San Pablo (Brasil) (4) y los dos recolectados en Colombia y depositados en la colección de ornitología del Instituto de Ciencias Naturales (ICN), Colombia. Fotografías EAR y JPL.

a 3 m de altura. Constatamos la presencia de un nido activo y en cuidado parental.

El registro más reciente corresponde al 24 de abril de 2016, en la Serranía de la Concepción, zona adyacente al Parque Nacional Natural Serranía de los Churumbelos Auka Wasi (PNN Churumbelos), en el corregimiento San Juan de Villalobos del municipio de Santa Rosa, departamento del Cauca (N 1°25'09" W076° 19'53" 1.300 m), hacia las 7:30 hrs. Durante un recorrido al interior de bosque maduro, una pareja vocalizaba en el dosel abierto. Obtuvimos registros sonoros para la confirmación de su identificación (XC356686). Consolidamos los registros documentados en un mapa de puntos de distribución, indicando reportes tanto en Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil, con la disponibilidad de información existente para esta especie (Fig. 1).

Vocalizaciones. - Procesamos las grabaciones compiladas usando el programa Avisoft-SASLab Light para Windows (Specht 1999), utilizando un umbral para las mediciones de -20dB. Confirmamos que las vocalizaciones obtenidas en

Putumayo corresponden con la descripción hecha para los cantos de *N. obamai* (Whitney *et al.* 2013), los cuales se caracterizan por tener en la primera parte del canto una o dos notas cortas (notas *i* y *ii* Figs. 3A y 3B) con una frecuencia fundamental cercana a los 2 kHz, y un intervalo entre ellas de 0,25 s. Adicionalmente, el canto presenta dos notas más largas (notas *iii* y *iv*), cuyo inicio recuerda en forma y frecuencia a las primeras notas cortas, pero se extienden en un silbido prolongado. El canto de *N. obamai* difiere de otras poblaciones de *N. striolatus* en el número de notas y en el ancho de banda de frecuencia (Fig. 3).

Reproducción y primeros especímenes para Colombia. - Encontramos un nido de *N. obamai* en suelo tipo arenoso en la misma localidad de la finca La Pradera de la vereda San Martín de Mocoa a una altura de 3 m con respecto al suelo, con entrada de 7,6 cm de alto y 8,0 cm de ancho. La profundidad de la cavidad fue de 104 cm, al fondo había una cámara de 14 cm de ancho x 6,3 cm de alto. Al interior del nido encontramos tres polluelos, el fondo de la cámara presentaba una capa gruesa de hojas y ramas secas y un fuerte

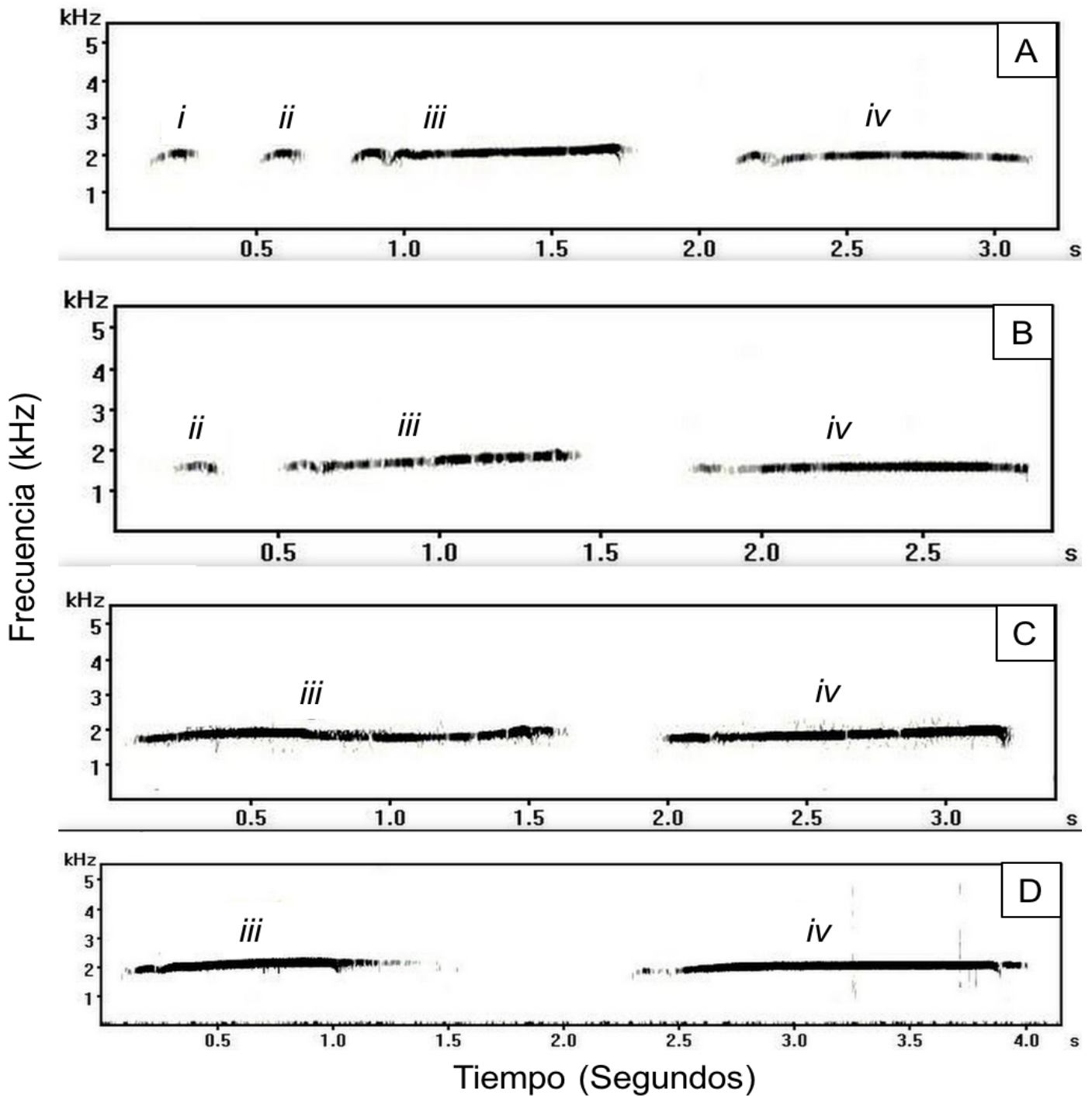


Figura 3. Espectrogramas de cantos de *Nystalus obamai* en la vereda San Martín, Mocoa – Putumayo, XC299862 (A) y XC299865 (B). Espectrograma de vocalizaciones de *Nystalus striolatus* en Machadinho d'Oeste, Rondônia, Brasil, XC167367 (C); y *Nystalus striolatus torridus* en área de Carajas, Salobo, Pará, Brasil, XC226794 (D).

olor a urea, así como la presencia de algunas larvas no identificadas. El hábitat circundante incluía vegetación secundaria con algunos arbustos dispersos.

El nido encontrado de *N. obamai* presentó varias similitudes a nivel de estructura con el descrito para *N. radiatus* (Greeney *et al.* 2004) el cual consiste en un estrecho túnel excavado en un

talud arcilloso a un lado del camino con poca vegetación, salvo por la presencia de pequeñas hierbas (Lamiaceae, Begoniaceae, Oxalidaceae y Urticaceae). La entrada reportada del nido de *N. radiatus* fue más baja, a 70 cm del suelo con 7 cm de diámetro, que la entrada del nido de *N. obamai*. También el de *N. radiatus* fue más profundo con 105 cm y una cámara más amplia de 16 cm de diámetro.

Durante quince días, EAR realizó actividades de monitoreo del nido evidenciando que ambos parentales (macho y hembra) realizaban cuidado de las crías. Para determinar la frecuencia de visitas las observaciones fueron durante las 06:00 y las 10:00 horas, encontrando que durante este lapso de tiempo cada parental llevó alimento tres veces a las crías, principalmente cigarras (Orden: Homoptera), libélulas (Odonata), mantis religiosa (Mantodea), saltamontes (Orthoptera) y lagartijas (*Anadia* sp). Para obtener información complementaria de la biología reproductiva, los tres polluelos fueron medidos, fotografiados, colectados como piel de estudio y depositados en la colección de ornitología del Instituto de Ciencias Naturales - ICN de la Universidad Nacional de Colombia.

Los polluelos (ICN 39933, ICN 39934, ICN 39935) presentaron una osificación de 0%, con un plumaje en cuerpo parcialmente desarrollado en pecho, cabeza y espalda, plumas en cañón en flancos, garganta y rabadilla. Las plumas de vuelo en cañones, las rectrices levemente presentes. La coloración de iris café, pico negro y verdoso, tarsos y dedos verde grisáceo, garras negro. Los tres individuos presentaron restos de invertebrados en su contenido estomacal.

Adultos, plumaje y morfología. - El macho colectado (ICN 39931), un individuo adulto con osificación 100%, contaba con evidente muestra de plumaje desgastado en alas y cola, testis

izquierdo de 5,8 mm de largo, iris castaño rojizo claro y con restos de partes de insectos en el contenido estomacal. Por su parte, la hembra adulta (ICN 39932) registraba también osificación completa, un plumaje desgastado en alas y cola, ovario desarrollado y oviducto corrugado, la coloración de iris salmón rojizo, y contenido estomacal representado por restos de insectos.

Los especímenes adultos coincidieron con la descripción de *N. obamai*, debido a la presencia de un manto café oscuro diagnóstico, corona café negruzco con la mitad anterior de las plumas más oscura y con margen rufo, y una banda café tenue en el pecho alto y medio que no es evidente en *N. striolatus*. Además, las plumas del pecho y las partes inferiores hasta el vientre marcadas con una línea negra central fina (más gruesa respecto a *N. striolatus*) abarcando completamente el raquis, las cuales tienden a ser más amplias en los flancos, y la cola barrada con un patrón de franjas medias café amarillento y negro, en *N. striolatus* las franjas son más gruesas (Whitney *et al.* 2013).

A partir de las medidas morfológicas obtenidas de 11 especímenes de *N. obamai* y seis de *N. striolatus* (dos de *N. s. striolatus* y cuatro de *N. s. torridus*), realizamos un análisis comparativo del culmen expuesto, culmen total, cuerda alar, tarso y cola. Nuestra hipótesis nula fue que no se encontrarían diferencias de tamaño entre las dos especies. Para todas las medidas, excepto el tarso (t-test, $P = 0,65$), rechazamos nuestra hipótesis nula (Fig. 4; t-test, $P < 0,05$). En general, los individuos de *N. obamai* son más pequeños que los individuos de *N. striolatus*, a excepción del tarso.

Discusión. - Presentamos en este manuscrito la confirmación de la presencia de *N. obamai* en Colombia lo cual significa los puntos más al norte de su distribución conocida. El registro obtenido

en el departamento del Cauca (Serranía de la Concepción, adyacente al PNN Churumbelos) se encuentra a más de 180 km hacia el norte del registro de Mirador de Lumbaqui, Sucumbios, Ecuador, obtenido por Roger Ahlman (XC78798). El sector del piedemonte amazónico donde se ha registrado esta especie, es una región de transición entre la Cordillera de los Andes y las zonas bajas de la Amazonía; caracterizada por la conformación de un intrincado sistema montañoso que aloja una amplia diversidad de especies. El piedemonte amazónico en esta parte de Colombia recientemente está siendo objeto de estudios que aumentan el conocimiento de la diversidad en esta región del país (Acevedo-Charry *et al.* 2015, Carantón-Ayala *et al.* 2016, Gómez-Bernal *et al.* 2016), siendo una fuente de registros novedosos de especies de aves pobremente documentadas en Colombia.

Los registros de anidación de *N. obamai* y la observación de individuos en varios sitios de esta región confirman la presencia de una población de la especie en Colombia. La descripción del nido resulta similar en alguna medida a lo

encontrado para *N. radiatus* en Ecuador (Greeney *et al.* 2004). Esto y otros aspectos de historia natural pueden ser tenidos en cuenta en la consideración de que estos taxones sean parte de una superespecie (Rasmussen & Collar 2002, Rensen *et al.* 2017). Aunque en nuestras observaciones aportamos datos sobre el tamaño de nidada y comportamiento parental (ver video), aún falta información más precisa sobre el periodo de incubación, descripción de los huevos y temporadas reproductivas en la zona.

Las vocalizaciones de *N. obamai* de los individuos de Colombia y el occidente de la Amazonía reafirman la diferencia en los caracteres vocales respecto a las poblaciones de *N. striolatus*, principalmente un mayor número de notas, mayor amplitud de frecuencia y menor duración de las notas corroborando lo expuesto por Whitney *et al.* (2013). Hasta el momento estas diferencias en las vocalizaciones pueden ser el principal carácter diagnóstico para identificar la especie. Sin embargo, aunque aún se requiere un mayor número de muestras para poder comparar las poblaciones tratadas por Whitney *et al.* (2013),

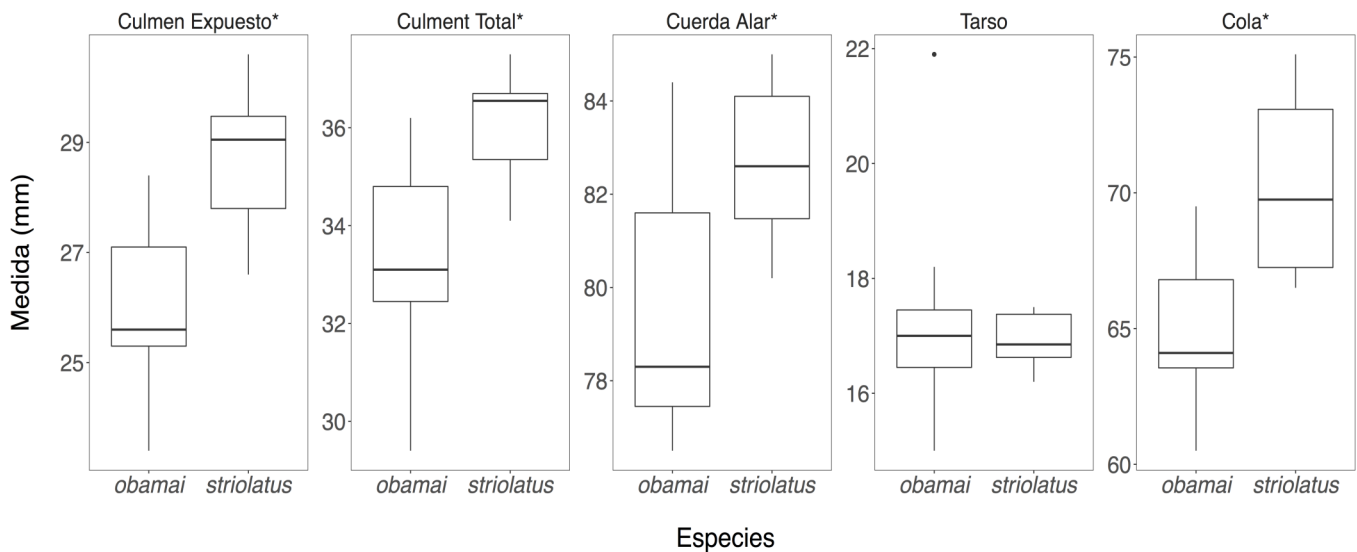


Figura 4. Diferencias morfológicas entre *Nystalus obamai* y *N. striolatus*. En cada boxplot, la línea horizontal representa la mediana, la caja incluye el rango intercuartílico (IQR; 50% de los datos), la línea vertical se extiende hasta $\pm 1,5$ veces el IQR. El asterisco indica aquellos rasgos que difieren estadísticamente entre ambas especies ($P < 0,05$).

nuestro análisis morfométrico apoya la decisión tomada por el SACC en avalar a la especie *N. obamai* como distinta de *N. striolatus* (Fig. 4). Mayores análisis hacen falta para dilucidar los niveles de diferenciación de las dos poblaciones remanentes de *N. striolatus* (*striolatus* x *torridus*).

Es de esperar la presencia de *N. obamai* en otras regiones con características similares a Cauca y Putumayo, como los piedemontes de Nariño e incluso Caquetá. De hecho, el reciente interés de la región, y la consolidación de tratados de paz con grupos armados, abre las puertas a nuevos registros de especies que antes se pensaban restringidas hasta el límite norte de Ecuador como *N. obamai* (e.g., *Glaucidium parkeri*, *Celeus spectabilis*, *Thamnophilus praecox*, *Schiffornis aenea*), o también especies con muy pocos registros en su distribución (e.g., *Megascops guatemalae napensis*, *Phylloscartes gualaquiza*, *Myiopagis olallai*, *Hemitriccus rufigularis*). El entendimiento y conocimiento de esta región requiere de compromisos claros con el monitoreo y conservación de su biota, y deben incluirse en los planes de desarrollo regional y nacional dentro del escenario post-conflicto de Colombia (Baptiste *et al.* 2017).

Agradecimientos

Reiteramos nuestros agradecimientos, la disposición y colaboración de CORPOAMAZONÍA, en especial el equipo de trabajo del proyecto PMASIS, AICAs Fase III y de la Unidad de Conservación de Áreas Protegidas. También al Plan de Acción para la conservación de especies focales de la Reserva Forestal Protectora de la Cuenca Alta del Río Mocoa – RFPCARM, durante la fase de campo del proyecto “Conocimiento de las poblaciones de aves y mamíferos reportadas con algún grado de amenaza en la Reserva Cuenca Alta del Río Mocoa” realizado por BIOMAD S.A. y

CORPOAMAZONÍA. Al proyecto BIOCUENCAS de Conservación Internacional Colombia. A Diego Cueva por la colaboración en las medidas y fotografías de los especímenes del MZUSP. A Miguel Ángel Quimbayo Cardona y Luis Germán Gómez Bernal por sus comentarios y sugerencias a la versión sometida.

Literatura citada

- ACEVEDO-CHARRY, O., A. CÁRDENAS, B. CORAL-JARAMILLO, W. DAZA DÍAZ, J. JARAMILLO, & J. F. FREILE. 2015. First record of Subtropical Pygmy Owl *Glaucidium parkeri* in the Colombian Andes. *Bulletin of the British Ornithologists' Club* 135(1):77-79.
- BAPTISTE, B., M. PINEDO-VASQUEZ, V. H. GUTIERREZ-VELEZ, G. I. ANDRADE, P. VIEIRA, L. M. ESTUPIÑAN-SUÁREZ, M. C. LONDOÑO, W. LAURANCE, & T. MING. 2017. Greening peace in Colombia. *Nature Ecology and Evolution* 1:0102
- BIRDLIFE INTERNATIONAL. 2015. Species factsheet: *Nystalus striolatus*. Descargada en línea de <http://www.birdlife.org> el 09/07/2015.
- CARANTÓN AYALA, D., G. DELGADO BERMEJO, & A. RUIZ BURBANO. 2016. Primeros registros del carpintero cabecirrufo (*Celeus spectabilis*: Picidae) en Colombia. *Acta Biológica Colombiana* 21 (3):649 -652.
- CRACRAF, J. 1985. Historical biogeography and patterns of differentiation within the South America avifauna. *Ornithological Monographs* 36:49-84.
- GÓMEZ-BERNAL, L. G., F. AYERBE-QUIÑONES, & P. J. NEGRET. 2016. Nuevos registros de aves en el piedemonte amazónico colombiano. *Cotinga* 38:23-32.
- GREENEY, H. F., J. PORT, & F. WERNER. 2004. First description of the Nest of the Barred Puffbird (*Nystalus radiatus*) from North-Western Ecuador. *Ornitología Neotropical* 15(2):285-288.
- IUCN 2017. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2017-1. <<http://www.iucnredlist.org>>. Downloaded on 2 July 2017.
- RASMUSSEN, P. C. & N. J. COLLAR. 2002. Family Bucconidae (Puffbirds). Pp. 102–138 in: del Hoyo J., A. Elliott, and J. Sargatal (eds.) *Handbook of the Birds of the World*. Vol. 7: Jacamars to Woodpeckers. Lynx Edicions, Barcelona.
- REMSEN, J. V., JR., J. I. ARETA, C. D. CADENA, A. JARAMILLO, M. NORES, J. F. PACHECO, J. PEREZ-EMAN, M. B. ROBBINS, F. G. STILES, D. F. STOTZ, & K. J. ZIMMER. Version [09/07/ 2017]. A classification of the bird species of South America. American Ornithologists' Union. <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.html>

- RESTALL, R., C. RODNER & M. LENTINO. 2006. Birds of northern South America: an identification guide. Volumes I & II. Christopher Helm, London.
- RIDGELY, R. & P. GREENFIELD. 2006. Aves del Ecuador Volumen I. Guía de Campo. Fundación de Conservación Jocotoco. Quito. 192 p.
- SCHULENBERG, T. S., D. F. STOTZ, D. F. LANE; J. O'NEILL, & THEODORE A. PARKER III. 2010. Aves de Perú. Princeton Field Guides. Princeton University Press. Field Museum Natural History.
- SPECHT, R. 1999. Avisoft-SASLab (Sound Analysis and Synthesis Laboratory) Light for Windows. Vers. 3.74
- TOBIAS, J. A. & N. SEDDON. 2007. Nine bird species new to Bolivia and notes on other significant records. Bulletin of the British Ornithologists' Club 127:49–84.
- WHITNEY, B.M., PIACENTINI, V.Q. SCHUNCK, F., ALEIXO, A., SOUZA, B.R.S., SILVEIRA, L.F., & REGO, M.A. 2013. A name for Striolated Puffbird west of the Rio Madeira with revision of the *Nystalus striolatus* (Aves: Bucconidae) complex. Pp. 240–244 in: del Hoyo, J., A. Elliott, J. Sargatal, and D.A. Christie (eds.). Handbook of the Birds of the World. Special Volume: New Species and Global Index. Lynx Edicions, Barcelona.
- XENO-CANTO FOUNDATION. 2005-2017. Xeno-canto America. Bird sounds for the Americas. Xeno-canto Foundation, Amsterdam. Available in: <http://xeno-canto.org>

Recibido: 12 de julio de 2017 *Aceptado:* 09 de octubre de 2017

Editor asociado:

Sergio Losada-Prado

Evaluadores:

Miguel Quimbayo / Luis Germán Gómez

Citación: LÓPEZ-ORDÓÑEZ, J. P., D. CARANTÓN-AYALA, K. CERTUCHE-CUBILLOS, E. A. ROSERO, Y. FAJARDO & O. A. ACEVEDO-CHARRY. 2017. *Nystalus obamai* en Colombia: primeros reportes para el país y aportes a su historia natural. Ornitología Colombiana 16:eNB06.

Male and female parental care in the Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*)

Cuidado paternal de macho y hembra en *Euphonia cyanocephala*

Zachary Wright¹, Jeff Port¹ & Harold F. Greeney²

¹Department of Biological Sciences, Bethel University, St. Paul, MN 55112, USA.

²Yanayacu Biological Station & Center for Creative Studies, Cosanga, c/o Foch 721 y Amazonas, Quito, Ecuador

✉ jport@bethel.edu

Abstract

A single nest of the Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*) was filmed for 72 hours near the Yanayacu Biological Station in Ecuador located in tropical montane forest. Recording was between 15–21 February 2014. We report the first observations of incubation and feeding behavior by individual parents. We use the collected observations collected during the six day period after hatching to analyze visit frequency, duration, time, and activity patterns during visits. Both male and female visited at similar rates (mean male = 20.2 ± 1.8 , mean female = 21.0 ± 1.3 visits/day) with an alternation of visits by members of the pair the typical pattern. Only the female was observed brooding and both sexes were observed feeding two nestlings. Males were documented performing flybys, although limited observations suggest females may also display a variation of this behavior. One member of the pair would often act as a sentinel while the other was visiting the nest. Behaviors observed were consistent with other members of the *Euphonia*.

Key words: Ecuador, flybys, Fringillidae, nesting behavior

Resumen

Presentamos los resultados de una grabación a un nido de *Euphonia cyanocephala*, filmada por 72 horas cerca de la estación biológica de Yanayacu, en un bosque nublado en el Ecuador. Realizamos la grabación entre el 15 y el 21 de febrero de 2014. Divulgamos las primeras observaciones de la incubación y del comportamiento de alimentación por los padres de manera individual. Utilizamos las observaciones por el periodo de seis días después de la eclosión para estimar la frecuencia de visita, la duración, el tiempo y los patrones de actividad durante las visitas. Tanto el macho como la hembra registraron una tasa de visita similar (promedio macho = $20,2 \pm 1,8$, promedio hembra = $21,0 \pm 1,3$ visitas/día) alternando las visitas entre la pareja. Solamente la hembra empolló la nidada, pero ambos sexos alimentaron a dos pichones. El macho fue documentado realizando sobrevuelos, aunque las observaciones limitadas sugieren que las hembras pueden también exhibir una variación de este comportamiento. Un miembro de la pareja solía actuar como centinela mientras que el otro estaba visitando el nido. Los comportamientos observados fueron consistentes con los de otros miembros del género *Euphonia*.

Palabras clave: comportamiento de anidación, Ecuador, Fringillidae, sobrevuelos

Introduction

The Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*) is a small, largely frugivorous member of the Fringillidae family, reaching 11 cm in size and up to 16 g when fully grown. It has been reported to feed heavily on mistletoe (*Phoradendron* sp.) but is also known to ingest some insects (Blendinger *et al.* 2016, Hilty 2017,

Schulenberg 2017). This species exhibits a disjunct distribution along the Andes and occupy montane forest at elevations between 600–2,500 m asl (Hilty 2003) although occasionally are found down to sea level (Hilty 2017) with an apparently isolated population in the mountains of the Atlantic forest of eastern Brazil and northeastern Argentina. The species is known to prefer forest edges, second growth and disturbed areas, and

Table 1. Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*) male and female nest visitation patterns based on a single nest observed for 6 days near Cosanga, Ecuador. Differences between visit frequencies of male and female and mean visit times per day were not significant. Mean feeding visit time calculated by combining male and female visit times.

Date	Number of male daily visits	Number of female daily visits	Male visiting twice in a row	Female visiting twice in a row	Male flyby	Mean feeding visit time mins \pm SE
15-Feb	15	17	0	1	2	0:55 \pm 0:03
16-Feb	21	22	0	1	1	0:53 \pm 0:04
17-Feb	26	26	3	4	1	0:49 \pm 0:04
18-Feb	24	23	1	1	0	0:55 \pm 0:04
19-Feb	16	19	1	4	10	0:59 \pm 0:04
21-Feb	19	19	0	0	14	0:59 \pm 0:03
Totals	121	126	5	11	28	

agricultural plantations (Hilty 2017). Breeding has been reported within their range between December-May and consists of typically two eggs laid in a globular nest constructed of grass and moss near the forest edge (Hilty 2017). Little remains known beyond basic natural history (Schulenberg 2017) and suspected migratory movements (Areta & Bodrati 2010). Very little has been reported regarding the nesting behavior of the species with reports largely limited to nesting records and egg and nest descriptions (Hilty 2003, Greeney & Nunnery 2006). We present the first observations of male and female parental care from a single nest of *E. cyanocephala* located near Cosanga, Ecuador.

Methods

Observations of a single *E. cyanocephala* nest were made at the Yanayacu Biological Station and Center for Creative Studies located near Cosanga, Napo Province, Ecuador (0°36'S, 77°53'W). All observations were made between 15 February and 21 February 2014. Video footage was not recorded on 20 February.

All recordings were made using a camera mounted on a tripod 3-4 m away from the nest.

Due to the camera angle and nest structure, recording of activity within the nest was limited. Observations were made between 06:00 and 18:00 each day.

Video footage was analyzed utilizing VLC software (VideoLan 2013). Time, number of visits, and duration along with the activity at the nest were recorded. The male was easily distinguished from the female by plumage differences, allowing for identification of individual sexes visiting the nest. A single visit was defined as the time an individual landed on the nest until it departed. Two tailed t-tests were utilized to compare male and female visitation patterns and were considered statistically significant when the P-value was less than 0.05. All means are reported \pm standard error (SE). Analysis of the nest was based on video observations during the nesting period.

Results

Nest and eggs.- The nest was located 2.7 m above the ground and built inside a clump of moss on top of a horizontal branch (4 cm diameter) of *Sambucus* sp. The tree was isolated in a regenerating pasture. The nest was



Figure 1. Image of a male Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*) crossing the path of the female as she enters the nest (see hbw.com/ibc/1428531). This behavior, which we termed a 'flyby', was seen 22% of the time both male and female arrived at the nest together. Flyby begins upper left and continues clockwise to bottom left. Photo credit: Harold Greeney.

composed almost entirely of moss and rootlets, lined inside with a mix of mostly *Chusquea* bamboo leaves and a few dark rootlets intermixed. Three eggs were recorded on 14 February and two nestlings were observed the following day. The third egg did not hatch and was presumed infertile.

Parental care.- The majority of the visits alternated between the sexes with only 6.5% of all visits occurring with the same sex visiting twice in a row ($n = 247$). The female visited a mean of 21.0 ± 1.3 times per day. Male visits to the nest averaged 20.2 ± 1.8 times per day. There was no statistical difference between the number of visits by each sex (t-test, $t = 0.37$, $P = 0.72$; Table 1). The male was also recorded performing flybys before 22.2% of the female's visits. Flybys were flights where as one member of the pair flew to the nest the other would swoop past the nest, crossing the path of the first bird and causing a brief, confusing flash of wings and motion (Fig. 1, hbw.com/ibc/1428531).

It was not possible to distinguish all activities of the parents within the nest due to nest structure. However, the female appeared to brood in addition to feed, and typically spent longer on the nest ($n = 126$, mean = $06:31 \pm 0:50$ min/visit) compared to the male ($n = 121$, mean = $0:48 \pm 0:04$ min/visit; Fig.2; t-test, $t = 11.04$, $df = 124$, $P < 0.001$). The female appeared to spend slightly longer on the nest during feeding only visits ($1:03 \pm 0:02$ min/visit) on average, compared to the male ($0:47 \pm 0:02$ min/visit). The female typically fed prior to brooding but difficulty seeing inside the nest precluded the separation of female feeding and brooding times consistently. The female was the sole sex to brood, although brooding time decreased significantly starting 2 days after hatch (t-test, $t = 9.28$, $df = 125$, $P < 0.001$). The male was never observed brooding, with visits limited to feeding of nestlings and nest maintenance.

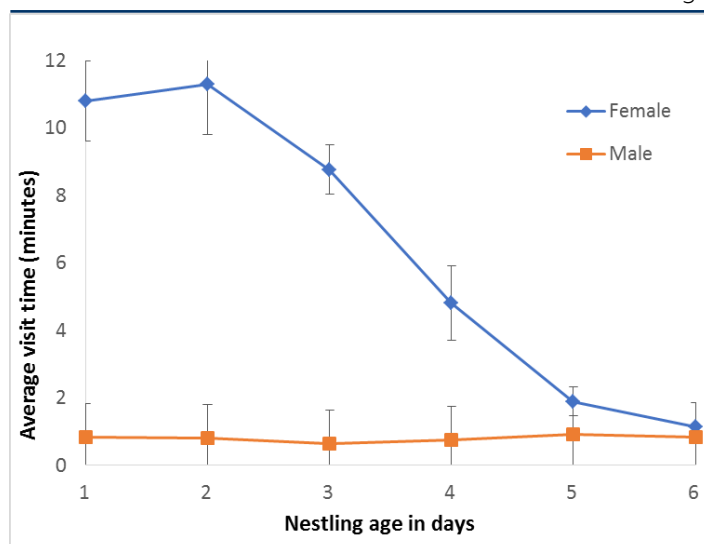


Figure 2. Comparison of average daily visit time of male vs. female *E. cyanocephala* from a single nest near Cosanga, Ecuador. Female visit times include both brooding and feeding times, whereas male only include feeding time. Male was never observed brooding. The male remained relatively consistent every day, the female decreased visiting time.

In addition, the male was observed ingesting a fecal sac a single time on day 3. The female was never recorded displaying this same behavior although it is possible she may have done so while on the nest brooding.

Discussion

We report the first observations of male and female parental care at the nest for *E. cyanocephala*. Both parents provided food to nestlings and typically alternated visits but only the female appeared to brood. Alternation of visits between the sexes has been observed in other *Euphonia* species and is often due to paired visits where the male and female arrive at the nest at the same time (Sargent 1993). As adult activity at the nest is known to increase predation rates (Ibáñez-Alamo *et al.* 2013) paired visits may reduce the frequency of parental visits to the nest allowing for fewer chances that a predator could follow them back to the nest (Skutch 1957, 1985, Isler & Isler 1987, Sargent 1993) or may be related to sentinel activity. Sentinel activity

observed among *Euphonia* and tanagers involves a single member of the pair on a nearby branch watching for any predators or intruders in the area. This allows for ample warning for the pair to escape or prepare to protect the nest from the intruder (Sutton *et al.* 1950).

Flybys, where one member of the pair flies by the nest entrance while the other enters, could be a strategy to distract predators and has been observed in several other species of passerines including Orange-bellied Euphonia (*E. xanthogaster*; Cisneros-Heredia 2006, H.F. Greeney, unpub data), Purple-throated Euphonia (*E. chlorotica*; Kirwan 2009), Yellow-throated Euphonia (*E. hirudinacea*; Sargent 1993), and Ochraceous Attila (*Attila torridus*; Greeney 2005). Greeney (2005) interpreted this behavior as an attempt to distract predators as the resulting flash of motion and color made it difficult to follow the individual birds. Flyby behavior by males was clearly captured on video (hbw.com/ibc/1428531) and associated with 22% of female visits to the nest. Anecdotal observations suggest the female may exhibit similar behavior but because the male flybys were usually directly in front of the nest where the camera angle allowed for viewing, they were easily quantified, whereas female flybys were shorter and not as exaggerated, often occurring out of camera range.

The male was never observed brooding, a feature held in common with many *Euphonia* and tanagers (Prescott 1964, Sargent 1993). It is possible that males contribute with parental care during incubation, however our observations at this single nest were made after hatching, and there is no evidence of male incubation in other *Euphonia* (Isler & Isler 1987, Morton 1973, Sargent 1993).

As noted for many passerine species, average brooding times decreased significantly several days after hatch. While observations were limited

to six days post-hatch, we speculate this was the result of the increasing thermoregulatory abilities of the nestlings, although this typically does not occur until 8–9 days post-hatch (Schuchmann 1999, Dyrz & Greeney 2008, Ocampo & Londoño 2011). Additional studies are needed to determine if this early decrease in brooding behavior is typical for *E. cyanocephala* and if it is tied to thermoregulatory independence of nestlings.

The male did feed at an equivalent rate as that observed for the female, with a nearly identical number of visits ($n = 121$) over the period of observation as that documented for the female ($n = 126$). This matches patterns observed in other *Euphonia* (Morton 1973, Skutch 1985, Sargent 1993). The female spent slightly longer on the nest during feeding only visits compared to the male. Since these observations only represent the first 6 days post hatch, it is difficult to determine the importance of this difference. It is possible that the female is feeding a larger quantity than the male and additional observations will be necessary in order to determine whether there is support for this trend and hypothesis.

Feeding length bouts did increase slightly over the six-day period and this matches patterns observed in other *Euphonia* species (Table 1). Sargent (1993) documented a similar non-significant increase in *E. hirundinacea* over the nesting cycle and it is likely tied to the increased energetic demands of nestlings as they grow. Since *E. cyanocephala* feed through regurgitation, a longer period of time might be necessary to transfer larger amounts of food.

The male was documented consuming a fecal sac on 18 February. Due to limited visibility within the nest, it remains possible that both the male and female ingested fecal material while on the nest following feeding visits. Only the single fecal sac

consumption was observed between 15 February and 21 February. Fecal material consumption has been documented by both sexes in other *Euphonia* and tanagers (Potter 1985, Foster *et al.* 1989). *Euphonia hirundinacea* has been observed ingesting fecal matter, but rather than producing a fecal sac, nestlings present their cloaca directly to the parent for the parent to ingest (Sargent 1993). Soiling of the nesting area with fecal matter has potential to detrimentally effect nestling survival due to the olfactory and visual attraction of predators (Petit *et al.* 1989, Lang *et al.* 2002).

It is clear from this study that male *E. cyanocephala* contribute to parental care. However, significant gaps remain in our understanding of reproductive strategies in Fringillidae and other tropical songbirds. Further observational studies are needed to elucidate the degree and importance of male contributions to male and female fitness.

Acknowledgements

We thank R. Gelis, J. Simbaña, and other researchers at the Yanayacu Biological Station in Cosanga, Ecuador for their help in recording nest footage and nest information. We also thank anonymous reviewers for comments to improve the manuscript. The work of JLP and ZW was supported by grants from Bethel University. The field work of HFG is supported in part by Field Guides Inc. and by J. V. Moore and M. Kaplan through the Population Biology Foundation and his work while writing was supported by a fellowship from the John Simon Guggenheim Memorial Foundation.

Literature cited

ARETA, J., & A. BODRATI. 2010. Un sistema migratorio longitudinal dentro la selva Atlántica: movimientos estacionales y taxonomía del tangará cabeza celeste

- (*Euphonia cyanocephala*) en Misiones (Argentina) y Paraguay. *Ornitología Neotropical* 21:71–86.
- BLENDINGER, P. G., E. MARTÍN, O. OSINAGA-ACOSTA, R. A. RUGGERA, & E. ARÁOZ. 2016. Fruit selection by Andean forest birds: influence of fruit functional traits and their temporal variation. *Biotropica* 48:677–686.
- CISNEROS-HEREDIA, D. F. 2006. Notes on breeding, behaviour and distribution of some birds in Ecuador. *Bulletin British Ornithology Club* 126:153–164.
- DYRCZ, A., & H. F. GREENEY. 2008. Observations on the breeding biology of Bronzy Inca (*Coeligena coeligena*) in northeastern Ecuador. *Ornitología Neotropical* 19:565–571.
- FOSTER, M. S., E. NANCY, H. LOPEZ, & M. E. ESCOBAR. 1989. Observations of a nest of Red-crowned Ant-tanagers in Paraguay. *Journal of Field Ornithology* 60:459–468.
- GREENEY, H. F. 2005. The nest and eggs of the Ochraceous *Attila Attila torridus* in south-west Ecuador with notes on parental care. *Cotinga* 25:56–58.
- GREENEY, H. F., & T. NUNNERY. 2006. Notes on the breeding of north-west Ecuadorian birds. *Bulletin British Ornithology Club* 126:38–45.
- HILTY, S. 2003. *Birds of Venezuela*. Princeton University Press, Princeton, New Jersey.
- HILTY, S. 2017. Golden-rumped Euphonia (*E. cyanocephala*). *Handbook of the Birds of the World Alive*, (Barcelona): www.tru.ca/library; [cited 2017 July 12] Available from: <http://www.hbw.com/node/61780>.
- IBÁÑEZ-ALAMO, J., O. SANLLORENTE, L. ARCO, & M. SOLER. 2013. Does nestling predation risk induce parent birds to eat nestlings' fecal sacs: an experimental study. *Annales Zoologici Fennici* 50:71–78.
- ISLER, M. L., & P. R. ISLER. 1987. *The tanagers*. Natural History, Distribution, and Identification. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. 406p.
- KIRWAN, G. 2009. Notes on the breeding ecology and seasonality of some Brazilian birds. *Revista Brasileira de Ornitologia* 17:121–136
- LANG, J. D., C.A. STRAIGHT, & P. A. GOWATY. 2002. Observations of fecal sac disposal by Eastern Bluebirds. *Condor* 104:205–207.
- MORTON, E. S. 1973. On the evolutionary advantages and disadvantages of fruit eating in tropical birds. *American Naturalist* 107:8–22.
- OCAMPO, D., & G. A. LONDOÑO. 2011. Nesting of the Fulvous-breasted Flatbill (*Rhynchocyclus fulvipectus*) in Southeastern Perú. *Wilson Journal of Ornithology* 123:618–624.
- PETIT, K. E., L. J. PETIT, & D. R. PETIT. 1989. Fecal sac removal: do the pattern and distance of dispersal affect the chance of nest predation? *Condor* 91:479–482.
- POTTER, E. F. 1985. Breeding habits, nestling development, and vocalizations in the Summer Tanager. *Chat* 49:57–65.
- PRESCOTT, K. W. 1964. Constancy of incubation for the Scarlet Tanager. *The Wilson Bulletin* 76:37–42.
- SARGENT, S. 1993. Nesting biology of the Yellow-throated Euphonia: Large clutch size in a neotropical frugivore. *Wilson Bulletin* 105:285–300.
- SCHUCHMANN, K. L. 1999. Family Trochilidae (Hummingbirds). Pp 468–680 in del Hoyo, J., A. Elliott, & D.A. Christie (eds). *Handbook of the birds of the world*. Volume 5: Barn owls to Hummingbirds. Lynx Edicions, Barcelona, Spain.
- SCHULENBERG, T. S. 2017. Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*). *Neotropical Birds Online* (TS Schulenberg, ed.) Cornell Lab of Ornithology, Ithaca. <https://neotropical.birds.cornell.edu/Species-Account/nb/species/goreup1> (accessed 10 July 2017)
- SKUTCH, A. F. 1957. The incubation patterns of birds. *Ibis* 99:69–93.
- SKUTCH, A. F. 1985. Clutch size, nesting success, and predation on nests of neotropical birds, reviewed. *Ornithological Monographs* 36:575–594.
- SUTTON, G. M., R. B. LEA, & E. P. EDWARDS. 1950. Notes on the ranges and breeding habits of certain Mexican birds. *Bird-Banding*. 21:45–59.
- VIDEOLAN ORGANIZATION. 2013. VLC media player. www.videolan.org (accessed on 08 May 2016).

Recibido: 03 de agosto de 2017 *Aceptado:* 31 de octubre de 2017

Editor asociado

Orlando A. Acevedo-Charry

Evaluadores

Anónimo / Anónimo

Citación: WRIGHT, Z., J. PORT & H. F. GREENEY. 2017. Male and female parental care in the Golden-rumped Euphonia (*Euphonia cyanocephala*). *Ornitología Colombiana* 16:eNB07.

Extensión de la distribución de *Pulsatrix melanota* (Strigidae) en el piedemonte llanero colombiano

Range extension of the Band-bellied Owl (*Pulsatrix melanota*: Strigidae) in the Colombian Llanos foothills

David Ricardo Rodríguez-Villamil^{1,2}

¹Departamento de Biología, Universidad Pedagógica Nacional

²Grupo de Ornitología de la Universidad Pedagógica Nacional (UPN-O)

✉ bionaturaldavid@gmail.com

Resumen

Presento una nueva localidad (Santa María, Boyacá) en el piedemonte andino de la cuenca del Orinoco para el búho *Pulsatrix melanota*. Estos nuevos registros amplían *ca.* 500 km hacia el norte la distribución conocida para esta rapaz nocturna, la cual se conocía hasta el piedemonte amazónico, en el sur de Colombia.

Palabras clave: ampliación de distribución, Boyacá, búhos neotropicales, llanos orientales, Orinoquía

Abstract

Here I present a new locality (Santa María, Boyacá) in the Andean-Orinoco Llanos foothills for the Band-bellied Owl (*Pulsatrix melanota*). These new records represent a northward extension of *ca.* 500 km of this nocturnal raptor, which was previously known from the Amazonian foothills in southern Colombia.

Key words: Boyacá, foothills, neotropical owls, range extension, Orinoco basin

Pulsatrix melanota es un búho que se distribuye a lo largo de la ladera oriental de la cordillera de los Andes desde el centro de Bolivia hasta el sur de Colombia, entre los 700 y 2000 m de elevación (Hilty & Brown 1986, Schulenberg 2010, Chaparro-Herrera *et al.* 2015). Este es un búho nocturno que habita en los bosques lluviosos tropicales de tierras bajas y de piedemonte, tanto en el interior como en el borde. Su ecología y estado poblacional son poco conocidos, aunque probablemente es raro o poco frecuente a lo largo de toda su área de distribución (Hilty & Brown 1986, Restall *et al.* 2006, Chaparro-Herrera *et al.* 2015).

El primer registro en Colombia de este búho se basó en un espécimen adulto recolectado por C. Balen y depositado en el Field Museum of Natural History en EEUU ([FMNH 731384](https://www.fishbase.org/specimens/FMNH_731384)), cuyos datos de sexo, localidad y fecha no han sido determinados

(Hilty & Brown 1986). En 1998, Salaman *et al.* (1999) confirmaron la presencia de este búho en la Serranía de los Churumbelos, departamento del Cauca. Desde entonces, se han acumulado varios registros en el sur de Colombia, todos concentrados en la bota caucana y Putumayo (Fig. 1 A, Salaman *et al.* 2002, Ayerbe-Quiñones *et al.* 2008). El número de avistamientos en los últimos años parece ir en aumento como resultado del auge del aviturismo de acuerdo a las listas y observaciones registradas en el portal eBird (2017), aunque, de nuevo, todas concentradas en el piedemonte amazónico de la cordillera centro-oriental.

El 14 de mayo de 2016, a las 20:30 horas, observé un individuo de *P. melanota* en el subdosel de un relicto de bosque de galería, en el sendero La Cristalina, municipio de Santa María, departamento de Boyacá, Colombia (04°

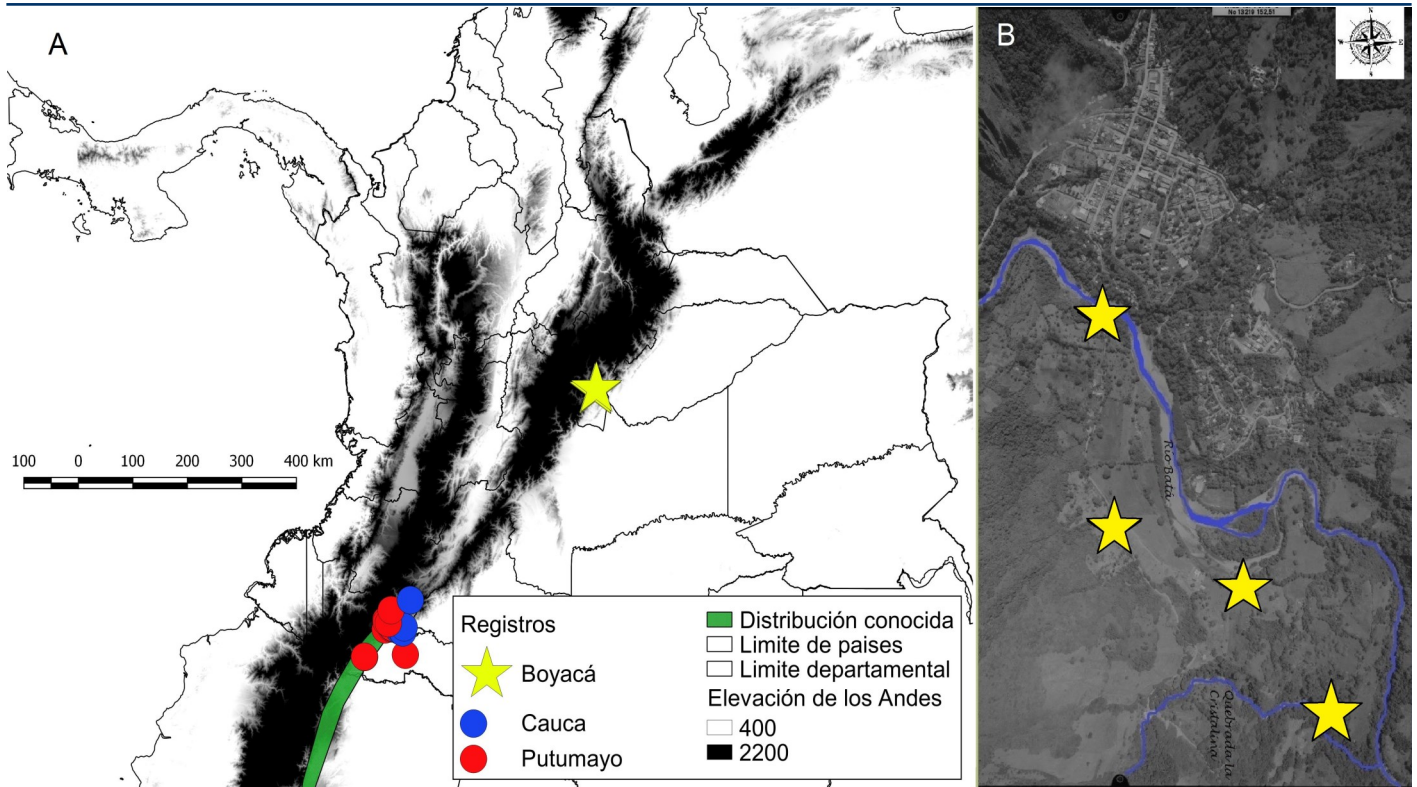


Figura 1. Distribución del búho *Pulsatrix melanota* en Colombia y nuevo registros en Boyacá. **(A)** Mapa de distribución del búho *Pulsatrix melanota* en el país. El área verde corresponde a la distribución conocida de *P. melanota*, tomado de (BirdLife International & Handbook of the Birds of the World. 2016). Los puntos azules y rojos corresponden a los registros de *P. melanota* (Salaman *et al.* 1999, Salaman *et al.* Ayerbe-Quiñones *et al.* 2008, 2002, eBird 2017). La estrella amarilla hace referencia a los nuevos registros en el municipio de Santa María (Boyacá). **(B)** Aereofotografía del municipio de Santa María (Boyacá) tomada y modificada de IGAC (2005). Las estrellas amarillas corresponden a los lugares principales donde ha sido observado el búho *P. melanota*.

50°58.0"N, 073°75'54.7"W; 750 m elevación). El búho vocalizaba con una serie de notas burbujeantes en *BU-BU-bububububu* fuertes y algo pausadas durante las dos primeras notas y más suaves, descendentes, y aceleraban hacia el final de la vocalización. Sus patrones morfológicos, tales como el barroteado en su abdomen, su collar café-blanco y sus pronunciadas cejas claras contrastantes, eran consistentes con las características diagnósticas de *P. melanota*, así como su vocalización (Álvarez *et al.* 2007). Al final de esta observación, el individuo hizo un vuelo corto para capturar una presa, pero ésta no fue determinada.

El 19 de mayo de 2016, a las 09:00 horas, obtuve un segundo registro de *P. melanota* en la misma

localidad, sendero La Cristalina, pero esta vez en el interior de bosque ripario donde confluyen el río Batá y la quebrada La Cristalina (04°50'33"N, 073°16'03.6"W; 800 m). El individuo estaba perchado a unos 5 m de altura, sobre una palma, tenía las alas estiradas y las plumas levantadas. El individuo pareció percibir mi presencia y levantó vuelo (Fig. 2 A).

El 10 de diciembre de 2016, a las 19:30 horas, observé *P. melanota* en el mismo sitio en que lo registré por primera vez en Santa María. Esa vez se trataba de una pareja que estaba en el subdosel del relicto del bosque de galería, la cual vocalizó por más de media hora, a menudo conformando un dueto (Fig. 3). Observé ambos individuos haciendo vuelos cortos en los que

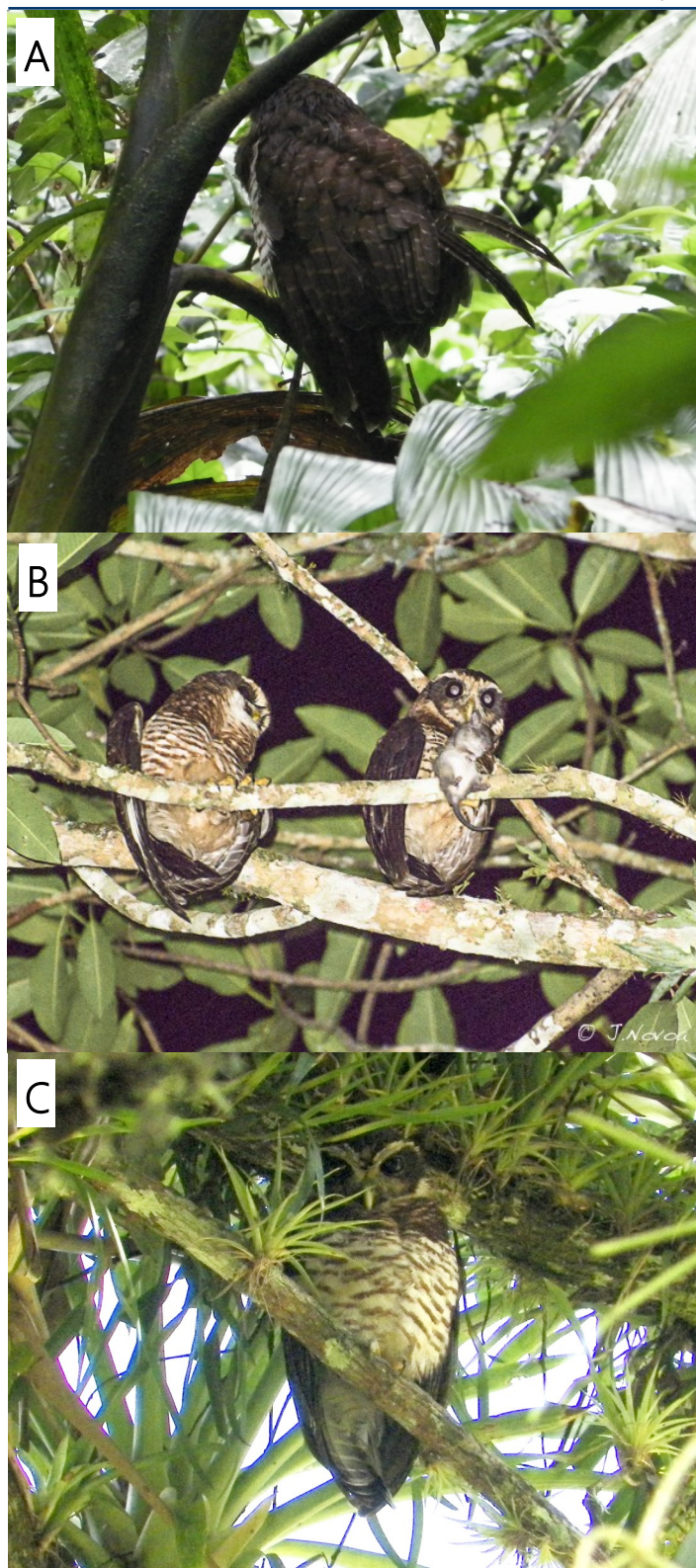


Figura 2. Fotografías del búho *Pulsatrix melanota*. **(A)** registro del 19 de mayo de 2016, donde se alcanzan a observar los patrones de barreteado en su vientre y el collar café, caracteres diagnósticos de esta especie (foto por DRRV). **(B)** Pareja de *P. melanota* (foto por Julio Novoa). **(C)** Fotografía de *P. melanota* en un árbol "yopo" (*Anadenanthera peregrina*) (foto por DRRV).

parecía tratar de cazar murciélagos. Luego la pareja voló hacia el interior del bosque de galería.

El 12 de mayo de 2017, a las 21:00 horas, realicé otra observación de una pareja de *P. melanota* (Fig. 2B), la cual vocalizó de forma constante por más de una hora. Uno de los búhos le llevó a su pareja un roedor de color negruzco con vientre claro, con cola robusta cuya longitud era casi la mitad del tamaño de su cuerpo, presentaba orejas desnudas y conspicuas. Dadas sus características podría tratarse de una rata de agua nocturna (*Nectomys* sp. Cricertidae), de las cuales *N. magdalenae* se conoce de los bosques secundarios altos y bosques de galería de Santa María (Aguirre 2011). Esta observación de dieta complementa la reportada por Cadena *et al.* (2011), quienes a partir de análisis de contenidos estomacales indican que el búho *P. melanota* se alimenta de insectos grandes como ortópteros (Tettigoniidae), coleópteros (Tenebrionidae y Cerambycidae) y mantis (Mantidae), y además reportan la ingesta involuntaria de material vegetal no identificado, semillas y arácnidos. Mis observaciones confirman que algunos vertebrados forman parte de la dieta de este búho tal como lo indican König & Weick (2008).

Otra observación destacable fue la del 15 de mayo de 2017 a las 05:49 horas, cuando un individuo de *P. melanota*, en el sendero la Cristalina, fue atacado por un grupo de siete tucanes *Pteroglossus castanotis* quienes vocalizaban en alarma alrededor del búho. Esta interacción duró casi 25 minutos hasta que el búho voló hacia una percha alta en la copa del árbol "yopo" (*Anadenanthera peregrina*) con gran cantidad de epifitas, apartándose del grupo de tucanes (Fig. 2C).

En total, he obtenido 19 registros de *P. melanota* en Santa María, Boyacá, entre el 14 de mayo de 2016 y el 21 de noviembre de 2017,

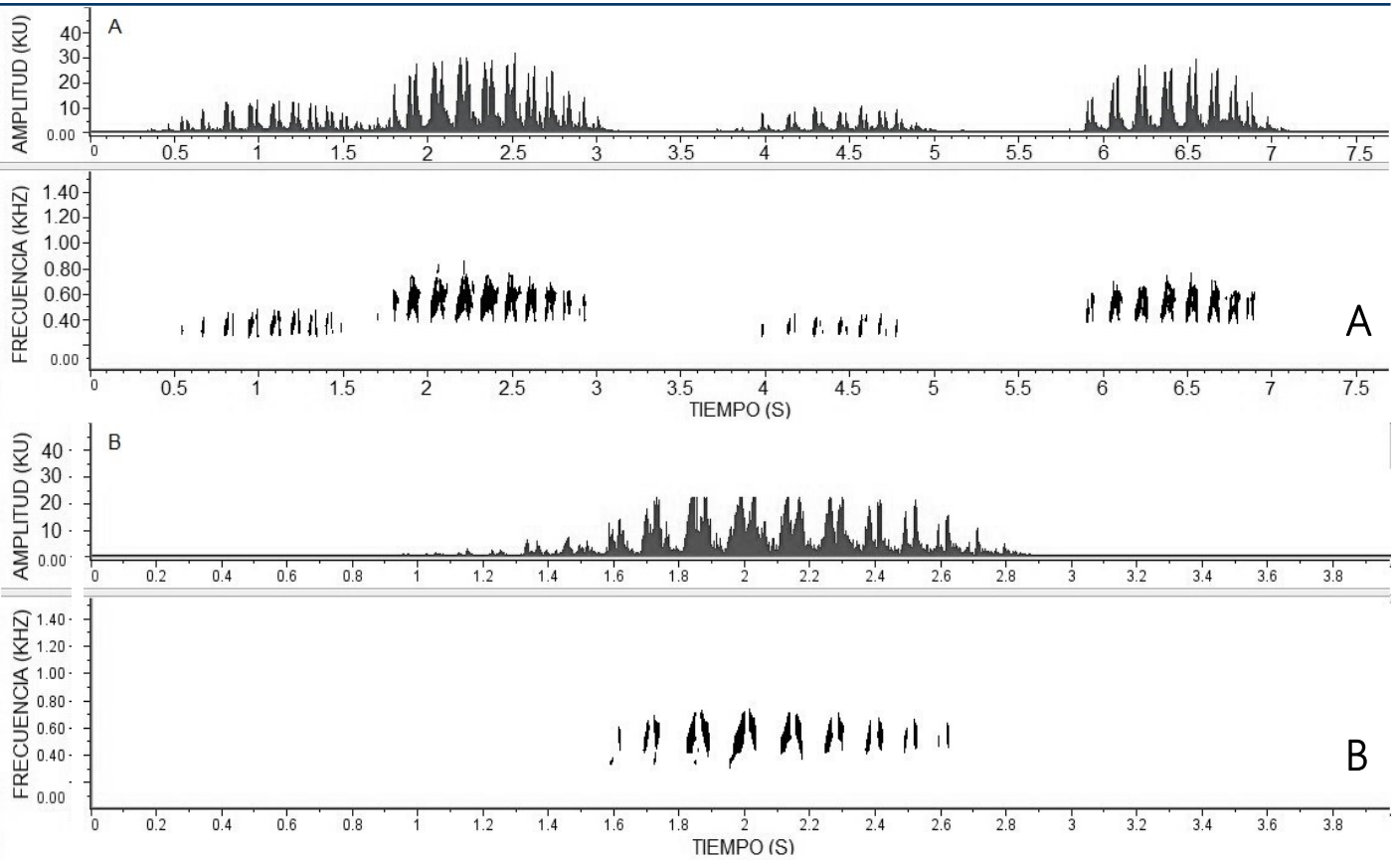


Figura 3. Oscilograma y espectrograma de la vocalización de *Pulsatrix melanota* del 10 de diciembre de 2016. **(A)** En dueto. **(B)** Vocalización en solitario. Audios disponibles en xeno-canto ([XC391918](https://xeno-canto.org/recordings/xc391918)) y en la sección de Registros Bioacústicos de la Colección Ornitológica del Museo de Historia Natural de la Universidad Pedagógica Nacional con el número de registro: a235.

principalmente en cuatro localidades (Fig. 1B). Estos nuevos registros en el piedemonte llanero, vertiente oriental de la Cordillera Oriental, amplían *ca.* 502 km hacia el norte la distribución conocida de *P. melanota* desde la bota caucana en el sur de Colombia (Salaman *et al.* 2002, Ayerbe-Quiñones *et al.* 2008). Por lo tanto, Santa María, Boyacá, se constituye en la región más septentrional conocida para *P. melanota* y la primera reportada en la cuenca del Río Orinoco. Que *P. melanota* haya pasado desapercibido o confundido con *P. perspicillata* es plausible debido a que se trata de un ave difícil de observar y vocaliza de manera similar a *P. perspicillata*. El búho *P. melanota* probablemente será registrado en otras partes de la vertiente oriental de la cordillera oriental colombiana en un futuro cercano.

Si bien *P. melanota* puede estar distribuido a lo largo del piedemonte amazónico y orinocense en Colombia, esta franja de bosque húmedo es altamente fragmentada. Es probable que esta especie se encuentre en localidades menos afectadas por deforestación y fragmentación del bosque húmedo de piedemonte y de la zona en los departamentos de Putumayo, Cauca, Caquetá, Meta, Cundinamarca y Boyacá. Numerosas aves del piedemonte andino-amazónico alcanzan los bosques premontanos del piedemonte de la cuenca del Orinoco (*e.g.*, *Doryfera johannae*, *Pteroglossus castanotis*, *Myrmoborus leucophrys*, *Chamaeza campanisona*, *Automolus rufipileatus*, *Lepidotrix isidorei*, *Conirostrum speciosum*, etc.). Posiblemente varias de las especies del piedemonte amazónico estén presentes en la

Serranía de la Macarena y a lo largo del piedemonte de Casanare, Arauca, en el macizo de Tamá y en el Catatumbo, ya que sus biotas presentan algunos elementos afines al piedemonte andino-amazónico y orinocense (Haffer 1969, Hernández-Camacho *et al.* 1992) y se ha documentado similitudes en la composición de la avifauna (Hernández-Camacho *et al.* 1992, Acevedo-Charry 2017).

Encontrar a *P. melanota*, en Santa María, Boyacá ilustra la escasez de estudios ornitológicos que permitan apreciar la diversidad biológica del piedemonte de la Cordillera Oriental en Colombia en su totalidad (Hernández-Camacho *et al.* 1992, Laverde y Gómez 2016, Acevedo-Charry 2017). Queda por indagar la presencia y abundancia de esta especie a lo largo del piedemonte desde la bota caucana y el Putumayo hasta el municipio de Santa María y establecer si *P. melanota* se distribuye de forma continua o si, por el contrario, la población en Santa María es una población aislada. Es posible que especies de aves restringidas al piedemonte andino-amazónico conocidas sólo hasta el sur de Colombia sean halladas mucho más al norte hacia el centro de Colombia, como ha ocurrido con *Megascops gutemalae napensis*, *Touit stictopterus* y *Monasa flavirostris*, y otros que ya han sido bien documentados (Stiles 1992, Salaman *et al.* 1999, Chaparro-Herrera y Laverde 2014, Acevedo-Charry *et al.* 2015, Carantón-Ayala *et al.* 2016).

En el gradiente de elevaciones y los numerosos hábitats que confluyen en la región de Santa María se han encontrado a la fecha cerca del 40% de los Strigiformes de Colombia. Esta alta diversidad se correlaciona con la alta diversidad de aves que se ha reportado en la región (Laverde y Gómez 2016). Recomiendo que se evalúe a Santa María como un Área de Importancia para la Conservación de las Aves (AICA), ya que alberga especies amenazadas y

restringidas como *Buteogallus solitarius*, *Spizaetus isidori*, *Touit stictopterus*, *Synallaxis moesta* y *Setophaga cerulea*. Además, Santa María presenta hábitats clave para la conservación de las aves de los Andes colombianos (Laverde y Gómez 2016). Por último, a pesar de los varios estudios de los búhos en el norte de Suramérica (*e.g.*, Borrero 1967, O'Neill & Graves 1977, Delgado y Ramírez 2009, Enríquez 2015, Krabbe 2017), la información biológica, biogeográfica y taxonómica de este grupo sigue siendo escasa (Enríquez 2015, Krabbe 2017).

Agradezco especialmente a Merardo Gutiérrez por su hospitalidad y colaboración durante mis visitas en el municipio de Santa María. A Oscar Laverde, Andrés Cuervo, Paula Enríquez y Juan Sebastián Restrepo por los valiosos comentarios que realizaron al escrito. A Juan Sebastián Cortés y Orlando Acevedo por la ayuda en la elaboración del mapa y a Julio Novoa por permitirme incluir la fotografía de la pareja de *P. melanota*.

Literatura citada

- ACEVEDO-CHARRY O. A., CÁRDENAS A., CORAL-JARAMILLO B., DAZA W., JARAMILLO J., FREILE F. 2015. First record of Subtropical Pygmy Owl *Glaucidium parkeri* in the Colombian Andes. *Bulletin of the British Ornithologist's Club.* 135(1):77-79.
- ACEVEDO-CHARRY. O. A. 2017. Birds of Río Tame, Andes-Orinoco transition region: species check-list, biogeographic relationship and conservation. *Ornitología Colombiana* 16:eA03-24.
- AGUIRRE C. J. (Ed.) 2011. Guía de campo de los mamíferos, anfibios y reptiles de Santa María (Boyacá, Colombia). Serie de guías de campo del Instituto de Ciencias Naturales N° 7. Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia, Bogotá, D. C.
- ÁLVAREZ M., CARO V., LAVERDE O. & CUERVO A. 2007. Guía sonora de las aves de los Andes colombianos. Instituto de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt & Cornell Laboratory of Ornithology.
- AYERBE-QUIÑONES F., J. P. LÓPEZ-ORDÓÑEZ., M. F. GONZÁLEZ-ROJAS., F. A. STELA., M. B. RAMÍREZ BURBANO., J. V. SANDOVAL-SIERRA & L. G. GÓMEZ-BERNAL. 2008. Aves del

- departamento del Cauca - Colombia. Biota Colombiana 9: 77-132.
- BORRERO J. I. 1967. Notas sobre hábitos alimentarios de *Asio stygius robustus*. El Hornero 10:445-447.
- CADENA-ORTIZ H., E. BONACCORSO & D. BAHAMONDE-VINUEZA. 2011. Notas de la dieta del Búho Ventribandeado (*Pulsatrix melanota*) en Ecuador. Ornitología Neotropical. 22:471-475.
- CARANTÓN-AYALA D., DELGADO G & RUIZ., A. 2016. Primeros registros del carpintero cabecirrufo (*Celeus spectabilis*. Picidae) en Colombia. Acta Biológica Colombiana 21(3): 649-652.
- CHAPARRO-HERRERA S., CÓRDOBA-CÓRDOBA S., LÓPEZ-ORDÓÑEZ J.P., RESTREPO-CARDONA J.S., CORTÉS-HERRERA O. 2015. Los Búhos de Colombia. En: Enríquez P, editora. Los Búhos Neotropicales: Diversidad y Conservación. ECOSUR. México. 277-329.
- CHAPARRO-HERRERA S & O. LAVERDE-RODRÍGUEZ. 2014. Una nueva localidad para el Águila Solitaria (*Buteogallus solitarius*) en Colombia. Boletín SAO 23:15-17.
- BIRDLIFE INTERNATIONAL & HANDBOOK OF THE BIRDS OF THE WORLD. 2016. Bird Species Distribution Maps of the World. *Pulsatrix melanota*. The IUCN Red List of Threatened Species. Recuperado el 11 de noviembre de 2017, de: <http://maps.iucnredlist.org/map.html?id=22689183>
- DELGADO, C. A & J. D. RAMÍREZ. 2009. Presas de la Lechuza Común (*Tyto alba*) en Jardín, Antioquía, Colombia. Ornitología Colombiana 8:88-93.
- EBIRD. 2017. Portal eBird: Registros de *Pulsatrix melanota* en Colombia. Datos en línea para la abundancia y distribución de las aves [aplicación de internet]. Ithaca, Nueva York. Recuperado el 19 de agosto de 2017, de: <http://www.ebird.org>.
- ENRÍQUEZ P. (Editora). 2015. Los Búhos Neotropicales: Diversidad y Conservación. ECOSUR. México.
- HAFFER J. 1969. Speciation in Amazonian Forest Birds. Science, New Series, Vol. 165, No. 3889:131-137.
- HERNÁNDEZ-CAMACHO J., T. WALSBURGER-B., R. ORTÍZQUIJANO, & A. HURTADO-GUERRA. 1992. Origen y distribución de la Biota Suramericana y Colombiana. Acta Zoológica Mexicana (edición especial):55-104.
- HILTY S. L. & W. L. BROWN. 1986. A guide to the birds of Colombia. Princeton University Press, Princeton.
- IGAC. 2005. Aereofotografía del municipio de Santa María (Boyacá). C-2324/117.
- KRABBE N. K. 2017. A new species of *Megascops* (Strigidae) from the Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia, with notes on voices of New World screech-owls. Ornitología Colombiana 16: eA08-1.
- KÖNIG C & F. WEICK. 2008. Owls of the world. Christopher Helm, Londres, Reino Unido.
- LAVERDE O & F. GÓMEZ. 2016. Las aves de Santa María. Serie de Guías de Campo del Instituto de Ciencias Naturales N° 16. Bogotá, D. C.: Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia.
- O'NEILL J. P. & G. R. GRAVES. 1977. A new genus and species of owl (Aves: Strigidae) from Peru. The Auk. 94:409-416.
- RESTALL R., C. RODNER & M. LENTINO. 2006. Birds of Northern South America: an identification guide. Volume 1: Species accounts. Yale University Press, New Haven, Connecticut, USA.
- RESTREPO-CARDONA J. S., A. BETANCUR-LÓPEZ & N. CANO-CASTAÑO. 2015. Abundancia y nuevos registros de búhos simpátricos en Manizales y Villamaría (Caldas, Colombia). Boletín Científico de Museos de Historia Natural. 19 (2):220-229.
- ROBBINS M. B. & F. G. STILES. 1999. A new species of Pigmy-owl (Strigidae: *Glaucidium*) from the Pacific slope of the Northern Andes. The Auk 116:305-315.
- SALAMAN P. G. W., T. M. DONEGAN, A. CUERVO. 1999. Ornithological surveys in Serranía de los Churumbelos, southern Colombia. Cotinga 12:29-39.
- SALAMAN, P. G. W., F. G. STILES, C. I. BOHÓRQUEZ, M. ÁLVAREZ-R., A. M. UMAÑA, T. M. DONEGAN, & A.M. CUERVO. 2002. New and noteworthy birdrecords from the east slope of the Andes of Colombia. Caldasia 24:157-189.
- SCHULENBERG T. S. (Editor). 2010. Band-bellied Owl (*Pulsatrix melanota*), Neotropical Birds Online. Ithaca: Cornell Lab of Ornithology; retrieved from Neotropical Birds. Recuperado el 11 de noviembre de 2016, de: http://neotropical.birds.cornell.edu/portal/species/overview?p_p_spp=209976
- STILES F. G. 1992. A new species of antpitta (Formicariidae: *Grallaria*) from the Eastern Andes of Colombia. Willson Bulletin 104:379-398.

Recibido: 01 de agosto de 2016 Aceptado: 09 de enero de 2018

Editor asociado

Andrés M. Cuervo

Evaluador

Oscar Laverde



Ornitología Colombiana

<http://asociacioncolombianadeornitologia.org/revista-ornitologia-colombiana/>

La Asociación Colombiana de Ornitología (ACO) inició actividades en 2002 con el fin de incentivar el estudio científico y la conservación de las aves de Colombia mediante la publicación de una revista, *Ornitología Colombiana*. La membresía en la Asociación está abierta a cualquier persona con interés por las aves colombianas y su conservación. Las cuotas para el 2017 son (dentro de Colombia, en pesos colombianos): \$100.000 (profesionales), \$60.000 (estudiantes con carné vigente), \$1.875.000 (miembro benefactor o vitalicio). Se deben hacer las consignaciones en la cuenta de ahorros número 19113323615 de Bancolombia, a nombre de **Asociación Colombiana de Ornitología ACO**. Una vez realizado su pago, favor notificar por correo electrónico a ornitologiacolombiana@yahoo.com dando el número de la consignación, la sucursal del banco y la fecha. Fuera de Colombia los pagos se realizan en dólares US: \$40.

Diagramación:
Tatian Lorena Celeita R,
correo-e: talocero@gmail.com

<http://asociacioncolombianadeornitologia.org/>

Junta Directiva 2016-2018

PRESIDENTE Sergio Losada-Prado Universidad del Tolima	VICEPRESIDENTE Orlando A. Acevedo-Charry Instituto Humboldt Colombia
SECRETARIO Miguel Moreno-Palacios Universidad de Ibagué	TESORERO Jorge Enrique Avendaño Universidad de Los Andes
VOCAL Daniel Alberto León Camargo Universidad Nacional de Colombia	PRESIDENTE ANTERIOR Luis Miguel Renjifo Martínez Pontificia Universidad Javeriana

ORNITOLOGÍA COLOMBIANA

EDITORES

Andrés M Cuervo Instituto Humboldt Colombia	Orlando Acevedo-Charry Instituto Humboldt Colombia
---	--

EDITORES ASOCIADOS

F. Gary Stiles	Gustavo Bravo
Loreta Rosselli	Camila Gómez
Sergio Losada Prado	Gustavo Kattan
Marcia Muñoz	Jorge Enrique Avendaño
Alejandro Rico-Guevara	Sergio Córdoba
Natalia Ocampo Peñuela	Nick Bayly
Gustavo Londoño	Miguel Moreno-Palacios
María Ángela Echeverry-Galvis	Juan Luis Parra

EVALUADORES NÚMERO 16

Steven Hilty	Berton Harris
Nick Bayly	Gustavo Kattan
Luis Germán Naranjo	Miguel Moreno-Palacios
Steve Howell	Sergio Losada Prado
Regina Macedo	Enrique Arbeláez-Cortés
Lilian Manica	Carlos Ruíz-Guerra
Natalia Ocampo-Peñuela	Catalina Palacios
Oscar Laverde	Juan Freile
Harold Greeney	Robert Ridgely
Manuel Marín	Miguel Quimbayo
Gustavo Londoño	Luis Germán Gómez
Santiago David Rivera	Eduardo Iñigo-Elias