



ISSN (versión impresa): 1390-5384
ISSN (versión electrónica): 2528-7788
DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1>

Editor en Jefe

Diego F. Cisneros-Heredia, *Universidad San Francisco de Quito USFQ, Ecuador*

Editores Asociados

María de Lourdes Torres, *Universidad San Francisco de Quito USFQ, Ecuador*

Eduardo Alba Cabrera, *Universidad San Francisco de Quito USFQ, Ecuador*

Fabricio Yopez Moya, *Universidad San Francisco de Quito USFQ, Ecuador*

Consejo Editorial

Nikolay Aguirre, *Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador*

Ruth Álvarez, *Universidad de Carabobo, Valencia, Venezuela*

Andrea Arias, *DuPont Pioneer, Johnston, IA, EEUU*

John G. Blake, *University of Florida, Gainesville, FL, EEUU*

Robert Cazar, *Escuela Superior Politécnica del Chimborazo, Riobamba, Ecuador*

Cesar Costa, *Escuela Politécnica Nacional, Quito, Ecuador*

Salvador Godoy, *Instituto Politécnico Nacional, Ciudad de México, México*

Bette A. Loiselle, *University of Florida, Gainesville, FL, EEUU*

Luis Rincón, *Universidad de los Andes, Mérida, Venezuela*

Mauricio Rivera-Correa, *Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia*

Santiago Ron, *Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador*

Carlos Ventura, *The University of British Columbia, Vancouver, Canada*

Steve Walsh, *University of North Carolina at Chapel Hill, Chapel Hill, NC, EEUU*

César Zambrano, *Universidad San Francisco de Quito USFQ, Ecuador*

Producción Editorial

Vladimir A. Benavides

Corrección de Estilo

Ana Nicole Acosta | Vladimir A. Benavides

Diego F. Cisneros-Heredia | Gabriela Michelena

Emilia Peñaherrera | Alejo Romano

Diseño

Vladimir A. Benavides

Webmaster

Jaime Páez

<http://avances.usfq.edu.ec>

Indexada / catalogada en:

Latinindex (Catálogo), Google Scholar, Crossref, Archive.org.

Editorial Universidad San Francisco de Quito USFQ

Publicación anual de la Universidad San Francisco de Quito USFQ

El uso de nombres descriptivos generales, nombres comerciales, marcas registradas, etc. en esta publicación no implica, incluso en ausencia de una declaración específica, que estos nombres están exentos de las leyes y reglamentos de protección pertinentes y, por tanto, libres para su uso general.

Los artículos publicados en esta revista reflejan las investigaciones de los autores. La información presentada en esta revista es de entera responsabilidad de sus autores. Los artículos no necesariamente reflejan las opiniones de la Editorial USFQ, los editores o cualquier política oficial de la Universidad San Francisco de Quito USFQ. La Editorial USFQ presume que la información es verdadera y exacta a la fecha de publicación. Los artículos se publican luego de un proceso editorial académico que incluye la revisión por pares. Sin embargo, ni la Editorial USFQ, ni los editores, ni los revisores dan una garantía, expresa o implícita, con respecto a los materiales contenidos en los artículos ni de los errores u omisiones que se haya podido realizar.

SECCIÓN B: CIENCIAS BIOLÓGICAS Y AMBIENTALES

- 1–4 ■** Nueva localidad del Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* (Aves: Tyrannidae) en el suroeste del Ecuador
Ordóñez-Delgado, L., Tomás, G., F., Espinosa, C.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pag. 1–4
-
- 5–25 ■** Tres nuevas especies de ranas terrestres *Pristimantis* (Anura: Craugastoridae) de la Provincia de El Oro, Ecuador
Yáñez-Muñoz, M.H., Sánchez-Nivicela, J.C., Reyes-Puig, C.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 5–25
-
- 26–36 ■** Registros inusuales de aves en la hoya de Loja, Andes sur del Ecuador
Ordóñez-Delgado, L., Reyes-Bueno, F., Orihuela-Torres, A., Armijos-Ojeda, D.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 26–36
-
- 37–44 ■** Primer registro de *Ochoterenella* sp. (Nematoda: Onchocercidae) en *Rhinella horribilis* (Anura: Bufonidae) del noroccidente de Ecuador
Reyes-Puig, C., Trujillo-Torres, M.B., Echeverría Torres T, A.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 37–44
-
- 45–47 ■** Ampliación del rango altitudinal de *Anolis fasciatus* (Squamata: Dactyloidae) en Ecuador
Reyes-Puig, C., Ríos-Alvear, G.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 45–47
-
- 48–50 ■** First record of *Bertrana striolata* (Arachnida: Araneae: Araneidae) in Amazonian Ecuador
Cisneros-Heredia, D.F., Carrazco-Montalvo, I.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 48–50
-
- 51–60 ■** Árboles amenazados del Chocó ecuatoriano
Palacios, W., Jaramillo, N.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 51–60
-
- 61–63 ■** Otro registro de leucismo parcial en la Focha Andina *Fulica ardesiaca* (Aves: Gruiformes: Rallidae) en Ecuador
Mena-Valenzuela, P., Mena-González, S.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 61–63
-
- 64–81 ■** Avifauna de Tobar Donoso, Carchi, Ecuador
Mena-Valenzuela, P., Garzón-Santomaro, C., Mena-Olmedo, J., Román, H.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 64–81
-
- 82–85 ■** Registro de la Serpiente Coral de Steindachneri *Micrurus steindachneri* (Squamata: Elapidae) en el Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño
Urgilés, V., Sánchez, J.C., Astudillo, P.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 82–85
-

SECCIÓN C: INGENIERÍAS

- 86–97 ■** **Eliminación de nitrógeno y contaminación orgánica de agua residual industrial pretratada en lagunas anaeróbicas mediante un biofiltro de arena**
Peñañiel, R., Moreno, C., Ochoa-Herrera, V.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 86–97
-
- 98–110 ■** **Comportamiento del SDS localizado en la región interfacial del sistema agua/n-octano. Un estudio usando dinámica molecular**
Parra, J., Aray, Y.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 98–110
-
- 111–117 ■** **Modelación del ruido por tráfico vehicular en la calle Mariscal Lamar en la ciudad de Cuenca**
Tacuri-Ortega, C.F., Calderón-Peralvo, F.S., Sellers-Walden, C.A.
Avances en Ciencias e Ingenierías, 2016, No. 14, Pags. 111–117
-

Nueva localidad del Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* (Aves: Tyrannidae) en el suroeste del Ecuador

Leonardo Ordóñez-Delgado*, Gustavo Tomás, Carlos Iván Espinosa

Universidad Técnica Particular de Loja, Departamento de Ciencias Naturales, CP. 11-01-608, Loja, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: lyordonez2@utpl.edu.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2015/09/09. Aceptado/Accepted: 2016/03/01.

Publicado en línea/Published online: 2016/07/13.

DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.277>

New locality for Tumbes Tyrant *Tumbezia salvini* (Aves: Tyrannidae) in southwestern Ecuador

Abstract

We report the Tumbes Tyrant *Tumbezia salvini* (Aves: Tyrannidae) at El Oro de Pilares, county of Zapotillo, province of Loja, Ecuador. This new locality is in the dry forests of southwestern Ecuador, 16 km from the single locality previously known of the species in the country. This new record suggests *T. salvini* occurs on a larger area in Ecuador than previously estimated, although it remains a rare species.

Keywords. Aves, Tyrannidae, *Tumbezia salvini*, dry forest, Tumbesian Region, Ecuador, Loja.

Resumen

Reportamos al Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* (Aves: Tyrannidae) ubicado en el sector de El Oro de Pilares, cantón Zapotillo, provincia de Loja, Ecuador. Esta nueva localidad se sitúa en los bosques secos del suroccidente del Ecuador, a 16 km del único lugar previamente conocido para la especie en el país. Este nuevo registro sugiere que *T. salvini* ocupa una mayor área de distribución en Ecuador a lo previamente estimado; sin embargo, sigue siendo una especie rara en el país.

Palabras Clave. Aves, Tyrannidae, *Tumbezia salvini*, bosques secos, Ecuador, Región Tumbesina, Loja.

El Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* es una especie endémica de la Región Tumbesina, la misma que abarca la costa centro-sur del Ecuador y la costa noroeste de Perú [1, 2]. Este pequeño tiránido ha sido clasificado bajo la categoría de Casi Amenazado (NT) por la IUCN, debido a su pequeño rango de distribución y a la probable declinación de sus poblaciones por la degradación de sus hábitats [3]. *Tumbezia salvini* se encuentra en Perú, en los bosques secos del noroeste, bajo los 1000 m, y en el extremo sur del Ecuador, en los bosques secos deciduos y semideciduos del cantón Zapotillo, bajo los 400 m. En 2008, *T. salvini* fue registrado por primera vez en Ecuador cerca del relleno sanitario de la ciudad

de Zapotillo (04.37°S, 80.26°O, 275 m), provincia de Loja, suroeste del Ecuador [4]. Nuevas observaciones estimaron que existen al menos cinco territorios independientes en esa zona [5]. En esta publicación reportamos la segunda localidad de *T. salvini* en Ecuador.

La identificación del ave se realizó según las características descritas por Schulenberg et al. [6]. La edad del ave se determinó siguiendo la metodología de la Unión Europea para el Anillamiento de Aves (EURING) [7] y las características de la muda según la propuesta de Gargallo [8]. Las fotografías, muestras de sangre y especímenes de parásitos externos de *Tumbezia salvini* están depositados en el Museo de Colecciones Biológicas

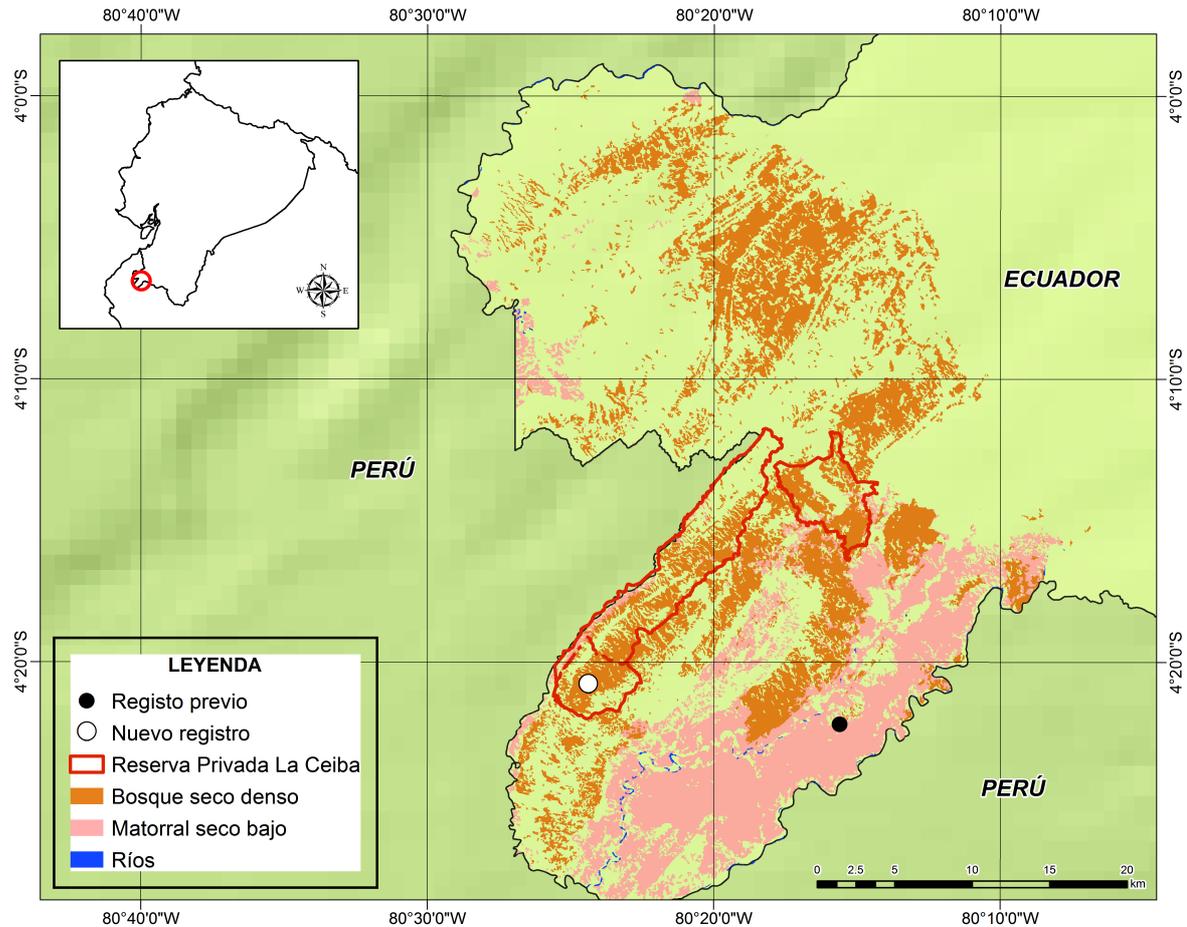


Figura 1: Mapa del suroeste de Ecuador que muestra los registros de *Tumbezia salvini* en el cantón Zapotillo. Fuente cartográfica: J. Cueva y L. Chalán (in litt. 2010).

Tabla 1: Datos morfométricos de edad, plumaje y parásitos de un individuo del Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* capturado en El Oro de Pilares, Reserva Natural la Ceiba (4.346297°S, 80.406344°O, 374 m), cantón Zapotillo, provincia de Loja, el 05 de agosto de 2015.

Ítem	Datos
Anillo:	A0173
Peso:	11.40 gr
Tarso (largo):	1.90 cm
Ala (largo):	6.50 cm
Pico (largo):	1.24 cm
Pico (ancho):	0.52 cm
Pico (alto):	0.34 cm
Placa incubatriz:	No
Edad (Código EURING)	3: plumaje de primer año
Muda:	Sí, en alas y cola. Muda postjuvenil
Ectoparásitos:	1 ácaro de pluma encontrado en el ala del ave

de la Universidad Técnica Particular de Loja, Ecuador (MUTPL).

Un ejemplar de *Tumbezia salvini* fue capturado en una red de niebla en el sector de El Oro de Pilares, Reserva Natural La Ceiba (4.346297°S, 80.406344°O, 374 m), cantón Zapotillo, provincia de Loja, el 05 de agosto de 2015. El espécimen fue medido, pesado y fotografiado, extrajimos muestras de sangre y de parásitos externos (Tabla 1). Se le colocó un anillo de aluminio con el código A0173 y, posteriormente, fue liberado. El ave presentaba muda activa en las plumas de las alas y la cola (Tabla 2), las plumas centrales de la cola estaban en evidente crecimiento. Tenía el pico corto y negro, una franja superciliar ancha, antes de color amarillo claro y después se tornaba blanca hasta la base de la nuca, no se unía a la parte posterior de la cabeza. La porción loreal y auricular era de color negro oscuro. La corona, nuca, manto, plumas escapulares y rabadilla eran de color gris oscuro, mientras que la garganta, pecho y panza eran amarillo claro (Fig. 2a). Las coberteras mayores presentaban una franja blanca y las puntas de las primarias también eran blancas (Fig. 2b). Las plumas centrales de la cola (plumas 1, 2 y 3) eran negras, mientras que las plumas exteriores de la cola tenían el vexillo externo blanco (Fig. 2c).

Tabla 2: Ficha de muda activa de las plumas del ala izquierda de un ejemplar del Tirano de Tumbes *Tumbezia salvini* capturado en El Oro de Pilares, Reserva Natural la Ceiba (4.346297°S, 80.406344°O, 374 m), cantón Zapotillo, provincia de Loja, el 05 de agosto de 2015.

Primarias	Secundarias	Terciarias
0, 0, 0, 4, 5, 5, 5, 5, 5	4, 0, 0, 0, 0, 0	5, 5, 5



Figura 2: Vista frontal (a), lateral (b) y dorsal (c) del individuo de *Tumbezia salvini* capturado en sector de El Oro de Pilares, cantón Zapotillo, provincia de Loja, Ecuador, el 05 de agosto de 2015 (Fotografías: L. Ordóñez-Delgado).

El Oro de Pilares se encuentra a 16 km del relleno sanitario de Zapotillo, la primera localidad ecuatoriana previamente reportada, y a 17 km del sector Romeros, la localidad peruana más cercana de registro de la especie [4]. El área de El Oro de Pilares corresponde a un bosque seco denso, cuyas especies características de plantas son: *Ceiba trichistandra*, *Eriotheca ruizii*, *Erithrina velutina*, *Prosopis juliflora*, *Terminalia valverdeae* y *Simira ecuadorensis* (J. Cueva y L. Chalán in litt. 2010). *Tumbezia salvini* no fue registrado en El Oro de Pilares en muestreos anteriores realizados el 27 de febrero y el 30 de abril de 2015, con el mismo esfuerzo de captura e igual número de redes. La especie tampoco fue capturada en otras ocho localidades estudiadas repartidas por el cantón Zapotillo, entre 5 y 20 km en dirección este y norreste desde El Oro de Pilares. Si bien el presente registro extiende la presencia de *Tumbezia salvini* en Ecuador, se evidencia que la especie es rara en el país. Esto podría deberse a que está en el extremo de su distribución o a una baja densidad natural (se ha estimado que la especie tiene una densidad de cinco o menos individuos por cada 100 ha en diferentes zonas de Perú [3, 9]).

Es fundamental realizar más estudios sobre *Tumbezia salvini* en diferentes zonas del Ecuador para determinar su densidad poblacional, ecología y distribución. Esto permitirá definir su estado de conservación y establecer esfuerzos adecuados que aseguren su conservación a largo plazo en el país. En Ecuador, ninguna de las localidades reportadas para *T. salvini* se encuentra dentro de un área protegida pública. Sin embargo, tanto esta especie como un gran número de aves endémicas tumbesinas encuentran refugio en la Reserva Natural La Ceiba, área protegida privada que conserva 9500 ha. La Ceiba constituye uno de los mayores esfuerzos de conservación de los bosques secos del suroccidente del Ecuador y forma parte de las áreas núcleo de la Reserva de Biosfera del Bosque Seco recientemente reconocidas por la UNESCO [10].

Agradecimientos

Este trabajo forma parte de los proyectos “Parásitos y respuesta de estrés en aves de los bosques secos en relación al tipo de bosque y a su grado de degradación” y “Análisis de la multifuncionalidad de los ecosistemas secos de Ecuador como herramienta para determinar el estado de conservación y los servicios ambientales” financiados por la Universidad Técnica Particular de Loja (UTPL) y ejecutados por el Departamento de Ciencias Naturales de la UTPL, con permiso de Investigación del Ministerio del Ambiente: MAE-DNB-CM-2015-0016.

Agradecemos a todos los colaboradores nacionales e internacionales de los proyectos, con quienes se compartieron intensas jornadas de campo. A Ivonne González por la ayuda en la elaboración del mapa. GT agradece, además, el apoyo brindado por la Secretaría de Educación Superior, Ciencia, Tecnología e Innovación del Ecuador (SENESCYT) a través del Programa Prometeo. A la Fundación Naturaleza y Cultura Internacional por el acceso a la Reserva Natural La Ceiba y, particularmente, a Elsa Castillo y a su familia por el valioso apoyo logístico para la ejecución del trabajo de campo.

Referencias

- [1] Cracraft, J. (1985). Historical biogeography and patterns of differentiation within the South American Avifauna: Areas of Endemism. *Ornithological Monographs*, 36, 49–84. DOI: <http://doi.org/10.2307/40168278>.
- [2] Best, B.J. & Kessler, M. (1995). *Biodiversity and conservation in Tumbesian Ecuador and Peru*. Cambridge: BirdLife International. URL: <http://hdl.handle.net/10068/596783>.
- [3] BirdLife International. (2012). *Tumbezia salvini*. The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e.T22699951A38307214. DOI: <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012-1.RLTS.T22699951A38307214.en>.
- [4] Athanas, N., Davies, A., & Miller, R. (2009). Discovery of Tumbes Tyrant *Tumbezia salvini* in Ecuador. *Cotinga*, 31, 137.
- [5] Freile, J., Ahlman, R., Brinkuizen, D., Greenfield, P., Solano-Ugalde, A., Navarrete, L., Ridgely, R. (2013). Rare birds in Ecuador: First annual report of the Committee of Ecuadorian Records in Ornithology (CERO). *Avances en Ciencias e Ingenierías*, 5(2), B24–B41. DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v5i2.135>.
- [6] Schulenberg, T.S., Stotz, D.F., Lane, D.F., O'Neill, J.P. & Parker, T.A. (2010). *Birds of Peru*. Revised edition. Princeton: Princeton University Press.
- [7] Clarabuch, O. (2000). El estudio del ave en mano. En J. Pinilla (Coord.), *Manual para el anillamiento científico de aves* (pp. 73–97). Madrid: SEO/BirdLife y DGCN-MIMAM. URL: <http://www.seo.org/media/docs/ManualAnilladorPreliminares1.pdf>.
- [8] Gargallo, G. (2000). La nueva ficha de muda. En J. Pinilla (Coord.), *Manual para el anillamiento científico de aves* (pp. 99–113). Madrid: SEO/BirdLife y DGCN-MIMAM. URL: <http://www.seo.org/media/docs/ManualAnilladorPreliminares1.pdf>.
- [9] Sáenz, C. & Ugaz, A. (2011). *Diversidad de aves de la ciudad de Piura y Castilla*. Memorias del IX Congreso de Ornitología Neotropical y VIII Congreso Peruano de Ornitología. Cusco: Sociedad de Ornitología Neotropical y Unión de Ornitólogos del Perú.
- [10] UNESCO. (2015). *Reserva de Biosfera del Bosque Seco*. Ecological Sciences for Sustainable Development. URL: <http://www.unesco.org/new/en/natural-sciences/environment/ecological-sciences/biosphere-reserves/latin-america-and-the-caribbean/ecuador/bosque-seco/>.

Tres nuevas especies de ranas terrestres *Pristimantis* (Anura: Craugastoridae) de la Provincia de El Oro, Ecuador

Mario H. Yáñez-Muñoz¹, Juan Carlos Sánchez-Nivicela^{1,2}, Carolina Reyes-Puig^{1*}

¹Instituto Nacional de Biodiversidad, Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, División de Herpetología, calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris, Casilla 17-07-8976, Quito, Ecuador.

²Museo de Zoología de la Universidad del Azuay, calle 24 de Mayo 767 y Hernán Malo, Casilla 01-01-981, Cuenca, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: carolina.reyes@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/11/18. Aceptado/Accepted: 2016/06/16.

Publicado en línea/Published online: 2016/07/13.

DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.455>

Zoobank: <urn:lsid:zoobank.org:pub:6C2348B7-21AA-49F9-A410-C7034827D976>

Online Archive: <http://archive.org/>

Three new species of terrestrial frogs *Pristimantis* (Anura: Craugastoridae) from the Province of El Oro, Ecuador

Abstract

We describe three new species of terrestrial frogs of the genus *Pristimantis* from the province of El Oro, southwestern Ecuador. Two species inhabit the lowland semi-deciduous forests, and the third species in the high montane forests. *Pristimantis kuri* sp. nov. is characterized by having white patches bordered by dark brown on ventral, inguinal and hidden surfaces of legs, “H” occipito-escapular dermal ridge, and a conical tubercle on the upper eyelid. *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. shows dark brown dorsum with conspicuous cream bands, long and thin digits, and two to three subconical tubercles on the upper eyelid. *Pristimantis hampatusami* sp. nov. is distinguished by having yellow marks surrounded by brown on groin and posterior surfaces of thighs, and a large subconical tubercle and several small subconical tubercles on the upper eyelid.

Keywords. Amphibia, Brachycephaloidea, Ceuthomantinae, foothill forests, new species, taxonomy, Andes, Western Ecuador.

Resumen

Describimos tres nuevas especies de ranas terrestres del género *Pristimantis* de la provincia de El Oro, suroccidente de Ecuador. Dos especies habitan los bosques piemontanos semi-decíduos, y la tercera en los bosques montano altos. *Pristimantis kuri* sp. nov. se caracteriza por presentar una distintiva coloración ventral, inguinal y de las superficies ocultas de las piernas con sólidas manchas blancas, una cresta dérmica occipitoescapular en forma de “H” y un tubérculo cónico sobre el párpado. *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. tiene una distintiva coloración dorsal café oscura, con conspicuas bandas crema sobre fondo café oscuro en los flancos y muslos, dedos largos y delgados, y dos a tres tubérculos subcónicos sobre el párpado superior. *Pristimantis hampatusami* sp. nov. se distingue por tener marcas amarillas rodeadas de café rojizo en la ingle y superficies posteriores de los muslos, y un tubérculo subcónico grande y varios subcónicos pequeños sobre el párpado.

Palabras Clave. Amphibia, Brachycephaloidea, Ceuthomantinae, bosques piemontanos, nueva especie, taxonomía, Andes, Ecuador Occidental.

Introducción

El Oro es la provincia más meridional de la República del Ecuador, ubicada en la parte suroccidental del país y limitando con el extremo noroeste de Perú. Esta provincia recibe la influencia biogeográfica de las áreas secas y áridas de la zona costera y las áreas húmedas y lluviosas de las estribaciones occidentales de los Andes [1]. La diversificación y adaptación de una alta diversidad de vertebrados en la Provincia de El Oro se debe a la complejidad topográfica de la zona, con la presencia de cuenca del Río Jubones y del Golfo de Guayaquil, el sistema montañoso de los Andes y su cercanía a la costa Pacífico, y el influjo biogeográfico de zonas climáticas diferentes [1].

Datos de la biodiversidad de El Oro colectados por el Instituto Nacional de Biodiversidad desde el 2013 en los remanentes de vegetación de la provincia [1] han revelado la presencia de al menos 45 especies de anfibios. Las ranas terrestres de la familia Craugastoridae se han identificado como el componente más diverso en toda esta provincia. Particularmente, los bosques andinos de estribaciones en El Oro concentran altos valores de riqueza de ranas terrestres *Pristimantis* en sus ensamblajes, que aglutinan entre el 34 % y 46 % de la diversidad total de la fauna anfibia. Diecisiete taxa de *Pristimantis* están presentes en una gradiente entre 400 m en el bioma semidecíduo hasta 3900 m en los páramos. La riqueza absoluta fluctúa desde dos especies en los ecosistemas semidecíduos de tierras bajas, alcanzando picos altos de diversidad en los bosques piemontanos y bosque montano con ocho y seis taxa respectivamente. Entre los 600 a 2900 m, se estima que el 47 % de las morfoespecies reconocidas son potencialmente nuevas para la ciencia. En este manuscrito describimos tres especies nuevas de esta importante área del suroccidente de Ecuador.

Materiales y Métodos

La descripción de las especies sigue el formato estandarizado propuesto por Lynch y Duellman [2]. Los caracteres diagnósticos siguen las definiciones propuestas por Duellman y Lehr [3]. La clasificación sistemática de la familia está de acuerdo a la propuesta de Padial *et al.* [4] y los grupos putativos de especies según la propuesta de Hedges *et al.* [5] y Padial *et al.* [4]. Los especímenes colectados fueron sacrificados en una solución de benzocaína, fijados en formalina al 10 % y preservados en etanol al 70 %. La determinación del sexo y edad de los especímenes se realizó mediante la identificación de características sexuales secundarias (almohadillas nupciales y tamaño) y por la inspección directa de las gónadas a través de incisiones dorsolaterales. Las medidas morfométricas fueron tomadas con un calibrador electrónico (precisión ± 0.01 mm, redondeados al 0.1 mm más cercano) siguiendo las sugerencias de Duellman y Lehr [3]. La abreviación LRC se utiliza para la longitud

rostro-cloacal. Los patrones de coloración en vida fueron extraídos de las notas de campo y fotografías a color. Las localidades, sus coordenadas y elevaciones fueron determinadas en base a las notas de campo de los colectores y tomadas con un GPS. Los especímenes examinados están depositados en la División de Herpetología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, Quito (DHMECN). Excepto por las series tipo, los siguientes especímenes fueron examinados:

Pristimantis muricatus ECUADOR: Esmeraldas: Reserva Biológica Bilsa, 552m, DHMECN 3652. ***Pristimantis latidiscus*** ECUADOR: Esmeraldas: Muisne, 162m, DHMECN 2775-2777; Eloy Alfaro, 450-550m, DHMECN 2797-2811, 2821-2822; San Lorenzo, 260m, DHMECN 3183-3189, 3291-3301, 3637, 3639, 3658, 3662; Carchi: Tulcán, 243m, DHMECN 8025-8049. ***Pristimantis laticlavius*** ECUADOR: Carchi: Concepción-Mira, 3550m, DHMECN 2357-2365; Pichincha: Bosque Protector Mashpi, 800-1213m, DHMECN 7127-7132. ***Pristimantis bellae*** ECUADOR: Tungurahua DHMECN 4812-4810, Bosque Protector Cerro La Candelaria, 2000 m. ***Pristimantis ventrimarmoratus*** ECUADOR: Morona Santiago: Macas, 1000 m, DHMECN 1923-1926; Napo: Reserva Biológica Narupa, 4574, 9713-9716. ***Pristimantis colonensis*** ECUADOR: Sucumbíos: La Bonita, 2614m, DHMECN 6418-6440. ***Pristimantis parvillus*** ECUADOR: Esmeraldas: Muisne, 117m, DHMECN 2666, 2764-2772; Pichincha: Estación Experimental "La Favorita", 1800m, DHMECN 1830-1835. ***Pristimantis walkeri*** ECUADOR: Esmeraldas: Muisne, 162 m, DHMECN 2773-2774; Pichincha: Nanegal, 1100-1800m, DHMECN 2029-2033.

Resultados

Pristimantis kuri sp. nov

Figuras 1-5

Holotipo: DHMECN 11383, macho adulto (Figs. 1-5), colectado en Cascadas de Manuel (3.20925°S, 79.726028°W, 800 m; Fig. 6), cantón El Guabo, provincia de El Oro, República del Ecuador, por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Kárem López, Luis Oyagata y Paúl Guerrero, el 13 de febrero del 2014.

Paratopotipo: DHMECN 11382, macho subadulto (Fig. 5) con los mismos datos del holotipo.

Paratipo: DHMECN 9470, macho adulto (Fig. 5), Reserva Biológica Buenaventura (03.813056°S, 79.758611°W, 900 m, Fig. 6), parroquia Moromoro, cantón Piñas, Provincia de El Oro, República del Ecuador, colectado por Mario H. Yáñez-Muñoz, Miguel Alcocer, Gabriela Bautista, María B. Pérez y Marco Reyes Puig, el 17 de abril del 2012.

Etimología: El epíteto específico *kuri* corresponde al vocablo Quechua que significa oro y es usado como un

Tabla 1: Medidas morfométricas de las series tipo de tres especies nuevas de *Pristimantis* de la provincia de El Oro. En cada medida se reporta el rango (media \pm desviación estándar). Abreviaciones: DON = distancia órbita-narina; LC = longitud cefálica; AC= ancho cefálico; DIO= distancia interorbital; DIN= distancia inter-narinal; LT= longitud de la tibia; LP= longitud del pie; LM= longitud de la mano; DT= diámetro horizontal del tímpano; DO= diámetro del ojo; AP= ancho del párpado.

	<i>P. kuri</i>		<i>P. allpapuyu</i>		<i>Phampatusami</i>	
	Machos <i>n</i> =3	Hembras <i>n</i> =2	Machos <i>n</i> =28	Hembras <i>n</i> =11	Machos <i>n</i> =28	Hembras <i>n</i> =11
LRC	22,8 - 28,8 (26,1 \pm 3,0)	30,3-32,2 (31,2 \pm 1,4)	17,0-24,9 (21,0 \pm 1,8)	25,9-34,1 (30,6 \pm 2,1)		
ON	2,8- 3,6 (3,1 \pm 0,4)	3,4-3,7 (3,5 \pm 0,2)	1,8-2,9 (2,4 \pm 0,3)	3,1-4,0 (3,5 \pm 0,3)		
LC	7,5-10,0 (8,4 \pm 1,5)	9,8-9,9 (9,7 \pm 0,05)	5,9-9,9 (7,3 \pm 0,8)	8,5-12,4 (10,4 \pm 1,05)		
AC	8,8-10,5 (9,9 \pm 1,05)	11,4-12,5 (11,9 \pm 0,7)	6,4-9,3 (7,9 \pm 0,7)	9,4-12,1 (11,3 \pm 0,8)		
DIO	2,4-3,2 (2,7 \pm 0,45)	3,5-3,5 (3,5 \pm 0,03)	1,8-3,0 (2,4 \pm 0,3)	2,8-3,9 (3,5 \pm 0,4)		
DIN	1,5-2,0 (1,7 \pm 0,3)	1,9-2,1 (2,0 \pm 0,1)	0,9-1,8 (1,4 \pm 0,2)	1,6-3,1 (2,1 \pm 0,3)		
LT	12,8-15,3 (14,2 \pm 1,3)	16,0-17,2 (16,6 \pm 0,9)	9,8-12,7 (11,6 \pm 0,8)	14,4-17,4 (15,9 \pm 1,0)		
LP	11,2-14,1 (12,0 \pm 1,5)	14,9-16,9 (15,9 \pm 1,4)	12,7-17,4 (15,7 \pm 1,2)	15,4-24,9 (21,3 \pm 2,6)		
LM	7,3- 8,7 (8,2 \pm 0,8)	10,3-10,5 (10,4 \pm 0,1)	5,5-7,3 (6,4 \pm 0,5)	7,5-10,0 (8,9 \pm 0,8)		
DT	0,9-1,6 (1,2 \pm 0,4)	1,6-1,7 (1,7 \pm 0,1)	0,8-1,50 (1,0 \pm 0,2)	1,2-2,1 (1,5 \pm 0,3)		
DO	3,2-3,8 (3,5 \pm 0,30)	3,5-3,1 (3,7 \pm 0,3)	2,0-3,8 (2,8 \pm 0,4)	3,0-4,4 (3,7 \pm 0,43)		
AP	1,9-2,9 (2,5 \pm 0,6)	2,5-2,6 (2,5 \pm 0,1)	1,5-2,8 (2,3 \pm 0,3)	2,2-3,1 (2,3 \pm 0,3)		

sustantivo en aposición que hace alusión a la Provincia de El Oro.

Nombre común sugerido: Cutín Kuri.

Nombre común en inglés sugerido: Kuri Robber Frog.

Diagnosis: *Pristimantis kuri* se distingue de otros *Pristimantis* por la siguiente combinación de caracteres: (1) piel del dorso y flancos finamente granular con tubérculos cónicos y subcónicos esparcidos en todo el dorso, con cresta dérmica occipitoescapular en forma de "H"; vientre areolado; pliegues dorsolaterales ausentes; pliegue discoidal poco evidente; (2) tímpano presente, membrana timpánica diferenciada de la piel que la rodea, anillo timpánico de forma redondeada, equivalente al 34,9 % del diámetro del ojo; pliegue supratimpánico presente; (3) hocico subacuminado en vista dorsal, redondeado de perfil; (4) párpado superior con un tubérculo cónico alargado, con dos a tres tubérculos subcónicos pequeños, tan ancho como la distancia interorbital; con un tubérculo interorbital subcónico y varios aplanados entre los nasales; crestas craneales ausentes; (5) procesos dentígeros del vómer triangulares, con 4 a 7 dientes; (6) machos sin almohadillas nupciales y sin hendiduras bucales; (7) dedo I de la mano más corto que dedo

II; discos truncados, expandidos en los dedos II-IV; (8) dedos de la mano con finos rebordes cutáneos laterales, pronunciados basalmente entre los dedos II-III-IV; (9) tubérculos ulnares presentes, subcónicos, en el borde externo y en la superficie ventral del antebrazo; (10) talón con un tubérculo calcar; borde externo del tarso con dos a tres tubérculos subcónicos; pliegue tarsal interno presente, ocupa 1/3 de la longitud del tarso; (11) dos tubérculos metatarsales, externo redondo, interno ovalado y de 3 a 4 veces el tamaño del externo; tubérculos supernumerarios presentes, bajos; (12) dedos del pie con rebordes cutáneos laterales, basalmente pronunciados entre los dedos IV-V; membranas interdigitales ausentes; dedo V más largo que el III y no se extiende más allá del tubérculo subarticular distal del dedo IV; (13) coloración dorsal gris a café oscuro (beige a café oscuro en vida), con marcas irregulares crema grisáceo a café claro (café claro y rojizas en vida); parte posterior de los flancos, ingle y superficies anteriores de las piernas con marcas blancas sobre fondo café oscuro; vientre gris a café claro con sólidas manchas blancas (negro a gris en matiz crema rojizo en vida); iris de color cobre con líneas diagonales negras, con una línea media horizontal en tono rojizo; (14) longitud rostro-cloacal en machos 22,8-28,8 mm (\bar{x} = 26,1, *n* = 3), hembras desconocidas.

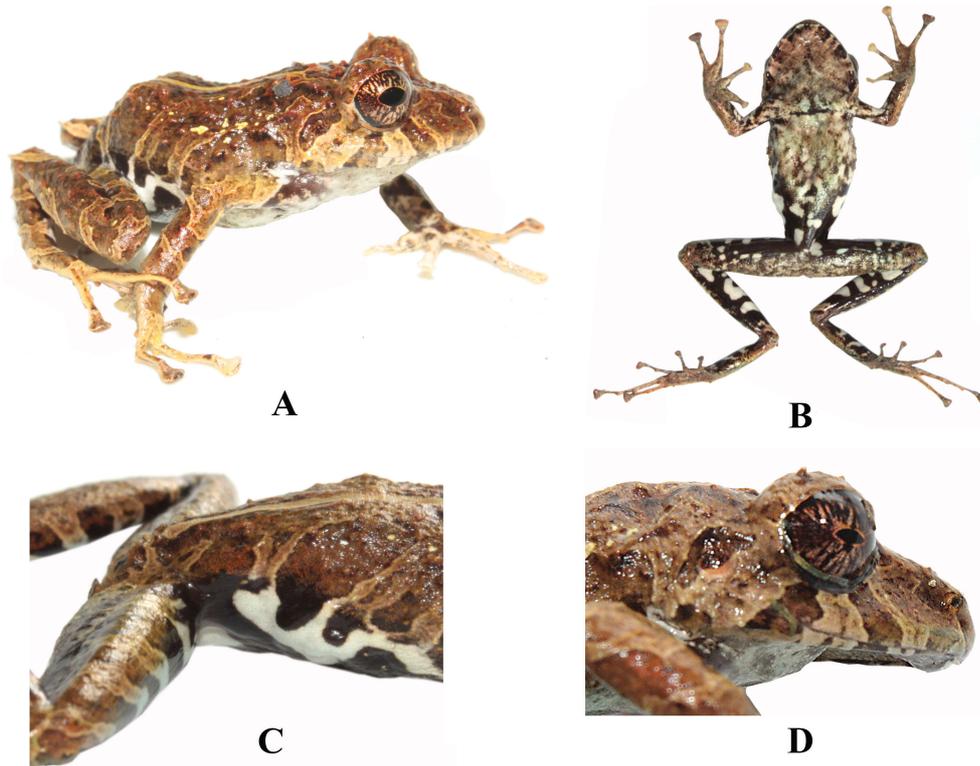


Figura 1: *Pristimantis kuri* sp. nov. DHMECN 11383, macho, holotipo. (A) Coloración dorsal en vida; (B) Coloración ventral en vida; (C) Coloración inguinal en vida; (D) Detalle de la cabeza. Fotografías por Juan Carlos Sánchez-Nivicela.

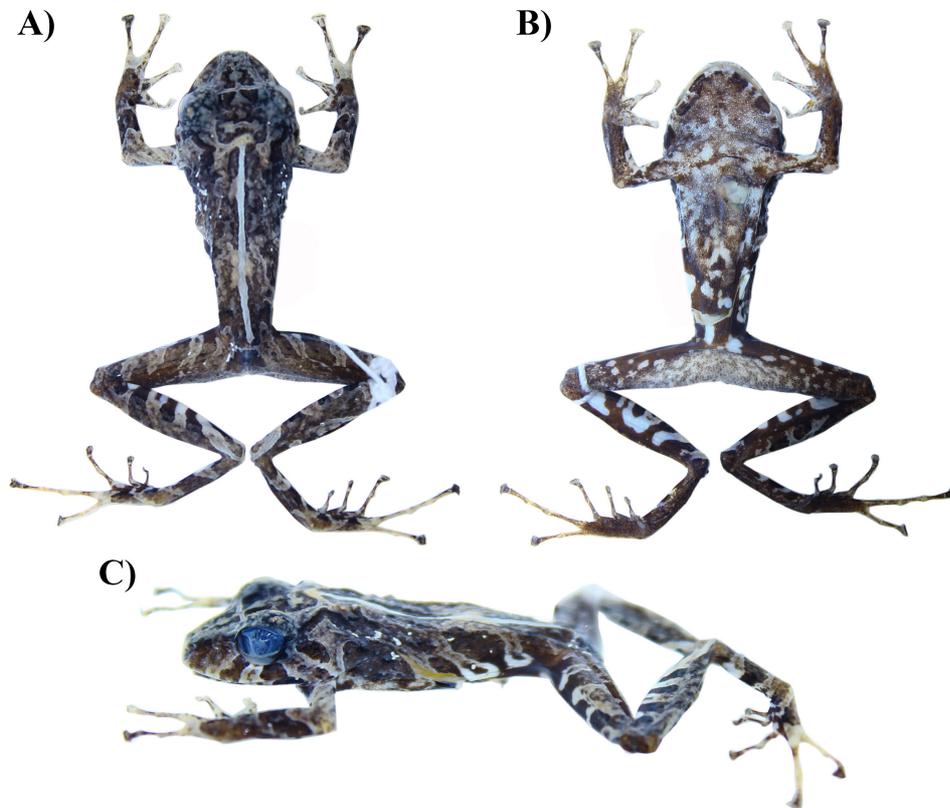


Figura 2: Holotipo de *Pristimantis kuri* sp. nov. (DHMECN 11383, macho adulto, longitud rostro-cloacal 28,8 mm). (A) vista dorsal. (B) vista ventral. (C) vista de perfil.

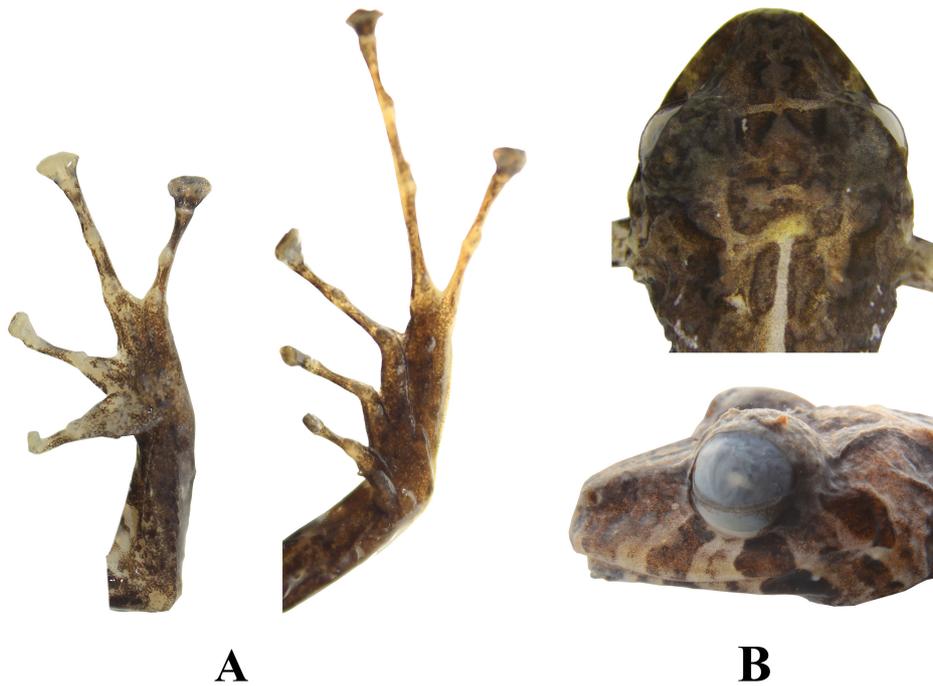


Figura 3: Holotipo de *Pristimantis kuri* sp. nov. DHMECN 11383, macho adulto, longitud rostro-cloacal 28,8 mm). (A) Extremidades anterior y posterior del lado izquierdo en vista ventral; (B) detalle de la cabeza en vista dorsal y de perfil.

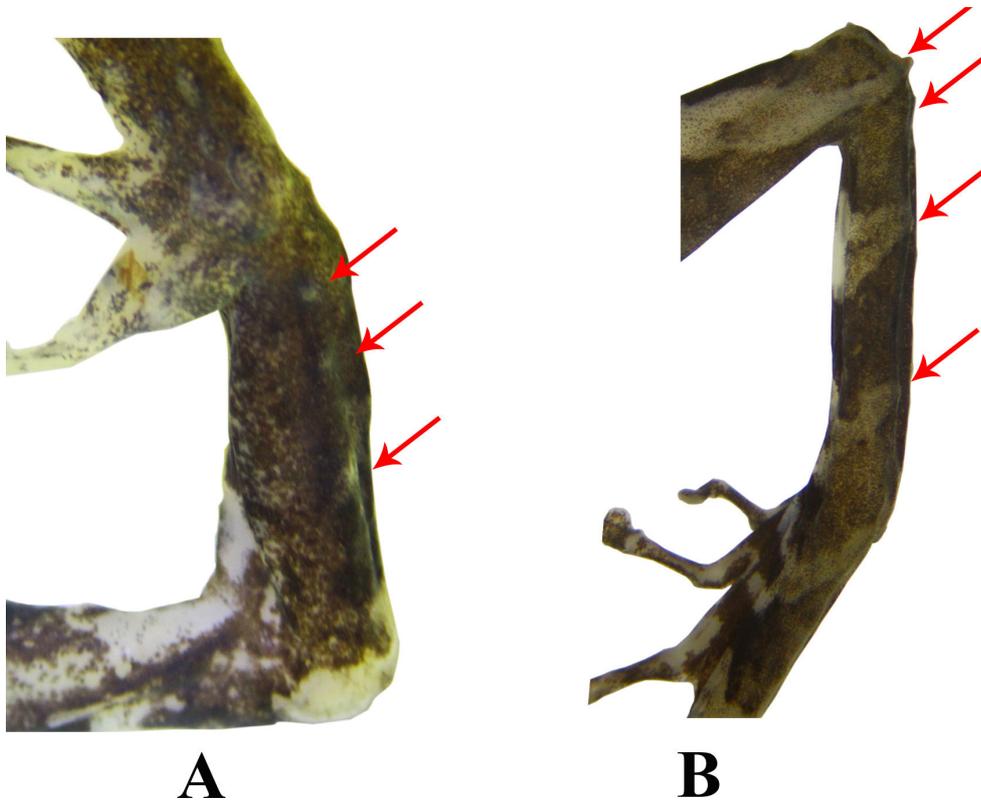


Figura 4: Holotipo de *Pristimantis kuri* sp. nov. (DHMECN 11383, macho adulto, longitud rostro-cloacal 28,8 mm). (A) Tubérculos ulnares; y (B) tubérculos del talón y borde externo del tarso.

Comparación con especies similares: En su morfología externa y coloración *Pristimantis kuri* (caracteres



Figura 5: Variación de la coloración dorsal y ventral en la serie tipo de *Pristimantis kuri* sp. nov. De izquierda a derecha: DHMECN 11383, macho adulto, holotipo; DHMECN 11382, macho subadulto, paratopotipo; DHMECN 9470, macho adulto, paratipo.

entre paréntesis) sólo puede ser confundido con *P. muricatus* Lynch & Miyata de los bosques de tierras bajas piemontanas del noroccidente del Ecuador. No obstante, *P. muricatus* tiene la piel del dorso lisa con muchos tubérculos cónicos (piel del dorso y flancos finamente granular con tubérculos cónicos y subcónicos, con cresta dérmica occipitoescapular en forma de “H”); varios tubérculos cónicos elongados sobre el párpado y uno en el tarso (un tubérculo cónico alargado sobre el párpado y subcónicos en el antebrazo); quillas laterales en los dedos de la mano (rebordes cutáneos laterales en los dedos de la mano); parte posterior de los flancos, ingle y superficies anteriores de las piernas con puntos amarillo-limón o amarillo-naranja en vida (con marcas blancas sobre fondo café oscuro); vientre café oscuro purpura con motas amarillas o café oscuras (vientre café con manchas blancas); longitud rostro-cloacal en machos 31,8-40,7 mm (22,8-28,8 mm). *Pristimantis latidiscus* Boulenger y *P. laticlavium* Lynch & Burrowes habitan en las tierras bajas del occidente de Ecuador, tienen tubérculos en el párpado y talón, y marcas dorsales en forma de “W”, por lo que podrían confundirse con *P. kuri*. Sin embargo, se diferencian por presentar el párpado, antebrazo y talón con tubérculos cónicos pequeños y por carecer de manchas blancas sobre fondo café oscuro en la parte baja de los flancos, ingle y superficies ocultas

de los muslos. *Pristimantis bellae* Reyes-Puig & Yáñez-Muñoz habita en las estribaciones orientales de los Andes y tiene un patrón de coloración ventral con manchas blancas sobre fondo café oscuro y tubérculos cónicos grandes en el párpado y talón. Sin embargo, *P. bellae* se diferencia de *P. kuri* por presentar pliegues dorsolaterales que se unen en la región escapular formando un pliegue en forma de “V” invertida.

Descripción del holotipo: Macho adulto, cabeza más ancha que larga; hocico subacuminado en vista dorsal y redondeado de perfil (Fig. 3); distancia ojo-narina 12,5 % de la LRC; canto rostral ligeramente cóncavo, narinas dirigidas lateralmente (Fig. 3); área interorbital plana, más ancha que el párpado superior, equivalente al 88,2 % de la distancia interorbital; cresta craneal ausente; párpado superior con un tubérculo cónico alargado y tres tubérculos subcónicos pequeños (Fig. 3), párpado más angosto que el espacio interorbital, tubérculo interorbital subcónico pequeño; membrana timpánica diferenciada de la piel que la rodea, anillo timpánico presente redondeado, con el margen superior cubierto por un pliegue supratimpánico anterodorsalmente, tímpano no visible dorsalmente, diámetro del tímpano 32,5 % del diámetro del ojo, tubérculos postrictales subcónicos, hilera de tubérculos pequeños subcónicos a lo largo del maxilar inferior; coanas pequeñas, redondeadas de con-

torno, no cubiertas por el piso palatal del maxilar; procesos dentígeros del vómer de contorno triangular con 4 a 7 dientes ubicados posteromedialmente en relación a las coanas; lengua redondeada, relativamente tan ancha como larga, 60 % adherida al piso de la boca.

Piel de la parte media del dorso y flancos finamente granular con tubérculos cónicos y subcónicos esparcidos en todo el dorso, con cresta dérmica occipitoescapular en forma de "H"; fino pliegue oblicuo dorsolateral continuo, que se extiende desde la región occipital hasta los $\frac{3}{4}$ posteriores del dorso, presenta numerosos tubérculos redondeados pequeños (aplanados por efectos de preservación). Pliegue discoidal poco evidente; cloaca rodeada por pequeños tubérculos redondeados. Brazos esbeltos con pequeños tubérculos ulnares subcónicos (Fig. 1, 4); dedos con finos rebordes cutáneos laterales, en los dedos II, III y IV, tubérculo palmar de contorno irregular semejante a un corazón, tubérculo tenar ovalado con un surco anterior más evidente (Fig. 3); tubérculos subarticulares redondos prominentes, con pocos tubérculos supernumerarios; terminaciones digitales dilatadas, aproximadamente el doble o más de los dedos II, III y IV, con almohadillas definidas por surcos circunmarginales (Fig. 3).

Extremidades posteriores esbeltas, longitud de la tibia 37,9 % de la longitud rostro-cloacal, talón con un tubérculo redondeado, borde externo del tarso con 2 a 3 tubérculos (redondeados por efectos de preservación pero subcónicos en vida) (Fig. 4); pliegue tarsal interno débilmente definido; dedos del pie con rebordes cutáneos laterales definidos, basalmente pronunciados entre los dedos IV-V y IV; tubérculos subarticulares redondos prominentes; tubérculo metatarsal interno ovalado y alargado 3-4 .5 veces el tamaño del externo que es subcónico; pequeños tubérculos supernumerarios plantares redondeados en la base del pie (Fig. 3); discos dilatados en los dedos III, IV y V, redondeados en los dedos I y II; dedo V mayor al III, no se extiende más allá del tubérculo subarticular distal el dedo IV (Fig. 3).

Coloración en preservado del holotipo: Dorso entre gris y café oscuro, con marcas irregulares entre crema grisáceo y café claro en el dorso de la cabeza y región paravertebral, con una línea media dorsal crema que se extiende longitudinalmente desde la porción postoccipital hasta la cloaca; flancos con distintivas marcas irregulares blancas sobre fondo café oscuro; vientre entre gris y café claro con sólidas manchas blancas, garganta gris a café finamente punteada de crema, borde externo de la mandíbula con barras diagonales café oscuras separadas por interespacios crema; extremidades anteriores y posteriores con barras transversales café oscuras separadas por interespacios café crema; superficie dorsal de los dígitos crema con machas irregulares café claro.

Coloración en vida: Dorsalmente café oscuro, con marcas irregulares café rojizas en el dorso de la cabeza y región paravertebral, con una línea mediodorsal café anaranjado, que se extiende longitudinalmente desde la porción postoccipital hasta la cloaca; flancos, ingle y axilas

con distintivas manchas irregulares negras y blancas, separadas por barras diagonales café oscuras a café claras; fondo de la región baja del vientre negro con sólidas manchas blancas, pecho gris en matiz crema rojizo con marcas irregulares café oscuro, garganta crema en matiz café rojizo finamente punteada de crema, borde externo de la mandíbula con barras diagonales café oscuras separadas por interespacios crema rosáceo; extremidades anteriores y posteriores con barras transversales café oscuras, separadas por interespacios beige; iris cobre con líneas diagonales negras, con una línea media horizontal en tono rojizo (Fig. 1).

Medidas del holotipo (mm): longitud rostro-cloacal = 28,8; distancia órbita-narina = 3,6; longitud cefálica = 7,7; ancho cefálico = 10,9; distancia interorbital = 3,2; distancia internarinal = 2,0; longitud de la tibia = 15,3; longitud del pie = 14,1; longitud de la mano = 8,7; diámetro horizontal del tímpano = 1,2; longitud horizontal del ojo = 3,8; ancho del párpado = 2,8.

Variación: Variaciones morfométricas de la serie tipo son presentadas en la Tabla 1. Los especímenes DHMECN 11382 y 9470 carecen de la línea mediodorsal crema; DHMECN 9470 exhibe un patrón de coloración dorsal café claro que contrasta con el holotipo y el paratipo DHMECN 11382, los cuales presentan una coloración café grisácea oscura. Ventralmente el holotipo DHMECN 11383 y el paratipo DHMECN 11382 exhiben gargantas café grisáceo moteado con crema mientras que el espécimen DHMECN 9470 es café claro moteado con crema (Fig. 5).

Distribución e historia natural: *Pristimantis kuri* es conocido únicamente de dos localidades en los bosques siempreverde estacionales piemontanos del sur de la Cordillera Occidental de los Andes, área Catamayo-Alamor [6], entre los 800 y 900 m de elevación. Estas localidades se ubican en el piso zoogeográfico subtropical suroccidental [7]. Los ejemplares provenientes de la localidad tipo fueron colectados en el interior de bosque, en vegetación arbustiva a 1,5 m de altura sobre hoja. El paratipo DHMECN 9470 fue colectado al interior de bosque maduro en vegetación baja (<1 m), sobre una hoja herbácea. Los machos maduros (DHMECN 9470, 11383) presentaron testículos ovalados pigmentados de blanco y fueron colectados en los meses de febrero y abril. La nueva especie ha sido registrada en simpatria con 5 taxa de ranas terrestres (*Barycholos pulcher*, *Pristimantis achatinus*, *P. subsigillatus*, *P. hampatusami* sp nov. y *P. buenaventura*).

Comentarios taxonómicos: *Pristimantis muricatus* y *P. kuri* son las únicas especies del occidente de Ecuador con distintivos tubérculos en el talón y párpado. Lynch y Duellman [2] mencionan que la distribución de *P. muricatus* se restringe al noroccidente del Ecuador, en las provincias de Pichincha y Santo Domingo de los Tsáchilas. Ortega-Andrade *et al.* [8] y Lynch *et al.* [9] confirman la presencia de *P. muricatus* en las provincias de Manabí y Esmeraldas. A pesar de no disponer evidencias moleculares, preliminarmente consideramos que *P.*

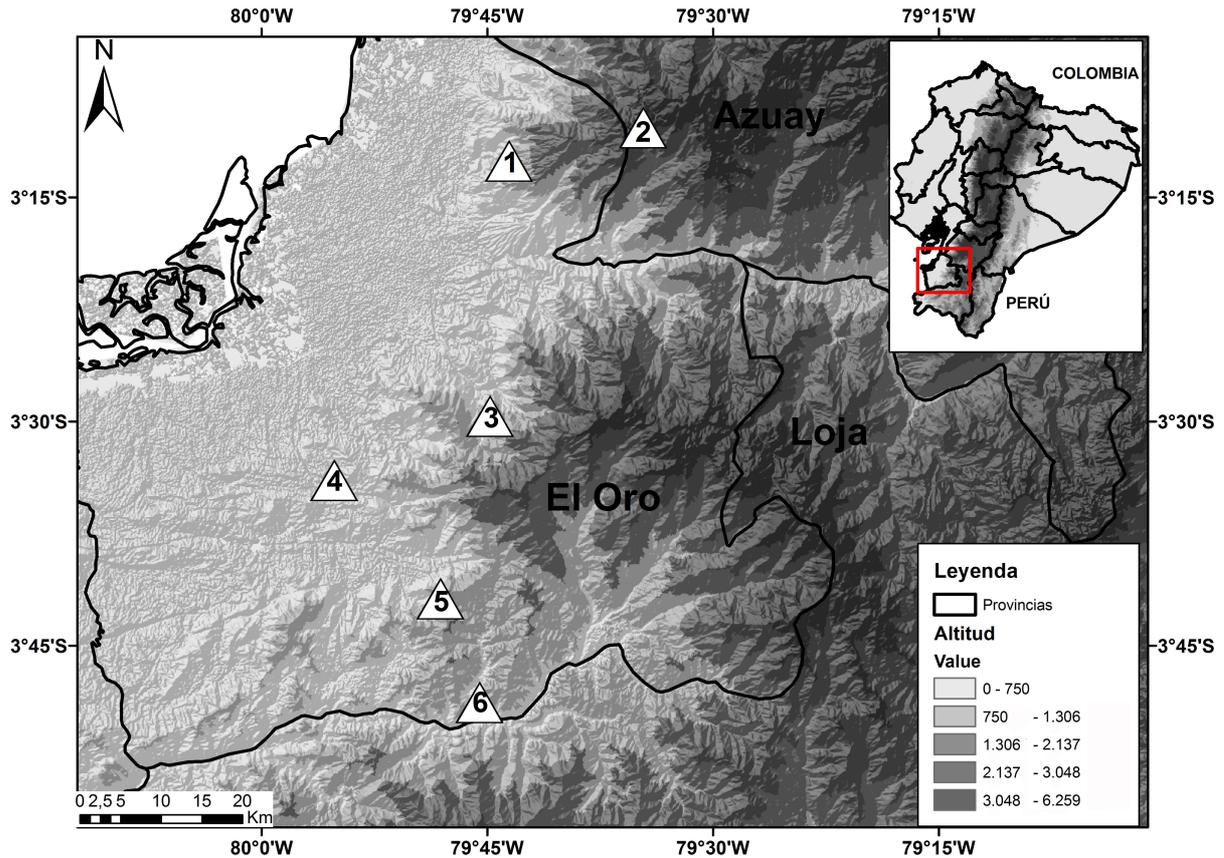


Figura 6: Mapa de localidades tipo de tres especies nuevas de *Pristimantis* en la provincia de El Oro: 1) Cascadas de Manuel, 2) La Enramada, 3) Marcabelí, 4) Remolinos, 5) Ñalacpac, 6) Reserva Biológica Buenaventura.

kuri podría ser el reemplazo latitudinal de *P. muricatus* hacia el sur de la cuenca del Río Jubones en la costa sur de Ecuador (basados en las similitudes morfológicas y cromáticas, así como los tubérculos cónicos en el talón y párpado). La carencia de secuencias moleculares de *P. kuri* no permiten confirmar esta hipótesis, considerando necesario ampliar el esfuerzo de muestreo en las localidades tipo, para recolectar de más material morfológico y genética.

***Pristimantis allpapuyu* sp. nov.**

Figuras 7-11

Holotipo: DHMECN 11384, hembra adulta (Figs. 7-11), colectada en el sector La Enramada (3.172231°S, 79.577292°W, 2917 m; Fig. 6), límite de la parroquia Tendales, cantón El Guabo, provincia de El Oro, República del Ecuador, por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Kárem López, Luis Oyagata y Paúl Guerrero, el 18 de febrero del 2014.

Paratopotipo: DHMECN 11385, hembra adulta (Fig. 11) con los mismos datos del holotipo.

Etimología: El nombre específico “*allpapuyu*” proviene de la combinación de las raíces Quechua, *allpa* que significa tierra y *puyu* que se traduce como neblina. Este nombre hace referencia al ecosistema donde habita

la especie, en los bosques nublados occidentales de la provincia de El Oro.

Nombre común sugerido: Cutín Allpapuyu.

Nombre común en inglés sugerido: Allpapuyu Robber Frog.

Diagnosis: *Pristimantis allpapuyu* se diferencia de otros congéneres, por la siguiente combinación de caracteres: (1) piel del dorso finamente granular con verrugas bajas redondeadas esparcidas, con dos tríadas de tubérculos subcónicos en la región occipital formando una “V”, con una fila de tres tubérculos subcónicos en el borde de la cresta ilíaca, un tubérculo subcónico en el coxis; flancos con verrugas bajas dispersas; vientre areolado; pliegues dorsolaterales ausentes; pliegue discoidal indistinto; (2) membrana y anillo timpánico presente, de forma redondeada, equivalente al 47.3 % del diámetro del ojo; pliegue supratimpánico presente; (3) hocico subacuminado en vista dorsal, redondeado de perfil, región loreal elevada; (4) párpado superior más angosto que la distancia interorbital, con dos a tres tubérculos subcónicos; con un tubérculo interorbital subcónico; crestas craneales ausentes; (5) procesos dentígeros del vómer presentes, triangulares de contorno, con 4 a 7 dientes; (6) machos desconocidos; (7) dedo I de la mano más corto que dedo II; discos digitales expandidos en todos los dedos, truncados, más anchos en los dedos III-IV; (8) dedos



Figura 7: *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. en vida (DHMECN 11385, hembra, paratopotipo). (A) Vista dorsolateral en vida; y (B) vista ventral, luego de pocos momentos después de la anestesia. Fotografías por Juan Carlos Sánchez-Nivicela.

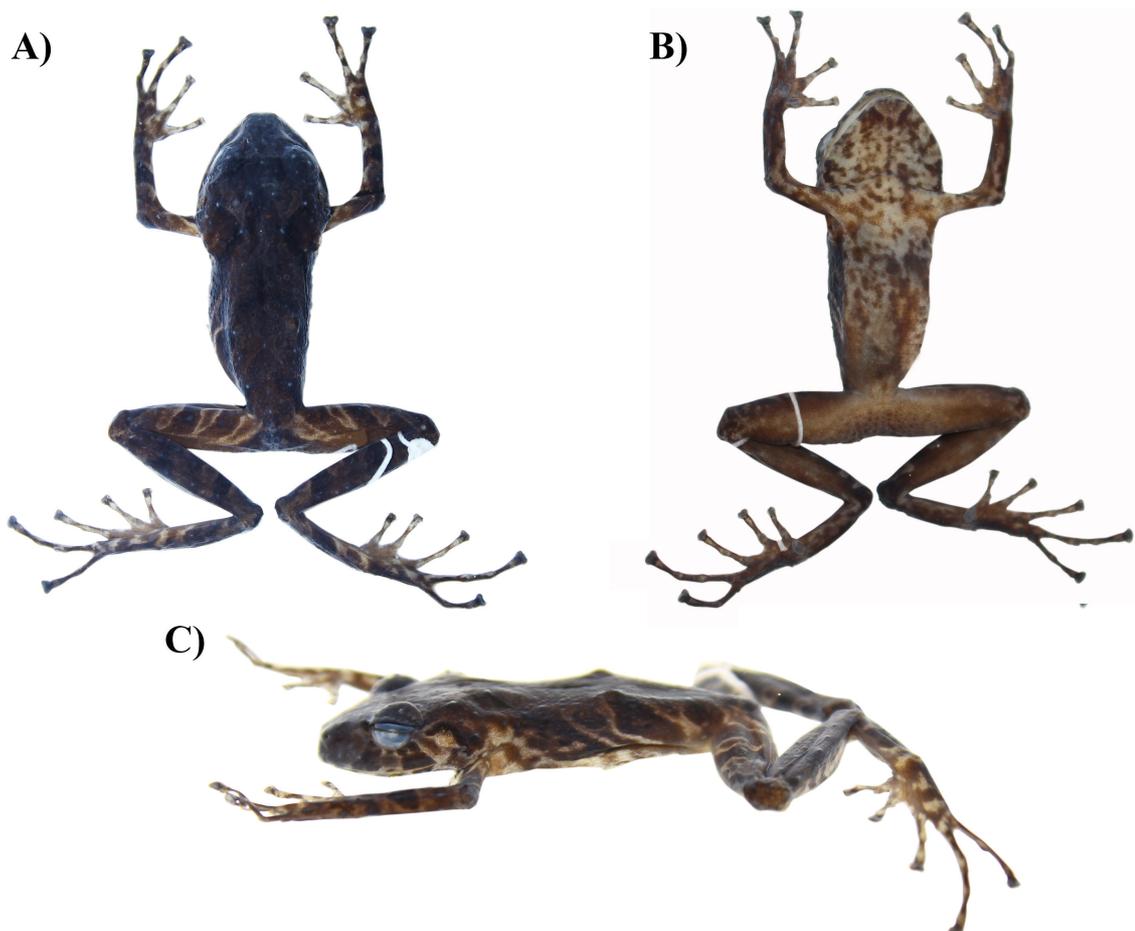


Figura 8: Holotipo de *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. (DHMECN 11384, hembra, longitud rostro-cloacal 32,2 mm). (A) Vista dorsal, (B) vista ventral, (C) vista de perfil.

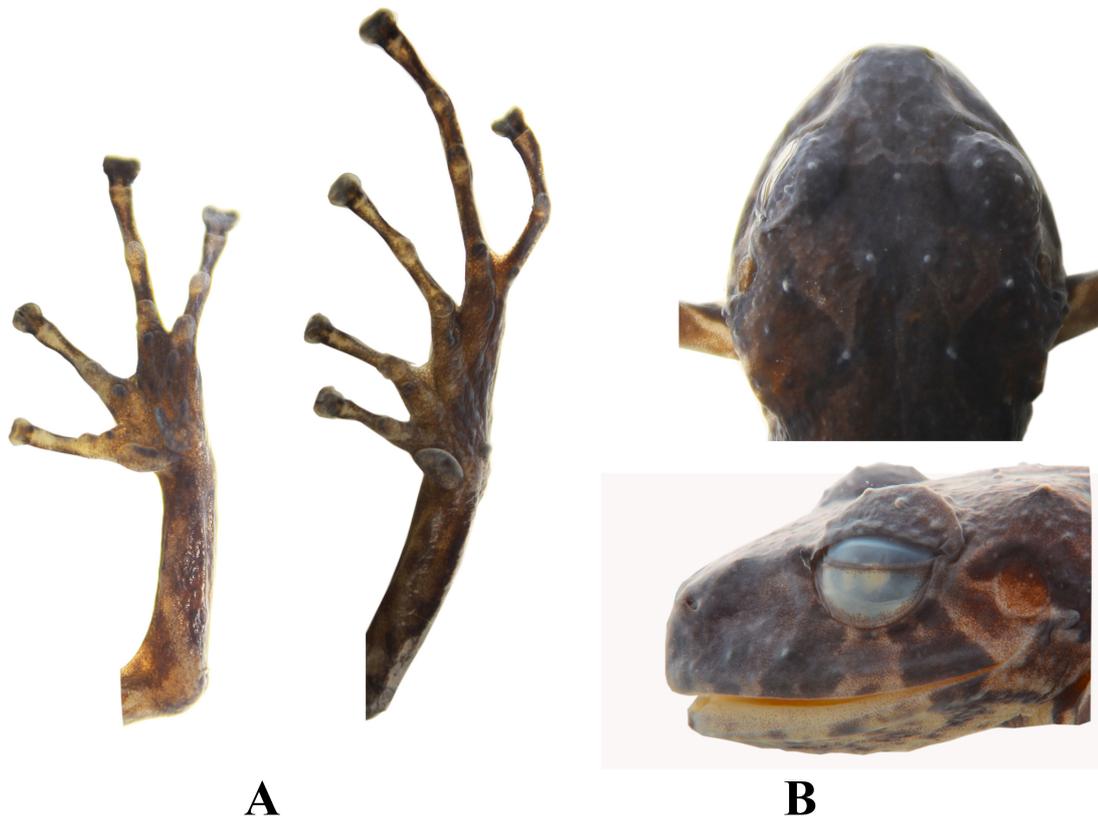


Figura 9: Holotipo de *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. (DHMECN 11384, hembra, longitud rostro-cloacal 32,2 mm). (A) Extremidades anterior y posterior del lado izquierdo en vista ventral; (B) detalles de la cabeza en vista dorsal y de perfil.

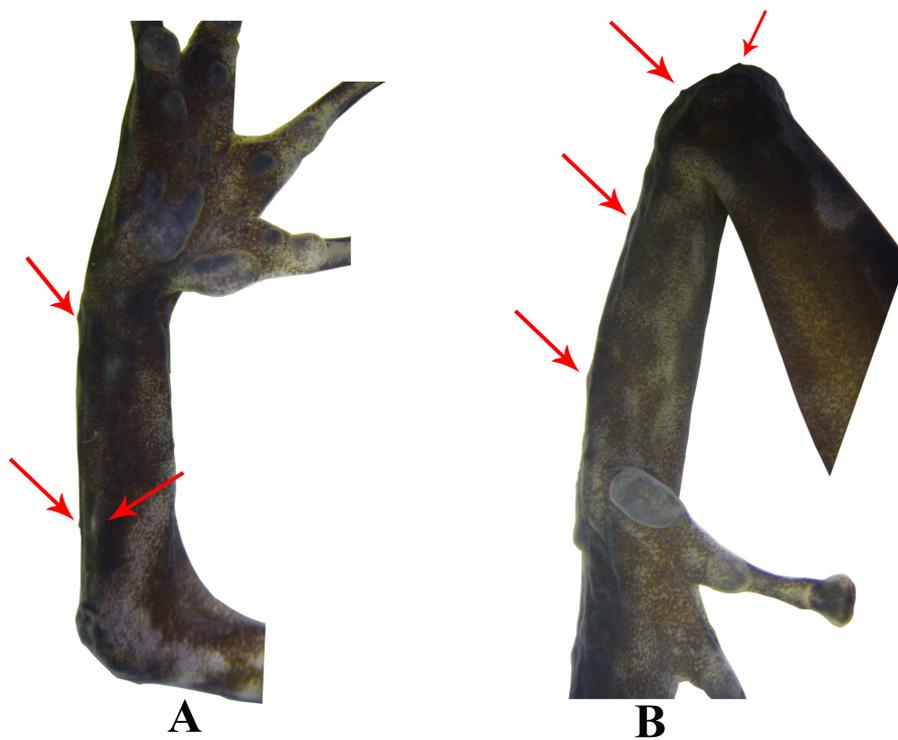


Figura 10: Holotipo de *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. (DHMECN 11384, hembra, longitud rostro-cloacal 32,2 mm). (A) Tubérculos ulnares; y (B) tubérculos del talón y borde externo del tarso.



Figura 11: Variación de la coloración dorsal y ventral en la serie tipo de *Pristimantis allpapuyu* sp. nov. De izquierda a derecha: DHMECN 11384, hembra, holotipo; DHMECN 11385, hembra, paratopotipo.

de la mano con rebordes cutáneos laterales inconspicuos (9) tubérculos ulnares presentes, redondeados en borde externo e interno de la ulna; (10) talón con uno o más tubérculos redondeados; borde externo del tarso con dos a tres tubérculos redondeados a subcónicos; pliegue tarsal interno presente, corto; (11) dos tubérculos metatarsales, el interno oval 8-10 veces el tamaño del externo que es subcónico; tubérculos supernumerarios presentes; (12) dedos del pie con débiles rebordes cutáneos laterales, fuertemente definidos en la base de los dedos II-V, membranas interdigitales ausentes; dedo V más largo que el III y no se extiende más allá del tubérculo subarticular distal del dedo IV; (13) coloración dorsal café oscuro (café rojizo a café claro en vida); flancos con distintivas bandas irregular café oscuro, separados por interespacios de finas líneas crema; vien-

tre y garganta en fondo crema con manchas café oscuro; iris dorado con reticulaciones negras, franja media horizontal rojiza; (14) longitud rostro-cloacal en hembras 30.2-32.2 mm, machos desconocidos.

Comparación con especies similares: *Pristimantis allpapuyu* se diferencia de todas las especies de los bosques montanos de las estribaciones occidentales de los Andes por presentar una distintiva coloración dorsal homogéneamente café oscura, flancos y muslos con conspicuas bandas crema en fondo café oscuro; dígitos de las extremidades anteriores y posteriores largos y delgados; con dos a tres tubérculos subcónicos sobre el ojo y sobre la superficie dorsal de la pierna. *Pristimantis colonensis* Mueses-Cisneros, de los bosques montanos de las estribaciones orientales de los Andes de Ecuador, presen-

ta una similar morfología externa con *P. allpapyu* (caracteres entre paréntesis), ambas especies comparten la presencia de bandas irregulares en los flancos. Sin embargo, *P. colonensis* presenta tubérculos cónicos sobre el párpado, talón y borde externo del tarso (subcónicos); pliegues paravertebrales (ausentes); ancho relativo de los discos el doble del tamaño de los dígitos (ligeramente ensanchados); hocico semiredondeado en vista dorsal (subacuminado); los flancos presentan coloración café rojiza con delgadas bandas crema (café oscura, anchas); garganta café oscura con manchas blancas (fondo crema con manchas café grisáceo); iris amarillo cobrizo con finas reticulaciones negras (dorado con reticulaciones negras). *Pristimantis allpapyu* podría resultar similar a *P. eriphus* Lynch y Duellman de las estribaciones orientales de los Andes de Ecuador, sin embargo, *P. eriphus* presenta la piel del dorso con muchos tubérculos cónicos pequeños (finamente granular con verrugas bajas redondeadas); carece de dos tríadas de tubérculos subcónicos en la región occipital formando una “V” (presente); párpado superior con un tubérculo cónico (dos a tres tubérculos subcónicos); tubérculos ulnares cónicos a subcónicos (redondeados); coloración en dorsal en vida verde pálido con marcas oliva oscuro, flancos y superficies ocultas de las extremidades moteado de crema y negro; vientre blanco verdoso, fusionado con manchas negras; iris cobre rojizo (café rojizo a café claro en vida, flancos con distintivas bandas irregular café oscuro, separados por interespacios de finas líneas crema, vientre y garganta en fondo crema con manchas café oscuro; iris dorado con reticulaciones negras, franja media horizontal rojiza). Por su coloración dorsal y cercanía con *Pristimantis eriphus*, *P. nigrogriseus* Anderson podría ser reminiscente a *P. allpuyu*, no obstante, *P. nigrogriseus* carece de dos tríadas de tubérculos subcónicos en la región occipital formando una “V” (presente), el canthus rostralis afilado (región loreal elevada); párpado superior sin tubérculos cónico (dos a tres tubérculos subcónicos), ausencia de tubérculos ulnares (presentes); talón sin tubérculos (presentes). *Pristimantis nigrogriseus* se distribuye en las estribaciones orientales de los Andes de Ecuador.

Descripción del holotipo: Hembra adulta, cabeza más ancha que larga; hocico subacuminado en vista dorsal, redondeado de perfil, región loreal alta y ligeramente cóncava (Fig. 9); distancia ojo-narina 11,3 % de la LRC; canto rostral ligeramente cóncavo; narinas protuberantes, dirigidas dorsalmente; área interorbital plana, más ancha que el párpado superior, que equivale al 73,9 % de la distancia interorbital; párpado superior con cuatro tubérculos subcónicos grandes y varios tubérculos subcónicos pequeños, con un tubérculo subcónico interorbital; cresta craneal ausente; (Fig. 9); membrana timpánica diferenciada de la piel que la rodea, anillo timpánico delgado, ovalado de contorno, con el margen posterior cubierto por un fuerte pliegue supratimpánico; tímpano visible dorsalmente, diámetro del tímpano 44,4 % del diámetro del ojo, tubérculos postorbitales presentes, subcónicos (Fig. 9); coanas pequeñas,

ligeramente triangulares de contorno, no cubiertas por el piso palatal del maxilar; procesos vomerinos odontóforos presentes, triangulares de contorno, con 3 a 4 dientes; lengua más larga que ancha, de contorno acorazonado, adherida $\frac{1}{4}$ al piso de la boca.

Textura del dorso finamente granular con verrugas bajas redondeadas esparcidas, con tubérculos subcónicos en la región occipital alineados en dos tríadas formando una “V”, con una fila de tres tubérculos subcónicos en el borde de la cresta ilíaca y un tubérculo subcónico en el coxis, flancos con verrugas bajas dispersas; vientre areolado, con pequeñas pústulas elevadas (Fig. 8); sin pliegues dorsolaterales, pliegue discoidal indistinto. Brazos delgados con tubérculos ulnares presentes redondeados, reducidos por efectos de preservación (Fig. 10); dedos de la mano con rebordes cutáneos inconspicuos, tubérculo palmar acorazonado, tubérculo tenar ovalado (Fig. 9), tubérculos subarticulares redondos, visibles de perfil, tubérculos supernumerarios ausentes; dígitos largos con terminaciones digitales truncadas, más anchas que los dígitos, expandidos en todos los dedos, discos definidos por surcos circunmarginales. Extremidades posteriores delgadas, longitud de la tibia 53,5 % de la LRC, con varios tubérculos subcónicos elevados en la superficie dorsal de la tibia; talón con un tubérculo pequeño redondeado, borde externo del tarso con pequeños tubérculos aplanados por efecto de preservación (Fig. 10); con un débil pliegue tarsal interno; dedos del pie con débiles rebordes cutáneos, membrana interdigital ausente; tubérculos subarticulares redondos, prominentes, visible de perfil; con dos tubérculos metatarsales, el interno oval 10 veces el tamaño del externo que es subcónico; sin tubérculos supernumerarios plantares (Fig. 9); dedos largos, truncados, ligeramente más anchos que el dígito, más pequeños que los de la mano, dilatados en todos los dedos; dedo V del pie más largo que el dedo III, no se extiende más allá del tubérculo subarticular distal del dedo IV; discos definidos por surcos circunmarginales.

Coloración en preservado del holotipo: Dorso café oscuro; flancos con distintivas bandas irregulares café oscuro, separados por interespacios de finas líneas crema; vientre y garganta en fondo crema con manchas café oscuro; extremidades anteriores y posteriores bandeadas con café oscuro, separado por interespacios crema.

Coloración en vida: Dorso café claro, con marcas irregulares café oscuras en la región interorbital y vertebral; flancos con distintivas bandas irregular café oscuro, separados por interespacios de finas líneas crema; vientre y garganta en fondo crema grisáceo con manchas café oscuro; extremidades anteriores y posteriores bandeadas con café oscuro, separado por interespacios crema amarillento; iris dorado con reticulaciones negras, franja media horizontal rojiza (Fig. 7).

Medidas del holotipo (mm): longitud rostro-cloacal = 32,2; distancia órbita-narina = 3,7; longitud cefálica = 9,9; ancho cefálico = 12,5; distancia interorbital = 3,5;

distancia internarinal = 2,1; longitud de la tibia = 17,2; longitud del pie = 16,9; longitud de la mano = 10,5; diámetro horizontal del tímpano = 1,7; longitud horizontal del ojo = 3,9; ancho del párpado = 2,6.

Variación: Variaciones morfométricas del holotipo y paratipo son presentadas en la Tabla 1. El paratipo DHMECN 11385 presentó una distintiva marca en la región anterior de la cabeza de forma triangular, menor definición en los tubérculos subcónicos en la región occipital formando una “V”, coloración ventral más oscura que en el holotipo y garganta crema con grandes espacios de manchas café grisáceas; en vida este individuo presentó una coloración dorsal café rojiza. (Fig. 11).

Distribución e historia natural: *Pristimantis allpapyu* es conocido únicamente de su localidad tipo en los bosques siempreverdes montanos de la Cordillera Occidental de los Andes [6] a 2917 m, en el piso zoogeográfico templado suroccidental [7]. El ejemplar DHMECN 11384 fue colectado debajo de una bromelia a 40 cm de altura, y el ejemplar DHMECN 11385 fue colectado a 20 cm del suelo, sobre vegetación herbácea. *Pristimantis allpapyu* fue registrado en simpatria con una especie no descrita del grupo-de-especies *P. orestes*.

Comentarios taxonómicos: *Pristimantis allpapyu* es única entre las especies de *Pristimantis* de los bosques montanos del occidente del Ecuador por su distintiva coloración en los flancos, conspicuos tubérculos subcónicos distribuidos en la cabeza, y dígitos largos y delgados. La especie con mayor similitud a *P. allpapyu* es *P. colonensis* que se distribuye distantemente en los bosques nublados de las estribaciones orientales de los Andes de Ecuador. Aunque la morfología externa de estas dos especies resulte similar, no podemos asumir que están cercanamente relacionados filogenéticamente. Análisis moleculares son necesarios para definir el grupo-de-especies al que se encuentra asociada *P. allpapyu*. Por tal motivo, nos abstenemos de asignar a un grupo.

Pristimantis hampatusami sp. nov.

Figuras 12-18

Holotipo: DHMECN 11413, hembra adulta, colectada en la Reserva Biológica Buenaventura (03.813056°S, 79.758611°W, 900 m; Fig. 6), parroquia Moromoro, cantón Piñas, provincia de El Oro, República del Ecuador, el 31 de julio del 2014 por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Kárem López, Verónica Urgilés y Bruno Timbre.

Paratopotipos: DHMECN 9459-60, 9465, hembras adultas, y DHMECN 9461, macho, colectados el 18 de abril del 2012 por Mario H. Yáñez-Muñoz, Marco M. Reyes-Puig, María Pérez Lara y Gabriela Bautista; DHMECN 11414, hembra, colectada el 31 de julio del 2014 por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Kárem López, Verónica Urgilés y Bruno Timbre; DHMECN 3883 macho, colectado el 7 de abril del 2004 por Mario H. Yáñez-Muñoz, Paúl A. Meza-Ramos y Marco M. Reyes-Puig.

Paratipos: DHMECN 10851, 10857, 10866, hembras adultas, DHMECN 10840-10841, 10845-10850, 10856, 10863, machos, colectados en Ñalacapac (3.697481°S, 79.801861°W, 927 m), parroquia Moromoro, cantón Piñas, provincia de El Oro, República de Ecuador, el 9 de octubre del 2013 por María Pérez Lara, David Brito y Karen López. DHMECN 10905, hembra, colectada el 28 noviembre del 2013; DHMECN 10903, 10920, 10896, machos, colectados el 29 de noviembre del 2013; DHMECN 10907, 10909-10915, 10917, 10921, machos, colectados el 30 de noviembre del 2013, colectados en Marcabellí (3.494039°S, 79.746939°W, 806 m), parroquia El Ingenio, cantón Marcabellí, provincia de El Oro, por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Paúl A. Meza-Ramos, Karen López. DHMECN 11454 hembra, colectada en Remolinos (3.565514°S, 79.919478°W 231 m), parroquia La Avanzada, cantón Santa Rosa, provincia de El Oro, el 3 de agosto del 2014, por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Káren López, Elvis Celi, Valentina Posse, Verónica Urgilés y Bruno Timbre. DHMECN 11466 hembra y DHMECN 11328 macho, colectados en Cascadas de Manuel (3.209256°S, 79.726036°W, 701 m) (Fig. 6), cantón El Guabo, provincia de El Oro, República del Ecuador, el 13 de febrero del 2014 por Juan Carlos Sánchez-Nivicela, Káren López, Luis Oyagata y Paúl Guerrero.

Etimología: El epíteto específico “*hampatusami*” proviene de la combinación de las raíces Quechua, *hampatu* = sapo y *sami* = variable, las cuales hacen referencia a la variación en los patrones polimórficos y policromáticos que presentan los individuos de esta especie.

Nombre común sugerido: Cutín Hampatusami.

Nombre común en inglés sugerido: Hampatusami Robber Frog.

Diagnosis: *Pristimantis hampatusami* se diferencia de otras ranas del género *Pristimantis*, por la siguiente combinación de caracteres: (1) piel del dorso finamente granular, con tubérculos subcónicos alineados en los vértices en forma de “W” en la región escapular, con pequeños tubérculos esparcidos hacia la región mediodorsal, posterodorsal y flancos, con dos o más tubérculos subcónicos en la cresta ilíaca, con varios tubérculos subcónicos a redondeados en la región coxígea; flancos con verrugas bajas dispersas; vientre areolado; con un fino pliegue dorsolateral, que se extiende desde la porción postimpánica hasta la región lateromedial del dorso; pliegue discoidal presente; (2) membrana y anillo timpánico presente, redondo, equivalente al 37.8% del diámetro del ojo; pliegue supratimpánico presente; tubérculos postrictales presentes, subcónicos a redondeados; (3) hocico redondeado en vista dorsal y de perfil; (4) párpado superior con un tubérculo subcónico y varios subcónicos a redondeados pequeños, con un tubérculo subcónico en la región interorbital e internasal (conspicuos en vida), párpado más angosto que la distancia interorbital; crestas craneales ausentes; (5) procesos dentígeros del vómer presentes triangulares de contorno, de 5

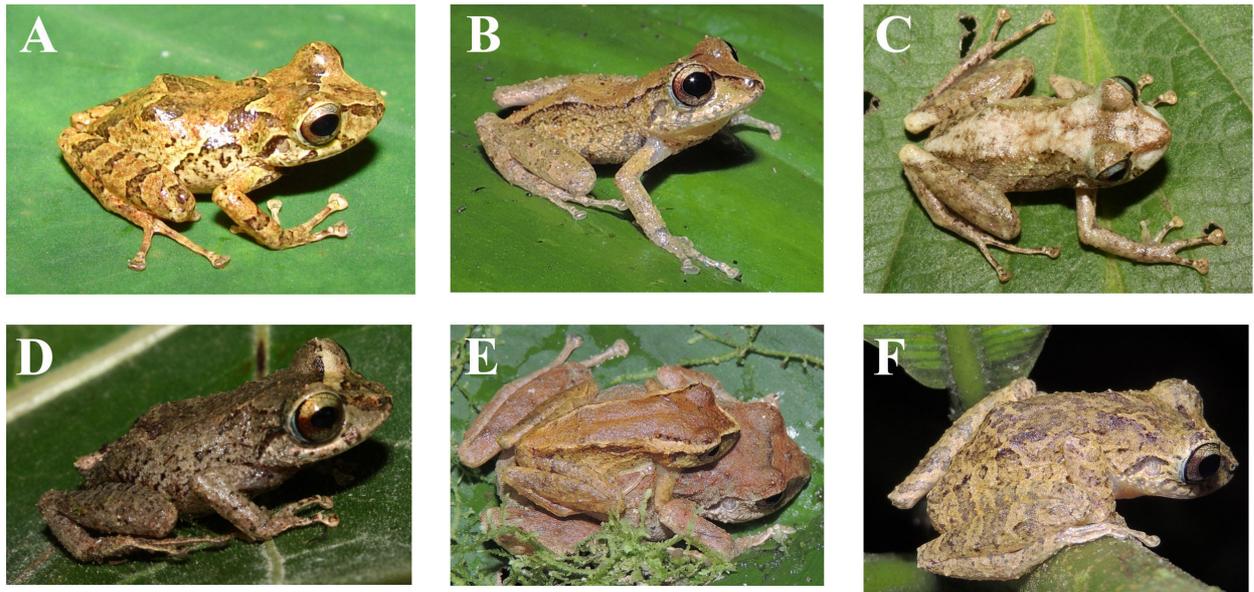


Figura 12: *Pristimantis hampatusami* sp. nov. en vida: (A) DHMECN 3833, (B) DHMECN 10841, (C) no colectado, (D) DHMECN 10921, (E) pareja en amplexus DHMECN 10914 macho, DHMECN 10905 hembra, (F) DHMECN 10920. Fotografías por Juan Carlos Sánchez-Nivicela y Mario H. Yáñez-Muñoz.

a 7 dientes; (6) machos con hendiduras bucales y sin almohadillas nupciales; (7) dedo I de la mano más corto que dedo II; discos digitales expandidos en todos los dedos, truncados, más pronunciados en los dedos III-IV; (8) dedos de la mano con rebordes cutáneos laterales conspicuos, pronunciados basalmente; (9) tubérculos ulnares presentes, redondeados a aplanados; (10) talón con uno a tres tubérculos subcónicos; borde externo del tarso con dos o más tubérculos redondeados a subcónicos; pliegue tarsal interno presente, indistinto; (11) con dos tubérculos metatarsales, el interno oval 10-12 veces el tamaño del externo que es subcónico; pequeños tubérculos supernumerarios presentes, bajos; (12) dedos del pie con rebordes cutáneos laterales, pronunciados basalmente en los dedos II-V, membranas interdigitales ausentes; dedo V más largo que el III y no se extiende más allá del tubérculo subarticular distal del dedo IV; (13) patrón de coloración polimórfico desde café oscuro hasta gris (café rojizo a café claro en vida), con marcas café oscuras en forma de “W” en la región occipital y en forma “V” invertida en la región coxígea; vientre y garganta en fondo crema punteado de café oscuro; ingles en fondo crema (amarillo en vida) definidas por marcas café oscuras; iris dorado con reticulaciones negras, franja media horizontal rojiza; (14) longitud rostro-cloacal en hembras 25,9-34,2 mm (\bar{x} =30,6, n = 11), en machos 18,0-24,9 (\bar{x} =22,0, n =28).

Comparación con especies similares: *Pristimantis hampatusami* se diferencia de otras especies de *Pristimantis* de las estribaciones suroccidentales de los Andes de Ecuador, por su distintiva coloración amarilla en fondo café rojizo y superficies posteriores de los muslos, vientre crema con manchas café oscuro; con un tubérculo subcónico sobre el párpado y varios subcónicos pequeños; iris dorado con reticulaciones negras con una franja

media horizontal rojiza; tamaño corporal máximo 34,16 mm. En su aspecto externo *P. hampatusami* es similar a dos especies de la vertiente Pacífica de Ecuador *P. latidiscus* Boulenger y *P. laticlavius* Lynch y Burrowes, con los cuales comparte similar aspecto en sus patrones de coloración dorsal, compuesto por marcas en forma de “W” y bandas canto-dorsolaterales. *Pristimantis latidiscus* se distribuye en los bosques húmedos tropicales y piemontanos entre los 20 y 1230 metros de elevación, desde la provincia del Carchi hasta Manabí, y se caracteriza por la ausencia de tubérculos subcónicos alineados en los vértices en forma de “W” en la región escapular (presente en *P. hampatusami*), ausencia de pliegues dorsolaterales (presente, fino), hocico subacuminado en vista dorsal (redondeado) labios acampanados (diferente a lo descrito), almohadillas nupciales presentes en machos (ausentes), tamaño corporal en machos de 21,9-25,9 mm (17,92-24,85 mm), tamaño corporal en hembras de 35,2-53,4 (25,85-34,16 mm), coloración ventral en preservado homogéneamente crema a crema con manchas irregulares café (crema punteado de café oscuro), garganta y vientre naranja o amarillo brillante (crema amarillento). *Pristimantis laticlavius* se distribuye en los bosques piemontano y montanos entre los 1200 a 2565 metros de elevación, desde la provincia de Carchi a Pichincha; caracterizado por: piel del dorso lisa con tubérculos no cónicos en la superficie posterior del dorso hacia el sacro (piel del dorso finamente granular, con tubérculos subcónicos alineados en los vértices en forma de “W” en la región escapular, con pequeños tubérculos esparcidos hacia la región mediodorsal, posterodorsal y flancos), pliegue discoidal definido sólo anteriormente hacia la ingle (finamente definido desde las axilas hacia la ingle), dedos de la mano con quillas laterales (con rebordes cutáneos laterales conspicuos,



Figura 13: Patrones de coloración inguinal en *Pristimantis hampatusami* sp. nov. (A) DHMECN 9459; (B) DHMECN 10896; (C) DHMECN 10896.

pronunciados basalmente), tubérculos ulnares ausentes (presentes), borde interno del tarso con un pequeño tubérculo en forma de pliegue (pliegue presente), tamaño corporal en machos 22,5-26,3 (17,92-24,85 mm) y en hembras 35,0-42,9 (25,85-34,16 mm).

Otras especies del occidente de Ecuador con distintivas coloraciones inguinales amarillas son *P. parvillus* (Lynch) y *P. walkeri* (Lynch), sin embargo, en *P. parvillus* las manchas inguinales son sólidas y ovaladas en fondo gris oscuro (irregulares, sin contorno definido y en fondo café rojizo), mientras que en *P. walkeri* las manchas inguinales son puntos amarillos en fondo gris os-

curo (irregulares, sin contorno definido y en fondo café rojizo). Las dos especies en contraste con *P. hampatusami* presentan procesos vomerinos odontóforos ovales de contorno (triangulares).

Descripción del holotipo: Hembra adulta, cabeza ligeramente más larga que ancha; hocico redondeado en vista dorsal y de perfil (Fig. 15); distancia ojo-narina 13,11 % de la LRC; canto rostral y región loreal ligeramente cóncavos; narinas elevadas, dirigidas lateralmente; área interorbital plana, más ancha que el párpado superior, que equivale al 78,17 % de la distancia interorbital; párpado superior con un tubérculo subcónico y varios redondeados, bajos, con un tubérculo subcónico en la región interorbital e internasal reducidos por efectos de preservación; cresta craneal ausente (Fig. 15); membrana timpánica diferenciada de la piel que la rodea, redondeada al igual que el anillo timpánico, con el margen superior cubierto hasta 1/8 por un fino pliegue supratimpánico; membrana y anillo timpánico visible dorsalmente, diámetro del tímpano 47,7 % del diámetro del ojo, tubérculos postrictales redondeados, situados diagonalmente en la región posteroinferior del tímpano (Fig. 15); coanas ovales de contorno, no cubiertas por el piso palatal del maxilar; procesos dentígeros del vómer triangulares de contorno, con 3 a 6 dientes; lengua ligeramente más larga que ancha, de forma oval, adherida $\frac{3}{4}$ al piso de la boca.

Textura del dorso finamente granular, con tubérculos subcónicos alineados en los vértices en forma de “W” unidos entre sí por un fino pliegue dérmico en la región escapular, con pequeños tubérculos esparcidos hacia la región mediodorsal, posterodorsal y flancos, con dos tubérculos subcónicos en la cresta ilíaca y un tubérculo redondeado en la cresta coxígea; flancos con verrugas bajas dispersas; con un fino pliegue dorsolateral, que se extiende desde la porción posttimpánica hasta la región lateromedial del dorso; vientre areolado (Fig. 14); pliegue discoidal presente, finamente definido; cloaca rodeada lateralmente de pequeñas verrugas bajas. Brazos esbeltos con pocos tubérculos ulnares redondeados (Fig. 16), bajos por efectos de preservación; dedos de la mano con rebordes cutáneos laterales conspicuos en todos los dedos, tubérculo palmar acorazonado, tubérculo tenar ovalado (Fig. 15), tubérculos subarticulares ovales prominentes visibles de perfil, tubérculos supernumerarios bajos; terminaciones digitales más anchas que los dígitos, expandidos en todos los dedos, discos definidos por surcos circunmarginales, dorsalmente discos bilobulados, más evidente en los dedos II-IV. Extremidades posteriores esbeltas, longitud de la tibia 55 % de la longitud rostro-cloacal, talón con un tubérculo subcónico (reducido por efectos de preservación) (Fig. 16), borde externo del tarso con tres tubérculos redondeados (reducidos por efecto de preservación) (Fig. 16); pliegue tarsal interno débilmente definido; dedos del pie con finos rebordes cutáneos laterales pronunciados pronunciados basalmente en los dedos II-V, membrana interdigital ausente; tubérculos subarticulares redondos, prominentes,

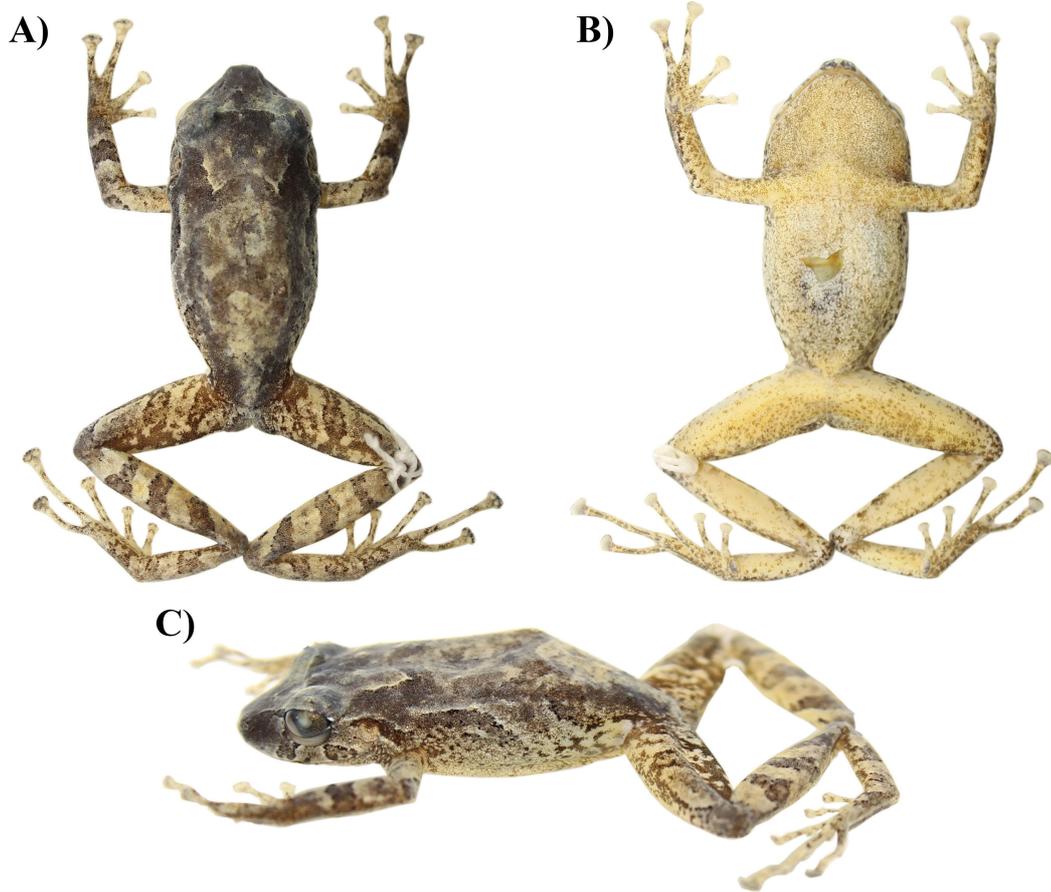


Figura 14: Holotipo de *Pristimantis hampatusami* sp. nov. (DHMECN 11413, hembra, longitud rostro-cloacal 30,8 mm). (A) Vista dorsal, (B) vista ventral, (C) vista de perfil.

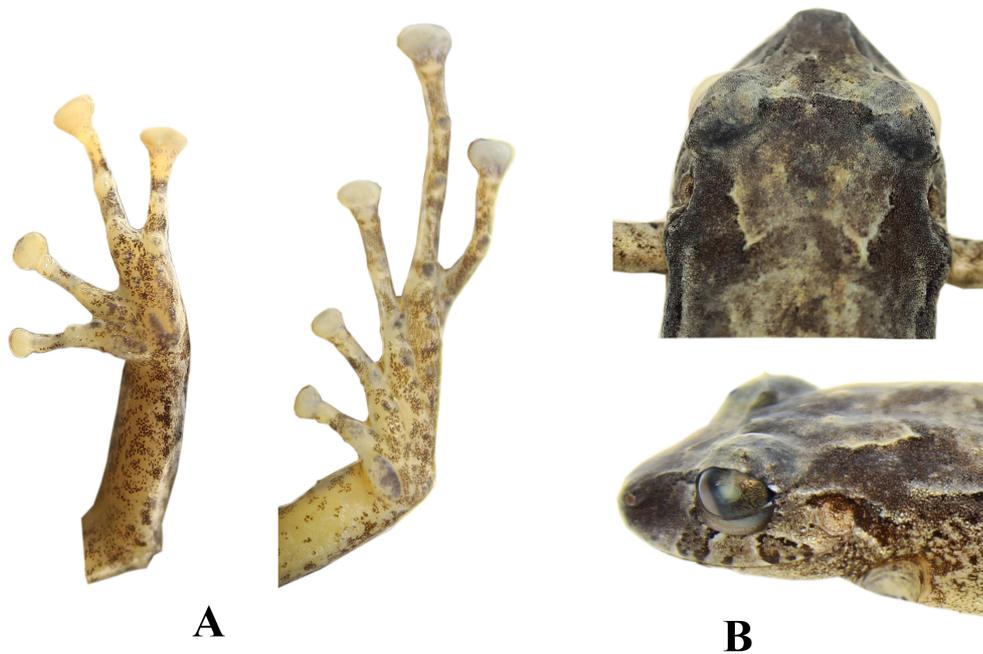


Figura 15: Holotipo de *Pristimantis hampatusami* sp. nov. (DHMECN 11413, hembra, longitud rostro-cloacal 30,8 mm). (A) Extremidades anterior y posterior del lado izquierdo en vista ventral; (B) detalles de la cabeza en vista dorsal y de perfil.

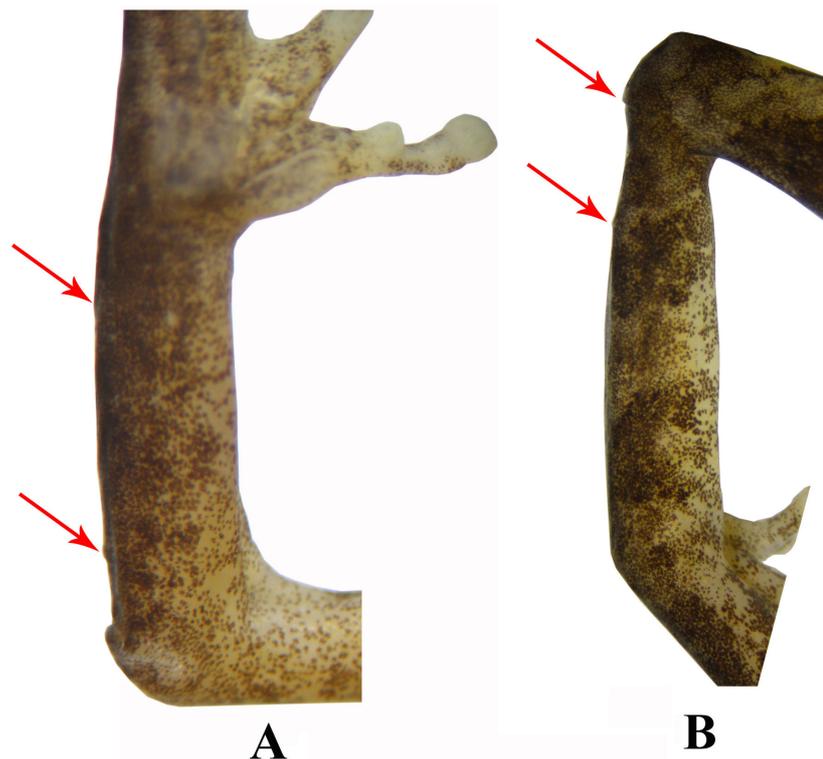


Figura 16: Holotipo de *Pristimantis hampatusami* sp. nov. (DHMECN 11413, hembra, longitud rostro-cloacal 30,8 mm) (A) Tubérculos ulnares; y (B) tubérculos del talón y borde externo del tarso (reducidos por efectos de preservación).

visible de perfil; con dos tubérculos metatarsales, el interno oval 10 veces el tamaño del externo que es subcónico; tubérculos supernumerarios plantares bajos, ubicados hacia la base de los dedos (Fig. 15); discos digitales expandidos en todos los dedos, más pequeños que los de la mano; dedo V más largo que el dedo III, no sobrepasa al tubérculo subarticular distal del dedo IV; discos definidos por surcos circummarginales, dorsalmente bilobulados del dedo II-V.

Coloración en preservado del holotipo: Dorsalmente gris claro con marcas oscuras definidas en forma de “W” en la región occipital y en forma de “V” invertida en la región sacral; fino pliegue dérmico en forma de “W” gris claro con los márgenes externos débilmente salpicados de negro; fina barra interorbital gris claro, párpados gris, superficie nasal y canto rostral gris oscuro; con dos barras diagonales suboculares café grisáceo y con una banda supratimpánica café oscura; flancos en fondo gris oscuro, con tenues bandas diagonales gris cremoso, varias machas café oscuro desde la inserción del brazo hasta la parte medial de los flancos; superficies dorsales de los antebrazos y pierna con bandas café grisáceo separadas por interespacios crema grisáceo, superficies dorsales de manos y pies densamente punteadas de café oscuro; superficies posteriores de los muslos débilmente definidas por barras café grisáceo separadas por marcas irregulares crema; vientre crema grisáceo finamente punteado de negro, garganta crema densamente punteada de café, superficie ventral de las extremida-

des anteriores en fondo crema densamente punteadas de café oscuro, superficies ventrales de los muslos, piernas y pie crema con manchas café oscuras irregulares y dispersas; ingles en fondo crema definidas por marcas café oscuras.

Coloración en vida del holotipo: Dorsalmente café claro, con manchas en forma de “W” gris claro; vientre crema amarillento, ingle y superficies ocultas de las extremidades posteriores con manchas crema amarillento; iris gris con una línea media horizontal rojiza y finas reticulaciones negras (Figs. 12-13).

Medidas del holotipo (mm): longitud rostro-cloacal = 30,8; distancia órbita-narina = 4,0; longitud cefálica = 12,4; ancho cefálico = 12,1; distancia interorbital = 3,9; distancia internarinal = 3,1; longitud de la tibia = 16,9; longitud del pie = 15,4; longitud de la mano = 10,0; diámetro horizontal del tímpano = 2,1; longitud horizontal del ojo = 4,4; ancho del párpado = 3,1.

Variación: Patrón de coloración polimórfico, en vida el más común es café rojizo a café claro, con diseños de bandas transversales, con marcas café oscuras en forma de “W” en la región occipital y en forma “V” invertida en la región coxígea; flancos con distintivas manchas café oscuras delineadas de crema, separadas por barras diagonales rojizas a crema oscuro; vientre y garganta crema rosáceo con manchas café oscuro; extremidades anteriores y posteriores bandeadas con café oscuro, separado por interespacios café claro; ingles y superficies

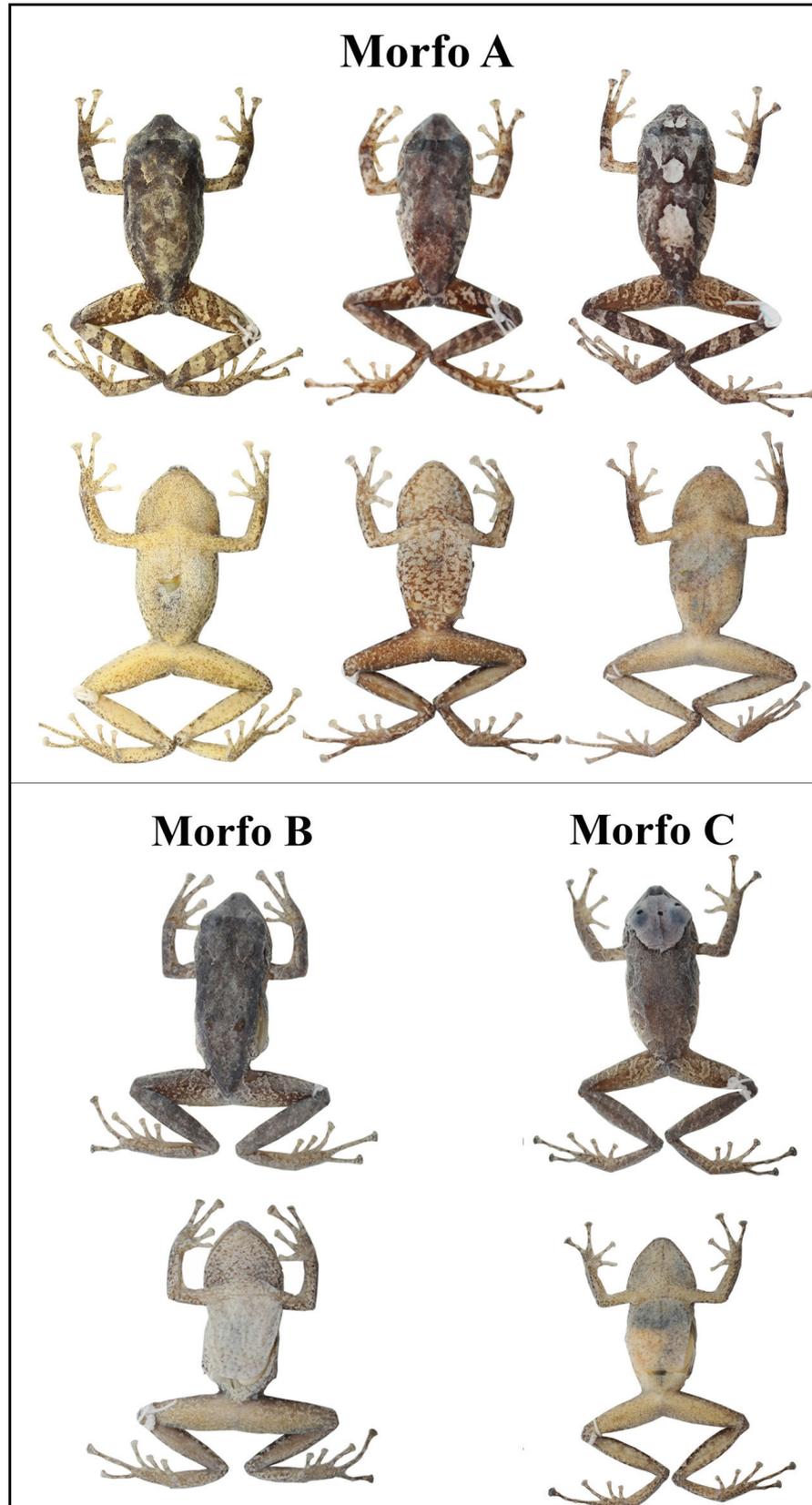


Figura 17: Variación de la coloración dorsal y ventral de las hembras en la serie tipo de *Pristimantis hampatusami* sp. nov. Morfo A, de izquierda a derecha: DHMECN 11413, holotipo; DHMECN 9459, paratopotipo; DHMECN 11414, paratopotipo. Morfo B: DHMECN 10851, paratipo. Morfo C: DHMECN 11466, paratipo.

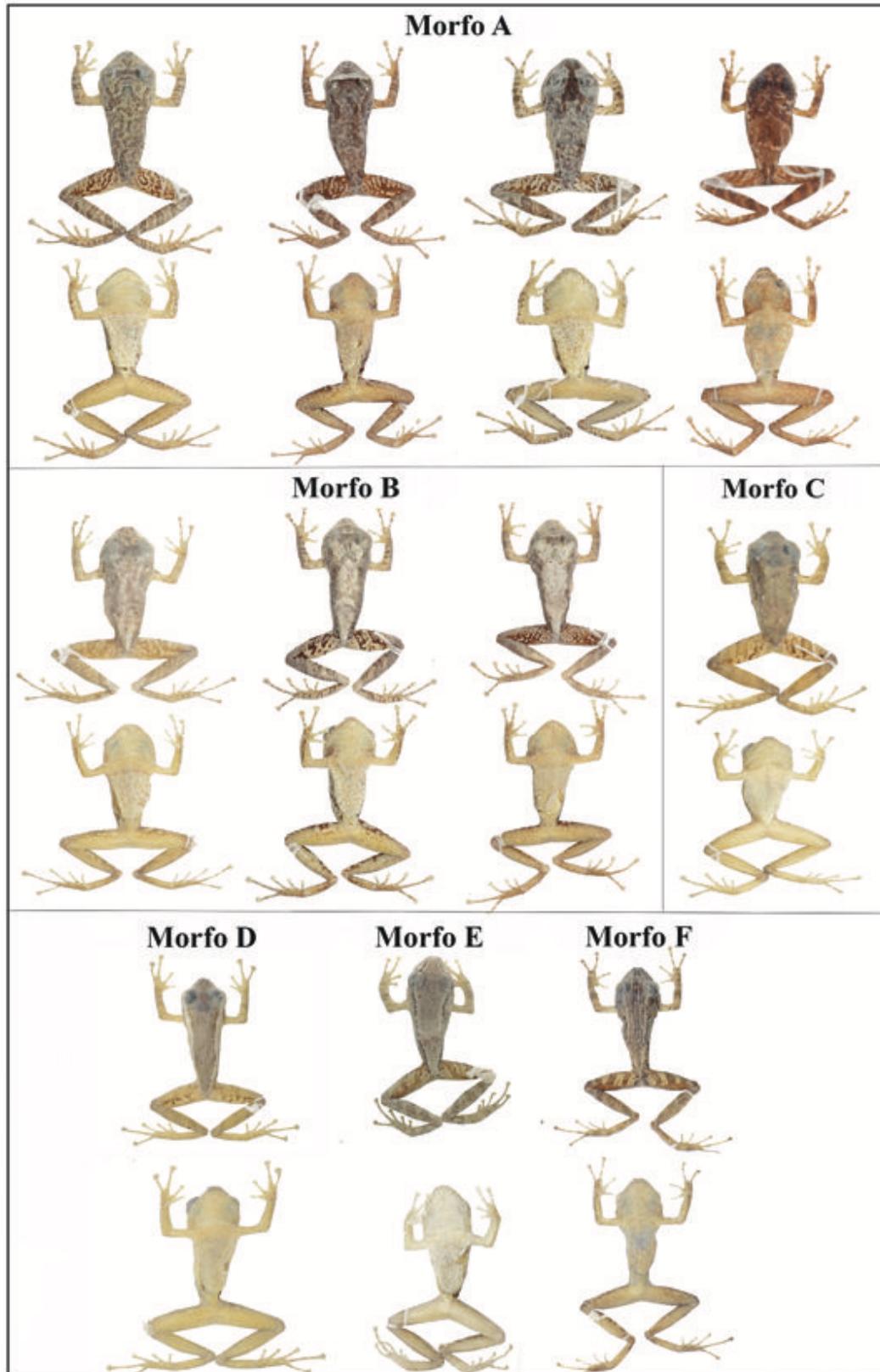


Figura 18: Variación de la coloración dorsal y ventral de los machos en la serie tipo de *Pristimantis hampatusami* sp. nov. Morfo A de izquierda a derecha: DHMECN 10920, 10903, 10846, 3833. Morfo B de izquierda a derecha: 10917, 10896, 10911; Morfo C: 10908. Morfo D: 10914; Morfo E: 10840; Morfo F: 11328.

ocultas de los muslos con manchas amarillas en fondo café rojizo; iris dorado con reticulaciones negras, franja media horizontal rojiza. Otras variaciones en hembras incluyen tonos café claro y café oscuro sin marcas dorsales en forma de “W”, algunas pueden exhibir grandes machas cefálicas y barra interorbital café claro. Machos, sin diseño dorsal en fondo café claro, café oscuro y crema; algunos con marca cantal-dorsolateral o interorbital crema amarillento (Fig. 12-13).

En preservado, *Pristimantis hampatusami* es polimórfico exhibiendo tres patrones de coloración en hembras (Fig. 17) y cinco en machos (Fig. 18). Los morfos corresponden a:

Hembra Morfo A (Fig. 17). Se observó en el 64 % de las hembras examinadas (DHMECN 11413, 11414, 10866, 9459, 9460, 9465, 11454), dorsalmente gris con bandas café oscuras formando marcas en forma de “W” en la región occipital y en forma de “V” invertida en la región sacral, un ejemplar (DHMECN 11414) presenta sólidas marcas crema en la región interorbital, occipital y sacral; este patrón se caracteriza por que las bandas transversales de las extremidades anteriores y posteriores son evidentes; vientre desde crema grisáceo manchado con café oscuro a densamente punteado con café oscuro.

Hembra Morfo B (Fig. 17). Este patrón se registró en el 23 % de las hembras (DHMECN 10905, 10851). A diferencia del morfo A las marcas irregulares del dorso no son visibles y están homogéneamente pigmentadas de gris, vientre crema inmaculado a densamente punteado de café oscuro; barras de las extremidades anteriores y posteriores débilmente definidas de gris opaco.

Hembra Morfo C (Fig. 17). Fue observado en el 23 % de la serie tipo de hembras (DHMECN 10857, 11466). Es similar al morfo B, sin embargo, carece de marcas bien definidas en el dorso y extremidades; dorsalmente gris claro, un individuo (DHMECN 11466) presenta una mancha cefálica crema grisáceo; vientre crema.

Macho Morfo A. Patrón más común observado en el 52 % de los machos examinados (DHMECN 3833, 9461, 10103, 10845-10850, 10909-10, 10912, 10915, 10920-21), dorsalmente desde café (DHMECN 3833), gris oscuro (DHMECN 10845), gris claro (DHMECN 9461, 10103, 10846-10850, 10909, 10910, 10912, 10915, 10920, 10921) con bandas café oscuras formando marcas en forma de “W” en la región occipital y en forma de “V” invertida en la región sacral; algunos machos (DHMECN 10903, 10921) presentan una conspicua banda interorbital crema grisáceo, café oscuro (DHMECN 10848, 9461) y marcas café oscuras cefálicas (DHMECN 10846, 10849); bandas transversales de las extremidades anteriores y posteriores evidentes de color gris oscuro; vientre desde crema finamente punteado de café oscuro.

Macho Morfo B (Fig. 18). 15 % (DHMECN 10847, 10896, 10911, 10917), este morfo se caracteriza por presentar una homogénea marca dorsal crema grisáceo, los especímenes DHMECN 10847, 10896 y 10911 presentaron

bandas interorbitales muy bien definidas, las barras en antebrazos y piernas pueden estar bien definidas de gris oscuro (DHMECN 10847, 10896), débilmente definidas de gris claro (DHMECN 10917) o casi ausentes (DHMECN 10911); ventralmente crema de finamente a densamente punteado con café oscuro.

Macho Morfo C (Fig. 18). Patrón registrado en el 11 % de machos (DHMECN 10907, 10908, 10913), a diferencia del morfo A carece de diseño dorsal y su coloración es homogéneamente gris; las bandas de las extremidades anteriores y posteriores están definidas pero son de color gris claro; el vientre es crema inmaculado finamente punteado de negro.

Macho Morfo D (Fig. 18). Se observó en 11 % de la serie tipo (DHMECN 10856, 10863, 10914), se caracteriza por presentar una coloración dorsal desde gris claro (DHMECN 10914), gris oscuro (DHMECN 10863) a café (DHMECN 10856), con conspicua banda cantal-dorsolateral de color crema amarillento; el vientre es crema finamente punteado de negro. Un individuo con este patrón (DHMECN 10863) presentó una banda interocular.

Morfo E (Fig. 18). Patrón registrado en el 7 % de los machos examinados (DHMECN 10840, 10841), el cual consiste en una sólida mancha dorsal gris clara, que cubre la cabeza y todo el dorso hasta la cloaca, los márgenes dorsolaterales están delineados de color negro, las barras transversales de las extremidades anteriores y posteriores están débilmente definidas; vientre crema finamente punteado de negro.

Macho Morfo F (Fig. 18). Fue registrado en sólo un individuo 4 % (DHMECN 11328), y se caracteriza por la presencia de cuatro líneas longitudinales grises pálidas en fondo gris verdoso desde el hocico a la cloaca, tanto las extremidades anteriores como posteriores presentan barras transversales de color gris; vientre crema finamente punteado de negro.

Distribución e historia natural: *Pristimantis hampatusami* es conocido de cinco localidades en la provincia de El Oro, entre los 231 y 927 m. Los bosques en los que esta especie habita corresponden a bosque siempreverde estacional del Catamayo-Alamor, bosque siempreverde estacional de la Cordillera Occidental de los Andes y bosque siempreverde piemontano del Catamayo-Alamor [6] y el piso zoogeográfico es tropical suroccidental [7]. Los ejemplares de *P. hampatusami* fueron colectados sobre vegetación herbácea dentro de bosque entre 50 y 170 cm de altura. Las hembras adultas DHMECN 9465, 10857, 10866, 10905, 10907, 11414, 11454 y 11466 presentaron oviductos bien desarrollados con presencia de huevos de coloración blanco amarillenta en los meses de febrero, abril, julio, agosto, octubre y noviembre. Los machos DHMECN 9461, 9466, 10841, 10849, 10863, 10896, 10903, 10909, 10914 y 10920 presentaron testículos bien desarrollados en los meses de abril, octubre y noviembre.

Comentarios taxonómicos: En las estribaciones y tierras bajas del occidente de Ecuador, *Pristimantis hampatusami*, *P. ladtiscus* y *P. laticlavius* tienen similares caracteres diagnósticos, patrones polimórficos interespecíficos y distribuciones altitudinales. Dichos criterios inicialmente permitirían suponer una estrecha relación filogenética, que correspondería a reemplazos latitudinales entre linajes del norte y sur en el occidente de Ecuador. Sin embargo descartamos esta idea, ya que *P. hampatusami* difiere en la condición del dedo V del pie (condición B), carácter diagnóstico de la serie de *P. ridens* (condición C) del subgénero *Hypodictyon* [5], a la cual están asociados *P. ladtiscus* y *P. laticlavius*; sugiriendo una mayor afinidad con el grupo de especies de *P. unistrigatus*. No obstante, advertimos la variabilidad de este carácter para separar los clados que conforman los subgéneros *Pristimantis* e *Hypodictyon* [4, 5, 10, 11], absteniéndonos de asignar a esta especie a alguno de los grupos de especies propuestos por Padial *et al.* [4] o Hedges *et al.* [5].

Agradecimientos

Esta investigación contó con el apoyo financiero de los proyectos “Anfibios, Reptiles y Aves de la Provincia de El Oro” financiado por el Gobierno Autónomo Provincial de El Oro y ejecutado por el Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, entre los años 2013 a 2016; y de “Herpetofauna del sistema de Reservas de Fundación Jocotoco” financiado por Fundación de Conservación Jocotoco y Simpson Trust durante los años 2003 a 2012. Estos proyectos fueron realizados gracias a la gestión y apoyo de Darwin Gonzales y Eder Armijos de la Secretaría de Gestión Ambiental del Gobierno Autónomo Descentralizado de la Provincia El Oro, Robert Ridgely, Francisco Sornoza y Rocío Merino de Fundación Jocotoco y Nigel Simpson de Simpson Trust. Dejamos constancia de nuestro agradecimiento a Luis Oyangata, Paúl Guerrero, Miguel Alcocer, Gabriela Bautista, María B. Pérez, Marco Reyes Puig, Verónica Urgilés, Bruno Timbre, David Brito, Paúl A. Meza-Ramos, Valentina Posse y Elvis Celi por ayuda y colaboración en el trabajo de campo. La logística para la visita a los sitios evaluados contó con el apoyo de Marco Galves de la Fundación Jocotoco, Javier Robayo Fundación Ecominga, Edher Armijos de la Prefectura de la provincia de El Oro y César Garzón Santomaro del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales. A Alejandro Marcillo y Andrea Echeverría por la colaboración en la toma de datos en laboratorio. Agradecemos al Ministerio del Ambiente por emitir el permiso de investigación N° 012-ICFAN-DPEO-MAE. A dos revisores anónimos que con sus comentarios mejoraron la versión final del documento. Un especial agradecimiento a nuestra familias por su apoyo, cariño y paciencia durante nuestras ausencias.

Referencias

[1] MECN-INB-GADPEO. (2015). *Aves, Anfibios y Reptiles de la Provincia de El Oro: Una Guía para Ecosis-*

temas Andino-Costeros. Publicación Miscelánea N° 7. Serie de Publicaciones MECN-INB-GADPEO Quito-Ecuador.

- [2] Lynch, J. D. & Duellman, W. E. (1997). Frogs of the genus *Eleutherodactylus* (Leptodactylidae) in western Ecuador: Systematics, Ecology, and Biogeography. University of Kansas, Museum of Natural History, *Special Publication*, 23, 1–236.
- [3] Duellman, W. & Lehr, E. (2009). *Terrestrial breeding frogs (Strabomantidae) in Peru*. Germany: NTV Science.
- [4] Padial, J., Grant, T. & Frost, D. (2014). Molecular systematics of Terraranas (Anura: Brachycephaloidea) with an assessment of the effects of alignment and optimality criteria. *Zootaxa*, 3825, 1–132.
- [5] Hedges, S., Duellman, W. & Heinicke, W. E. (2008). New World direct-developing frogs (Anura: Terrarana): Molecular phylogeny, classification, biogeography, and conservation. *Zootaxa*, 1737, 1–182.
- [6] Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2012). *Sistema de clasificación de los ecosistemas del Ecuador continental*. Quito: Subsecretaría de Patrimonio Natural.
- [7] Albuja, L., Ibarra, M., Urgilés, J. & Barriga, R. (1980). *Estudio Preliminar de los Vertebrados Ecuatorianos*. Quito: Escuela Politécnica Nacional.
- [8] Ortega-Andrade, H., Bermingham, J., Aulestia, C. & Paucar, C. (2010). Herpetofauna of the Bilsa Biological Station, province of Esmeraldas, Ecuador. *Check List*, 6(1), 119–154.
- [9] Lynch, R. L., Maynard, R., Hamilton, P. S. & Burkart, D. (2014). *Amphibians of the Jama-Coaque Reserve, Manabí, Ecuador*. The Biodiversity Group & Third Millennium Alliance/Grupo Ecológico Jama-Coaque.
- [10] Pyron, R.A. & Wiens, J.J. (2011). A large-scale phylogeny of Amphibia including over 2,800 species, and a revised classification of extant frogs, salamanders, and caecilians. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 61, 543–583.
- [11] Ron, S. R., Guayasamín, J. M., Yáñez-Muñoz, M. H., Merino-Viteri, A. Ortiz, D. A. & Nicolalde, D. A. (2016). AmphibiaWebEcuador. Versión 2016.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL: <http://zoologia.puce.edu.ec/Vertebrados/anfibios>, acceso 16 de junio, 2015.

Registros inusuales de aves en la hoya de Loja, Andes sur del Ecuador

Leonardo Ordóñez-Delgado*, Fabián Reyes-Bueno, Adrián Orihuela-Torres, Diego Armijos-Ojeda

Universidad Técnica Particular de Loja, Departamento de Ciencias Biológicas, Casilla Postal 11-01-608, Loja, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: lyordonez2@utpl.edu.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received:2016/01/04. Aceptado/Accepted: 2016/11/14.

Publicado en línea/Published online: 2016/11/24. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.276>

Unusual records of birds in the hoya of Loja, Andes south of Ecuador

Abstract

We present updated data on the distribution of 20 species of birds of Ecuador, 16 of them are registered for the first time within an inter-Andean valley (Hoya de Loja) in southern Ecuador: *Podilymbus podiceps*, *Phalacrocorax brasilianus*, *Butorides striata*, *Bubulcus ibis*, *Ardea alba*, *Chondrohierax uncinatus*, *Rupornis magnirostris*, *Gallinula galeata*, *Megascops roboratus*, *Megaceryle torquata*, *Aulacorhynchus prasinus*, *Forpus coelestis*, *Psittacara erythrogenys*, *Grallaria guatemalensis*, *Pitangus sulphuratus*, *Pachyramphus homochrous*, *Turdus reevei*, *Sporophila corvina*, *Rhynchospiza stolzmanni*, *Cardellina canadensis*. Only *P. brasilianus*, *B. striata*, *B. ibis*, *G. galeata* have been previously recorded in the study area, however for these species we present new locations associated to small ponds around the city of Loja. This information allows to increase the knowledge about the geographical and altitudinal ranges of these birds in southern Ecuador.

Keywords. Birds, Andes, Neotropics, Ecuador, geographic distribution, altitudinal range, new records.

Resumen

Presentamos datos actualizados sobre la distribución de 20 especies de aves del Ecuador, 16 de estas registradas por primera ocasión dentro de la hoya de Loja, valle inter-Andino del sur del país: *Podilymbus podiceps*, *Phalacrocorax brasilianus*, *Butorides striata*, *Bubulcus ibis*, *Ardea alba*, *Chondrohierax uncinatus*, *Rupornis magnirostris*, *Gallinula galeata*, *Megascops roboratus*, *Megaceryle torquata*, *Aulacorhynchus prasinus*, *Forpus coelestis*, *Psittacara erythrogenys*, *Grallaria guatemalensis*, *Pitangus sulphuratus*, *Pachyramphus homochrous*, *Turdus reevei*, *Sporophila corvina*, *Rhynchospiza stolzmanni*, y *Cardellina canadensis*. Únicamente *P. brasilianus*, *B. striata*, *B. ibis* y *G. galeata* han sido registradas previamente en el área de estudio, sin embargo, para estas especies se presentan nuevas localidades de registro, todas asociadas a pequeñas lagunas existentes alrededor de la ciudad de Loja. Esta información permite incrementar el conocimiento sobre la distribución geográfica y altitudinal de estas aves en el sur de Ecuador.

Palabras Clave. Aves, Andes, Neotrópico, Ecuador, distribución geográfica, rango altitudinal, nuevos registros.

Introducción

La región andina del sur del Ecuador, ha sido ampliamente reconocida por albergar significativos niveles de diversidad y endemismo tanto en flora como en fauna [1,2], situación que entre otros factores es el resultado de varias características singulares de la cordillera real en esta región.

Desde el nudo del Azuay hacia el sur, los Andes poseen diferencias sustanciales de altitud en relación al resto de la región andina del país, ya que no superan los 3900 m. Por otra parte, aquí la cordillera rompe el modelo de las dos líneas de cordillera paralelas, características al norte, para pasar a distribuirse en varios ramales y cadenas montañosas entrecruzadas, las mismas que causan que aquí se presente el relieve más irregular del Ecuador, lo que a su vez da origen a algunos accidentes orográficos, entre ellos, la hoya de Loja [1,3,4,5].

Loja, está constituida por un valle rodeado por sistemas montañosos, que por su forma, presencia de los ríos Zamora y Malacatos en el centro de la misma, su cercanía a dos valles secos cercanos (Malacatos y Catamayo) hacia el sur y oeste de la misma, respectivamente. A más de la conectividad que el río Zamora le provee con la provincia de Zamora Chinchipe, influyen para que en el sector se presenten factores climáticos y ecológicos, diferentes de otras hoyas y valles interandinos del país [6].

Todos estos factores, influyen significativamente en la distribución de las aves a nivel regional y local. Varias especies que habitan principalmente la costa y Amazonía del Ecuador son algo comunes en esta región, por ejemplo: Mochuelo del Pacífico *Glaucidium peruanum*, Hornero del Pacífico *Furnarius cinnamomeus*, Tirano Tropical *Tyrannus melancholicus* [7,8]. Pero, aunque es fácil evidenciar la importancia biológica que tiene esta zona, el nivel de conocimiento sobre la distribución de la fauna dentro de ella aún posee importantes vacíos de información.

Presentamos el registro de 20 especies de aves continentales del Ecuador, logrados dentro de la hoya de Loja. De estas, Cormorán Neotropical *Phalacrocorax brasilianus*, Garcilla Estriada *Butorides striata*, Garceta Bueyera *Bubulcus ibis* y Gallareta Común *Gallinula galeata* ya habían sido reportadas previamente en el sector principalmente por medio de registros visuales [9,10,11]. En este documento, proveemos evidencia fotográfica y de audio de nuevas localidades para estas y otras 16 especies adicionales, mientras que para dos especies se presenta información detallada de su registro visual.

Materiales y Métodos

Localidad de Estudio

Los registros aquí presentados fueron obtenidos dentro de la hoya de Loja (Fig. 1), la misma se ubica en el cen-

tro de la cordillera de los Andes del sur del Ecuador y alberga en su interior al valle de Cuxibamba, donde se asienta la ciudad de Loja. Esta zona forma parte de la cuenca superior del río Zamora. La hoya tiene una extensión de 52 km², en un rango altitudinal que varía de 1880 a 3438 m y una precipitación que fluctúa entre los 700 a 800 mm. Posee clima templado andino y temperatura promedio de 18 °C [6].

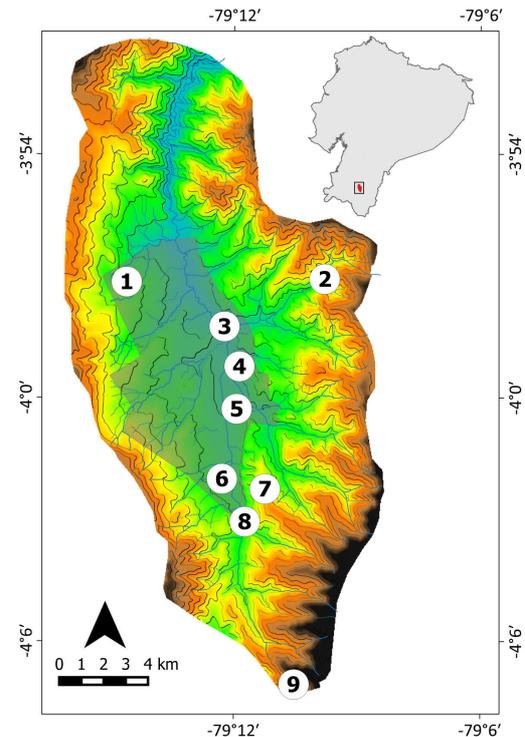


Figura 1: Mapa de las localidades de registro de las especies dentro de la hoya de Loja: 1) Carigán, 2) Quebrada Volcán - Cuenca de Jipiro, 3) Parque Jipiro, 4) Campus UTPL, 5) Centro de la ciudad de Loja, 6) Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa" UNL, 7) Parque Universitario UNL (PUEAR), 8) Barrio El Capuli, 9) Cajanuma.

La hoya de Loja se caracteriza por tener una topografía irregular, está rodeada por un conjunto de colinas de elevación variable. El límite sur de la misma es el nudo de Cajanuma, al este la divisoria de aguas de la cordillera central, al oeste un ramal de la cordillera donde destaca el cerro Villonaco; y, al norte la ruptura causada por el río Zamora en la cordillera real para dirigirse al oriente en el sector de Jimbilla [6].

La hoya de Loja presenta significativos niveles de intervención humana, tanto en su área urbana, así como en el entorno periurbano. Según Sierra [12] la formación natural del valle de Loja corresponde a Matorral húmedo montano (M-hm), el cual se encuentra en la actualidad únicamente alrededor de la hoya en algunas quebradas y sitios poco accesibles, mientras que en su parte más central el paisaje se encuentra dominado por

zonas urbanizadas y pequeños remanentes de plantaciones de especies exóticas principalmente de Pinos *Pinus sp.*, Eucaliptos *Eucalyptus sp.* y Cipreses *Cupressus sp.*

Registro y Análisis de Datos

Los registros aquí presentados, son el resultado de observaciones aleatorias realizadas en varias salidas de campo efectuadas entre los años 2010 y 2016. Además de la recopilación e identificación de algunos registros fotográficos, entregados por colaboradores del Departamento de Ciencias Naturales de la Universidad Técnica Particular de Loja (UTPL). El detalle de cada localidad de registro se encuentra en la Tabla 1.

La identificación, estado de residente o migratorio, endemismo y análisis de distribución de las especies se realizó en base a las publicaciones de aves del Ecuador [7,8,13], la clasificación taxonómica se fundamenta en las mismas publicaciones, considerando para las actualizaciones correspondientes las propuestas del South American Classification Committee (SACC) [14]. La categoría de amenaza, que se presenta junto al nombre científico de cada especie, se basa en la IUCN Red List of Threatened Species [15]. Para la identificación y comparación de registros auditivos se utilizaron las bases de datos Xenocanto (www.xeno-canto.org) y Macaulay Library (www.macaulaylibrary.org), además de la colección de cantos de aves del Ecuador [16]. En la descripción de los registros constan el nombre y apellido(s) de la persona que proporcionó el registro de cada especie. Además, en donde correspondan, se presentan los códigos de las grabaciones de los cantos publicados en Xenocanto.

Resultados

Especies Registradas

Pied-billed Grebe *Podilymbus podiceps* (LC)

Esta especie se distribuye en Ecuador principalmente en las tierras bajas del oeste (<200 m) y algunas zonas altoandinas del norte [7,13], siempre bajo los 3200 m [8,16].

Un individuo de sexo desconocido, con un evidente anillo oscuro en el pico, característico de aves en cría de esta especie [8] fue fotografiado en el sector de Carigán al noreste de la hoya de Loja, el día 19 de abril del 2011 por Darwin Carrión (Fig. 2a). El lugar de registro correspondía a una pequeña laguna natural (2 ha), rodeada por pastizales. Este se constituye en el registro más austral para la especie en los Andes del Ecuador y el primero dentro de la hoya de Loja.

La localidad de registro más cercano de esta especie, corresponde a un individuo observado en Febrero de 1997 dentro del Parque Nacional Cajas [7], a más de 100 km hacia el norte de Loja.

Neotropic Cormorant *Phalacrocorax brasilianus* (LC)

Esta especie posee varios registros históricos y actuales en la región andina del norte del país [17,18,19,20]; y, un registro fotográfico de la hoya de Loja, reportado en el año 2003 por J. F. Freile y J. M. Carrión [9].

Un individuo adulto de la especie fue fotografiado en el sector de Carigán el 19 de abril de 2011 por Marcelo Barrera (Fig. 2b). En el mismo sitio de este registro se encontraban otras especies tales como *Bubulcus ibis*, *Gallinula galeata* y *Podilymbus podiceps*.

Los registros más cercanos reportados de la especie se ubican en el Parque Nacional Cajas [21], el mismo que se encuentra a más de 100 km al norte de Loja.

Striated Heron *Butorides striata* (LC)

Esta es una especie poco común en los Andes del Ecuador [7,13], existen un par de registros visuales previos de la misma en la laguna de Jipiro, de la ciudad de Loja, en los años 2003 y 2007 [10].

Un individuo adulto fue fotografiado en esta misma laguna, el 27 de agosto del 2015 por Adrian Orihuela-Torres (Fig. 2c); y, en ese mismo día también se grabó la vocalización de la especie en esa localidad por Leonardo Ordóñez-Delgado [22]. Estos nuevos registros y observaciones adicionales del 2016, permiten plantear que al menos uno o dos individuos de la especie parecen haberse establecido en esta laguna de manera permanente, ya que puede ser observada fácilmente en el sitio, todo el tiempo.

Los registros más cercanos de esta especie, respecto de Loja, se ubican a 30 km al este en el sector de Bombuscaro en Zamora, Zamora Chinchipe [23].

Cattle Egret *Bubulcus ibis* (LC)

Hasta hace pocos años se consideraba a esta especie como poco común en la región andina del Ecuador [7]. Para los Andes del sur del país, existe un registro histórico de 1995 en la carretera Loja - Zamora [7]; y, J.F. Freile menciona la existencia de varios reportes no publicados de la especie en Loja, Cuenca, Colta y la carretera panamericana al norte del país [9]. Además, actualmente existen varias colonias reproductivas de la misma en algunas localidades andinas del norte del Ecuador.

Cinco individuos de la especie fueron observados sobrevolando el trayecto del río Zamora de norte a sur en octubre del 2010; y, en diciembre del 2010 se observó un individuo posado al borde de una laguna del sector de Carigán por Leonardo Ordóñez-Delgado.

La localidad de registro documentada más cercana de la especie, se ubica en el valle de Yunguilla en la provincia del Azuay, a 90 km al norte de Loja [24].

Tabla 1: Localidades de registro de las especies. Altitud: Correspondiente a la localidad de registro dentro de la hoya de Loja. Códigos: UTPL Universidad Técnica Particular de Loja; PUEAR: Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Universidad Nacional de Loja.

Localidad de Registro	Coordenadas	Altitud/m	Especies Registradas
Carigán	3°57'09''S 79°14'37''W	2225	<i>Podilymbus podiceps</i> , <i>Phalacrocorax brasilianus</i> , <i>Bubulcus ibis</i> , <i>Ardea alba</i> , <i>Gallinula galeata</i>
Parque Jipiro	3°56'52''S 79°11'52''W	2041	<i>Butorides striata</i> , <i>Megaceryle torquata</i> , <i>Forpus coelestis</i> , <i>Pitangus sulphuratus</i> , <i>Turdus reevei</i> , <i>Pachyramphus homochrous</i>
Cajanuma	4°07'04''S 79°10'32''W	2722	<i>Chondrohierax uncinatus</i>
PUEAR	4°02'19''S 79°11'32''W	2314	<i>Rupornis magnirostris</i> , <i>Grallaria guatemalensis</i> , <i>Sporophila corvina</i> , <i>Cardellina canadensis</i>
UTPL	3°59'14''S 79°11'52''W	2132	<i>Megascops roboratus</i> , <i>Grallaria guatemalensis</i>
Sur de la Ciudad	4°3'3.50''S 79°11'43''W	2189	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>
Centro de la Ciudad de Loja	4°0'9.10''S 79°11'59''W	2086	<i>Psittacara erythrogenys</i> , <i>Grallaria guatemalensis</i>
Jardín Botánico	4°02'04''S 79°11'56''W	2149	<i>Pachyramphus homochrous</i>
Quebrada Volcán, Jipiro	03°57'02''S 79°09'53''W	2270	<i>Rhynchospiza stolzmanni</i> , <i>Aulacorhynchus prasinus</i>

Great Egret *Ardea alba* (LC)

Se la ha reportado en algunas localidades andinas del norte del país [7,9] y en la carretera Loja-Cuenca en el año 2002 [20], pero no se contaba con registros previos de esta especie dentro de la hoya de Loja.

Un individuo de *Ardea alba* fue fotografiado en Carigán el 19 de abril del 2011 por Marcelo Barrera (Fig. 2d), junto con *Phalacrocorax brasilianus*, *Bubulcus ibis*, *Gallinula galeata* y *Podilymbus podiceps*. Y, otro individuo fue registrado en el sur de la zona urbana de la hoya de Loja, en una laguna detrás de los predios de la Universidad Nacional de Loja, en el mes de junio del año 2015 por Verónica Iñiguez.

El registro previo más cercano de la especie, corresponde a un individuo fotografiado en la carretera Loja-Cuenca en el año 2002 [20] a más de 100 km al norte de la hoya de Loja.

Hook-billed Kite *Chondrohierax uncinatus* (LC)

Se considera una especie rara de las tierras bajas de las laderas este y oeste de los Andes del Ecuador, se distribuye principalmente bajo los 2000 m s.n.m. [7,8,13].

Un individuo adulto de la especie fue fotografiado en Cajanuma, Parque Nacional Podocarpus, el 2 de diciem-

bre del 2013 por Roger Ahlman (Fig. 2e). Este se constituye en el primer registro de la especie para los Andes del sur del Ecuador y de manera similar para esta área protegida; además, hasta el momento este es reporte altitudinal de mayor elevación documentado para la especie en el país (2722 m).

El registro documentado más cercano de la especie se ubica en valle de Vilcabamba, a más de 30 km al sur de Loja, a una altitud de 1600 m [25].

Roadside Hawk *Rupornis magnirostris* (LC)

Esta rapaz diurna es común en las tierras bajas de ambos lados de los Andes del Ecuador, principalmente bajo los 1600 m [7,8,13], con pocos registros sobre esta altitud; y, hasta el momento ningún registro previamente publicado para la región andina del sur del país.

Un adulto de la especie fue observado y se grabó su vocalización en el Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación "Francisco Vivar" (PUEAR) de la Universidad Nacional de Loja, el 23 de abril de 2011 por Leonardo Ordóñez-Delgado [26].

En esta localidad se puede escuchar y observar a esta especie regularmente. Grabaciones adicionales de la vocalización de la especie logradas en este sitio se han publicado en la base de datos Xeno-Canto. Los registros



Figura 2: a) Pied-billed Grebe *Podilymbus podiceps*, Carigán, Loja, Ecuador, Abril 2011 (D. Carrión); b) Neotropic Cormorant *Phalacrocorax brasilianus*, Carigán, Loja, Ecuador, Abril 2011 (M. Barrera); c) Striated Heron *Butorides striata*, Jipiro, Loja, Ecuador, Agosto 2015 (A. Orihuela-Torres); d) Great Egret *Ardea alba*, Carigán, Loja, Ecuador, Abril 2011 (M. Barrera); e) Hook-billed Kite *Chondrohierax uncinatus*, Cajanuma, Parque Nacional Podocarpus, Loja, Ecuador (R. Ahlman); f) Common Gallinule *Gallinula galeata*, Carigan, Loja, Ecuador, Abril 2011 (D. Carrion); g) West Peruvian Screech Owl *Megascops roboratus*, Campus Universidad Técnica Particular de Loja, Loja, Ecuador (L. Ordóñez-Delgado); h) Ringed Kingfisher *Megaceryle torquata* (hembra), Jipiro, Loja, Ecuador (A. Orihuela-Torres); i) Emerald Toucanet *Aulacorhynchus prasinus*, El Capulí, Loja, Ecuador (H. Lucero). j) Red-masked Parakeet *Psittacara erythrogenys*, Centro de la ciudad de Loja, Ecuador (L. Ordóñez-Delgado); k) Scaled Antpitta *Grallaria guatemalensis*, Parque Universitario PUEAR, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador (L. Cueva); l). Great Kiskadee *Pitangus sulphuratus*, Jipiro, Loja, Ecuador (A. Orihuela-Torres); m). One-colored Becard *Pachyramphus homochrous*, Parque Universitario PUEAR, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador (L. Ordóñez-Delgado); n) Plumbeous-backed Thrush *Turdus reevei*, Parque Jipiro, Loja, Ecuador (A. Orihuela-Torres); o) Variable Seedeater *Sporophila corvina*, Parque Universitario PUEAR, Universidad Nacional de Loja, Loja, Ecuador (L. Ordóñez-Delgado); p) Tumbes Sparrow *Sporophila corvina*, Quebrada Volcán, parte alta de Jipiro (D. Armijos).

más cercanos de *Rupornis magnirostris* se han reportado en Zamora a aproximadamente 30 km al este de la hoya de Loja, a 1000 m de altitud, sector en el que se considera una especie muy común [23].

Common Gallinule *Gallinula galeata* (LC)

La especie se distribuye en Ecuador principalmente en las tierras bajas del oeste del país (<300 m); además, posee una población residente en algunas localidades andinas del norte, por ejemplo: Imbabura y Chimborazo [7,8,13], y cuenta con un solo registro previo en el límite norte de la hoya de Loja en el año 1995 [11].

Se fotografiaron tres individuos adultos y un juvenil en el sector de Carigán al norte de la hoya de Loja, junto a las especies *Podilymbus podiceps*, *Phalacrocorax brasilianus* y *Bubulcus ibis*, el 19 de abril del 2011 por Darwin Carrión (Fig. 2f).

El registro documentado más cercano de la especie se ubica cerca de la ciudad de Cuenca, en la provincia del Azuay, a más de 120 km al norte de la hoya de Loja [19]; sin embargo, existen también varios reportes no publicados de la especie en el valle de Vilcabamba, a 30 km al sur de Loja (L. Ordóñez-Delgado obs. pers.).

West Peruvian Screech Owl *Megascops roboratus* (LC)

Este búho de tamaño pequeño se consideraba en Ecuador restringido a las tierras bajas del oeste del país, bajo los 1200 m [7,8,11]. Sin embargo, desde el año 2010 se han logrado varios registros del mismo dentro de la hoya de Loja, permitiendo determinar así la presencia de una población reproductiva de la especie en este valle interandino, la cual no había sido reportada hasta este momento. La única población andina previamente conocida de la especie se ubica en la región de Ancash en el norte del Perú [27].

Dos individuos adultos y un juvenil, fueron registrados perchados en un árbol de capulí (*Prunus serotina*) en el campus de la UTPL, el primero de junio de 2015 por Leonardo Ordóñez-Delgado (Fig. 2g). Los tres individuos utilizaron este mismo sitio de percha por al menos dos meses a partir de la primera observación.

El registro documentado más cercano de la especie se ubica en el valle de Vilcabamba a 30 km al sur de la hoya de Loja, a 1500 m [28].

Ringed Kingfisher *Megaceryle torquata* (LC)

Esta especie se distribuye en Ecuador bajo los 1500 m s.n.m. con pocos registros en altitudes superiores. En 1998 se reporta un individuo para Papallacta a 3000 m s.n.m. al norte del país [7], sin registros previos de la

especie en los Andes del sur del Ecuador.

Un macho de la especie fue registrado en la parte alta del río Jipiro, uno de los principales tributarios del río Zamora al norte de la ciudad, en noviembre de 2014 por Rodrigo Cisneros. Una hembra de la especie fue fotografiada en el sureste de la ciudad, junto a una pequeña piscina de producción de trucha (*Oncorhynchus mykiss*), con un pez en su pico, el 23 de mayo de 2015 por Carlos Iñiguez. El día 27 de agosto del 2015 se logró fotografiar un individuo y grabar la vocalización de la especie en el sector de Jipiro, por Adrian Orihuela-Torres (Fig. 2h) y Leonardo Ordóñez-Delgado [29] respectivamente. La especie es rara en la hoya de Loja y utiliza el trayecto del río Zamora para buscar alimento en piscifactorías locales.

El registro documentado más cercano de la especie, dentro de la región andina, se ubica en el Parque nacional Cajas a más de 100 km al noroeste de la hoya de Loja [21].

Emerald Toucanet *Aulacorhynchus prasinus* (LC)

Aulacorhynchus prasinus se distribuye principalmente entre los 1500 y 2800 m en la ladera este de la cordillera andina del Ecuador [7,8,11].

Un individuo adulto de la especie fue capturado en una red de niebla en la quebrada Volcán, ubicada en la parte media de la cuenca hidrográfica de Jipiro, el 14 de octubre del 2010 por Diego Armijos-Ojeda.

Otro individuo adulto de la especie fue fotografiado en el barrio El Capulí, al sur de la ciudad de Loja, alimentándose de frutos maduros en un cultivo de tomate de árbol (*Solanum betaceum*), el 3 de agosto de 2011 por Hernán Lucero (Fig. 2i).

Un nuevo registro visual fue logrado en la quebrada Volcán el 12 de mayo del 2016, por Leonardo Ordóñez-Delgado.

Si bien el rango de distribución de la especie en la ladera este del país es significativo y puede llegar a los 2800 m s.n.m. [13], este es el primer registro documentado de la especie dentro de un valle interandino del Ecuador y también dentro de la ciudad de Loja.

Los registros más cercanos de la especie se ubican en el sector de Zamora a aproximadamente 30 km al este de la hoya de Loja, a 1000 m de altitud [23].

Pacific Parrotlet *Forpus coelestis* (LC)

Este psitácido endémico de la región Tumbesina, cuya distribución previa correspondía principalmente a los territorios costeros del Ecuador bajo los 1500 m [7,11], ha sido registrado en los últimos años en algunas localidades andinas, principalmente al norte del país, tema que se atribuye a un creciente proceso de expansión de

la especie [30].

Al menos seis individuos de la especie fueron observados en el sector del parque La Banda y también a lo largo del río Zamora, el 13 de noviembre de 2010. Y, el 24 de mayo de 2016 se pudieron lograr grabaciones de las vocalizaciones de la especie en el sector noreste de la ciudad, por Leonardo Ordóñez-Delgado.

Los registros documentados más cercanos de la especie se ubican en el valle de Catamayo [31] ubicado a aproximadamente 30 km al oeste de la hoya de Loja. Sin embargo, también existe la posibilidad de que algunas de estas aves observadas en los Andes sean fruto de escapes de individuos traficados ilegalmente, esta especie, en conjunto con *Psittacara erythrogenys* y *Brotogeris pyrrhoptera* son algunas de las especies de aves más traficadas en Ecuador.

Red-masked Parakeet *Psittacara erythrogenys* (NT)

Esta especie es endémica de la región Tumbesina [7,32,33], su distribución original abarcaba los 1100 m s.n.m. en la costa del Ecuador [7,8], pero ha enfrentado desde hace varias décadas un intenso proceso de tráfico ilegal, principalmente en el Ecuador y Perú [32,33]. Aunque el comercio internacional de individuos también es evidente, se han registrado poblaciones de la especie en Miami [34], Hawái [35] y España [36].

Dentro de la hoya de Loja existe una población reproductiva de la especie (Figura 2j) la cual se estableció desde hace unos 15 años, muy posiblemente de individuos escapados, o liberados intencionalmente de su cautiverio. En la actualidad la especie utiliza el río Malacatos y Zamora para trasladarse de norte a sur dentro de la hoya para la búsqueda de alimento o para percharse a descansar y acicalarse por las noches. Grabaciones de la especie logradas en el centro de la ciudad han sido publicadas en Xeno-Canto [37].

Los registros más cercanos de la especie se reportan para el sector de Vilcabamba a aproximadamente 30 km al sur de la hoya de Loja, a 1500 m de altitud [7].

Scaled Antpitta *Grallaria guatemalensis* (LC)

Esta gralario en Ecuador se distribuye principalmente bajo los 1300 m en las tierras bajas y bosques subtropicales a ambos lados de los Andes [7,11].

Dos individuos juveniles de la especie fueron capturados, en el centro de la ciudad y en el campus de la Universidad Técnica Particular de Loja, respectivamente, los días 14 y 15 de mayo del 2015 por Leonardo Ordóñez-Delgado. Por otra parte, en el mes de junio del mismo año, junto con Luis Cueva se pudo fotografiar un individuo en el Parque Universitario "Francisco Vivar" (PUEAR) (Fig. 2k).

Es conveniente mencionar que, esta especie experimenta dentro de la ciudad de Loja un fenómeno interesante e inusual. En los meses de junio-julio de los años 2004 y 2015 se pudieron registrar varios juveniles de esta gralario dentro de la zona urbana de la ciudad, algunos individuos en el mismo centro de la urbe.

En junio de 2015, aparte de los individuos capturados y observados (mencionados arriba), también se colectaron dos especímenes que se encontraron muertos dentro de la ciudad, estos fueron depositados en el Museo de Vertebrados de la UTPL (Códigos: MUTPL-OR: 0010, 0011). Los registros de la especie en este sector se ubican al este de la hoya de Loja, que se constituye en el área más cercana a zonas boscosas.

Todos los especímenes registrados correspondían a individuos jóvenes. Este inusual comportamiento podría deberse a la dispersión de juveniles de la especie desde sus hábitats normales de distribución, tras una época reproductiva muy exitosa, lo que forzaría a los juveniles a buscar nuevos territorios y en esa búsqueda ingresan a la ciudad (J. Freile *in litt.* 2015).

La localidad con registros documentados más cercanos de la especie es Bombuscaro, al sur de la ciudad de Zamora (Zamora Chinchipe) a 30 km al este de la hoya de Loja y a 1000 m de altitud [23].

Great Kiskadee *Pitangus sulphuratus* (LC)

Tiránido muy común en márgenes de ríos, claros y jardines de las tierras bajas y la ladera este de los Andes, se distribuye en Ecuador principalmente hasta los 1000 m de altitud [7,11].

Un adulto de la especie fue fotografiado sobre el río Zamora en el sector de Jipiro, al norte de la ciudad de Loja, el 19 de noviembre del 2015 por Adrian Orihuela-Torres (Fig. 2l).

Este registro, permitiría conjeturar de manera preliminar que el río Zamora, facilita la movilidad de ciertas especies de las tierras bajas orientales hacia la región andina del sur del país, ya que esta especie debió utilizar el trayecto que marca este río para ingresar hacia la hoya de Loja.

A pesar de que la especie se considera común en su área de distribución, no se cuenta con registros documentados de esta para el sureste del país. Los registros más cercanos de la especie se localizan en la provincia de Morona Santiago en el noreste del Ecuador a más de 300 km de la hoya de Loja [38].

One-colored Becard *Pachyramphus homochrous* (LC)

Esta especie se considera común de bordes de bosques y áreas intervenidas del oeste del Ecuador, principalmente bajo los 1000 m en el sur del país; alcanzando los 1500 m en el norte en la zona de Pallatanga [7] o los 1700 m según McMullan & Navarrete [11].

Sin embargo de esto, Nilsson et al. [39] mencionan la existencia actual de varios registros de esta especie en los valles centrales de los Andes del norte del país, algunos hasta los 2700 m de elevación; y, sugieren que la especie mantendría movimientos estacionales a lo largo de este gradiente altitudinal.

Una hembra de *Pachyramphus homochrous* fue fotografiada en el Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa" de la Universidad Nacional de Loja, el 30 de octubre de 2014 por Leonardo Ordóñez-Delgado (Fig 2m). Por otra parte, se pudo observar y grabar la vocalización de un macho de esta especie en el sector de Jipiro, el 27 de agosto del 2015 por Leonardo Ordóñez-Delgado [40].

Estos se constituyen en los primeros registros de la especie para la región andina del sur del país. La localidad más cercana con evidencia de presencia de la especie se localiza en Sozoranga a más de 70 km al suroeste de la hoya de Loja [41].

Plumbeous-backed Thrush *Turdus reevei* (LC)

Este mirlo es poco común en bosques deciduos y semi-humedos de la costa sur oeste del Ecuador, alcanzando las estribaciones occidentales de los Andes sur [7,11]. Ridgely y Greenfield [7] reportaron que individuos no reproductivos se registran hasta los 2500 m en Loja, basados en dos registros de la vía Loja-Zamora a 1600 m y de Vilcabamba a 1500 m.

Cuatro individuos de *Turdus reevei*, dos de ellos con características de juveniles, identificados por sus marcas semejantes a media lunas en el pecho y algunas marcas de color café claro observadas en las plumas secundarias de las alas [8] fueron registrados de manera visual, con fotografías y con grabaciones de audio, en el parque Jipiro al norte de la ciudad de Loja, el día 27 de agosto del 2015 por Leonardo Ordóñez-Delgado y Adrian Orihuela-Torres. Los cantos de la especie logrados en este sitio han sido publicados en *Xeno-Canto* [42].

Este es el primer registro de *T. reevei* en la ciudad de Loja. Los registros más cercanos de la especie se localizan en el valle de Vilcabamba a 35 km al sur de la hoya [7].

Variable Seedeater *Sporophila corvina* (LC)

Ave común de zonas arbustivas y agrícolas de la costa del Ecuador, alcanzando los 1500 m o elevaciones algo

más altas en el suroeste del país [7,13].

Un individuo hembra fue fotografiado en el Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Francisco Vivar (PUEAR) de la Universidad Nacional de Loja, el 30 de octubre del 2014 por Leonardo Ordóñez-Delgado (Fig. 2o).

Si bien la especie se considera común en su área de distribución previamente conocida, parece ser un visitante errático de la hoya de Loja, con lo cual incrementa su distribución altitudinal en la región andina del sur del país y se constituye en el primer registro de la especie en los Andes centrales del Ecuador.

Los registros más cercanos de la especie se localizan en el cantón Zapotillo a más de 100 km al suroeste de la hoya de Loja [38].

Tumbes Sparrow *Rhynchospiza stolzmanni* (LC)

Especie endémica Tumbesina, poco común a localmente común en matorrales densos de ecosistemas áridos del suroeste del país [7,8,13], con registros en los valles de Catamayo y Vilcabamba [7].

Un juvenil de la especie *Rhynchospiza stolzmanni* fue capturado en la quebrada Volcán, ubicada en la parte media de la cuenca hidrográfica de Jipiro, el 14 de octubre del 2010 por Diego Armijos (Fig. 2p).

Este registro se ubica a 2270 m constituyéndose así en el registro altitudinal de mayor elevación para la especie, ya que en Perú, en donde también está presente, su distribución abarca los matorrales y bosques secos del noroeste, hasta los 1000 m de altitud [27,43].

Los registros más cercanos de la especie se localizan en el valle de Catamayo a 30 km al oeste de la hoya de Loja y a 1200 m de altitud [44] en donde es una especie fácil de registrar.

Canada Warbler *Cardellina canadensis* (LC)

Esta es un ave migratoria boreal que visita el Ecuador entre los meses de octubre y marzo de cada año, se considera rara en la vertiente occidental de los Andes y común en bordes de bosques y plantaciones agrícolas de la zona este del país [7,8,11].

Un individuo hembra de la especie fue registrado visualmente en el Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación Francisco Vivar (PUEAR) de la Universidad Nacional de Loja, el 1 de noviembre 2013 por L. Ordóñez-Delgado. El individuo forrajeaba de manera muy activa, a unos tres metros del suelo en un árbol de capulí (*Prunus serotina*), al borde de un bosque en proceso de recuperación.

Y, el 21 noviembre del 2015, Leonardo Ordóñez-Delgado, junto con Juan Freile y Adrian Orihuela-Torres, pudieron registrar al menos dos individuos de esta especie, en esta misma localidad, en donde parecería ser fácil de observar en la época de visita de estas aves migratorias a nuestro país.

Existe solamente un registro previo documentado de esta especie en la región andina del norte del Ecuador [45], pero no existían registros publicados de la especie en la zona andina del sur del mismo.

La localidad con registros más cercanos de la especie es Bombuscaro, al sur de la ciudad de Zamora (Zamora Chinchipe) a 30 km al este de la hoya de Loja y a 1000 m de altitud [23].

Discusión

Loja se ubica en un valle interandino, el mismo que alberga un importante grupo de especies de aves residentes y también de visitantes esporádicas, las mismas que evidencian en esta región una dinámica diferente en su distribución habitual, lo que definitivamente es fruto de la cercanía de este valle al Parque Nacional Podocarpus, la influencia de algunos valles secos aledaños (Ej.: Catamayo, Malacatos y Vilcabamba) y la existencia del río Zamora, el mismo que le provee conectividad a esta zona, con la región oriental del país.

Todos estos registros, logrados dentro de la hoya de Loja; y, en varios casos dentro de la zona urbana de la misma, permiten entrever y resaltar la importancia del sector en cuanto a su biodiversidad asociada.

Lamentablemente, Loja enfrenta el creciente impacto de la construcción de infraestructura sobre los ecosistemas naturales o remanentes de la urbe y su zona de influencia. El sector de Carigán, del cual provienen cinco de los registros aquí presentados (*Podilymbus podiceps*, *Phalacrocorax brasilianus*, *Bubulcus ibis*, *Ardea alba*, *Gallinula galeata*), forma parte de un proyecto de construcción de vivienda ejecutado desde finales del año 2013, para lo cual se rellenó la laguna, destruyendo así el hábitat que visitaban este grupo de aves en el noroeste de la ciudad, este proyecto nunca evaluó de manera adecuada el impacto que una obra de este tipo causaría a la fauna presente en esta zona.

Los datos aquí presentados incrementan el conocimiento sobre la distribución de 20 especies de aves continentales del Ecuador; lo que permite evidenciar que aún persisten vacíos de información sobre su distribución en el sur del país [46,47], temática aún más evidente cuando se trata de localidades urbanas.

Consideramos que es necesario realizar esfuerzos adicionales de investigación dentro de la ciudad, estructurados de manera tal que permitan recopilar datos so-

bre distribución, dinámicas poblacionales, uso y afinidad por recursos, interacciones bióticas, entre muchos temas más. A fin de entender de manera adecuada el funcionamiento de los ecosistemas urbanos y periurbanos de este sector. Solamente así, se podrán encaminar esfuerzos reales de gestión ambiental y conservación, que permitan una convivencia más armónica entre los elementos antrópicos y la biodiversidad presente en la ciudad y sus ecosistemas aledaños.

Agradecimientos

A Roger Ahlman (www.pbase.com/ahlman), Marcelo Barrera, Darwin Carrión, Rodrigo Cisneros, Verónica Iñiguez, Carlos Iñiguez, Hernán Lucero, Luis Cueva, por compartir sus registros y fotografías. Al Departamento de Ciencias Naturales de la Universidad Técnica Particular de Loja por el apoyo y respaldo institucional para la elaboración y presentación de este trabajo. A Diego Cisneros-Heredia y dos revisores anónimos que aportaron importantes comentarios para mejorar este manuscrito. Este documento forma parte de los resultados del proyecto: "Convive con los ríos: Campaña de comunicación ambiental, participación social y levantamiento de indicadores socio ambientales de las cuencas manejadas por Foragua" (PROY_VIN_GAM_001_2016-UTPL).

Referencias

- [1] Lozano, P. (Ed.). (2002). Los tipos de bosque en el sur del Ecuador. En: Aguirre, Z., Madsen, J.M., Cotton, E. & Balslev, H. *Botánica Austroecuatoriana. Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora - Chinchipe*. (pp. 29-49). Loja: Editorial Universidad Técnica Particular de Loja.
- [2] Duellman, W.E., & Wild, E. (1993). Anuran Amphibians from the Cordillera Huancabamba, Northern Peru: Systematics, Ecology, and Biogeography. *Occasional Papers of the Museum of Natural History*, 157, 1-53. URL: <http://biodiversitylibrary.org/page/4469099>
- [3] Winckell, A. (1982). Relieve y geomorfología del Ecuador. En: *Geomorfología*. Quito: CEDIG, 1982, p. 3-19. (Documentos de Investigación-CEDIG; 1). URL: http://horizon.documentation.ird.fr/exl-doc/pleins_textes/doc34-08/22644.pdf
- [4] Maldonado, N. (2002). Clima y vegetación de la región sur del Ecuador. En: Aguirre, Z., Madsen, J.M., Cotton, E. & Balslev H. (Eds.). *Botánica Austroecuatoriana: Estudios sobre los recursos vegetales en las provincias de El Oro, Loja y Zamora-Chinchipe*. (pp. 1-2). Editorial Universidad Técnica Particular de Loja. Loja, Ecuador.
- [5] Pulgar, I., Izco, J., & Jadan, O. (2010). *Flora selecta de los pajonales de Loja, Ecuador*. Quito: Ediciones Abya-Yala.

- [6] PNUMA, Municipalidad de Loja & Naturaleza y Cultura Internacional. (2007). *Perspectivas del Medio Ambiente Urbano GEO Loja*: Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, Municipalidad de Loja y Naturaleza y Cultura Internacional.
- [7] Ridgely, R.S., & Greenfield, P. (2001). *The Birds of Ecuador. Status, Distribution and Taxonomy - Field Guide*. New York: Cornell University Press.
- [8] Ridgely, R.S., & Greenfield, P. (2006). *Aves del Ecuador: Guía de Campo*. Quito: Academia de Ciencias Naturales de Filadelfia y Fundación de Conservación Jocotoco.
- [9] Henry, P.Y. (2005). New distributional records of birds from Andean and western Ecuador. *Cotinga*, 23, 27-32. URL: <http://www.neotropicalbirdclub.org/wp-content/uploads/2015/05/C23-Henry.pdf>
- [10] Henry, P.Y. (2012). Distributional and altitudinal range extensions for birds from Ecuador. *Boletín SAO*, 20:89-106. URL: <http://sao.org.co/publicaciones/boletinsao/20%282%29/AP720%282%29Henry.pdf>
- [11] Janni, O. (2004). More distributional data on Ecuadorian birds. *Cotinga*, 21, 25-26 URL: <http://www.neotropicalbirdclub.org/wp-content/uploads/2015/05/C21-Janni.pdf>
- [12] Sierra, M. (1999). *Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador continental*. Quito: Proyecto Inefan/GEF-BIRF y Ecociencia.
- [13] McMullan, M., & Navarrete, L. (2013). *Fieldbook of the Birds of Ecuador, including the Galápagos Islands*. Quito: Fundación Jocotoco.
- [14] Remsen, J.V., Areta Jr. J.I., Cadena, C.D., Jaramillo, A., Nores, M., Pacheco, J.F., Pérez-Emán, J., Robbins, M.B., Stiles, F.G., Stotz, D.F., & Zimmer, K.J. (2015, septiembre 1). *A classification of the bird species of South America*. American Ornithologists' Union. Version 9 august 2015. URL: <http://www.museum.lsu.edu/Remsen/SACCBaseline.html>.
- [15] IUCN. (2015, Agosto 1). *The IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2015.2. URL: www.iucnredlist.org
- [16] Moore, J.V., Krabbe, N., & Jahn, O. (2013). *Bird Sounds of Ecuador: A Comprehensive Collection*. [MP3 DVD]. John V. Moore Nature Recordings. San José, Ca. U.S.A.
- [17] Fjeldsá, J., & Krabbe, N. (1990). *Birds of the High Andes*. Svendborg: Zoological Museum, University of Copenhagen, and Apollo Books.
- [18] Guevara, E.A., Santander, T., Mueces, T., Terán, K., & Henry, P.Y. (2011). Population growth and seasonal abundance of the Neotropic Cormorant (*Phalacrocorax brasilianus*) at highland lakes in Ecuador. *Waterbirds*, 34, 499-503. DOI: <http://dx.doi.org/10.1675/063.034.0413>
- [19] Guevara, E.A., Santander, T., & Duivenvoorden, J.F. (2013). Seasonal Patterns in Aquatic Bird Counts at Five Andean Lakes of Ecuador. *Waterbirds*, 35, 636-641. DOI: <http://dx.doi.org/10.1675/063.035.0413>
- [20] Cisneros-Heredia, D.F. (2006). Aves, *Podilymbus podiceps*, *Ardea alba*, *Egretta thula*, *Nycticorax nycticorax*, *Ixobrychus exilis*, *Porzana carolina*, *Porphyryla martinica*, *Gallinula chloropus*, *Phalaropus triolor*, *Vanellus resplendens*: Distribution extensions, filling gaps, historical occurrence. *Check List*, 2, 27-31. DOI: <http://dx.doi.org/10.15560/2.1.27>
- [21] Astudillo, P. X., Tinoco, B. A., & Siddons, D. C. (2015). The avifauna of Cajas National Park and Mazán Reserve, southern Ecuador, with notes on new records. *Cotinga* 37, OLI-11. URL: <http://www.neotropicalbirdclub.org/wp-content/uploads/2015/03/Astudillo-et-al.pdf>
- [22] Ordóñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Striated Heron - *Butorides striata*, flight call. Loja, Ecuador. XC276788. URL: www.xeno-canto.org/276788
- [23] Rasmussen, J. F., & Rahbek, C. (1994). *Aves del Parque Nacional Podocarpus - Una lista anotada. Birds of Podocarpus National Park - An annotated Checklist*. CECIA. Quito, Ecuador.
- [24] Agreda, A., Krabbe, N., & Rodriguez, O. (1999). Pale-headed Brushfinch *Atlapetes pallidiceps* is not extinct. *Cotinga*, 11, 50-54. URL: <http://www.neotropicalbirdclub.org/articles/11/C11-PHBF.pdf>
- [25] Fischer, J. (2016, Junio 11) Hook-billed Kite - *Chondrohierax uncinatus*, call. Vilcabamba, Loja-Ecuador. XC206042. URL: www.xeno-canto.org/206042
- [26] Ordoñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Roadside Hawk - *Rupornis magnirostris*, call. Parque Universitario de Educación Ambiental y Recreación, Universidad Nacional de Loja. URL: <http://www.xeno-canto.org/77142>
- [27] Schulenberg, T., Stotz, D., Lane, D., O'Neill, J., & Parker III, T. (2010). *Birds of Peru: Revised and updated edition*. New Jersey: Princenton University Press.
- [28] Garrigues, R. (2016, Junio 9) Peruvian Screech-Owl *Otus roboratus*, video. URL: <http://ibc.lynxeds.com/node/44787>
- [29] Ordoñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Ringed Kingfisher *Megaceryle torquata*. Parque Jipiro, Loja. <http://www.xeno-canto.org/276787>
- [30] Cisneros-Heredia, D.F. (2006). Información sobre la distribución de algunas especies de aves de Ecuador. *Boletín SAO*, 16:7-16. URL: <http://www.sao.org.co/publicaciones/boletinsao/02-CisnerosEcuador.pdf>
- [31] Ordoñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Pacific Parrotlet *Forpus coelestis*. Catamayo, Loja. URL: <http://www.xeno-canto.org/294559>
- [32] Best, B. J., & Clarke, C. T. (1991). *The threatened birds of the Sozoranga region, south-west Ecuador*. Cambridge: International Council for Bird Preservation.
- [33] Best, B. J., & Kessler, M. (1995). *Biodiversity and conservation in Tumbesian Ecuador and Peru*. Cambridge: BirdLife International.

- [34] Pranty, B., & Epps, S. (2002). Distribution, population status, and documentation of exotic parrots in Broward County, Florida. *Florida Field Naturalist*, 30(4), 111-131. URL: [https://sora.unm.edu/sites/default/files/FFN_30-4p111-131Pranty\[1\].pdf](https://sora.unm.edu/sites/default/files/FFN_30-4p111-131Pranty[1].pdf)
- [35] Runde, D. E., Pitt, W. C., & Foster, J. T. (2007). Population ecology and some potential impacts of emerging populations of exotic parrots. *Managing Vertebrate Invasive Species*, 42. URL: <http://digitalcommons.unl.edu/nwrcinvasive/42>
- [36] Murgui, E., & Valentín, A. (2003). Relación entre las características del paisaje urbano y la comunidad de aves introducidas en la ciudad de Valencia (España). *Ardeola*, 50(2), 201-214. URL: <http://www.ardeola.org/files/534.pdf>
- [37] Ordóñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Red-masked Parakeet *Psittacara erythrogenys*. Loja, Ecuador. URL: <http://www.xeno-canto.org/128175>
- [38] Moore, J. V., Krabbe, N., & Jahn, O. (2013). *Bird Sounds of Ecuador: A Comprehensive Collection*. [MP3 DVD]. John V. Moore Nature Recordings. San José, Ca. U.S.A.
- [39] Nilsson, J., Freile, J.F., Ahlman, R., Brinkhuizen, D.M., Greenfield, P.J., & Solano-Ugalde, A. (2014). Rare birds in Ecuador: Second annual report of the Committee for Ecuadorian Records in Ornithology (CERO). *Avances en Ciencias e Ingenierías*, 6(2), B38-B50. DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v6i2.178>
- [40] Ordóñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) One-colored Becard *Pachyramphus homochrous*. Parque Jipiro, Loja. URL: <http://www.xeno-canto.org/276789>
- [41] Lambert, F. (2016, Junio 11) One-colored Becard *Pachyramphus homochrous*. Sozoranga. Loja, Ecuador. URL: <http://avocet.zoology.msu.edu/recordings/10216>
- [42] Ordóñez-Delgado, L. (2016, Junio 11) Plumbeous-backed Thrush *Turdus reevei*. Parque Jipiro, Loja. URL: <http://www.xeno-canto.org/276785>
- [43] Jaramillo, A. (2015, diciembre 6). *Tumbes Sparrow (Rhynchospiza stolzmanni)*. En: del Hoyo, J., Elliott, A., Sargatal, J., Christie, D.A. & de Juana, E. (Eds.). *Handbook of the Birds of the World Alive*. Barcelona: Lynx Edicions. URL: <http://www.hbw.com/node/61944>
- [44] Krabbe, N., & Nilsson, J. (2003). *Birds of Ecuador: Sounds and Photographs*. 1.24. DVD-ROM. Bird Songs International BV, Westernieland, The Netherlands.
- [45] Cisneros-Heredia, D. (2006). Ampliación del rango migratorio de *Wilsonia canadensis* en Ecuador. *Boletín SAO*, 16, 35-39. URL: <http://www.sao.org.co/publicaciones/boletinsao/05-CisnerosH.Wilsonia.pdf>
- [46] Freile, J., Ahlman, R., Brinkhuizen, D., Greenfield, P., Solano-Ugalde, A., Navarrete, L., & Ridgely, R. (2013). Rare birds in Ecuador: first annual report of the Committee of Ecuadorian Records in Ornithology (CERO). *Avances en Ciencias e Ingenierías*, 5(2), B24-B41. DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v5i2.135>
- [47] Krabbe, N. (2008). Arid valleys as dispersal barriers to high-Andean forest birds in Ecuador. *Cotinga*, 29, 28-30. URL: <http://www.neotropicalbirdclub.org/wp-content/uploads/2015/05/C29-Krabbe-b.pdf>

Primer registro de *Ochoterenella* sp. (Nematoda: Onchocercidae) en *Rhinella horribilis* (Anura: Bufonidae) del noroccidente de Ecuador

Carolina Reyes-Puig^{1*}, María Belén Trujillo¹⁻², Andrea Echeverría Torres T.¹⁻³

¹División de Herpetología, Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, Calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris, casilla postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.

²Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Av. 12 de Octubre 1076 y Roca, casilla postal 17-01-2184, Quito, Ecuador.

³Universidad Politécnica Salesiana, Av. Isabel la Católica N23-52 y Madrid, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: carolina.reyes@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/03/04. Aceptado/Accepted: 2016/11/15.

Publicado en línea/Published online: 2016/11/15. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.281>

First record of *Ochoterenella* sp. (Nematoda: Onchocercidae) on *Rhinella horribilis* (Anura: Bufonidae) from northwestern Ecuador

Abstract

We report the first record of parasitism by the nematode *Ochoterenella* Caballero, 1944 on the giant toad *Rhinella horribilis* for Ecuador. A specimen of *Ochoterenella* sp. was found in the abdominal cavity, adhered to the bottom wall of the stomach, of a *R. horribilis*. Specimens were collected at Tobar Donoso, province of Carchi, northwestern Ecuador.

Keywords. Parasitism, helminths, cane toad, Tobar Donoso, Bufonidae.

Resumen

Reportamos el primer registro de parasitismo del nematodo *Ochoterenella* Caballero, 1944 en el sapo *Rhinella horribilis*. Un espécimen de *Ochoterenella* sp. fue encontrado en la cavidad abdominal, adherido a la pared inferior del estómago, de un *R. horribilis*. Los especímenes fueron colectados en Tobar Donoso, provincia de Carchi, noroccidente de Ecuador.

Palabras Clave. Parasitismo, helmintos, sapo de la caña, Tobar Donoso, Bufonidae.

Ecuador es uno de los países del neotrópico con una alta diversidad de anfibios [1-2]. Sin embargo, la información sobre los patógenos que parasitan a este grupo de vertebrados es limitada [3-6]. Bacterias, hongos, protozoos y helmintos son los principales organismos conocidos por parasitar a diferentes especies de anfibios [6]. Por otro lado, la mayoría de estudios que abordan esta temática en Centroamérica y Sudamérica han sido desarrollados en México, Costa Rica, Guatemala, Brasil y Argentina [6-10]. Los parásitos de anfibios reconocidos en estas regiones corresponden principalmente a

helmintos (p. ej., trematodos, nematodos), bacterias (p. ej., *Salmonella*, *Leptospira*), parásitos artrópodos y ectoparásitos (p. ej., *Amblyomrna*, *Hannemania*) [6-8].

Los helmintos son invertebrados caracterizados por presentar cuerpos elongados, aplanados o redondeados; su forma anatómica es reminiscente a la de un gusano. Parasitan a una gran diversidad de organismos [11] y pueden sobrevivir por largos períodos de tiempo parasitando al hospedero sin causar efectos mortales [12]. Los parásitos helmintos constituyen el grupo con mayor nú-



Figura 1: Estómago extraído de *Rhinella horribilis* (DHMECN 6766, hembra, 85,6 mm de longitud corporal). El ovalo rojo indica la región en la que fue encontrado el parásito *Ochoterenella* sp. (MECN-SIN-001).

mero de reportes en anfibios en Latinoamérica: abarcan aproximadamente 289 especies registradas en 186 hospederos [10], de los cuales 45 corresponden primordialmente a anuros que ocupan hábitats de la cuenca amazónica de Brasil, Perú y Ecuador [1-2, 10]. Los helmintos documentados para Ecuador incluyen 21 especies [3-5, 10]; las ranas de los géneros *Rhinella* y *Leptodactylus* son los hospederos más frecuentes [10]. El estudio de helmintos nematodos (es decir, helmintos con cuerpos redondeados) [11] en anfibios ha reflejado una alta especialización de los parásitos a ciertas regiones anatómicas: así, los géneros *Aplectana* y *Cylindrotaenia* se especializan en parasitar los intestinos de sus hospederos [4, 13-17]; *Ochoterenella*, por otro lado, parasita la cavidad corporal [13, 18-24]; mientras que *Rhabdias* afecta particularmente a los pulmones [13, 15].

Existen algunas investigaciones sobre los nematodos que parasitan a los sapos de la familia *Bufonidae* [3-6, 10, 13-24]. El género de filarias *Ochoterenella* [25] es el grupo predominante en la infección de la cavidad corporal de esta familia de anuros (Tabla 1). Actualmente se conocen 15 especies de la familia *Onchocercidae* reportadas a lo largo de la región neotropical: México, Guatemala, Costa Rica, Colombia, Ecuador, Perú, Brasil, Paraguay y Jamaica [10, 26]. El género *Ochoterenella* está especializado en parasitar la cavidad corporal: se adhiere a las paredes del estómago y de los intestinos y causa aponeurosis muscular por el desarrollo de una membrana blanquecina que envuelve al músculo. Este tipo de filaria no ocasiona la muerte del anfibio [27]. La mayor parte de reportes de *Ochoterenella* han sido registrados en el huésped *Rhinella marina* [13, 18-24]. Sin embargo, es importante mencionar que no fue sino hasta el presente año cuando se redefinió a las poblaciones de Centroamérica y del occidente de los Andes como *R. horribilis*, y a las poblaciones orientales como *R. marina* [28]. De ese modo, la mayor parte de reportes corresponden a *Ochoterenella* en *R. horribilis*

[18-24], y en menor proporción a *R. marina* [6, 10, 13]. En Ecuador se ha reportado la presencia de este género de nematodo en la rana lanceolada común *Hypsiboas lanciformis* [5]; no obstante, no se ha registrado a este parásito en otro anuro dentro del territorio ecuatoriano. En esta publicación presentamos el primer registro para Ecuador de *Ochoterenella* sp. parasitando al sapo *Rhinella horribilis*, en el noroccidente del país.

Los especímenes aquí reportados se encuentran depositados en la División de Herpetología (DHMECN) y en la Sección de Invertebrados (MECN-SIN) del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad. El espécimen de *Rhinella horribilis* fue preservado en etanol al 75 %, y el de *Ochoterenella*, luego de ser extraído, fue depositado en un microtubo con etanol al 75 %.

Una filaria hembra de *Ochoterenella* sp. (MECN-SIN-001, 20,3 mm de largo, Fig. 2-3) se encontró adherida a la pared inferior del estómago de una hembra adulta de *Rhinella horribilis*; se observó aponeurosis. El ejemplar de *Rhinella* (DHMECN 6766, 85,6 mm de longitud corporal) fue recolectado en la localidad de Tobar Donoso, a orillas del río San Juan (1.183267° N, -78.492272° W, 106 m. s. n. m.), cantón Tulcán, provincia de Carchi, durante el mes de julio del 2009. Adicionalmente, dos especímenes de *R. horribilis* de la misma localidad fueron examinados, pero ninguno reveló la presencia de *Ochoterenella*.

La determinación taxonómica como *Ochoterenella* sp. se consiguió a través de la identificación de las características principales del género: presencia de un par de estructuras cuticularizadas a manera de "solapas" laterales paraestomales en la región cefálica; ausencia de alae caudal y lateral; una placa cefálica más larga lateralmente que dorsoventralmente; cuatro pares de papilas, cada una compuesta por una porción basal dilatada

Tabla 1: Nematodos que parasitan a *Rhinella marina* y *R. horribilis*.

Especie	Hospedero	Sitio de infección	Distribución	Referencia
<i>Acanthocephalus correalimai</i>		Intestino delgado	Brasil	[6]
<i>Aplectana membranosa</i>		Intestino y recto	Brasil, Ecuador y Guyana	[29]
<i>Aplectana sp.</i>		Intestino	Brasil	[30]
<i>Aplectana vellardi</i>	<i>Rhinella marina</i>	Estómago e intestino	Brasil	[31]
<i>Capillaria sp.</i>		Cavidad corporal e intestino grueso	Brasil y Perú	[29]
<i>Catadiscus cohnii</i>		Intestino grueso	Brasil	[32]
<i>Choledocystus elegans</i>		Vesícula biliar intestino delgado, páncreas	Brasil	[32]
<i>Choledocystus hepaticus</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	Vesícula biliar	Sudamérica	[6]
<i>Creptotrema lynch</i>	<i>R. horribilis</i>	Intestino delgado	Colombia	[33]
<i>Cylindrotaenia americana</i>		Intestino delgado	Brasil, Colombia, Paraguay y Perú	[13, 33]
<i>Falcaustra mascula</i>		Intestino grueso y delgado	Brasil, Argentina y Paraguay	[34, 31]
<i>Filaria sp.</i>		Cavidad corporal	Guyana	[6]
<i>Foleyella vellardi</i>	<i>R. marina</i>	Cavidad corporal	Brasil	[35]
<i>Glythelmins linguatula</i>		Intestino delgado	Brasil	[32]
<i>Glythelmins palmipedis</i>		Intestino delgado y estómago	Brasil	[32, 36-37]
<i>Glythelmins robustus</i>	<i>R. horribilis</i>	Intestino delgado	Colombia	[33]
<i>Glythelmins vesicalis</i>		-	Brasil	[6, 36]
<i>Gorgoderina cryptorchis</i>	<i>R. marina</i>	Vesícula biliar	Brasil	[32]
<i>Icosiella neglecta</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	-	Argentina y Venezuela	[38-39]
<i>Laufrediedia amphicirrus</i>		Intestino delgado	Brasil	[40]
<i>Mesocoeleum incognitum</i>	<i>R. marina</i>	Intestino delgado	Brasil	[36]
<i>Mesocoeleum monas</i>		Intestino delgado	Brasil	[32, 37]
<i>Mesocoeleum sociale</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	Intestino delgado	Colombia	[6]
<i>Mesocoeleum sp.</i>		Intestino delgado	Brasil y Colombia	[6, 41]
<i>Mesocoeleum travassosi</i>	<i>R. marina</i>	Intestino delgado	Brasil	[36]
<i>Mesocoeleum waltoni</i>		Intestino delgado	Brasil	[6]
<i>Microfilaria sp.</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	Sangre	Colombia	[6]
<i>Ochoterenella albareti</i>	<i>R. marina</i>	Cavidad corporal	Guyana	[6]
<i>Ochoterenella caballeri</i>		Cavidad corporal	México y Costa Rica	[18]
<i>Ochoterenella chiptiensis</i>	<i>R. horribilis</i>	Cavidad corporal	México y Guatemala	[19]
<i>Ochoterenella complicata</i>		Retropertoneo y mesenterio	Colombia	[20]
<i>Ochoterenella convoluta</i>	<i>R. marina</i>	Cavidad corporal	Brasil	[31]
<i>Ochoterenella digiticauda</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	Cavidad corporal	México, Guatemala, Costa Rica, Colombia y Brasil	[21-23, 31, 42, 43]

Especie	Hospedero	Sitio de infección	Distribución	Referencia
<i>Ochoterenella dufourae</i>		Cavidad corporal	Guayana	[6]
<i>Ochoterenella guyanensis</i>		Cavidad corporal	Guyana	[6]
<i>Ochoterenella oumari</i>		Cavidad corporal	Guayana	[6]
<i>Ochoterenella royi</i>		Cavidad corporal	Guayana	[6]
<i>Ochoterenella vellardi</i>		Cavidad corporal	Brasil y Perú	[31]
<i>Ophiotaenia bonariensis</i>		-	Brasil	[33]
<i>Oswaldocruzia albareti</i>		Intestino delgado	Guyana y Ecuador	[44]
<i>Oswaldocruzia belenensis</i>		Intestino delgado	Brasil	[45]
<i>Oswaldocruzia lopesi</i>	<i>R. marina</i>	Estómago e intestino	Brasil y Perú	[29]
<i>Oswaldocruzia mazzai</i>		Intestino grueso y delgado	Guyana, Brasil y Ecuador	[14]
<i>Oswaldocruzia proencai</i>		Intestino	Brasil y Perú	[29, 38]
<i>Oswaldocruzia sp.</i>		Intestino	Guyana y Brasil	[29, 31]
<i>Oswaldocruzia subauricularis</i>		Intestino	Ecuador y Brasil	[3, 35, 42]
<i>Oxyascaris similis</i>		Intestino	Brasil	[46-47]
<i>Oxyascaris sp.</i>		Intestino	Brasil	[30]
<i>Paraoxyascaris travassosi</i>		Intestino delgado	Brasil	[43]
<i>Parapseudopolystoma cerrocoloradensis</i>	<i>R. marina</i> o <i>R. horribilis</i>	Vejiga urinaria	Venezuela	[6]
<i>Physaloptera sp.</i>		Estómago	Brasil y Perú	[29-30]
<i>Plagiorchis hepaticus</i>		-	Brasil	[36]
<i>Rhabdias fueleborni</i>		Pulmones	Brasil	[31]
<i>Rhabdias paraensis</i>		Pulmones	Brasil	[48]
<i>Rhabdias sp.</i>	<i>R. marina</i>	Pulmones	Argentina y Brasil	[31, 37]
<i>Rhabdias sphaenocephala</i>		Pulmones	Brasil y Perú	[31]
<i>Taenia filariformis</i>		-	Argentina	[49]



Figura 2: *Ochoterenella* sp. (MECN-SIN-001) encontrado adherido a la pared inferior del estómago de un *Rhinella horribilis*. A) Vista completa. B) Región cefálica. C) Región caudal. D) Detalle de bandas anulares del cuerpo.



Figura 3: Protuberancias cuticulares características del género *Ochoterenella*, localizadas en la región media del cuerpo del nematodo *Ochoterenella* sp. (MECN-SIN-001), encontrado adherido a la pared inferior del estómago de un *Rhinella horribilis*.

y una distal delgada; cutícula corporal, excepto en los extremos, con bandas anulares de protuberancias pequeñas, orientadas longitudinalmente, y usualmente de apariencia bacilar; y microfilaria envainada [22, 25]. Aunque no fue posible la identificación del nematodo a nivel de especie, *Ochoterenella digiticauda* podría ser la más similar por el tamaño y la disposición de las protuberancias cuticulares en el cuerpo [22]. Además, es la especie reportada para Ecuador en otros anuros y en poblaciones de *R. horribilis* de Colombia [5, 20].

Agradecimientos

Dejamos constancia de nuestro agradecimiento a los colectores del ejemplar de *Rhinella*: Mario Yáñez-Muñoz, Santiago Villamarín y Marco Altamirano; al Ministerio del Ambiente, por otorgar el permiso de investigación N.º 001-IC-FAU/DPS/MA; y a Santiago Villamarín por prestar todas las facilidades en la Sección de Invertebrados del MECN-SIN.

Referencias

- [1] Ron, S. R., Guayasamín, J. M., Yáñez-Muñoz, M. H., Merino-Viteri, A., Ortiz, D. A., & Nicolalde, D. A. (2016). "AmphibiaWebEcuador". Versión 2016.0. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. URL: <http://zoologia.puce.edu.ec/Vertebrados/anfibios>.
- [2] Frost, D. R. (2015). *Amphibian Species of the World: an Online Reference*. Versión 6.0. American Museum of Natural History. URL: <http://research.amnh.org/herpetology/amphibia/index.html>
- [3] Ben Slimane, B., & Durette-Desset, C. (1995). *Oswaldocruzia* (Nematoda, Trichostrongylina, Molineoidea) parasites of Amphibiens du Bresil et de l'Equateur, avec redefinition de l'espece-type *O. subauricularis* (Rudolphi, 1819) et d *O. mazzai* Travassos, 1935. *Revue Suisse de Zoologie*, 102 (3), 635-653.
- [4] McAllister, C. T., Bursey, C. R., & Freed, P. S. (2010). Helminth parasites of selected amphibians and reptiles from the Republic of Ecuador. *Comparative Parasitology*, 77 (1), 52-66. DOI: <http://dx.doi.org/10.1654/4402.1>
- [5] Dyer, W. G., & Altig, R. (1977). Helminths of some ecuadorian anurans. *Herpetologica*, 33 (3), 293-296. URL: <http://www.jstor.org/stable/3891944>
- [6] Speare, R. (1990). A review of the diseases of the cane toad, *Bufo marinus*, with comments on biological control. *Australian Wildlife Research*, 17, 387-410. DOI: <http://dx.doi.org/10.1071/WR9900387>
- [7] Hamann, M. I., Kehr, A. I., & González, C. E. (2012). Community Structure of Helminth Parasites of *Leptodactylus bufonius* (Anura: Leptodactylidae) from Northeastern Argentina. *Zoological Studies*, 51 (8), 1454-1463. URL: <http://zoolstud.sinica.edu.tw/Journals/51.8/1454.pdf>
- [8] Brus, A. W. (2012). A new species of frog (Strabomantidae: Pristimantis) from Peru with comments on its ectoparasites (Acari: Trombiculidae). *Honor Projects*. Paper 49. URL: http://digitalcommons.iwu.edu/bio_honproj/49
- [9] Cabrera-Guzmán, E. León-Régagnon, V., & García-Prieto, L. (2007). Helminth Parasites of the Leopard Frog *Rana* cf. *forreri* (Amphibia: Ranidae) in Acapulco, Guerrero, Mexico. *Comparative Parasitology*. 74 (1), 96-107. DOI: <http://dx.doi.org/10.1654/4247.1>
- [10] Magalhães Campião, K., Honorio Morais, D., Tavares Dias, O., Aguiar, A., De Melo Toledo, G., Roland Tavares, L. E., & Da Silva, R. J. (2014). Checklist of Helminth parasites of Amphibians from South America. *Zootaxa*. 3843, 93. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3843.1.1>
- [11] Castro, G. A. (1996). Helminths: Structure, Classification, Growth, and Development. En: Baron S., editor. *Medical Microbiology*. 4th edition. Galveston (TX): University of Texas Medical Branch at Galveston, Chapter 86. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK8282>
- [12] Elliott, A. M., Kizza, M., Quigley, M. A., Ndibazza, J., Nampijja, M., Muhangi, L., & Whitworth, J. A. (2007). The impact of helminths on the response to immunization and on the incidence of infection and disease in childhood in Uganda: design of a randomized, double blind, placebo-controlled, factorial trial of deworming interventions delivered in pregnancy and early childhood. *Clinical Trials*, 4 (1), 42-57. DOI: <http://doi.org/10.1177/1740774506075248>
- [13] Chero, J., Cruces, C., Iannacone, J., Sáez, G., Alvariano, L., Guabloche, A., Romero, S., Tuesta, E., Morales, V., & Da Silva, R. J. (2015). Índices ecológicos de los helmintos parásitos del sapo andino *Rhinella poeppigii* (Tschudi, 1845) (Anura: Bufonidae) del Perú. *The Biologist*, 13 (1), 111-124. URL: http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/biologist/v13_n1/pdf/a09v13n1.pdf
- [14] McAllister, C. T., Bursey, C. R., & Freed, P. S. (2010). Helminth parasites of amphibians and reptiles from the Ucayali Region, Peru. *Journal of Parasitology*, 96 (2), 444-447. DOI: <http://dx.doi.org/10.1645/GE-2206.1>
- [15] Iannacone, J. (2003). Helmintos parásitos de *Ateolopus bomolochus* Peters, 1973 (Anura: Bufonidae) de Piura, Perú. *Gayana*, 67(1), 9-15. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382003000100002>
- [16] Dyer, W. G. (1986). Cestodes of some Ecuadorian amphibians and reptiles. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*, 53, 182-183. URL: http://science.peru.edu/COPA/ProcHelmSocWash_V53_N2_1986I.pdf
- [17] Bursey C. R., Goldberg, S. R. & Parmelee, J. R. (2001). Gastrointestinal helminths of 51 species of anurans from Reserva Cuzco Amazónico, Perú. *Comparative Parasitology*, 68 (1), 21-35. URL: http://science.peru.edu/COPA/COPA_V68_N1_2001I.pdf

- [18] Esslinger, J. H. (1987). *Ochoterenella caballeroi* sp. n. and *O. nanolarvata* sp. n. (Nematoda: Filarioidea) from the Toad *Bufo marinus*. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*., 54 (1), 126-132. URL: http://science.peru.edu/COPA/ProcHelmSocWash_V54_N1_1987I.pdf
- [19] Esslinger, J. H. (1988). *Ochoterenella chiapensis* n. sp. (Nematoda: Filarioidea) from the toad *Bufo marinus* in Mexico and Guatemala. 107, 203-208. URL: <http://www.jstor.org/stable/3226462>
- [20] Esslinger, J. H. (1989). *Ochoterenella complicata* n. sp. (Nematoda: Filarioidea) from the toad *Bufo marinus* in Western Colombia. *Transactions of the American Microscopical Society*., 108, 197-203. URL: <http://www.jstor.org/stable/3226375>
- [21] Marinkelle, C. J. (1970). Observaciones sobre la periodicidad de las microfilarias de *Ochoterenella* en *Bufo marinus* de Colombia. *Revista Biología Tropical*, 16 (2), 145-152.
- [22] Esslinger, J. H. (1986). Redescription of *Ochoterenella digiticauda* Caballero, 1944 (Nematoda: Filarioidea) from the Toad, *Bufo marinus*, with a Redefinition of the Genus *Ochoterenella* Caballero, 1944. *Proceedings of the Helminthological Society of Washington*., 53 (2), 210-217. URL: http://science.peru.edu/COPA/ProcHelmSocWash_V53_N2_1986I.pdf
- [23] Goldberg, S. R., & Bursey, C. R. (2008). Helminths from fifteen species of frogs (Anura, Hylidae) from Costa Rica. *Phyllomedusa*, 7(1), 25-33. DOI: <http://dx.doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v7i1p24-33>
- [24] Esslinger, J. H. 1988. *Ochoterenella figueroai* sp. n. and *O. lamothei* sp. n. (Nematoda: Filarioidea) from the Toad *Bufo marinus*. *Proc. Helminthol. Soc. Wash.*, 55 (2), 146-154. URL: http://science.peru.edu/COPA/ProcHelmSocWash_V55_N2_1988I.pdf
- [25] Caballero, E. (1944). Estudios helmintológicos de la región oncocercosa de México y de la República de Guatemala. Nematoda: I.ª parte. Filarioidea I. *Anales del Instituto de Biología-México*, 15, 87-108.
- [26] Toledo, G. M., Fiorillo, B. F., Silva, R. J., Anjos, L. A., & Prado, C. P. A. (2013). Occurrence of *Ochoterenella digiticauda* (Nematoda: Onchocercidae) infecting the gladiator frog *Hypsiboas lundii* (Anura: Hylidae) in Brazil. *Herpetology Notes*, 6, 74-50. URL: http://www.herpetologynotes.seh-herpetology.org/Volume6_PDFs/Toledo_Herpetology_Notes_Volume6_page47-50.pdf
- [27] Guillén-Hernández, S. (1992). *Comunidades de los helmintos de algunos anuros de "Los Tuxtlas", Veracruz*. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, D. F. 90 pp.
- [28] Acevedo, A. A., Lampo, M., & Cipriani, R. (2016). The cane or marine toad, *Rhinella marina* (Anura, Bufonidae): two genetically and morphologically distinct species. *Zootaxa*, 4103 (6), 574-586. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.4103.6.7>
- [29] Gonçalves, A. Q., Vicente, J. J., & Pinto, R. M. (2002) Nematodes of amazonian vertebrates deposited in the helminthological collection of the Oswaldo Cruz Institute with new records. *Revista Brasileira de Zoologia*, 19, 453-465. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0101-81752002000200011>
- [30] Travassos, L., & Freitas, J. F. T. (1964). Pesquisas helmintológicas realizadas em Maicujú, Estado do Pará. *Publicações Avulsas do Museu Paraense Emílio Goeldi*, 1, 3-16.
- [31] Vicente J. J., Rodrigues, H. O., Gomes, D. C. & Pinto, R. M. (1991). Nematóides do Brasil 2.ª parte: Nematóides de anfíbios. *Revista Brasileira de Zoologia*, 7, 549-626. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0101-81751990000400015>
- [32] Travassos, L., Freitas, J. F. T. & Kohn, A. (1969). Trematódeos do Brasil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 67, 1-886.
- [33] Brooks, D. R. (1976). Five species of Platyhelminths from *Bufo marinus* L. (Anura: Bufonidae) in Colombia with descriptions of *Creptotrema lynchi* sp. n. (Digenea: Allocreadiidae) and *Glythelmins robustus* sp. n. (Digenea: Macroderoididae). *Journal of Parasitology*, 62 (3), 429-433. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/3279153>
- [34] Travassos, L. (1932). Nota sobre Strongyloides. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 4, 39-40.
- [35] Walton, A.C. (1935). The nematoda as parasites of Amphibia II. *Journal of Parasitology*, 21 (1), 27-50. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/3271792>
- [36] Yamaguti, S. (1958). *Systema Helminthum-The digenetic trematodes of vertebrates*. Vol. 1. Part I and II. Londres: Interscience Publishers.
- [37] Rodrigues, H. O., Rodrigues, S. S. & Faria, Z. (1990). Contribution to the knowledge of the helminthological fauna of vertebrates of Maricá, Rio de Janeiro state, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 85, 115-116. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02761990000100020>
- [38] Baker, M. R. & Vaucher, C. (1986). Parasitic helminths from Paraguay XII: Aplectana Raillet and Henry, 1916 (Nematoda: Cosmocercidae) from frogs. *Revue Suisse Zoologie*, 93, 607-616. DOI: <http://dx.doi.org/10.5962/bhl.part.79500>
- [39] Guerrero, R. (1971). Helmintos de la Hacienda "El Limón", D. F., Venezuela. Nematodes de vertebrados I. *Memoria Sociedad de Ciencias Naturales La Salle*, 31, 175-230. URL: [http://www.fundacionlasalle.org.ve/userfiles/Mem1971%20Tom%20\(31\)89%20p%20175-230.pdf](http://www.fundacionlasalle.org.ve/userfiles/Mem1971%20Tom%20(31)89%20p%20175-230.pdf)
- [40] Melo, F. T., Giese, E. G., Furtado, A. P., Soares, M. J., Gonçalves, E. C., Vallinoto, A. C. R. & Santos, J. N. (2011). *Lanfrediella amphicirrus* n. gen. n. sp. Nematodaeniidae (Cestoda: Cyclophylidae), a tapeworm parasite of *Rhinella marina* (Linnaeus, 1758) (Amphibia: Bufonidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106, 670-677. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02762011000600005>

- [41] Perez, M. D. (1964). *Trematódeos digenéticos parasitos de Anura (Amphibia) da América do Sul*. Tese de Livre Docência. Faculdade de Farmácia e Bioquímica, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brasil. 152 pp.
- [42] Yamaguti, S. (1961). *Systema Helminthum-Nematodes*. Vol. III. Part I e II. Londres: Interscience Publishers.
- [43] Rodrigues, H. O., Rodrigues, S. S. & Cristofaro, R. (1982). Contribuição ao conhecimento da fauna helmintológica de Barra do Piraí, estado do Rio de Janeiro. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 23, 5-8.
- [44] Ben Slimane, B. B. & Durette-Desset, M. C. (1996). Four new species of *Oswaldocruzia* (Nematoda: Trichostrongylina, Molineoidea) parasitizing Amphibians and Lizards from Ecuador. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 91 (3), 317-328. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02761996000300012>
- [45] Santos, J. N., Giese, E. G., Maldonado Jr., A. & Lanfredi, R. M. (2008). A new species of *Oswaldocruzia* (Molineidae: Nematoda) in *Chaunus marinus* (Amphibian: Bufonidae) (Linnaeus, 1758) from Brazil. *Journal of Parasitology*, 94, 264-268. DOI: <http://dx.doi.org/10.1645/ge-1336.1>
- [46] Travassos, L. (1925). Contribuições para o conhecimento da fauna helmintológica dos batráquios do Brasil. Nematódeos intestinais. *Scientia Medica*, 3 (1), 673-687.
- [47] Freitas, J. F. T. (1958). Breve nota sobre alguns nematódeos de répteis e anfíbios. *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 35-38.
- [48] Santos, J. N., Melo, F. T. V., Nascimento, L. C. S., Nascimento, D. E. B., Giese, E. G. & Furtado, A. P. (2011). *Rhabdias paraensis* sp. nov: a parasite of the lungs of *Rhinella marina* (Amphibia: Bufonidae) from Brazilian Amazonia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106 (4), 433-440. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02762011000400008>
- [49] Yamaguti, S. (1959) *Systema Helminthum-Cestodes*. Vol. II. Londres: Interscience Publishers.

Ampliación del rango altitudinal de *Anolis fasciatus* (Squamata: Dactyloidae) en Ecuador**Carolina Reyes-Puig^{1-2*}, Gorki Ríos-Alvear²**¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Instituto Nacional de Biodiversidad, División de Herpetología, calle Rumipamba 341 y Av. de Los Shyris. Casilla Postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.²Fundación Oscar Efrén Reyes, Departamento de Ambiente, calle 12 de Noviembre N° 270 y calle Luis A. Martínez, Baños, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: carolina.reyes@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/05/23. Aceptado/Accepted: 2016/11/17.

Publicado en línea/Published online: 2016/11/30. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.448>**Altitudinal range extension of *Anolis fasciatus* (Squamata:Dactyloidae) in Ecuador****Abstract**

Anolis fasciatus has been reported between 0 and 1350 m across its geographic range in western Ecuador. Herein, we present the first record of this species at 1600 m, in a low montane forest at Tres Cruces, province of Bolívar, Ecuador.

Keywords. Banded Anole, Bolivar, distribution, elevation, Iguania.

Resumen

Anolis fasciatus ha sido reportado entre 0 y 1350 m a lo largo de su rango geográfico en el occidente del Ecuador. Aquí presentamos el primer el registro de esta especie a 1600 m, en un bosque montano bajo en Tres Cruces, provincia de Bolívar, Ecuador.

Palabras Clave. Anolis con bandas, Bolívar, distribución, elevación, Iguania.

El Anolis con Bandas *Anolis fasciatus* Boulenger (1885) es una especie de saurio perteneciente a la familia Dactyloidae [1] y a la serie *A. aequatorialis* [2-5]. La especie se distingue de sus congéneres por presentar 8-14 escamas entre las segundas cantales, 6-10 escamas post-rostrales, 0-2 escamas entre los semicírculos supraorbitales, 8-30 escamas grandes en el disco supraocular, 0-30 hileras de escamas dorsales agrandadas, pliegue gular blanco con escamas claras en machos, ausencia de pliegue gular en hembras, escamas de los flancos ligeramente separadas o yuxtapuestas, de 18-23 lamelas subdigitales en la tercera y cuarta falange del IV dedo del pie [6-8]. La distribución conocida de *A. fasciatus* abarca las tierras bajas del occidente y las estribaciones occidentales de los Andes de Ecuador, con registros en las provincias de Santo Domingo de los Tsáchilas, Manabí, Guayas, Bolívar, Cañar, Azuay y El Oro, en

tre los 0 y 1354 m, en los pisos zoogeográficos Tropical y Subtropical Occidental (Fig. 1) [6, 8-11]. Casi todos los reportes de *A. fasciatus* provienen de las tierras bajas entre los 0 y 1000 metros de elevación [6, 8-11]. Solo se conoce un reporte de la presencia de la especie a 1354 m de elevación, cerca del poblado de Telimbela [12]. En el presente documento reportamos el primer registro de *A. fasciatus* a 1600 m.

Un macho de *Anolis fasciatus* (DHMECN 12076, División de Herpetología del Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales; Fig. 2) fue colectado en la localidad de Tres Cruces (-1.650422 S, -79.165533 W; 1600 m; Fig. 1), parroquia Telimbela, cantón San José de Chimbo, provincia de Bolívar, República del Ecuador, el 24 de abril del 2013 por Carolina Reyes-Puig, entre las 19h00 y 23h00 en vegetación herbácea a 1,50 m de altura sobre

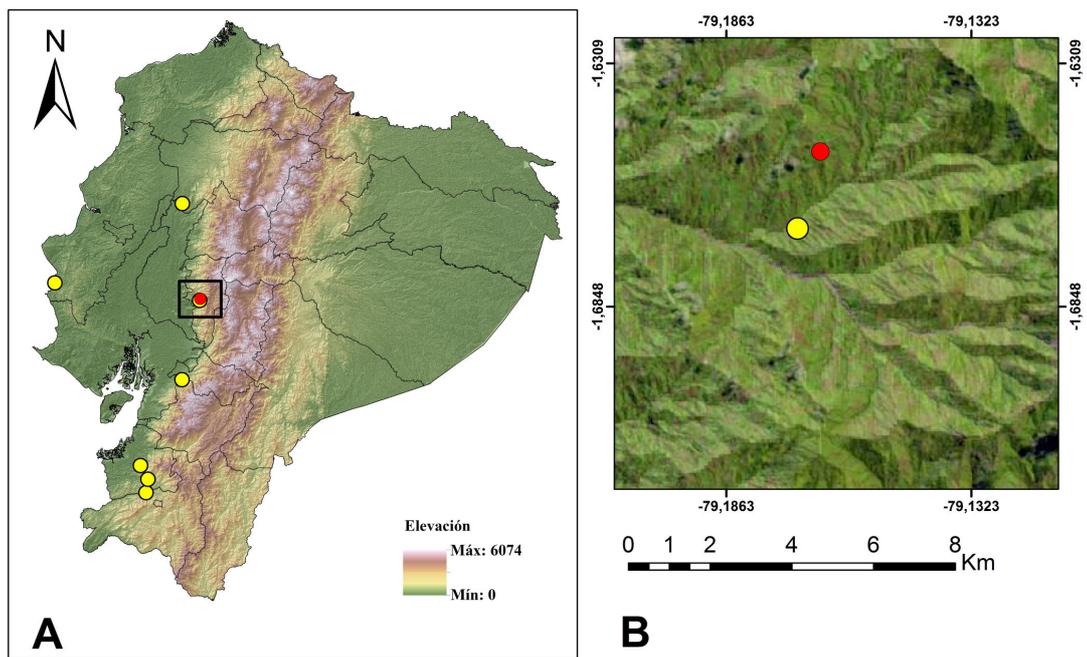


Figura 1: A. Distribución de *Anolis fasciatus* en Ecuador; B. Registros de *A. fasciatus* en la zona de Telimbela, el círculo amarillo se ubica a 1354 m y el círculo rojo corresponde al nuevo registro en la localidad Tres Cruces a 1600 m.



Figura 2: Ejemplar de *Anolis fasciatus* (DHMECN 12076, macho) colectado en la localidad Tres Cruces, Telimbela, provincia de Bolívar, Ecuador. Fotografía por: Carolina Reyes-Puig

el suelo. Esta localidad se ubica en el piso zoogeográfico Subtropical Occidental [13]. El ecosistema corresponde a Bosque Siempreverde Montano Bajo de la Cordillera Occidental de los Andes, con colinas y vertientes, y un bioclima pluvial húmedo a hiperhúmedo [14-15]. Este registro amplía el límite superior de distribución altitudinal de la especie en casi 250 m.

Tres Cruces se ubica a a 2 km de distancia (en línea recta) de Telimbela, la previa localidad más alta conocida para la especie. En Telimbela a 1354 m, *Anolis fasciatus* fue registrado en simpatría con *A. poei*, *A. aequatorialis* y *A. binotatus* [12]. En Tres Cruces, *A. fasciatus* estuvo en simpatría solo con *A. aequatorialis*. En las tierras bajas *A. fasciatus* habita en simpatría con *A. festae*, *A. chloris*, *A. princeps*, *A. peraccae*, *A. gracilipes* y *A. binotatus* [8].

Este aporte permite mejorar el conocimiento sobre la distribución geográfica de *Anolis fasciatus*. Consideramos necesarios muestreos más exhaustivos en regiones de las estribaciones occidentales de los Andes de Ecuador sobre los 1000 m para maximizar la información sobre el género *Anolis*.

Agradecimientos

Agradecemos al Ministerio del Ambiente del Ecuador por facilitar los respectivos permisos de investigación y colecta No. 006-UPNB-DPAB-MAE-2013; a Omar Torres-Carvajal del Museo de Zoología de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (QCAZ-PUCE) por facilitar localidades de *Anolis fasciatus*; y a dos revisores anónimos por sus acertados comentarios al presente manuscrito.

Referencias

- [1] Nicholson, K., Crother, B., Guyer, C. & Savage, J. M. (2012). It is time for a new classification of anoles (Squamata: Dactyloidae). *Zootaxa*, 3477, 1-108
- [2] Williams E.E. (1976). South American anoles: the species groups. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 29, 259-268.
- [3] Williams E.E. (1982). Three new species of the *Anolis punctatus* complex from Amazonian and inter-Andean Colombia, with comments on the eastern members of the *punctatus* species group. *Breviora*, 467, 1-38. URL: <http://www.biodiversitylibrary.org/part/28050>
- [4] Poe, S., Latella, I.M., Mason, J. R. & Schaad, E.W. (2008). A new species of *Anolis* lizard (Squamata: Iguania) from Panama. *Phyllomedusa*, 8, 81-87. DOI: <http://dx.doi.org/10.11606/issn.2316-9079.v8i2p81-87>
- [5] Castañeda, M. & de Queiroz, K. (2013). Phylogeny of the Dactyloa Clade of *Anolis* Lizards: New Insights from Combining Morphological and Molecular Data. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*, 160(7), 345-398. DOI: <http://dx.doi.org/10.3099/0027-4100-160.7.345>
- [6] Peters J. A. & Donoso-Barros, R. (1970). Catalogue of the neotropical Squamata: Part II. Lizards and Amphisbaenians. *United States National Museum Bulletin*, 297(2), pp. 293. DOI: <https://dx.doi.org/10.5479/si.03629236.297.1>
- [7] Williams E.E., Rand, H., Rand, A.S. & O'Hara, R. J. (1995). A computer approach to the comparison and identification of species in difficult taxonomic groups. *Breviora*, 502, 1-47.
- [8] Torres-Carvajal O., Salazar-Valenzuela, D. & Merino-Viteri, A. (2015). ReptiliaWebEcuador. Versión 2015.0. Museo de Zoología QCAZ, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Disponible en: (dirección <http://zoologia.puce.edu.ec/Vertebrados/reptiles/reptilesEcuador>). Último acceso: (17 de julio del 2015).
- [9] Boulenger G.A. (1885). *Catalogue of the lizards in the British Museum (Natural History)*. Second edition Vol. 2. London. Taylor & Francis, pp.567.
- [10] Torres-Carvajal O. (2001). Lizards of Ecuador: Checklist, distribution, and systematic references. *Smithsonian Herpetological Information Service*, 131, 1-35. DOI: 10.5479/si.23317515.131.1
- [11] Almendáriz A. & Carr, J. L. (2007). Lista actualizada de los anfibios y reptiles registrados en los remanentes de bosque de la Cordillera de la Costa y áreas adyacentes del suroeste de Ecuador. Informe complementario a: Almendáriz A., & J. L. Carr. 1992. Amphibians and reptiles. En: T.A. Parker III, J.L. Carr (Eds.), *Status of forest remnants in the cordillera de la Costa and adjacent areas of southwestern Ecuador* (128-132). Washington, DC, Conservation International, RAP Working Papers 2.
- [12] Ayala-Varela F., Troya-Rodriguez, D., Talero-Rodriguez, X. & Torres-Carvajal, O. (2014). A new Andean anole species of the Dactyloa clade (Squamata: Iguanidae) from western Ecuador. *Amphibian and Reptile Conservation*, 8, 8-24. URL: <https://biostor.org/reference/170448>
- [13] Albuja, L., Almendáriz, A., Barriga, R., Montalvo, L., Cáceres, F. & Román, J. (2012). *Fauna de Vertebrados del Ecuador*. Escuela Politécnica Nacional. Instituto de Ciencias Biológicas. Quito, Ecuador.
- [14] Iglesias J., Santiana, J. & Chichero, M. A. (2012). En: Ministerio del Ambiente del Ecuador, *Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental* (85-87). Quito, Ecuador Ministerio del Ambiente del Ecuador.
- [15] Valencia R., Palacios, W., Cerón, C. & Sierra, R. (1999). Las Formaciones Naturales de la Amazonía del Ecuador. En: R. Sierra (ed.). *Propuesta preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para el Ecuador Continental* (109-119). Quito, Ecuador. Proyecto INEFAN/GEF-BIRF, EcoCiencia.

First record of *Bertrana striolata* (Arachnida: Araneae: Araneidae) in Amazonian Ecuador**Diego F. Cisneros-Heredia*, Ivan Carrazco-Montalvo***Universidad San Francisco de Quito USFQ, Colegio de Ciencias Biológicas y Ambientales COCIBA, Laboratorio de Zoología Terrestre, Quito 170901, Ecuador***Autor principal/Corresponding author, e-mail: diego.cisnerosheredia@gmail.com*

Editado por/Edited by: César Zambrano, Ph.D.

Recibido/Received: 2016/07/25. Aceptado/Accepted: 2016/12/03.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/19. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.790>**Primer registro de *Bertrana striolata* (Arachnida: Araneae: Araneidae) en la Amazonía de Ecuador****Resumen**

Presentamos el primer registro de la araña tejedora *Bertrana striolata* en las tierras bajas de la Amazonía (este de los Andes) de Ecuador, basados en un espécimen colectado en la Estación de Biodiversidad Tiputini, provincia de Orellana, Ecuador. Previamente la especie era conocida en el país de solamente una localidad en las tierras bajas del Pacífico (oeste de los Andes).

Palabras Clave. Araña tejedora, bosque tropical, distribución, Neotropical, Orellana, Tiputini, Yasuní.

Abstract

We present the first record of the orb-weaver spider *Bertrana striolata* from Amazonian lowlands (east of the Andes) in Ecuador, based on a specimen collected at the Tiputini Biodiversity Station, province of Orellana, Ecuador. Previously the species was known in the country from just one locality on the Pacific lowlands (west of the Andes).

Keywords. Distribution, Neotropical, orb-weaver spider, Orellana, rainforest, Tiputini, Yasuní.

Introducción

Bertrana Keyserling, 1884 is a Neotropical genus of spiders that includes some of the smallest known araneid orb-weavers [1-2]. Up to date, 12 species of *Bertrana* have been described, but due to their small size, they are less often collected, and much remains to be discovered about its diversity and distribution [1-2]. *Bertrana striolata* Keyserling, 1884 has the broadest geographic range among all species of the genus, with records in Costa Rica, Panama, Colombia, Ecuador, Peru, Guyana, Brazil, Bolivia, and Argentina [1]. Despite its large range, *B. striolata* is known from broadly scattered localities, and most records come from Panama and Brazil [1-12]. In western Amazonia, *B. striolata* remains known from just four localities: one in Colombia (Bueva Vista) and three in Peru (Tingo María, Dantas La Molina,

Atalaya-Río Carbón) [1]. We present the first record of *B. striolata* from the Amazonian lowlands of Ecuador.

The voucher specimen is deposited in the collection of spiders of the Museo de Zoología (ZSFQ), Colegio de Ciencias Biológicas y Ambientales, Universidad San Francisco de Quito, Quito, Ecuador (patent No. 006-2015-FAU-DPAP-MA). It is preserved in 70 % ethanol with glycerine. Since species of the genus *Bertrana* are tiny and delicate spiders, we present black-and-white illustrations to offer clear details of its dorsal pattern and epigynium (with the same parameters standardised by Levi [1]). The specimen was examined and measured under an Olympus SZX16 research stereomicroscope and illustrations were made with an attached camera lucida.

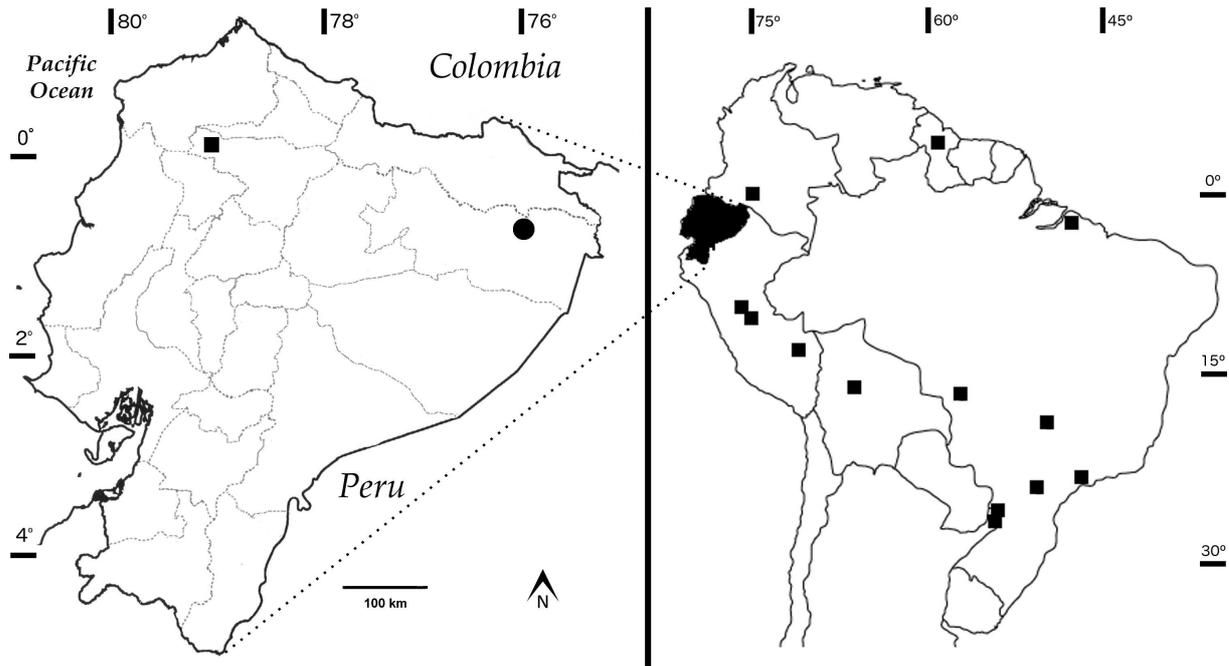


Figura 1: Map depicting known point localities of *Bertrana striolata* in Ecuador (left), and in South America (right). Squares = literature records (see text for references), circle = new locality in Amazonian Ecuador (Tiputini Biodiversity Station, province of Orellana).

A female *Bertrana striolata* (ZSFQ-Q053, Fig. 2) was collected at Tiputini Biodiversity Station TBS (0.618056 °S, 76.171944 °W, 250 m, Fig. 1) on 24 June 2009. It was found on a vertical two-dimensional orb web (0,26 m diameter; 0,99 m above ground) on a bush at a gap in primary Varzea forest, sitting in the hub at about 17h30. TBS is a scientific station located in the province of Orellana, Republic of Ecuador, ca. 280 km ESE from Quito, in the northern bank of the Tiputini River, part of the Napo and Amazonas rivers basins. Universidad San Francisco de Quito (Ecuador) established this station in 1995, in collaboration with Boston University (USA), as a centre of education, research and conservation. TBS is adjacent to the Yasuní National Park and it is part of the Yasuní Biosphere Reserve. TBS preserved ca. 650 hectares of primary forest, mostly Non-Flooded Lowland Evergreen forests, but narrow belts of Varzea (Lowland Evergreen forests seasonally flooded by white water rivers) and Igapó (Lowland Evergreen forests seasonally flooded by black water rivers) extend along the borders of the river, streams, and oxbow lake.

The specimen herein reported (Fig. 2) is identified as a member of the genus *Bertrana* by having sparse black pigment in the eye region, low soft carapace, wider-than-long abdomen, and small size (<5 mm total length) [1]. It clearly shows all diagnostic characters of female *Bertrana striolata*, including: carapace with black lines on a white dorsal background (without dusky marks), epigynum wider than long with a wider than long median plate in posterior view. No significant differences are found in coloration and genital morphology between

our specimen and populations of other regions [1]. Our specimen is slightly larger (4.3 mm total length) than those reported by Levi [1], up to 3.8 mm in total length, but we regard this as intraspecific variation.

TBS is at ca. 148 km ENE from the closest known Amazonian locality of *B. striolata* (Buena Vista, department of Putumayo, Colombia [1]); and ca. 950 km N from the closest known Amazonian locality in Peru (Tingo María, department of Huánuco [1]). This specimen corresponds to the first record of *B. striolata* in Amazonian Ecuador, filling the gap between localities in the Amazonian lowlands of Colombia and Peru (Fig. 1).

In Ecuador, *Bertrana striolata* was previously known from a single locality on the Pacific lowlands (4 km NE of the town of Pedro Vicente Maldonado, 550 m, province of Pichincha) based on two specimens collected in July 1988 [1]. To the best of our knowledge, our record also corresponds to the second locality of the species in the country, and the first record for the province of Orellana. The lack of previous records of this species in Ecuador is most certainly due to the absence of studies on the diversity of spiders in Ecuador, rather than to its low abundance or rarity. In fact, five species of *Bertrana* have been recorded in Ecuador: *Bertrana elinguis*, *B. planada*, *B. striolata*, *B. poa*, and *B. urahua* [1-2, 13]. Yet, nothing has been published about any of these spiders in Ecuador since their original descriptions. In general, knowledge on the diversity and natural history of the spider fauna of Ecuador is deficient.

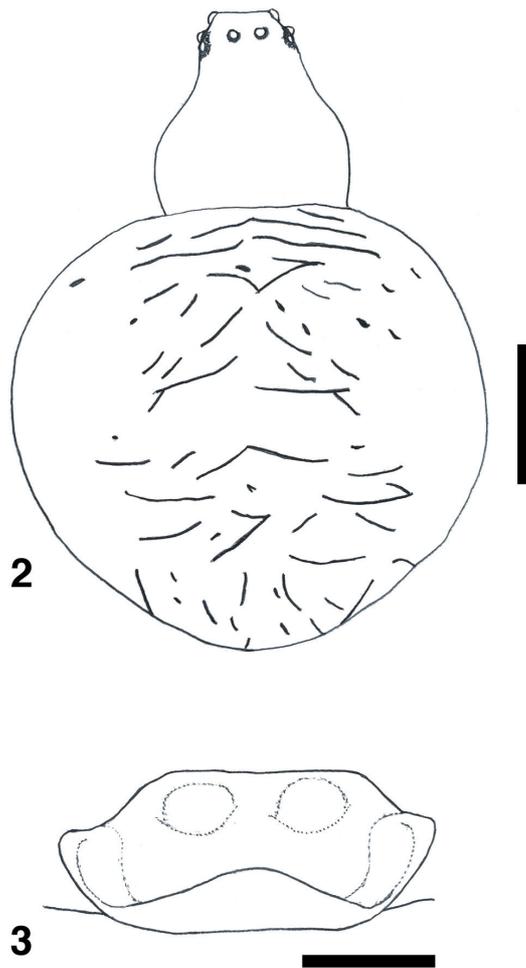


Figura 2: *Bertrana striolata* (ZSFQ-Q053, female, 4.3 mm total length) collected at the Tiputini Biodiversity Station TBS, province of Orellana, Ecuador. 2: Dorsal view (scale line = 1 mm). 3: Epyginium in ventral view (scale line = 0,1 mm).

Acknowledgements

We are grateful to Pablo Riera and Gabriel Muñoz for support during our work, and to two reviewers that commented on the manuscript of this paper. Universidad San Francisco de Quito, María Elena Heredia, and Laura Heredia provided financial support for our studies. This study is the first contribution of the research programme "Diversity of Orb-Weaver Spiders (Araneidae) in Ecuador", which aims to increase our knowledge on the diversity and biogeography of Ecuadorian araneids.

Referencias

- [1] Levi, H. W. (1989). The Neotropical Orb-Weaver Genera *Epeiroides*, *Bertrana* and *Amazonpeira* (Araneae: Araneidae). *Psyche*, 96(1-2), 75-99. DOI: <http://doi.org/10.1155/1989/658908>.
- [2] Levi, H. W. (1994). New Species of *Bertrana* and *Amazonpeira*, Orb-Weaving Spiders from the Neotropics (Araneae: Araneidae). *Transactions of the American Microscopical Society*, 113(3), 229-241. DOI: <http://doi.org/10.2307/3226619>.
- [3] Buckup, E. H., Marques, M. A. L., Rodrigues, E. N. L., & Ott, R. (2010). List of spiders species (Arachnida, Araneae) of the state of Rio Grande do Sul, Brazil. *Iheringia. Série Zoologia*, 100(4), 483-518. DOI: <http://doi.org/10.1590/S0073-47212010000400021>.
- [4] Caporiacco, L. D. (1948). Arachnida of British Guiana collected in 1931 and 1936 by Professors Beccari and Romiti. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 118(3), 607-747. DOI: <http://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1948.tb00402.x>.
- [5] Chavari, J. L., Cipola, N. G., & Brescovit, A. D. (2014). Records of Spiders (Arachnida: Araneae) of the Parque Estadual Mata São Francisco, Paraná, Brazil. *Check List*, 10(6), 1435-1444. DOI: <http://doi.org/10.15560/10.6.1435>.
- [6] Chickering, A. M. (1963). The Female of *Bertrana hieroglyphica* Petrunkevitch (Araneae, Argiopidae). *Psyche*, 70(2), 129-132. DOI: <http://doi.org/10.1155/1963/30864>.
- [7] Keyserling, E. (1884). Neue Spinnen aus America. V. *Verhandlungen Der Kaiserlich-Königlichen Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien*, 33, 649-684. DOI: <http://doi.org/10.5962/bhl.part.25328>.
- [8] Keyserling, E. (1893). *Die Spinnen Amerikas-Epeiridae-* (Vol. II). Nürnberg: Verlag von Bauer & Raspe (E. Küster).
- [9] Nentwig, W. (1993). Spiders of Panama: *Biogeography, investigation, phenology, check list, key and bibliography of a tropical spider fauna* (Fauna and Flora Handbook No. 12). Gainesville: Sandhill Crane Press.
- [10] Petrunkevitch, A. (1925). Arachnida from Panama. *Transactions of the Connecticut Academy of Arts and Sciences*, (27), 51-248.
- [11] Podgaiski, L. R., Ott, R., Rodrigues, E. N. L., Buckup, E. H., & Marques, M. A. de L. (2007). Araneofauna (Arachnida; Araneae) do Parque Estadual do Turvo, Rio Grande do Sul, Brasil. *Biota Neotropica*, 7(2), 197-212. DOI: <http://doi.org/10.1590/S1676-06032007000200023>.
- [12] Raizer, J., Japyassú, H. F., Indicatti, R. P., & Brescovit, A. D. (2005). Comunidade de aranhas (Arachnida, Araneae) do pantanal norte (Mato Grosso, Brasil) e sua similaridade com a araneofauna amazônica. *Biota Neotropica*, 5(1A), 125-140. DOI: <http://doi.org/10.1590/S1676-06032005000200011>.
- [13] WSC. (2016, December). *World Spider Catalog*. Version 17.5 Natural History Museum Bern. URL: <http://wsc.nmbe.ch>.

Árboles amenazados del Chocó ecuatoriano

Walter A. Palacios^{1,2*}, Nubia Jaramillo³

¹ Universidad Técnica del Norte, Ibarra, Ecuador.

² Herbario Nacional del Ecuador, Instituto Nacional de Biodiversidad, Quito, Ecuador.

³ Verdecanaandé.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: walterpalacios326@yahoo.com

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/08/02. Aceptado/Accepted: 2016/12/19.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/22. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.508>

Threatened trees of the Ecuadorian Choco

Abstract

We present an analysis on the threat status of about 25 species of trees from northwestern Ecuador, which are in demand for timber. We reviewed data on extensive forest inventories carried out in the region, logging statistics from the Ministry of Environment, data from collections deposited at the Herbario Nacional del Ecuador and from Tropicos.org database (*Missouri Botanical Garden*), information on land cover changes that may affect populations, and the IUCN Red List Categories and Criteria of risk extinction (International Union for Conservation of Nature and Natural Resources). Our analyses show that a strong correlation between abundance and demand versus the degree of threat to timber species. It is concluded that seven species of trees from the Ecuadorian Choco are seriously threatened (*Carapa amorphocarpa*, *C. megistocarpa*, *Caryodapnopsis theobromifolia*, *Magnolia dixonii*, *Nectandra guararipo*, *Magnolia striatifolia*, *Parinari romeroi*).

Keywords. threatened timber species, wood, logging, deforestation.

Resumen

Presentamos un análisis del estado de amenaza de cerca de 25 especies forestales del noroccidente de Ecuador, las cuales son demandadas por su madera. Revisamos datos sobre inventarios forestales extensivos realizados en la zona, las estadísticas del Ministerio del Ambiente sobre el aprovechamiento maderero, datos de colecciones depositadas en el Herbario Nacional del Ecuador y de la base de datos Tropicos.org (*Missouri Botanical Garden*), información sobre los cambios de cobertura vegetal que pudieran afectar las poblaciones, y las categorías y criterios de la Lista Rojo de la UICN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza). Nuestro análisis muestra que hay una fuerte correlación entre la abundancia y demanda de la madera versus el grado de amenaza de estas especies. Se concluye que siete especies de árboles del Chocó Ecuatoriano están seriamente amenazadas (*Carapa amorphocarpa*, *C. megistocarpa*, *Caryodapnopsis theobromifolia*, *Magnolia dixonii*, *Nectandra guararipo*, *Magnolia striatifolia*, *Parinari romeroi*).

Palabras Clave. especies forestales amenazadas, madera, aprovechamiento, deforestación.

El corredor Tumbes-Chocó-Magdalena es una zona de gran diversidad y endemismo [1]. Esta diversidad inclu-

ye más de 9 000 especies de plantas vasculares (2 250 endémicas [1]), 830 spp. de aves (10,2 % endémicas),

235 spp. de mamíferos (25,5 % endémicas), 350 spp. de anfibios (60 % endémicas), entre otros [2]. Dentro de ese corredor se ubica la región biogeográfica Chocó, una de las 34 regiones con mayor biodiversidad y más amenazada del mundo [2]. El occidente del Ecuador por debajo de los 900 m es parte del Chocó y se estima que esta zona tendría unas 6 300 especies de plantas vasculares, de las cuales el 20 % serían endémicas [2,3,4]. Sin embargo, tal riqueza biológica del Chocó está afectada por la deforestación, la explotación de recursos y las actividades agrícolas. A nivel nacional, la mayoría de especies de plantas endémicas (78 % de 3504 especies aproximadamente) enfrenta algún grado de amenaza [5]. Según el análisis de varias flóras de la costa central de Ecuador, hasta el 12 % de las especies estaban en peligro ya en 1993 [3,4], sin embargo, no existe suficiente evidencia para conocer su situación actual.

La extracción de madera comercial es una causa importante de la pérdida de la biodiversidad. Se estima, por ejemplo, que entre el 20 y 30 % de áreas bajo extracción de madera comercial se convierten en áreas agrícolas en el noroccidente [6], lo cual conlleva un elevado riesgo de extinción para las especies. Por otra parte, se ha determinado que los bosques del noroccidente, son altamente diversos (44-47 especies arbóreas >30 cm de diámetro a la altura de pecho (DAP) en una hectárea en la zona baja del río Cayapas [7]); sin embargo, la explotación es altamente selectiva para especies de alto valor comercial lo que supone un alto riesgo [6,7].

Esta publicación examina el estado de amenaza de alrededor de 25 especies de árboles nativos del Chocó ecuatoriano. Este número no es exacto, porque algunos géneros contienen más que una especie y algunas especies solo se mencionadas a nivel de género en el Sistema de Administración Forestal (SAF) del Ministerio de Ambiente (MAE). Las especies seleccionadas corresponden a aquellas que son demandadas por su madera y en su mayoría presentan problemas de regeneración natural [8].

Para el análisis del estado de amenaza se revisó y analizó la siguiente información:

- Inventarios forestales realizados en seis comunidades del Río Cayapas en la provincia de Esmeraldas, donde se midió aproximadamente 40 000 árboles en 9 000 ha, a una intensidad de muestreo entre 0.6 y 7 % [7]. Estos datos fueron levantados entre 1998 y 2001; sin embargo, se consideraron válidos para efectos de este análisis porque la estructura del bosque primario tiene características relativamente estables en periodos de corto plazo (W. A. Palacios, datos sin publicar).
- Estadísticas disponibles sobre el aprovechamiento maderero para el período 2010-2014 provenientes del SAF. Tales cifras corresponden a programas o planes de aprovechamiento maderero aprobados para las provincias de Esmeraldas (cantones Eloy Alfaro, San Lorenzo, Qui-

nindé y Río Verde), Carchi (cantón Mira) e Imbabura (cantón Cotacachi), para zonas ubicadas por debajo de 700 m donde crecen las especies analizadas. El SAF ofrece poca certeza respecto a la identificación botánica, lo que supone un nivel de incertidumbre de los volúmenes de madera, especialmente tratándose de especies con varios nombres comunes. Para esos casos en este análisis se usó el nombre del género. Por otro lado, el SAF ofrece información de volumen y área basal, pero no de abundancia de las especies. Los volúmenes de madera autorizados para aprovechamiento por el MAE (Tablas 1-2), en general, no se aprovechan al 100 % y a menudo alrededor de un 10 % no aparece en los registros de movilización del SAF luego de la ejecución de los programas y planes.

- Información de las colecciones botánicas depositadas en el Herbario Nacional del Ecuador y de la base Tropicos®[9], respecto a la distribución de las especies.
- Información sobre los cambios de cobertura vegetal que pudieran afectar las poblaciones de especies forestales según los datos del Ministerio del Ambiente del 2013 sobre La Deforestación del Ecuador Continental 1990-2012 (reporte técnico) y Sierra [10].
- Información del riesgo de extinción según la UICN [11] aplicadas en el Libro Rojo de especies endémicas amenazadas del Ecuador [9], la base Tropicos®[9] y otros estudios para el noroccidente [8].

Aprovechamiento forestal y abundancia

Entre las especies maderables con volúmenes aprobados mayores a 1000 m³/año (Tabla 1), el primer lugar en bosques primarios del noroccidente de Ecuador es ocupado por *Brosimum utile* (Kunth) Pittier con 65 413 m³/año [13], y *Trattinnickia aspera* (Stand.) Swart con aprox. 14 000 m³/año (no se considera a *Cordia alliodora* (Ruiz & Pav.) Oken que proviene de sistemas agroforestales, o de regeneración natural en cultivos o pastos). Ambas especies se usan para la elaboración de contrachapados, en especial *Brosimum utile* que a su vez es la especie más abundante en el noroccidente [8,14] y no presenta problemas de regeneración [14]. El caso de *T. aspera* es complejo porque bajo este nombre con seguridad se incluyen especies de *Dacryodes* y *Protium*, géneros de la familia Burseraceae. En el noroccidente, los nombres comunes copal, pulgande, copalillo y anime se aplican indistintamente a esos géneros en los planes de aprovechamiento [14,15], lo cual es relativamente frecuente en Ecuador. Según el SAF, el nombre copal está asociado a *Dacryodes occidentalis* Cuatrec., *Trattinnickia barbouri* Little y *T. glaziovii* Swart. Sin embargo, *Dacryodes occidentalis* puede incluir más que una especie de *Dacryodes* por lo complejo de identificar las especies, *T. barbouri* es sinónimo de *T. aspera* [9], y la referencia a *T. glaziovii* es un error de identificación pues la especie es amazónica [9]. Más aún, *T. aspera* es una especie de baja abundancia (según los inventarios forestales realizados en la zona del Cayapas [7]), por lo que el volumen que registra el SAF no parece real. En

conclusión, los volúmenes registrados bajo el nombre *Trattinnickia aspera* corresponderían a diferentes especies y géneros de Burseraceae. Bajo este escenario, el riesgo de amenaza de *T. aspera* y de las demás especies maderables de Burseraceae es incierto en el noroccidente.

Humirastrium procerum (Little) Cuatrec. aparece a continuación en relación al volumen anual aprobado. La madera dura de esta especie, conocida comúnmente como Chanul, se usa para vigas, pisos, parqué, duelas y para la construcción en general [8,14,16], lo cual la ha convertido en la especie más apetecida del noroccidente del Ecuador en los últimos 45 años [14,16]. Por su valor monetario, los habitantes locales marcan los árboles con antelación al aprovechamiento, asegurando propiedad particular cuando se trata de tierras comunales. Es una especie esciófita y por tanto de crecimiento lento [17], con serios problemas de regeneración natural [18,19]. Las pruebas de germinación controlada para esta especie han tenido un éxito mínimo [19].

El tercer lugar por volumen autorizado corresponde a *Carapa guianensis* Aubl. Al igual que *Trattinnickia aspera*, es probable que bajo *C. guianensis* se encuentren otras especies del género, por la deficiente identificación botánica en los planes de manejo y porque la taxonomía del género solo ha sido resuelta recientemente [20]. La madera de *Carapa* se considera fina y se usa principalmente para ebanistería [14,15].

Al comparar los volúmenes autorizados para el aprovechamiento con la abundancia se comprueba que, en general, las especies más aprovechadas están entre las menos abundantes (Tabla 1). La abundancia por hectárea de las tres especies con mayores volúmenes autorizados para árboles mayores a 60 cm (diámetro mínimo de corta establecido por la norma) de DAP es realmente baja (Tabla 1). Una posibilidad para explicar los grandes volúmenes autorizados es que los valores fueron sobrestimados en los planes presentados al Ministerio del Ambiente. La situación de *Carapa* es preocupante, pues se estaría aprovechando un gran volumen a pesar de su muy reducida abundancia. Bajo el nombre *Carapa* podrían estar varias especies que se conocen para el país (al menos cinco [21,22]), cuatro de ellas endémicas al occidente [20,21]. Estas especies se consideran esciófitas y por tanto de crecimiento lento [7,8].

En el segundo grupo de especies están aquellas con volúmenes aprobados menores a 1000 m³/año (Tabla 2). La abundancia de estas especies es menor a 0.4 árboles >60 cm de DAP por hectárea. La especie en la situación más crítica es *Parinari romeroi* Prance, de madera dura y cuyo volumen autorizado para aprovechamiento fue 591 m³/año. Esta y otras (morfo)especies (ej. *Andira*) no fue registrada en el inventario de 9000 ha en el Río Cayapas [8], lo que demuestra su rareza y evidencia que el aprovechamiento no se compadece con su abun-

dancia. La especie sería más frecuente en la parte alta de la cordillera Chongón-Colonche, en el lado sur de la cuenca del Ayampe, en Manabí, donde se estaría aprovechando intensivamente (Jaime-Pepín-Pérez, comunicación personal 2015).

Distribución de las especies

Las especies incluidas en este análisis crecen en su mayoría por debajo de 900 m de elevación en el noroccidente (excepto *Carapa amorphocarpa* W. Palacios que llega hasta 2300 m [21], *Humirastrium diguense* Cuatrec. entre 500 y 1100 m y *Otoba gordoniiifolia* (A. DC.) A.H. Gentry hasta los 1700 msnm [14]). *Humirastrium diguense* se encuentra a ambos lados de los Andes (Fig. 1). Varias especies (*Carapa* spp., *Caryodaphnopsis theobromifolia* (A.H. Gentry) van der Werff & H.G. Richt. y *Magnolia dixonii* Little), son endémicas al noroccidente de Ecuador [11,12,21]. Esta distribución representa un endemismo extremo, lo cual es particularmente notorio para las especies de *Carapa*; *C. amorphocarpa* se localiza entre 2000 y 2300 m (la distribución a mayor altitud conocida para el género [21]) en el cerro Golondrinas en Carchi, en tanto que, *C. alticola* Kenkack y A.J.Pérez y *C. longipetala* Kenkack son restringidas a áreas por debajo de 1500 m en el noroccidente del país [20,21]. Por su parte, *C. megistocarpa* A.H.Gentry y Dodson tiene una distribución un poco más amplia: base de las estratificaciones andinas (2000-600 m) desde la provincia de los Ríos hasta la frontera con Colombia. Solo para *C. amorphocarpa* hay referencia para el uso de la madera [21], pero no para las otras especies, y aunque podrían estar en el lado colombiano, la deforestación en las zonas donde crecen es su mayor amenaza. *Parinari romeroi*, *Magnolia striatifolia* Little, *Humirastrium procerum* y *Nectandra guaripito* Rowher solo han sido registradas entre el Valle del Cauca y Nariño en Colombia hasta el noroccidente de Ecuador [22,23]. Pese a la distribución más amplia de estas especies, la presión por su madera las pone en riesgo. *Parinari romeroi* ha sido calificada como Vulnerable en Colombia [23].

El resto de especies incluidas en este análisis tienen una distribución más amplia. No obstante, la abundancia y presión por su madera las ponen en riesgo (Tablas 1-2), tal es el caso de *Otoba gordoniiifolia* y *O. gracilipes* (A.C. Smith) A.H. Gentry [8,24]. Adicionalmente, otras especies aprovechadas localmente y de distribución muy restringida estarían en alto riesgo. Entre estas, se citan tres especies de *Magnolia* (*Magnolia chiguila* y *M. mashpi* F.Arroyo, Á.J.Pérez & A.Vázquez y *M. "mindocensis"*), todas recientemente descritas para la ciencia [25]. Las dos primeras son conocidas del noroccidente de Pichincha, entre 700 y 1200 m, y la tercera entre 450 y 900 m entre la cuenca del Río Mira y el noroccidente de Pichincha. La madera de estas especies se usa preferentemente para puertas y ventanas y tiene alta demanda.

Tabla 1: Datos sobre el aprovechamiento de madera de las especies de árboles para las que el Ministerio de Ambiente del Ecuador ha autorizado un volumen anual mayor a 1000 m³. Fuentes: Volumen anual aprobado, superficie anual y volumen anual por hectárea: Sistema de Administración Forestal (SAF) del Ministerio de Ambiente (MAE); número de árboles con DAP mayor a 60 cm por hectárea: Palacios y Jaramillo [8]; volumen anual aprobado de *Brosimum utile*: MAE [13].

Nombre común	Nombre científico	Volumen anual aprobado (en m ³)	Superficie anual (en ha)	Volumen anual / ha aprobado	Número de árboles >60 cm DAP / ha
Sande	<i>Brosimum utile</i>	65 413		15	4.77
Copal	<i>Trattinnickia</i> (2 sp.)	14 201	297	2.3	no registrado
Chanul	<i>Humiriastrum procerum</i>	9 934	2 627	3.8	0.47
Pulgande	<i>Dacryodes</i> (2-3 sp.)	4 197	1 290	3.3	0.10
Cuángare	<i>Otoba</i> (2 sp.)	3 226	2 327	2.6	0.32
Guayacán	<i>Minquartia guianensis</i>	2 290	1 918	1.2	0.29
Guadaripo	<i>Nectandra guararipo</i>	1 879	1 097	1.7	1.51
Tangare	<i>Carapa</i> (3-4 sp.)	1 326	3 941	0.3	0.01

Tabla 2: Datos sobre el aprovechamiento de madera de las especies de árboles para las que el Ministerio de Ambiente del Ecuador ha autorizado un volumen anual menor a 1000 m³. Fuentes: Volumen anual aprobado, superficie anual y volumen anual por hectárea: Sistema de Administración Forestal (SAF) del Ministerio de Ambiente (MAE); número de árboles con DAP mayor a 60 cm por hectárea: Palacios y Jaramillo [8]. Las especies marcadas como "no registrado" se debe a que los inventarios de Palacios y Jaramillo [16] no incluyeron los ambientes donde crecen esas especies.

Nombre común	Nombre científico	Volumen anual aprobado (en m ³)	Superficie anual (en ha)	Volumen anual / ha aprobado	Número de árboles >60 cm DAP / ha
Clavellín	<i>Brownea multijuga</i>	898	301	3.0	0.19
Sajo	<i>Parinari romeroi</i>	834	1 366	0.6	no registrado
Cuero de sapo	<i>Camptosperma panamensis</i>	591	929	0.6	1 indiv. de 35 cm en 9 000 ha
Chalviande	<i>Virola</i> (2-3 sp.)	537	324	2.4	0.34
Chontillo	<i>Andira</i> (2 sp.)	163	380	0.4	no registrado
Dormilón	<i>Cojoba arborea</i>	85	126	0.7	0.005
Cucharillo	<i>Magnolia sp.</i>	43	208	0.2	
	<i>Magnolia striatifolia</i>				
Chalde	<i>Guarea</i> (2 sp.)	35	26	1.4	0.003
Chanulillo	<i>Humiriastrum diguense</i>	13	2	6.6	no registrado
Cacadillo	<i>Caryodaphnopsis theobromifolia</i>	0	0	0.5	no registrado

Riesgos y factores de amenaza

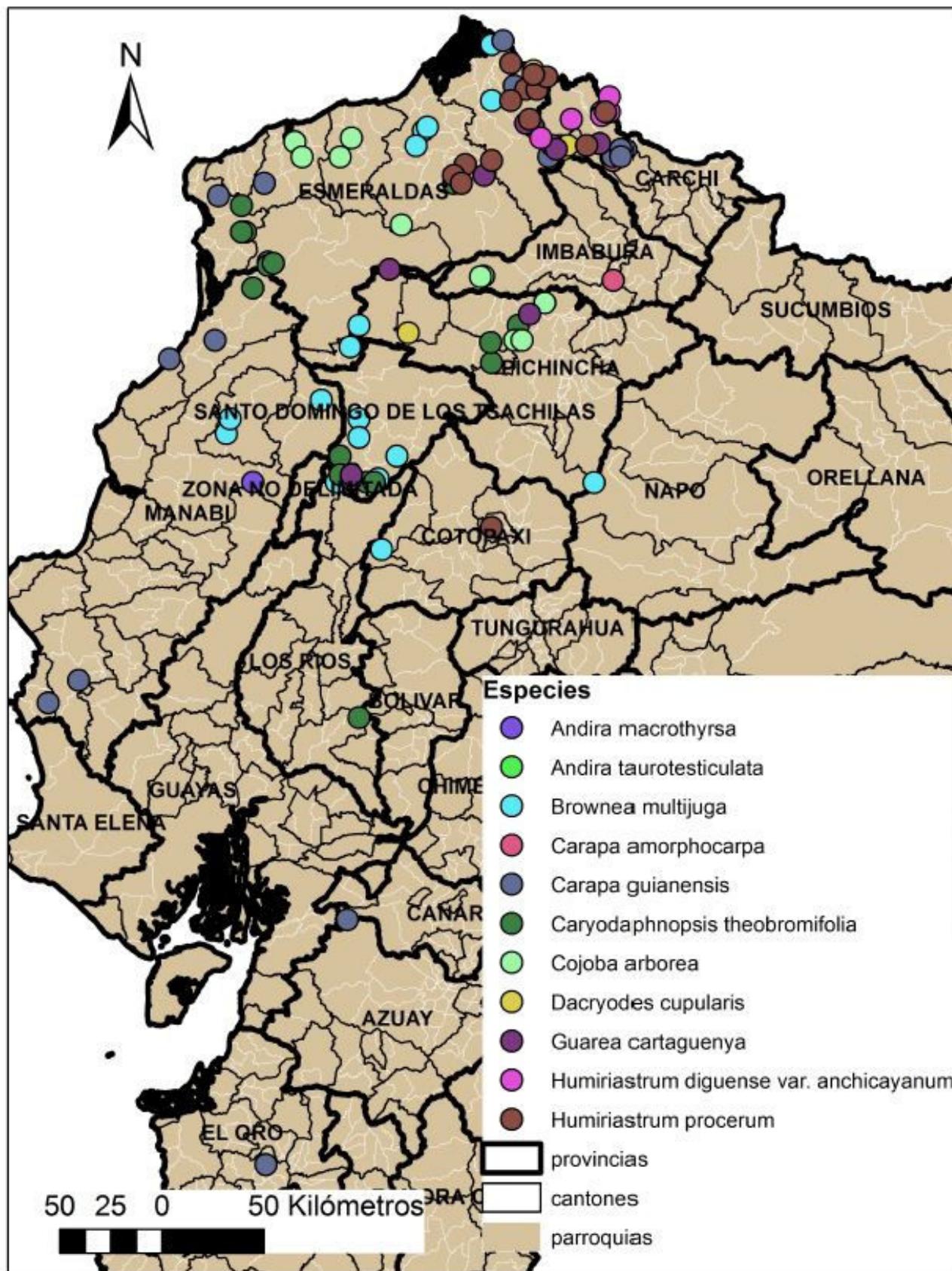
La abundancia, la distribución, la regeneración natural, la distribución diamétrica, el crecimiento, la demanda de la madera y la pérdida del hábitat son factores importantes a considerar para determinar el riesgo de extinción de las especies maderables (Tablas 3). Sin embargo, el problema mayor para las especies es la pérdida de cobertura vegetal. Según los datos del Ministerio de Ambiente del 2013 sobre La Deforestación del Ecuador Continental 1990-2012 (reporte técnico), la deforestación (legal o ilegal) promedio anual para Esmeraldas (provincia a la que corresponden la mayoría de los datos

analizados) fue 17 282 y 12 485 ha/año para los periodos 1990-2000 y 2000-2008, respectivamente. Aunque hay indicios de que la deforestación neta disminuyó hasta en un 42 % al 2008 [10], es evidente, al menos en el noroccidente del país, que los bosques regenerados son significativamente más pobres en especies que los bosques originales (W. A. Palacios, datos sin publicar).

La deforestación, que implica la destrucción total de los bosques naturales, es la mayor tragedia ambiental del país y es la mayor amenaza para las especies forestales. Las especies más amenazadas son aquellas con endemismo extremo o que su regeneración no ocurre

Tabla 3: Resumen del análisis de amenaza para 25 especies maderables del Chocó ecuatoriano. El estado de amenaza se recopiló de varias fuentes.

Nombre común	Nombre científico	Distribución	Estado de amenaza	Comentarios
Tangare	<i>Carapa amorphocarpa</i>	Andes occidentales del Ecuador, 1900-2200 m		
Tangare	<i>Carapa megistocarpa</i>	Costa de Ecuador	En peligro A4c [11]	Maderas finas con gran demanda
Cacadillo, Caoba	<i>Caryodaphnopsis theobromifolia</i>	Costa de Ecuador		Menos de un árbol/ha Endemismo extremo En peligro (EN)
Cucharillo	<i>Magnolia dixonii</i>	Esmeraldas	Vulnerable B1ab(iii,v) [11], EN B1ab(iii) [24]	
Cuero de sapo	<i>Parinari romeroi</i>	Nariño y Esmeraldas	Vulnerable VU A2c+4c, D2- [22]	Madera muy dura Menos de un árbol/varias hectáreas Escasos registros de herbario
Cucharillo	<i>Magnolia striatifolia</i>	Nariño y Esmeraldas	EN B1ab(i,iii)- En Peligro [22], En peligro B1ab(iii,v) [11]	Madera con gran demanda Escasa regeneración natural
Chanul	<i>Humiriastrum procerum</i>	Valle del Cauca, NO de Ecuador	CR A2acd - En Peligro Crítico [12]	Distribución concentrada o dispersa Escasa o nula regeneración natural
Guadaripo	<i>Nectandra guararipo</i>	Nariño y Esmeraldas	Vulnerable D2 [11]	Alta demanda de madera Madera con gran demanda Escasa regeneración natural
Chanulillo	<i>Humiriastrum diguense</i>	Valle del Cauca, NO de Ecuador		
Chontillo	<i>Andira taurotesticulata</i>	Darien, Choco, Táchira		
Chalde	<i>Guarea cartaguenya</i>	Valle del Cauca, NO de Ecuador	Vulnerable B1+2c [11]	Madera con gran demanda Abundancia menor a un árbol/ha
Tangare	<i>Carapa</i> spp.	Centroamérica a NO de Ecuador, y Amazonía.		
Guayacán	<i>Minquartia guianensis</i>	Centroamérica a Bolivia		Crecimiento inferior a 0.5 cm por año Madera muy dura, con alta demanda Escasa regeneración natural
Dormilón	<i>Cojoba arborea</i>	México a Bolivia		Abundancia menor a 0.00034 en noroccidente
Pulgande	<i>Dacryodes</i> spp. <i>D. occidentalis</i>	Antioquia a Esmeraldas		Taxonomía confusa Gran demanda de la madera por el tamaño de los fustes
Copal	<i>Trattinnickia aspera</i>	Nicaragua a Perú		Especie rara
Cuángare	<i>Otoba gracilipes</i>	Antioquia a Esmeraldas	Casi amenazada [24]	Especie rara, en especial, por la pérdida de su hábitat, las zonas aguas negras donde fue abundante
Chalviande	<i>Virola reidii</i>	Antioquia a costa de Ecuador		
Chalviande	<i>Virola dixonii</i>	Antioquia a costa de Ecuador	VU A4acd - Vulnerable [24]	Especies relativamente frecuentes, y sin mayor riesgo.
Cuángare	<i>Otoba gordoniiifolia</i>	Antioquia a costa de Ecuador	NT - Casi Amenazado [24]	



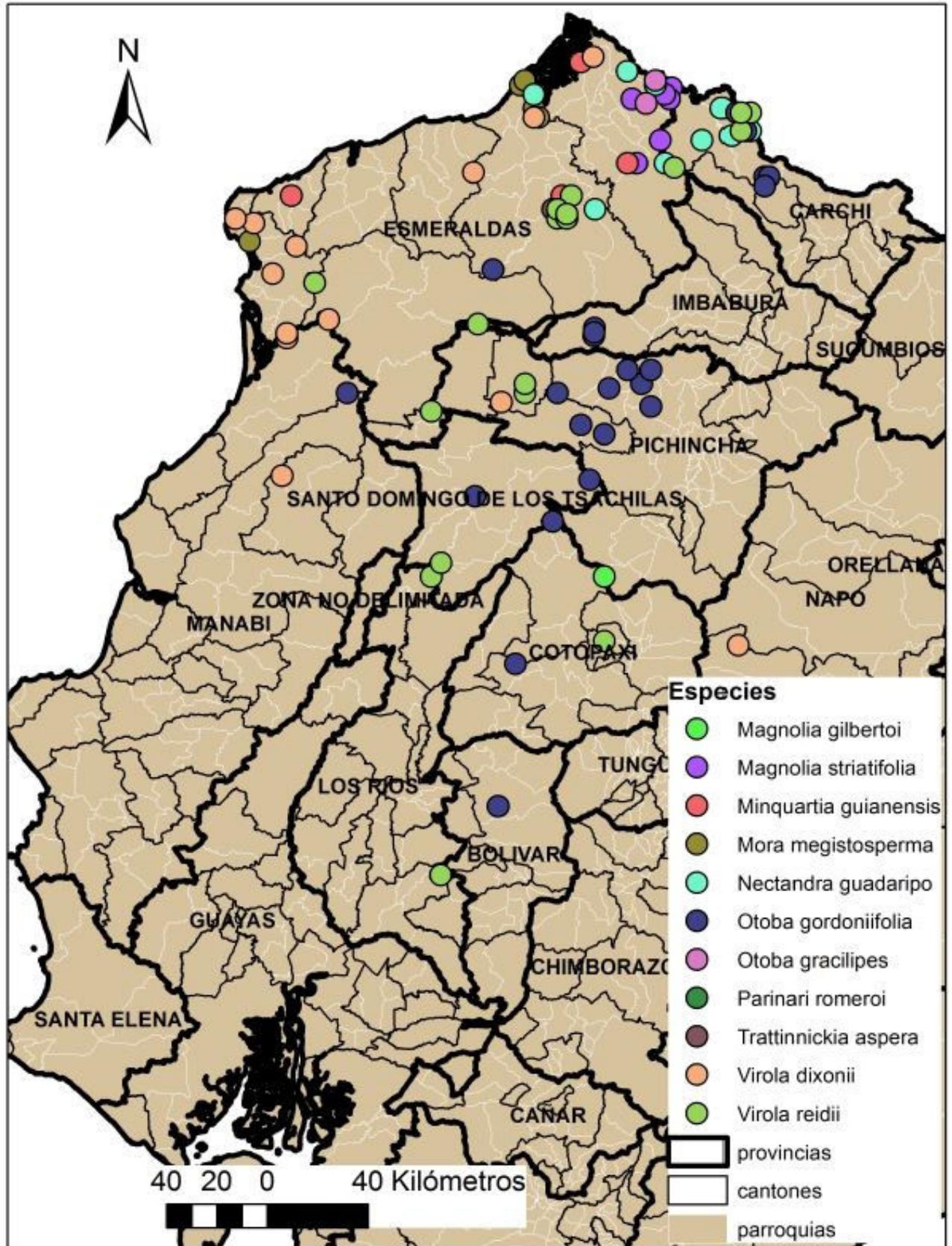


Figura 1: Distribución geográfica de las especies forestales para las que el Ministerio de Ambiente del Ecuador ha autorizado su aprovechamiento maderable. Localidades según la base de datos del Herbario Nacional del Ecuador.

en ciertos ambientes como bosques secundarios, en especial, cuando las fuentes de semillas están lejanas o el uso del suelo ha sido intensivo (caso ganadería). En el noroccidente, la deforestación sigue dos dinámicas principales: a) la tala del bosque para establecer pastos o cultivos, y b) la apertura de vías carrozables para la extracción de madera de bosques primarios. El primer proceso es difícil de contrarrestar porque ocurre en lugares dispersos y es causado por agricultores, dueños o poseionarios de predios de alrededor de 40 ha. En este patrón de uso, son la ganadería [26] y los monocultivos (p. ej. palma africana [27,28]) los que causan el mayor deterioro. Según la FAO [26], más del 80 % de la superficie deforestada en Ecuador entre el 2000 y 2010 se convirtió a pastos. Los pastos sobre colinas irregulares en el noroccidente y Amazonía de Ecuador son de baja productividad y se degradan de manera continua.

La segunda dinámica de deforestación es más visible y posible de controlar. Se trata de nuevas vías para la extracción de madera que se construyen en la base misma de los Andes, principalmente, entre 300 y 700 m, sobre suelos saturados de humedad y extremadamente frágiles (ej. las vías que se construyen en el recinto Ganadera Lojana en Cristóbal Colón, Quinindé, o en el territorio Chachi en comunidades como Tesjpi, en Eloy Alfaro). Entre el 20 y 30 % de estos bosques se convierten a cultivos o pastos luego del aprovechamiento de la madera comercial [10]. La vegetación de esas áreas es una mezcla de especies de bajura y zonas andinas, muy densa y poco estudiada. Por ejemplo, en la zona de Cristóbal Colón habitan varias especies forestales y faunísticas, de baja abundancia, algunas desconocidas para la ciencia (W.A. Palacios, datos sin publicar). Entre las especies de fauna están *Ateles fusciceps fusciceps* Mono Araña, *Cephalopterus penduliger* Pájaro Paraguas y *Ara ambiguus* Guacamayo de la Costa; y entre los árboles, la última población importante de *Lecythis ampla* Miers, Salero, un árbol que produce enormes frutos, cuyas semillas son alimento para el Guacamayo de Costa [W.A. Palacios, datos sin publicar; 29,30,31]. Asimismo, se han visto especies de *Aspidosperma*, *Myrcianthes*, *Otoba*, todas especies de árboles no registradas para la flora de Ecuador (y posiblemente nuevas para la ciencia) (W.A. Palacios, datos sin publicar). La distribución de estas especies podría estar restringida a una franja de pocos kilómetros, de tal manera que si los bosques se destruyen, esas especies desaparecerán.

En este contexto, hay que señalar que la "restauración forestal" (programa gubernamental), no compensa la destrucción de los bosques naturales. En una hectárea de bosque natural en el noroccidente hay hasta 600 árboles (>10 cm de DAP) pertenecientes a por lo menos 180 especies [7,16], cientos de individuos entre 1 y 9 cm de DAP de múltiples especies más, cientos de especies de arbustos, hierbas, lianas, hemiepífitas, incluyendo especies raras, no registradas o nuevas para la ciencia [32];

más todas las especies de fauna y servicios ecosistémicos asociados. Un árbol grande en el noroccidente es una comunidad de decenas de especies epífitas y hemiepífitas [16]. Por el contrario, en una hectárea "restaurada", se plantan 100-400 plántulas o arbolitos de pocas especies forestales (algunas introducidas), las cuales están sujetas a un alto riesgo de mortalidad. La biodiversidad en esas condiciones es escasa. Además, en esencia, la restauración de la estructura y funcionalidad del ecosistema [33], solo podría lograrse en decenas o cientos de años, y depende de múltiples factores.

Considerando este análisis, se resume lo siguiente: Cuatro especies (*Carapa morphocarpa*, *C. megistocarpa*, *Caryodapnopsis theobromifolia* y *Magnolia dixonnii*), están seriamente amenazadas; estas son endémicas al noroccidente de Ecuador, producen maderas finas, y tienen menos de un individuo mayor a 60 cm de DAP por hectárea. Tres especies (*Nectandra guaripito*, *Magnolia striatifolia* y *Parinari romeroi*) conocidas del noroccidente del Ecuador y suroccidente de Colombia, se ubican en el segundo nivel de amenaza. De estas, solo *N. guaripito* tiene 5.5 individuos >10 cm de DAP /ha, las otras dos tienen un árbol adulto por varias hectáreas; en tanto *P. romeroi* es la especie con el mayor volumen de aprovechamiento entre las tres. Cabe indicar además que *Humiriastrum procerum*, la especie más valiosa del noroccidente del Ecuador [15] por su madera, es considerada en Peligro Crítico en Colombia [24].

La sobre-explotación de estas especies está conduciendo a límites preocupantes y a su agotamiento, lo cual, traerá consigo importantes impactos ecológicos (polinización, dispersión de diásporas) y socioeconómicos (disminución de los ingresos y migración para la gente local, pérdida del valor del bosque con el consecuente cambio de uso de bosque natural a sistemas agropecuarios). Aunque ninguna especie está en riesgo inminente de extinción, podría estar ocurriendo una drástica degradación genética debido a que en aprovechamientos forestales convencionales (e irresponsables), solo los mejores árboles se cosechan, lo cual, puede limitar la cantidad y calidad de la regeneración. Es urgente profundizar los estudios del comportamiento ecológico, y de la silvicultura (germinación, crecimiento, mortalidad) de las especies para encontrar opciones para la recuperación y manejo de las poblaciones.

Las entidades de control, deben mejorar las medidas de control, mejorar la normativa y usar la información de sus bases de datos para tomar decisiones sobre el manejo y conservación de estas especies, priorizando medidas precautorias a falta de información "suficiente". Para los casos analizados, se recomienda a la autoridad competente:

- Incluir en la norma como especies condicionadas de los bosques del noroccidente a todas las especies de *Carapa*, y a las nuevas especies de *Magnolia* citadas.
- Prohibir el aprovechamiento de *Parinari romeroi*, en

razón de su escasa abundancia, y porque tratándose de una especie esciófita [18] tendría un crecimiento lento.

- Fomentar, en acuerdo con universidades, estudios específicos de las siete especies amenazadas descritas en este análisis, a fin de contar con más certidumbre a cerca de su manejo y conservación. Tales estudios deben abarcar aspectos de: demografía, regeneración natural, silvicultura, mutualismos, estado de conservación.

Y como medidas complementarias, se propone:

- Documentar la experiencia de proyectos exitosos en el manejo de bosques naturales, a fin de identificar opciones viables de manejo para las especies analizadas, dado que la protección absoluta resta valor monetario al bosque, lo que implica que los dueños del bosque lo talen para establecer pastos o cultivos.

- Aumentar el valor agregado de los productos del bosque mediante el uso de muchas especies, la innovación de productos y la ubicación de mercados-nichos.

- Fomentar el fortalecimiento de toda la cadena de valor forestal para aumentar la su eficiencia.

- Fomentar el uso de nuevas especies, mediante estudios de la dinámica del bosque, de las propiedades físico-mecánicas, de trabajabilidad y pruebas de secado.

- Reducir los desperdicios con mejores prácticas de aprovechamiento y dimensionado de madera. Aquí se debe tener en cuenta que un factor que incide en la mayor demanda de madera es el desperdicio causado por el aserrío de las trozas con motosierra. Los estudios demuestran que, con el uso de esta máquina, en el bosque queda entre 51 al 65 % de la madera, dependiendo de la especie [34].

- Formar la capacidad técnica para usar la información generada por la misma autoridad para mejorar la protección y manejo de las especies forestales aprovechadas.

Agradecimientos

Dejo constancia de agradecimiento al Ministerio del Ambiente por proporcionar información del SAF, a Efraín Freire del Herbario Nacional del Ecuador por el procesamiento de información respecto a la distribución de las especies, y a Milton Tirado, quien elaboró mapas sobre este tema.

Referencias

- [1] CEPF. (2005). *Corredor de conservación Chocó Manabí, Ecorregión terrestre prioritaria del Corredor Chocó-Darién-Ecuador occidental (hotspot), Colombia y Ecuador*. Versión Actualizada 2005. Critical Ecosystem Partnership Fund. URL: <http://www.cepf.net/Documents/final.spanish.choco-darien-western-ecuador.choco.ep.pdf>
- [2] Conservación Internacional (2016, agosto 19). *Chocó ecuatoriano*. Conservación Internacional. URL: <http://conservation.org.ec/choco-ecuadoriano/>
- [3] Dodson, C.H. & Gentry, A. (1991). Biological extinction in western Ecuador. *Annals of the Missouri Botanical Garden*, 78: 273-295. URL: <http://www.jstor.org/stable/2399563>
- [4] Dodson, C.H. & Gentry, A. (1993). Extinción biológica en el Ecuador continental. En P.A. Mena & L. Suárez (Eds.), *La investigación para la conservación de la diversidad biológica en el Ecuador* (pp. 27-57). Quito: EcoCiencia.
- [5] MAE. (2015). Quinto Informe Nacional para el Convenio sobre la Diversidad Biológica. Quito: Ministerio del Ambiente del Ecuador. URL: <http://www.ambiente.gob.ec/wp-content/uploads/downloads/2015/06/QUINTO-INFORME-BAJA-FINAL-19.06.2015.pdf>
- [6] Sierra, R., Tirado, M. & Palacios, W. (2003). Forest-Cover Change from Labor-and Capital-Intensive Commercial Logging in the Southern Chocó Rainforest. *The Professional Geographer*, 55 (4), 477-490. DOI: <http://dx.doi.org/10.1111/0033-0124.5504006>
- [7] Palacios, W. & Jaramillo, N. (2001). Riqueza florística y forestal de los bosques tropicales húmedos del Ecuador e implicaciones para su manejo. *Revista Forestal Centroamericana*. CATIE. Turrialba, 36. 47-50.
- [8] Palacios, W. & Jaramillo, N. (2009). *Criterios para el manejo y protección de especies forestales maderables críticas del noroccidente del Ecuador*. *Cinchonia*, 1, 109-121.
- [9] MOBOT. (2015, Mayo 20). *Tropicos*. URL: <http://www.tropicos.org>
- [10] Sierra, R. (2013). Patrones y factores de deforestación en el Ecuador continental, 1990-2010 y un acercamiento a los próximos 10 años. Quito: *Conservación Internacional Ecuador y Forest Trends*. URL: http://www.forest-trends.org/documents/files/doc_3396.pdf
- [11] IUCN. (2015, Junio 03). *The IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2015.1. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources IUCN. URL: www.iucnredlist.org.
- [12] León-Yáñez, S., Valencia, R., Pitman, N., Endara, L., Ulloa Ulloa, C. & Navarrete, H. (Eds.). (2011). *Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador*. 2da Edición. Quito: Pontificia Universidad Católica del Ecuador.
- [13] MAE. (2014). *Estadísticas forestales 2011-2014*. Quito: Subsecretaría de Patrimonio Natural, Dirección Nacional Forestal, Ministerio del Ambiente del Ecuador.
- [14] Palacios, W. (2016). *Árboles del Ecuador: Especies representativas*. Ibarra: Universidad Técnica del Norte.
- [15] Palacios, W. (2016). *Árboles del Ecuador: Familias y géneros*. Ibarra: Universidad Técnica del Norte.
- [16] Palacios, W. (1999). Los bosques húmedos tropicales de Esmeraldas: posibilidades de manejo. En M. León (Comp.), *Una herencia al futuro, memorias del primer encuentro comercial de maderas tropicales*. Quito: CARE-Ecuador, Proyecto SUBIR.

- [17] Palacios, W. & Jaramillo, N. (2005). Ecological forest species groups in Northwestern Ecuador and their importance for the management of indigenous forest. *Lyonia*, 6(2): 55-75. URL: <http://www.lyonia.org/viewArticle.php?articleID=267>
- [18] Terán, C. (2002). *Estudio de la demografía, fenología y dispersión del Chanul Humiriastrum procerum (Little) Cuatr. en el norte de la provincia de Esmeraldas* (Tesis de Ingeniero Forestal). Universidad Técnica del Norte, Ibarra.
- [19] Benavides, N. 2010. *Estudio de tratamientos pre germinativos en dos tipos de semilla de chanul Humiriastrum procerum (Little) Cuatr. en el sector de la comunidad Capulí, provincia de Esmeraldas - Ecuador* (Tesis de Ingeniero Forestal). Universidad Técnica del Norte, Ibarra.
- [20] Kenfack, D. & A. Pérez. (2011). Two new species of Carapa (Meliaceae) from western Ecuador. *Systematic Botany*, 36 (1), 124-128. DOI: <http://dx.doi.org/10.1600/036364411X553207>
- [21] Palacios, W. (2012). Cuatro especies nuevas de árboles del Ecuador. *Caldasia*, 34(1), 75-85. URL: <http://www.revistas.unal.edu.co/index.php/cal/article/view/36428/38134>
- [22] Calderón, E., Galeano, G. & García, N. (2002). *Libro Rojo de Plantas Fanerógamas de Colombia. Volumen 1: Chrysobalanaceae, Dichapetalaceae y Lecythidaceae*. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá: Instituto Alexander von Humboldt, Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia, Ministerio del Medio Ambiente.
- [23] Cárdenas López, D. & Salinas, N. R. (2007). Libro Rojo de Plantas Fanerógamas de Colombia. Volumen 4: *Especies maderables amenazadas*. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá: Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas SINCHI, Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- [24] Cogollo Pacheco; Velásquez-Rúa, A.; García, N. 2007. *Libro Rojo de Plantas de Colombia. Volumen 5: Las magnoliáceas, las miristicáceas y las podocarpaceas*. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá: Instituto Alexander von Humboldt, CO-RANTIOQUIA, Jardín Botánico Joaquín Antonio Uribe de Medellín, Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional de Colombia, Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial.
- [25] Pérez, A.J., Arroyo, F., Neil, D.A. & Vázquez-García, J.A. (2016) *Magnolia chiguila* and *M. mashpi* (Magnoliaceae): two new species and a new subsection (*Chocotalauma*, sect. *Talauma*) from the Chocó biogeographic region of Colombia and Ecuador. *Phytotaxa*, 286(4), 267-276. DOI: <http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.286.4.5>
- [26] FAO. (2016, Agosto 15) *Ganadería y deforestación, Políticas Pecuarías*, 03. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. URL: <http://www.fao.org/3/a-a0262s.pdf>
- [27] Dammert, J. L. (2014). *Cambios de usos de suelo por agricultura a gran escala en la Amazonía andina: el caso de la palma africana*. Iniciativa para la Conservación en la Amazonía Andina (ICAA). Lima: International Resources Group/Engility/USAID. URL: <http://www.actualidadambiental.pe/wp-content/uploads/2014/09/Cambio-de-uso-de-suelo-y-el-caso-de-la-palma-aceitera-en-la-Amazon%C3%ADa.pdf>
- [28] Núñez, A.M, Vlanneiz, V.P, Ordóñez, L.H. 2009. *Territorios ancestrales, identidad y palma, una lectura desde las comunidades afroecuatorianas*. Quito: Fundación Altrópico.
- [29] Moscoso P. & Peck, M. (2012). *A conservation strategy for the critically endangered Brown-headed Spider Monkey (Ateles fusciceps) (Primates, Ateleidae) in the Coop Tesoro NW Ecuador*. Quito: PRIME NET, Fundación Mamíferos y Conservación.
- [30] Peck, M.; Thorn, J.; Mariscal, A.; Baird, A.; Tirira, D. & Kniveton, D. (2010). Focusing conservation Efforts for the Critically Endangered Brown-headed Spider Monkey (*Ateles fusciceps*), using remote sensing, modeling, and playback survey methods. *International Journal of Primatology*, 32(1), 134-148. DOI: <http://doi.org/10.1007/s10764-010-9445-z>
- [31] BirdLife International (2016, Diciembre 09) *Important Bird Areas factsheet: Verde-Ónzole-Cayapas-Canandé*. BirdLife International. URL: <http://datazone.birdlife.org/site/factsheet/verde-onzole-cayapas-canandé-iba-ecuador>
- [32] Palacios, W. A., Tipaz, G. & Aulestia, C. (1997). Inventarios florísticos y análisis vegetacionales en la parte baja del Noroccidente del Ecuador. En P.A. Mena, R. Soldi, C. Alarcón, C. Chiriboga & L. Suárez. (Eds.), *Estudios biológicos para la conservación, diversidad, ecología y etnobiología* (pp. 361-373). Quito: EcoCiencia.
- [33] SER. (2015, Mayo 15). Principios de SER Internacional sobre la restauración ecológica. Grupo de trabajo sobre ciencia y políticas. Versión 2: Octubre de 2004). Tucson: Society for Ecological Restoration Internacional. URL: www.ser.org
- [34] Gatter, S. & Romero, M. (2005). *Análisis económico de la cadena de aprovechamiento, transformación y comercialización de madera aserrada provenientes de bosques nativos en la región centro-sur de la Amazonía ecuatoriana*. Macas: Servicio Forestal Amazonas.

Otro registro de leucismo parcial en la Focha Andina *Fulica ardesiaca* (Aves: Gruiformes: Rallidae) en Ecuador

Patricio Mena Valenzuela^{1*}, Sebastián Mena González²

¹Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, calle Rumipamba 341 y Av. De los Shyris. Casilla 17.70.8976. Quito, Ecuador.

²Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Avenida 12 de Octubre 1076, Vicente Ramón Roca, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: : patricio.mena@ambiente.gob.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/06/16. Aceptado/Accepted: 2016/12/20.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/22. Impreso/Printed: 2016/12/23.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.460>

Additional record of partial leucism in the Andean Coot *Fulica ardesiaca* (Aves: Gruiformes: Rallidae) in Ecuador

Abstract

A new case of partial leucism is described from an individual of Andean Coot *Fulica ardesiaca*. It was observed and photographed in the Lake San Pablo, canton Otavalo, province of Imbabura, Ecuador. White marks were present on the wings, throat and venter, while the rest of the body showed the gray-black typical coloration.

Keywords. Birds, Ecuador, Imbabura, leucism.

Resumen

Se describe un nuevo caso de leucismo parcial en un individuo de Focha Andina *Fulica ardesiaca*. Se observó y fotografió en el Lago San Pablo, cantón Otavalo, provincia de Imbabura, Ecuador. Marcas blancas estuvieron presentes en las alas, garganta y vientre, mientras que el resto del cuerpo presentaba la coloración gris-negrucza típica.

Palabras Clave. Aves, Ecuador, Imbabura, leucismo.

Las alteraciones cromáticas en las aves y otros vertebrados son producto de mutaciones, deficiencias en la dieta y decoloración por la luz [1-3]. Estas alteraciones pueden deberse al exceso o reducción de un pigmento y puede manifestarse en varias partes o en todo el cuerpo y de acuerdo a las características fenotípicas de los individuos se las reconoce como leucismo, albinismo, esquizocroismo y dilución [2, 4, 5, 6, 7, 8, 9]. El leucismo es la pérdida de un pigmento en particular o de varios pigmentos, sin afectar las partes desnudas por una expresión de alelos mutantes o desvíos en la manifes-

tación genética que impiden la pigmentación de la pluma [1-16]. Individuos con piel, pelo, plumaje o escamas completamente blancos son casos de leucismo completo, mientras que aquellos donde solo aparecen marcas blancas en ciertas partes del cuerpo son casos de leucismo parcial [9, 14].

La Focha Andina *Fulica ardesiaca* se encuentra ampliamente distribuida a lo largo de la costa y los Andes de Ecuador, Perú, Bolivia, Chile y Argentina [17-18]. La coloración típica de *F. ardesiaca* (Fig. 1) es gris negruz-



Figura 1: Plumaje típico de la Focha Andina *Fulica ardesiaca* y sus tres tipos de combinación en el color de pico y placa frontal. Especímenes observados en el Lago San Pablo, provincia de Imbabura, Ecuador. Fotos: Patricio Mena Valenzuela.



Figura 2: Ejemplar leucístico de *Fulica ardesiaca* registrado en el Lago San Pablo, provincia de Imbabura, Ecuador. Fechas de observación: (A-B) 29 diciembre 2013 (PMV); (C-D) 22 febrero 2014 (SMG); y (E-F) 21 mayo 2016 (PMV). Fotografías: PMV = Patricio Mena Valenzuela; SMG = Sebastián Mena González.

co, con el cuello y cabeza más oscuros llegando a negro, y con tres variaciones en la coloración del pico y la placa frontal: placa de color castaño y pico amarillo, placa y pico blanco, y placa amarilla y pico blanco [17-18]. En Ecuador, se han reportado dos casos de leucismo parcial en *F. ardesiaca*, el primero en la Laguna de Colta en febrero 2003 [19] y el segundo en el Lago San Pablo en septiembre 2010 [9]. En este trabajo reportamos un nuevo caso de leucismo parcial en *F. ardesiaca* en la población del Lago San Pablo (Fig. 2).

Fulica ardesiaca es abundante en el Lago San Pablo, una laguna interandina del Ecuador [20]. Los registros aquí

presentados se efectuaron en el Parque Acuático Araque (0°12'22.34" N, 78°12'26.52" W, 2650 m), cantón Otavalo, provincia de Imbabura, Ecuador (Fig. 3). Las observaciones se realizaron con ayuda de binoculares Redfield 12x50 y las fotografías con una cámara Canon T3, Canon EOS y varios videos con una cámara NIKON COOLPIX. El individuo leucístico de *Fulica ardesiaca* fue observado por varios minutos en cuatro ocasiones, acompañado por otros individuos fenotípicamente normales de la misma especie, nadando el 29 diciembre 2013, el 18 enero 2014 y el 21 mayo 2016, y acicalándose después de permanecer en el agua el 22 febrero 2014. El individuo era adulto, con coloración del dorso,

cabeza y cuello gris-negrizca. Sin embargo, el pecho, vientre, flancos, manto, cobertoras menores y mayores, y escapulares tenían plumas total o parcialmente blancas. El pico y placa eran de color blanco (Fig. 2). Concluimos que en las cuatro ocasiones observamos al mismo individuo leucístico debido a la coincidencia de la ubicación geográfica, coloración del pico, la placa frontal, y el patrón de la coloración blanca. Sin embargo, la coloración blanca mostrada entre la primera y cuarta observación parece que tuvo cambios. En febrero 2014 y mayo 2016, el individuo presentaba un mayor número de plumas blancas formado una mancha de mayor tamaño que en fotografías anteriores (Fig. 2). El ejemplar reportado en este trabajo presentaba comportamiento normal dentro y fuera del agua, no se observó agresiones o segregación por parte de sus congéneres. El ejemplar leucístico descrito en este trabajo no corresponde al observado por Cisneros-Heredia en el 2010 [9], pues su descripción da cuenta de un individuo con el escudo del pico de color rojizo y manchas blanquecinas distribuidas a lo largo del pecho y cuello, diferente al individuo reportado en esta nota.

Agradecimientos

A los administradores del Parque Acuático Araque, especialmente a Daniel Guzmán, por las facilidades logísticas para realizar las observaciones.

Referencias

- [1] Buckley, P.A. (1982). Avian Genetics. En M.L. Petrak (Ed.), *Disease of cage and aviary birds*. Second edition (pp. 21-110). Philadelphia: Lea and Febiger.
- [2] Van Grouw, H. (2006). Not every white bird is an albino: sense and nonsense about color aberrations in birds. *Dutch Birding*, 28, 79-89.
- [3] Cestari, C. & Vernaschi Vieira Da Costa, T. (2007). A case of leucism in Southern Lapwing (*Vanellus chilensis*) in the Pantanal, Brasil. *Boletín SAO*, XVII(2), 145-147. URL: [http://www.sao.org.co/publicaciones/boletinsao/NC3_XVII\(2\)_2007.pdf](http://www.sao.org.co/publicaciones/boletinsao/NC3_XVII(2)_2007.pdf)
- [4] García-Morales R., Gordillo-Chávez, E.J. & Bello-Gutierrez, J. (2010). Primer registro de albinismo en *Glossophaga soricina* (Phyllostomidae) en México. *Chiroptera Neotropical*, 16 (2), 743-747. URL: <https://chiroptera.unb.br/index.php/cn/article/view/26>
- [5] Oliveira, C. & Foresti, F. (1996). Albinism in the banded knifefish, *Gymnotus carapo*. *Tropical Fish Hobbyist*, 44(12), 92-96.
- [6] Griffiths, A. J. F., Miller, J.H., Suzuki, D.T., Lewontin, R.C. & Gelbart, W. M. (Eds.). 2000. *An introduction to Genetic Analysis*. New York: W.H. Freeman & Company Press.
- [7] Guay, P.J., Potvin, D.A. & Robinson, R.W. (2012). Aberrations in plumage coloration in birds. *Australian Field Ornithology*, 29, 23-30. URL: <http://www.birdlife.org.au/afo/index.php/afo/article/view/391>
- [8] Urcola, M.R. (2011). Aberraciones cromáticas en aves de la colección ornitológica del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia". *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales*, 13(2), 221-228. URL: <http://ref.scielo.org/xtdvbg>
- [9] Cadena-Ortíz, H., Bahamonde-Vinueza, D., Cisneros-Heredia, D.F. & Buitrón-Jurado, G. (2015). Alteraciones de la coloración en el plumaje de aves silvestres del Ecuador. *Avances en Ciencias e Ingenierías*, 7(2), B75-B90. DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v7i2.259>
- [10] Jehl J.R. (1985). Leucism in paired grebes in western North America. *The Condor*, 87, 439-441. DOI: <http://doi.org/10.2307/1367236>
- [11] Nolazco, S. (2010). Leucismo parcial en gallareta andina *Fulica ardesiaca* (Familia: Rallidae). *Boletín de Lima*, 159, 9-10.
- [12] Pagnoni, G. (2010). Aberraciones cromáticas en dos ejemplares de Pato Cuchara (*Anas platalea*). *Nuestras Aves*, (54), 54-57.
- [13] López-González, C.A. (2011). Record of a white-colored coyote (*Canis latrans*) in the Chihuahuan Desert of Durango, Mexico. *Acta Zoológica Mexicana*, 27, 871-873. DOI: <http://ref.scielo.org/4mjntq>
- [14] Miller J. D. (2005). All about albinism. *Missouri Conservationist*, 66, 5-7.
- [15] Bensch, S., Hansson, B., Hasselquist, D. & Nielsen, B. (2000). Partial albinism in a semi-isolated population of great reed warblers. *Hereditas*, 133, 167-170. DOI: <http://doi.org/10.1111/j.1601-5223.2000.t01-1-00167.x>
- [16] Møller, A.P. & T.A. Mousseau. 2001. Albinism and phenotype of Barn Swallows (*Hirundo rustica*) from Chernobyl. *Evolution*, 55(10), 2097-2104.
- [17] Schulenberg, T. S. (Ed.).(2010). *Slate-colored Coot (Fulica ardesiaca)*, *Neotropical Birds Online* Ithaca: Cornell Lab of Ornithology; retrieved from Neotropical Birds Online: http://neotropical.birds.cornell.edu/portal/species/overview?p_p_spp=141876
- [18] Ridgely, R. & Greenfield, P. 2006. *Aves del Ecuador*. Vol. 2. Guía de Campo. Academia de Ciencias Naturales de Filadelfia y Fundación Jocotoco. Quito.
- [19] Henry, P. (2005). New distributional records of birds from Andean and western Ecuador. *Cotinga*, 23, 27-32.
- [20] Guevara, E., Santander, T. & Duivenvoorden, J. (2012). Seasonal Patterns in Aquatic Bird Counts at Five Andean Lakes of Ecuador. *Waterbirds*, 35(4), 636-641. DOI: <http://dx.doi.org/10.1675/063.035.0413>

Avifauna de Tobar Donoso, Carchi, Ecuador

Patricio Mena Valenzuela*, César Garzón Santomaro, Javier Mena Olmedo, Hernando Román

Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, División de Ornitología, calle Rumipamba 341 y Av. de los Shyris, Casilla Postal 17-07-8976, Quito, Ecuador.

**Autor principal/Corresponding author, e-mail: patricio.mena@ambiente.gob.ec*

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2015/03/16. Aceptado/Accepted: 2016/11/16.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/24. Impreso/Printed: 2016/12/23.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.458>

Avifauna of Tobar Donoso, Carchi, Ecuador

Abstract

Abstract We present the results of an ornithological study conducted in Tobar Donoso, province of Carchi, Ecuador, in September 2009 and August 2010. The locality is in northwestern Ecuador, on the left bank of the San Juan river at the border with Colombia. To record birds in forested areas, we established three transects and four sites for capture. In addition, we conducted observations in other habitats during periods of high bird activity. In the area, we recorded 210 species, 59 species are classified under different extinction risk categories, 28 are endemic, three are boreal migrants and one is an intertropical migrant. Diversity is high, most species are forest areas and correspond to the Chocó Bioregion. Around Tobar Donoso, the forest is in good condition; however, some places have been affected by anthropogenic activities such as hunting, logging, and farming.

Keywords. Birds, diversity, endemism, threatened species, Ecuadorian Chocó.

Resumen

Presentamos los resultados de un estudio ornitológico realizado en la localidad de Tobar Donoso, provincia del Carchi, Ecuador, en septiembre de 2009 y agosto de 2010. Esta localidad está ubicada en el noroccidente de Ecuador en la margen izquierda del río San Juan, en el límite con Colombia. Para el registro de aves en áreas boscosas establecimos tres transectos y cuatro sitios para su captura. Además, en otros hábitats realizamos observaciones en períodos de alta actividad de las aves. En el área, registramos 210 especies, 59 especies están clasificadas bajo diferentes categorías de riesgo de extinción, 28 son endémicas, tres son migratorias boreales y una es migratoria intertropical. La diversidad es alta, la mayoría de especies habitan áreas boscosas y son especies características de la Bioregión del Chocó. En los alrededores de Tobar Donoso, el bosque se encuentra en buen estado de conservación; sin embargo, algunos lugares han sido intervenidos con actividades antropogénicas como la cacería, extracción de madera y actividades agropecuarias.

Palabras Clave. Aves, diversidad, endemismo, especies amenazadas, Chocó Ecuatoriano.

Introducción

Aún hay varios lugares en Ecuador muy poco estudiados debido a su difícil acceso, por lo que se desconoce el valor biológico de sus ecosistemas y su estado de con-

servación. La localidad de Tobar Donoso está ubicada al noroccidente de Ecuador, en el límite con Colombia, y por la falta de carreteras está prácticamente aislada. El acceso a Tobar Donoso se puede realizar únicamen-

te por senderos vecinales desde El Chical, Lita, El Pan; por vía aérea en helicóptero desde San Lorenzo; o por vía marítima desde el sector de Tumaco en Colombia, haciendo una serie de trasbordos. Tobar Donoso se encuentra dentro del área de importancia para la conservación de aves del Territorio Étnico Awá y Alrededores (IBA EC002) [1]. Ecológicamente, se ubica en la formación vegetal de los bosques siempreverdes de tierras bajas [3] en la región biogeográfica del Chocó. El Chocó es considerado como uno de los 25 puntos calientes de biodiversidad más importantes del mundo por su alta biodiversidad, gran endemismo y el alto impacto de las amenazas que afectan su conservación [1-5]. Las principales amenazas que enfrenta el Chocó son la deforestación y fragmentación debido a actividades madereras, la conversión de los bosques en áreas agrícolas y ganaderas, y las actividades cinegéticas. Varios estudios han sido publicados sobre la diversidad y ecología de las aves del Chocó colombiano y ecuatoriano [4-7]. Este trabajo presenta información sobre la avifauna registrada en los alrededores de Tobar Donoso, con detalles sobre las especies endémicas, amenazadas y migratorias, los gremios tróficos, el estado reproductivo, y la caracterización de los hábitats usados por la comunidad de aves.

Métodos

La localidad de Tobar Donoso (1.185397°, -78.48785°) está ubicada en la confluencia de los ríos Camumbí y San Juan, en el cantón Tulcán, provincia del Carchi, noroccidente de Ecuador, en el límite con Colombia. La altitud promedio es de 120 m, aunque las terrazas de sus alrededores pueden llegar a 270 m (Figura 1 y Anexo 1). El área estudiada es un mosaico de hábitats donde aún predomina el bosque en el paisaje, principalmente en las partes altas de las terrazas, laderas y quebradas. El bosque es denso y con árboles de hasta 35 m de alto. Entre las familias de plantas más diversas están Melastomataceae, Rubiaceae, Araceae, Gesneriaceae, Malvaceae, Clusiaceae, Fabaceae, Meliaceae, Moraceae y Lecythidaceae; y entre las especies más conspicuas están *Humiriastrum procerum* Chanul, *Protium ecuadorensis* Anime, *Guarea cartaguenya* Chalde, *Apeiba membranacea* Peine de mono, *Dacryodes occidentalis* Copal, *Vismia baccifera* Sangre de gallina, *Claricia biflora* Moral bobo, *Otoba novogranatensis* Cuángare, *Virola dixonii* Chalviande, *Dacryodes occidentalis* Pulgande, *Brosimum utile* Sande, *Carapa guianensis* Tangare, *Nectandra guaripito* Guaripito, *Lecythis ampla* Aray, *Vantanea occidentalis* Chanulillo, *Hyeronima chocoensis* Mascarey, y *Huberodendron patinoi* Carra. En el sotobosque sobresalen *Tetrathylacium macrophyllum* Perdíz, *Rollinia mucosa* Chirimoya y llama la atención las agrupaciones de palmas enanas de los géneros *Geonoma* y *Aephanes*.

En los alrededores de Tobar Donoso hay algunas áreas intervenidas por actividades antrópicas en las márgenes

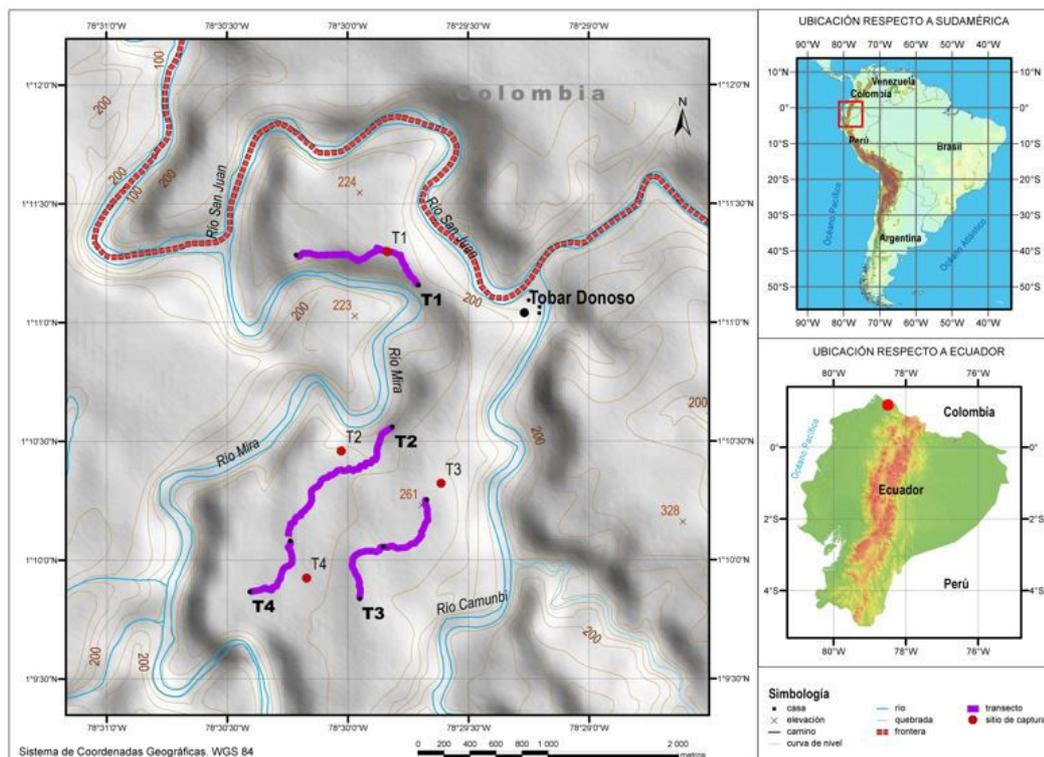
de los ríos, conformadas por cultivos y pasto, siendo el cultivo de plátano el más abundante (mezclado con otras frutas como la piña y papaya). Las áreas de cultivo casi siempre están rodeadas de vegetación nativa secundaria o bosque nativo y en su interior hay varias especies de arbustos y árboles nativos que la gente siembra o mantiene desde la apertura de la chacra. Se ha realizado extracción selectiva de madera del bosque cercano a los grandes ríos (Camumbí, San Juan y Mira), y en estas áreas también se realiza cacería de especies cinegéticas de aves y mamíferos grandes. Sin embargo, en general los impactos antropogénicos en Tobar Donoso son de menor magnitud que en otras áreas del noroccidente del Ecuador.

Durante este estudio se visitó todos los hábitats existentes de los alrededores de Tobar Donoso con acceso seguro, como las márgenes de los ríos, las áreas de cultivo, los bosques maduros en buen estado y los bosques con extracción selectiva de especies maderables. Las estaciones de muestreo fueron ubicadas dentro y fuera de la Reserva Awá. Los transectos de observación y sitios de captura de aves fueron establecidos en el área boscosa de las terrazas, entre los ríos Mira, San Juan y Camumbí (Tabla 1 y Figura 1). Para el registro de aves se establecieron tres transectos (T1, T2 y T3) de 1,2 km cada uno. Las observaciones fueron realizadas por un observador y se aplicó el método de monitoreo de Mapeo de Transectos en Múltiples Periodos de Tiempo (*Multi Time-Window Transect* MTW) [3, 7]. Este método consistió en recorrer 24 veces el transecto (ida y vuelta) en diferentes períodos de tiempo, los que incluyeron los períodos de mayor actividad de los diferentes grupos de la comunidad de aves, tanto diurnas como nocturnas. Cada recorrido se inició en un tiempo diferente y estuvo en relación a la salida y puesta del sol a fin de registrar a las especies diurnas y nocturnas. El horario escalonado (diferente hora) aseguró que los registros de las aves se realizaron en los períodos de actividad de los diferentes períodos del día, que en la mañana comenzaba con en el coro del alba. Las observaciones de las aves se ingresaron en un formulario estandarizado previamente elaborado, donde se anotaron los registros de los individuos (observación y vocalizaciones), las distancias longitudinales y las distancias laterales en el transecto mediante un código que hacía referencia a la especie y al tipo de registro [7]. En cada transecto, el investigador realizó un esfuerzo de 41 horas (123 horas por período de estudio). Las vocalizaciones de las aves grabadas en los transectos fueron digitalizadas, para realizar las correcciones de las vocalizaciones no identificadas o mal identificadas en el campo y las vocalizaciones que se pasó por alto en el campo. Con esta información se elaboró la lista final de aves registradas en los transectos.

Se realizó capturas de aves con redes de niebla en cuatro lugares, tres de ellos en el área de los transectos mencionados arriba y el cuarto en un pequeño fragmento de bosque en buen estado de conservación a 400 m del fi-

Tabla 1: Ubicación y descripción de los transectos (T) donde se realizó la observación y captura de aves en la localidad de Tobar Donoso, provincia de Carchi, Ecuador.

Transectos	Coordenadas	Altitud (en m)	Descripción
T1: Observación	1.186072°, -78.495303°	220-235	Establecido en el sendero que une el destacamento militar con el río Mira y está ubicado al noroeste del destacamento militar.
T1: Observación	1.188211°, -78.502°		
T1: Captura	1.188297°, -78.497331°	225	
T2: Observación	1.1756°, -78.497844°	260-270	
T2: Observación	1.168311°, -78.504175°		
T2: Captura	1.174317°, -78.500522°	260	
T3: Observación	1.170797°, -78.494742°	250-305	Establecido en el sendero que va desde el destacamento militar a la parroquia de Lita y se encuentra al sur del destacamento, alejado de T2 unos 700 m y a 1540 m del destacamento.
T3: Observación	1.1649°, -78.499417°		
T3: Captura	1.172042°, -78.493628°	265	
T4: Captura	1.1654°, -78.502928°	270	



T1 = Transecto 1; T2 = Transecto 2; T3 = Transecto 3; T4 = Transecto 4.

Figura 1: Ubicación geográfica de Tobar Donoso, provincia del Carchi, Ecuador.

nal del segundo transecto (Tabla 1). Las redes fueron manejadas por dos personas con experiencia y se tomó datos de identificación, pesos y medidas. En cada uno de los lugares se colocó ocho redes de niebla en sitios

donde había mayor probabilidad de capturar aves y lo más concentradas posibles formando una línea. Las redes se operaron durante tres días en cada sitio, desde la 06h00 hasta las 13h00, acumulando un esfuerzo de 168

horas/red (672 horas/red por período de estudio). Los individuos capturados fueron marcados temporalmente mediante un pequeño corte en las plumas de las alas primarias (rémiges) para no confundir eventualmente a dos o más individuos de la misma especie recapturados. Las especies de interés fueron fotografiadas y liberadas, aquellas de interés científico fueron colectadas.

Se hizo recorridos de observación por senderos y caminos de los alrededores del campamento del área boscosa, Tobar Donoso y hábitats de sus alrededores. Los recorridos se realizaron en los períodos de mayor actividad de las aves, esto es desde el coro del amanecer hasta el mediodía y en la tarde desde las 16h00 hasta el anochecer. Durante todos los recorridos se grabaron las vocalizaciones de las aves en una cinta magnetofónica, para esto se usó una grabadora Sony WM-D6C y un micrófono Sennheiser ME67. La determinación de las especies se hizo en base de la experiencia del investigador y se usó además la guía de aves de Ridgely y Greenfield [8]. La nomenclatura sigue al South American Classification Committee de la American Ornithologists' Union [9]. Los nombres en español fueron tomados de Ridgely y Greenfield [10]. La determinación de las vocalizaciones fue confirmada usando publicaciones de audio y el archivo sonoro de los investigadores [11-15].

Para analizar los datos se incluyó los registros de las aves capturadas y observadas en los transectos en los dos períodos de estudio, el primero en agosto de 2009 y el segundo en septiembre de 2010. La riqueza y composición del área de estudio fue establecida mediante la suma de las especies registradas en los transectos y fuera de ellos (área boscosa), así como de las observaciones realizadas en los diferentes hábitats del área de estudio (áreas de cultivo, bordes de ríos y áreas con pasto) y las especies capturadas. El estado de conservación de las especies a nivel nacional se determinó con base en el Libro Rojo de las Aves del Ecuador [16] y a nivel global según The IUCN Red List of Threatened Species [17]. Se señalan las especies endémicas de acuerdo a Ridgely y Greenfield [12]. La dieta de las especies se determinó de acuerdo al tipo de alimento que consumen las especies [3]: omnívoros (Om), comedores de frutas, semillas e insectos y pequeños vertebrados; Carnívoros (Ca), comedores de vertebrados e invertebrados; Carroñeros (Cñ), comedores de carne en descomposición; Frutas (Fr), Comedores de frutas; Semillas (Se), comedores de semillas; Insectos (In), comedores de insectos y Artrópodos (Ar), comedores de artrópodos; de esta manera las aves fueron agrupadas en siete gremios: Om, Fr/Se, Ca, Cñ, In, Ne/Ar e In/Fr. El estado reproductivo se determinó en base de las observaciones de la edad relativa realizadas en el campo. Las especies migratorias boreales e intertropicales se determinó según Ridgely y Greenfield [10].

Resultados

En Tobar Donoso se registró 210 especies de 50 familias y 20 órdenes de aves. Los órdenes más diversos fueron los Passeriformes (120 especies), Apodiformes (16), Accipitriformes (10) y Piciformes. Mientras que las familias más diversas fueron Tyrannidae (27), Thraupidae (20) y Thamnophilidae (16) del orden Passeriformes, seguidas de Trochilidae (14) del orden Apodiformes, Accipitridae (10) del orden Accipitriformes, y Furnariidae (10) del orden Passeriformes (Tabla 2-3). Cincuenta y nueve especies registradas en Tobar Donoso se encuentran en cuatro categorías de amenaza a nivel nacional, mientras que a nivel global, 15 especies están dentro de tres categorías (Fig. 2 y Tabla 3). El orden con más especies amenazadas fue Passeriformes con 32, a continuación están los Piciformes con siete y Galliformes con cinco especies (Tabla 3).

El 13 % (28) de las especies registradas pertenecen a tres áreas endémicas: 23 especies corresponden a las Bajuras del Chocó, tres especies a la Ladera Occidental Andina y dos especies a las Bajuras Tumbesinas (Tabla 3). El gremio más diverso fue el de los insectívoros (In) y corresponde a 79 especies (38 %) de las especies registradas, seguida de los insectívoros-frugívoros (In/Fr) con 44 especies (21 %), los frugívoros/semilleros con 27 especies (13 %), y los carnívoros con 26 especies (12 %), los restantes gremios con menos del 8 % (Figura 3). El gremio de los Insectívoros (In) está conformado por especies de las familias Furnariidae, Thamnophilidae, y Tyrannidae; los Insectívoros/Frugívoros (In/Fr) por especies de las familias Thraupidae y Tyrannidae; los Carnívoros (Ca) por especies de las familias Accipitridae, Falconidae y Strigidae; los Omnívoros (Om) por especies de las familias Ramphastidae, Tinamidae, Trogonidae, Momotidae y Odontophoridae; los Nectarívoros y comedores de insectos (Ne/In) lo conforman exclusivamente las especies de la familia Trochilidae (Tabla 3).

Se registró bandadas mono-específicas de *Mitrospingus cassini* Tangara Carinegruzca en los bordes de bosque adyacente a las quebradas. Estas bandadas estaban conformadas por 6 a 10 individuos. Varias especies del bosque forman bandadas mixtas de sotobosque y bandadas de dosel-subdosel. La primera la conforman individuos de especies de las familias Thamnophilidae (*Gymnophis bicolor*, *Myrmotherula axillaris*, *Epinecophylla fulviventris*, *Thryothorus leucopogon*, *Myrmeciza immaculata*, *Hylophylax naeviodes* y *Phaenostictus mcleani*), Furnariidae (*Xenops minutus*, *Glyphorhynchus spirurus*), Vireonidae (*Hylophilus ochraceiceps*), Troglodytidae (*Cantorchilus leucopogon*, *Henicorhina leucosticta*, *Cyphorhinus phaeocephalus*), Polioptilidae (*Microbates cinereiventris*), Cardinalidae (*Chlorothraupis olivacea*). El segundo tipo de bandada estuvo conformada por varios individuos de especies de las familias Thamnophilidae (*Thamnistes anabatinus*, *Dysithamnus pun-*

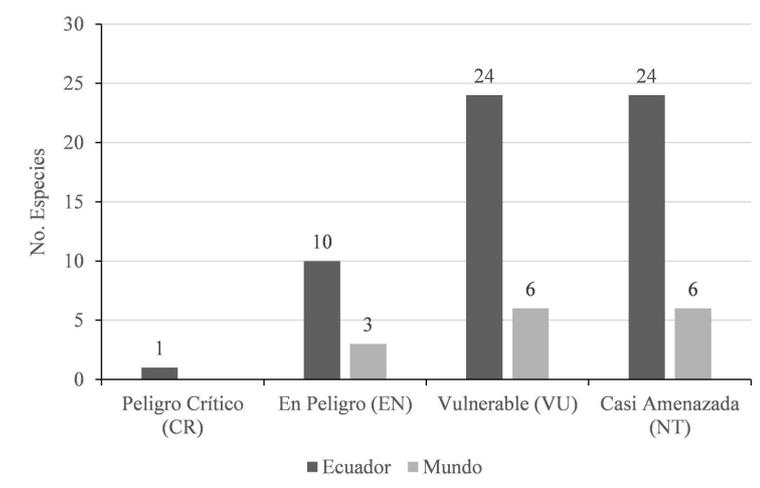


Figura 2: Número de especies amenazadas a nivel local y mundial registradas en Tobar Donoso, provincia de Carchi, Ecuador, entre agosto 2009 y septiembre 2010.

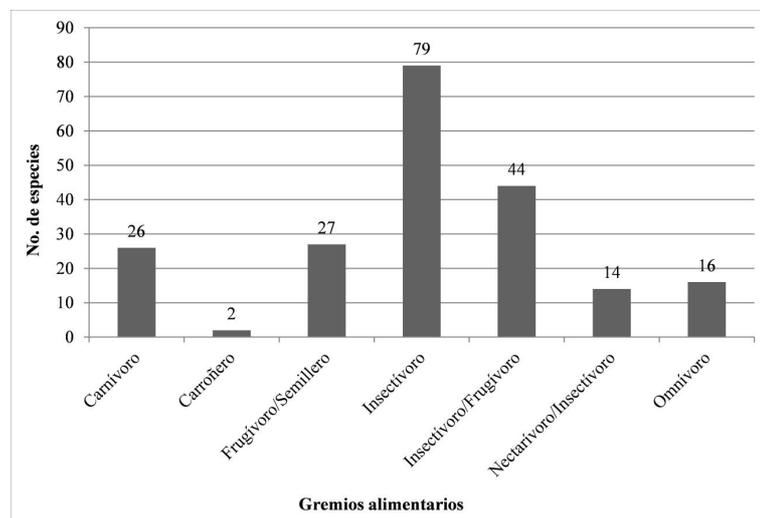


Figura 3: Gremios alimentarios de las aves registradas en Tobar Donoso.

cticeps, *Myrmotherula ignota* y *Microrhopias quixensis*), Furnariidae (*Campyloramphus pusillus*, *Dendrocolaptes sanctithomae*, *Xiphorhynchus lacrymosus*, *X. erythropygius* y *Hyloctistes virgatus*), Tyrannidae (*Ornithion bruneicapillus*), Vireonidae (*Hylophilus decurtatus*), Troglodytidae (*Odontorchilus branikii*), Polioptilidae (*Poliophtila schistaceigula*), Thraupidae (*Tachyphonus delatrii*, *Tangara palmeri*, *T. lavinia*, *T. gyrola*, *T. johanna*, *Dacnis berlepschi*, *Hemispingus xanthopygius*, *Cyanerpes caeruleus*, *Chrysothlipis salmoni*, y *Coereba flaveola*), y otras especies como *Saltator maximus* y *S. grossus*, *Cacicus uropygialis* (Icteridae), *Euphonia xanthogaster*, *E. fulvicrissa* y *E. minuta* (Fringillidae). Estos dos tipos de bandadas mixtas se trasladan de un lugar a otro en busca de alimento. A veces se encuentran y se juntan formando una sola bandada de decenas de individuos y ocupan los tres estratos del bosque (sotobosque, subdosel y dosel). *Tachyphonus delatrii* *Tangara Crestinaranja* fue la especie más abundante, esta especie forma bandadas y el número de individuos por

bandada es variable, frecuentemente se observa grupos de 4 a 8 individuos o de 8 a 12 individuos, sin embargo, en las bandadas mixtas pueden llegar a 30 individuos. Casi nunca se vio individuos solitarios de esta especie.

En el bosque, entre las especies más abundantes están los colibríes *Phaethornis yaruqui* Ermitaño Bigotibla-co, *Amazilia rosenbergi* Amazilia Pechimorada, y *Thre-netes ruckeri* Barbita Colibandeada. En todos los transectos y senderos los observamos volar y además registramos agrupaciones de machos o leks. En los tres transectos registramos entre uno y dos leks de las especie mencionadas. Otra especie que forma leks fue *Lepidothrix coronata* Saltarín Coroniazul, en uno de los transectos registramos tres agrupaciones ubicadas en el primer tercio del transecto con dos individuos, en el segundo y tercer tercio con cinco individuos cada grupo. En el estudio realizado en septiembre de 2009, observamos a treinta y siete especies con individuos juveniles; estas corresponden a tres Passeriformes, un Piciforme, un Galbuliforme

Tabla 2: Composición de las aves registradas en Tobar Donoso, provincia de Carchi, Ecuador, entre agosto 2009 y septiembre 2010.

	Orden	No. Familias	No. Especies
1	Passeriformes	23	120
2	Apodiformes	2	16
3	Accipitriformes	1	10
4	Piciformes	3	9
5	Columbiformes	1	6
6	Falconiformes	1	5
7	Galbuliformes	2	5
8	Galliformes	2	5
9	Psittaciformes	1	5
10	Coraciiformes	2	4
11	Strigiformes	1	4
12	Cuculiformes	1	3
13	Suliformes	3	3
14	Tinamiformes	1	3
15	Trogoniformes	1	3
16	Caprimulgiformes	1	2
17	Cathartiformes	1	2
18	Gruiformes	1	2
19	Pelecaniformes	1	2
20	Chadradriiformes	1	1
	Total	50	210

y dos Apodiformes y en agosto de 2010, registramos 11 especies, ocho Passeriformes y tres Apodiformes (Tabla 3).

En septiembre de 2009 fue registrada únicamente *Tyrannus niveigularis* Tirano Goliníveo que es un migratorio intertropical que se reproduce en las bajuras suroccidentales de Ecuador y se dispersa hacia el norte durante la segunda mitad del año [9]. Esta especie fue registrada en el área del campamento militar Tobar Donoso. Allí establecieron varios territorios, diariamente se los podía observar sobre las ramas más altas de los árboles de *Inga* sp. Guaba dispersos en el campamento. En agosto de 2010, también fue observada la misma especie en estas áreas. En septiembre de 2009 se registró a *Hirundo rustica* Golondrina Tijereta, una especie migratoria boreal que anida en el hemisferio norte y visita las áreas de los trópicos del sur del continente [9]. Un grupo de varios individuos fue observado sobre el helipuerto del campamento militar Tobar Donoso en los últimos días de septiembre. En agosto de 2010 se observó dos migratorios boreales adicionales, *Vireo olivaceus* Vireo Ojirrojo en dos de los transectos estudiados y *Actitis macularius* Playero Coleador en las orillas del río Mira y en el río San Juan.

En el paisaje se puede distinguir claramente varios ambientes, en ellos habitan especies adaptadas y circunscritas a estos espacios y sus bordes, aunque las áreas cultivadas y vegetación secundaria son visitadas frecuentemente por algunas especies del bosque, entre las que se destacan las tangaras (Thraupidae). A continuación

se detalla la composición de las aves de acuerdo a los hábitats.

Bosque nativo.- A pesar de la escasa tala selectiva realizada una sola vez hasta el momento de este estudio, el bosque se encuentra en buen estado. En este ambiente se registraron 150 especies, en su composición están incluidas casi todos los grupos posibles y típicos de los bosques tropicales del Chocó, la diversidad de estos es alta. (Tabla 3). La riqueza de aves predatoras diurnas en el bosque es alta (15), de las cuales 10 son gavilanes y cinco halcones; de las cinco especies de loras registradas, las más abundante fue *Amazona autumnalis* Amazona Frentirroja, sus poblaciones en Ecuador están restringidas al occidente, pero lamentablemente su hábitat está fragmentado, seguramente la Reserva Awá constituye el mejor refugio ya que allí con seguridad están las poblaciones más abundantes.

La mayoría de la avifauna habitante del bosque depende de él para su subsistencia y no se encuentran en otros hábitats, entre los grupos con especies de mediano y gran tamaño estuvieron: Tinamidae (*Tinamus major* y *Crypturellus berlepschi*), Cracidae (*Penelope* spp. y *Crax rubra*) y Odontophoridae (*Odontophorus erythrops* y *Rhynchortyx cinctus*); mientras que las familias con especies pequeñas fueron Thamnophilidae (*Thamnistes anabatinus*, *Dysithamnus puncticeps*, *Myrmotherula ignota*, *Myrmeciza nigricauda*, *M. immaculata*, *Gymnopythis bicolor*, *Hylophylax naevioides* y *Phaenostictus mcleannani*), Grallaridae (*Hylopezus perspicillatus*), Formicariidae (*Formicarius nigricapillus*), Furnariidae (*Campyloramphus pusillus*, *Sclerurus mexicanus*, *Dendrocolaptes sanctithomae*, *Xiphorhynchus lacrymosus* y *X. erythropygus*), Tyrannidae (*Ornithion brunecapillus*, *Mionectes olivaceus*, *Rhynchocyclus pacificus*, *Platyrinchus coronatus*, *Mitrephanes phaeocercus*, *Rhyptipterna holerythra*), Cotingidae (*Lipaugus unirufus*), Pipridae (*Xenopipo holochlora*, *Machaeropterus deliciosus* y *Lepidothrix coronata*), Vireonidae (*Hylophilus ochraceiceps*), Troglodytidae (*Microcerculus marginatus*, *Odontorchilus branickii*, *Cantorchilus leucopogon*, *Henicorhina leucosticta* y *Cyphorhinus phaeocephalus*), Polioptilidae (*Microbates cinereiventris* y *Polioptila schistaceigula*), Thraupidae (*Tangara palmeri*, *T. lavinia*, *T. johanna*, *Dacnis venusta*, *D. berlepschi*, *Heterospingus xanthopygius*, *Cyanerpes caeruleus* y *Chrysothlypis salmoni*), Cardinalidae (*Chlorothraupis olivacea*), Fringillidae (*Euphonia fulvicrissa* y *E. minuta*). Las loras (Psittacidae) cruzan los ríos en busca de alimento en los bosques de Ecuador y Colombia, se los ve principalmente en las primeras horas de mañana y últimas de la tarde. Las bandadas de *Pyrrhula pulchra* Loro Cachetirrosa y *Pionus chalcopterus* Loro Alibronceado fueron poco frecuentes. Las bandadas de *Amazona fari-nosa* Amazona Harinosa y *Amazona autumnalis* Amazona Frentirroja fueron frecuentes.

Áreas de cultivo y bordes de bosque.- Las especies de

aves registradas en este ambiente fueron 60 (Tabla 3). Estas están adaptadas a vivir en estos lugares y se los ve a diario. Entre las especies comunes están *Ramphocelus flammigerus* Tangara Lomiamarilla, *Thraupis episcopus* Tangara Azuleja, *Tangara larvata* Tangara Capuchidorada (esta última forma pequeños grupos de tres a cinco individuos), *Tyrannus melancholicus* Tirano Tropical, *Todirostrum cinereum* Espatulilla Común, *Myiornis atricapillus* Tirano-Enano Gorrinegro y *Saltator maximus* Saltador Golienteado. Especies poco comunes fueron *Thraupis palmarum* Tangara Palmera, *Cyanerpes cyaneus* Mielero Patirrojo, *Myiozetetes cayanensis* Mosquero Alicastaño, *Pachyramphus cinnamomeus* Cabezón Canelo, *Tyrannulus elatus* Coroniamarillo, *Synallaxis brachyura* Colaespina Pizarrosa, *Myrmotherula pacifica* Hormiguerito del Pacífico y *Amazilia tzacalt* Amazilia Colirrufa (esta última fue observada alimentándose del néctar de las flores del "Platanillo" *Heliconia* sp.). Las especies raras fueron *Melanerpes pucherani* Carpintero Carinegro, *Leptotila pallida* Paloma Pálida y *Saltator atripennis* Saltador Alinegro. En los bordes con vegetación nativa estuvieron *Thryothorus nigricapillus* Soterrey Cabecipinto, *Myrmeciza berlespchi* Hormiguerito Colimocho, *Cercomacra tyrannina* Hormiguerito Oscuro y *Thamnophilus atrinucha* Batará-Pizarroso Occidental. En dos chacras observamos a *Buteo magirostris* Gavilán Caminero.

Algunas especies de bosque también visitan a diario las chacras con pequeños remanentes de vegetación nativa en su interior. La especie más común fue *Tachyphonus delatrii* Tangara Crestinaranja, esta forma grupos de varios individuos (5-15). Otras especies comunes fueron *Tangara lavinia* Tangara Alirrufa, *Tangara johanna* Tangara Bigoteazul, *Euphonia fulvicrissa* Eufonia Ventrileonada, *Mionectes olivaceus* Mosquerito Olivirrayado, *Ceelus loricatus* Carpintero Canelo, *Phaethornis yaruqui* Ermitaño Bigotiblando, *Pteroglossus torquatus* Arasari Piquirrayado y *Coereba flaveola* Mielero Flavio. En los bordes con vegetación arbustiva también registramos grupos de machos (leks) de *Phaethornis strigularis* Ermitaño Golirrayado y *Manacus manacus* Saltarín Barbiblanco, el primero con seis individuos y el segundo con cinco. Los bordes de las chacras y quebradas son el hábitat de *Mitrospingus cassini* Tangara Carinegruzca, este forma grupos de hasta diez individuos que están constantemente moviéndose por su territorio durante el día.

Aves que habitan las márgenes de los ríos grandes.- Los cauces de los ríos grandes son profundos y forman grandes cañones (Mira, San Juan y Camumbí). Las laderas de estos están cubiertas de vegetación boscosa, mientras que la vegetación nativa es escasa en las orillas estrechas, con árboles dispersos y arbustos. En algunas partes de las orillas de los ríos hay casas y áreas de cultivo. Las aves que habitan las orillas y laderas de los ríos Mira, San Juan y Camumbí fueron las especies adaptadas a vivir en ambientes abiertos con poca

vegetación remanente y especies del bosque, allí registramos 27 especies (Tabla 31). Entre las especies que caracterizan este hábitat están *Tyrannus melancholicus* Tirano Tropical, *Myiozetetes cayanensis* Mosquero Alicastaño, *M. granadensis* Mosquero cabecigris, *Todirostrum cinereum* Espatulilla Común, *Myiornis atricapillus* Tirano Enano-Gorrinegro, *Tyrannulus elatus* Tiranolete Coroniamarillo, *Ramphocelus flammigerus* Tangara Lomiamarilla. En los matorrales y arbustos llamó la atención el gran número de territorios de *Thryothorus nigricapillus* Soterrey Cabecipinto, *Myrmeciza berlespchi* Hormiguerito Colimocho, *Cercomacra tyrannina* Hormiguerito Oscuro y *Myiothlypis fulvicauda* Reinita Lomienteada. En los sitios húmedos pantanosos con hierbas estuvieron *Laterallus albigularis* Polluela Goliblanca y *Laterallus exilis* Polluela Pechigris. En un solo sitio abierto con pequeñas hierbas y arbustos de las orillas del río Camumbí fue registrado *Geothlypis semiflava* Antifacito Coronioliva. En el río Mira y Camumbí observamos a *Actitis macularius* Playero Coleador, en cada uno de ellos registramos dos individuos. En las orillas de las quebradas y los ríos grandes estuvo *Myiothlypis fulvicauda* Reinita Lomienteada. En el río Camumbí fue observada una pareja de *Megaceryle torquata* Martín Pescador Grande capturando peces. En el río San Juan, sobre las piedras observamos a tres individuos de *Phalacrocorax brasilianus* Cormorán Neotropical.

Áreas abiertas con poca vegetación nativa.- Las observaciones fueron realizadas principalmente en el Destacamento Militar donde la mayor parte del recinto está cubierto por pasto con pocos árboles y arbustos en su interior, donde sobresalen los árboles de *Inga* sp. Guaba. Alrededor de este espacio había bosque maduro intervenido y vegetación en regeneración. En este sitio registramos 39 especies (Tabla 3). En las partes más húmedas y cubiertas con pasto habitan *Laterallus albigularis* Polluela Goliblanca, *Laterallus exilis* Polluela Pechigris y *Nyctidromus albicollis* Pauraque. En los alrededores de las casas habita *Troglodytes aedon* Soterrey Criollo, generalmente se lo ve en los arbustos y pequeños árboles cazando insectos y dentro de las casas cazando cucarachas y otros pequeños insectos. En el 2009, encontramos un nido con una cría bajo la cubierta, uno de sus padres alimentaba a un pichón.

En sitios descubiertos observamos bandadas aéreas, los grupos más grandes estaban conformados por individuos de *Streptoprogne zonaris* Vencejo Cuelliblanco, esta suele formar grupos de aprox. veinte individuos o más, las grandes agrupaciones pueden llegar a un centenar de individuos; *Chaetura spinicauda* Vencejo Cuelligris fue observado formando grupos de 10 individuos y puede llegar a treinta, varias veces se observó agrupaciones de estas dos especies; *Stelgidopteryx ruficollis* Golondrina Alirrasposa Sureña, *Atticora tibialis* Golondrina Musliblanca, *Hirundo rústica* Golondrina Tijereta y *Progne chalybea* Martín Pechigris forman grupos de pocos individuos (5-7); las bandadas de *Cathartes au-*

ra Gallinazo Cabecirrojo y *Coragyps atratus* Gallinazo Negro, estuvieron formadas por grupos de hasta 22 individuos. Ocasionalmente se ve volando a *Buteo brachyurus* Gavilán Colicorto y *Spizaetus tyrannus* Azor-Aguila Negro. En el 2010, en el pastizal del destacamento militar fue observado en dos ocasiones un individuo de *Bubulcus ibis* Garza Bueyera. Entre las ramas de los árboles dispersos varias veces fue observado *Mimus gilvus* Sinsonte Tropical. Estas especies no fueron registradas en el 2009.

Discusión

Tobar Donoso presenta una alta diversidad de aves, el número registrado constituye el 13 % de las aves ecuatorianas y el 52 % de las registradas en el Chocó. La influencia de la región biogeográfica denominada Chocó Biogeográfico ha influenciado y caracterizado a la avifauna de Tobar Donoso, la mayoría de las especies de aves registradas pertenecen a esta región. La mayor diversidad corresponde a especies relacionadas con el bosque nativo, mantiene un gran número de especies amenazadas a nivel de Ecuador y muy pocas a nivel Mundial. Este lugar del noroccidente también es visitado anualmente a varias especies migratorias principalmente del hemisferio norte (boreal) y se podrían registrar más en los meses de la migración. Estudios futuros en la Reserva Awá con seguridad aumentarán la riqueza.

Los alrededores de Tobar Donoso han sido intervenidos con actividades antropogénicas como la cacería, extracción de madera y actividades agropecuarias. La mayor parte de las áreas de cultivo y pasto se encuentran en las planicies de las márgenes de los ríos grandes, y aunque su impacto es de baja magnitud está incrementando continuamente. El límite norte de la Reserva Awá está cerca al poblado de Tobar Donoso, esta Reserva a pesar de su estatus ha sido intervenida con actividades antropogénicas como la cacería, extracción selectiva de madera y actividades agropecuarias de subsistencia. Varias familias Awá habitan la Reserva, sus actividades de subsistencia incluyen la cacería y la agricultura. Sus efectos, entre otros, son la reducción, fragmentación y modificación de los hábitats naturales y la disminución de las poblaciones de aves como las pavas (Cracidae), tucanes (Ramphastidae) y loras (Psittacidae). Los habitantes Awa dependen de los recursos del bosque y las aves contribuyen con una biomasa importante.

La riqueza específica encontrada en este estudio (210 especies) corresponde en su mayoría a especies del bosque. Comparando estos resultados con los de Playa de Oro [3], vemos que casi todas las especies registradas en Tobar Donoso están en Playa de Oro, esto no es de extrañar, ya que el ecosistema es similar en su fisonomía y estado de conservación; sin embargo, el aporte de la avifauna de las chacras es mayor en Playa de Oro. La gran diversidad de aves registrada en Playa de Oro (336)

seguramente se debe al gran número de sitios muestreados, el rango altitudinal (50 y 450 m) y un mayor esfuerzo de muestreo (siete años). Los sitios muestreados en este estudio en cambio estuvieron concentrados en un área relativamente pequeña (aprox. 7 Km²), específicamente entre los ríos Camumbí, San Juan y Mira, y esto posiblemente redujo las posibilidades de encontrar especies con otros requerimientos ambientales. En principio, este estudio se debió realizar en un área más grande, pero debido a motivos de seguridad el muestreo se hizo en un área cercana al Campamento Militar. Comparando con el estudio realizado en el Corredor Awacachi [7], se observa que el valor de riqueza allí es mayor solo con 16 especies en un rango altitudinal más amplio. El estudio en mención fue realizado en tres transectos ubicados entre 50 y 610 m de altitud. Los resultados obtenidos en Tobar Donoso muestran la gran riqueza encontrada en solo dos meses de estudio, en una pequeña superficie y en un estrecho rango altitudinal.

Agradecimientos

A la Secretaría Nacional de Educación Superior Ciencia Tecnología e Innovación - SENESCYT por el financiamiento del proyecto (PIC-08-0000478). Nuestros sinceros agradecimientos a Javier Ponce Cevallos y Bernardo Moscoso del Ministerio de Defensa Nacional. A Wilson Salinas Tapia Comandante del BIMOT-13 Esmeraldas, a Wagner Bravo Comandante de la Fuerza de Tarea N° 1 "NORTE" del Comando Conjunto de las Fuerzas Armadas Dirección de Operaciones, a los Subtenientes Chasi-panta, Landazuri y Ramos del Destacamento Militar Tobar Donoso. A Lisandro Nastacuaz y José Luis Uchug de Tobar Donoso por el apoyo en el trabajo de campo. A Olaf Jahn por las observaciones y sugerencias al manuscrito. A Victoriano Villarroel por la elaboración del mapa del área. Este estudio se realizó con permiso de investigación No. 001-IC-FAU/-DPS/MA del Ministerio del Ambiente.

Referencias

- [1] BirdLife International & Conservation International. (2005). *Áreas Importantes para la conservación de las aves en los andes Tropicales: sitios prioritarios para la conservación de la biodiversidad*. Serie de Conservación de BirdLife No.14. Quito: BirdLife International.
- [2] Sierra, R. (Ed.). (1999). *Propuesta Preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para el Ecuador Continental*. Quito: Proyecto INEFAN/GEF-BIRF y EcoCiencia.
- [3] Jahn, O. (2011). Bird Communities of the Ecuadorian Chocó: A Case Study in Conservation. *Bonner Zoologische Monographien*, 56, 1-514.
- [4] Salaman, P.G.W. (Ed.). (1994). *Surveys and conservation of biodiversity in the Choco, south-west Colombia*. Cambridge: BirdLife International.

- [5] Salaman, P.G.W. (2001). *The study of an understory avifauna community in an Andean premontane pluvial forest*. (Ph.D. dissertation). University of Oxford, Oxford.
- [6] Benítez, V., Canaday, C. & Matheus, J.C. (1997). Diversidad y abundancia relativa de las aves en dos localidades de San Miguel, Zona de amortiguamiento de la Reserva Ecológica Cotacachi-Cayapas, Esmeraldas, Ecuador. En: P. Mena, A. Soldi, R. Alarcón & C. Chiriboga (Eds.). *Estudios biológicos para la conservación, diversidad, ecología y etnobiología* (pp. 125-145). Quito: EcoCiencia.
- [7] Jahn, O. (2011). Birds and mammals as indicators of the conservation status of tropical forests in the Ecuadorian Chocó. *Bonner Zoologische Monographien*, 57, 169-184.
- [8] Ridgely, R.S. & Greenfield, P.J. (2006). *Aves del Ecuador, Volumen II: Guía de Campo*. Quito: Academia de Ciencias de Filadelfia y Fundación de Conservación Jocotoco.
- [9] Remsen, J.V. Jr., Cadena, C. D., Jaramillo, A., Nores, M., Pacheco, J. F., Pérez-Emán, J., Robbins, M. B., Stiles, F. G., Stotz, D. F. & Zimmer, K. J. (2014, Febrero 22). *A classification of the bird species of South America*. American Ornithologists' Union. URL: <http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.html>
- [10] Ridgely, R.S. & Greenfield, P.J. (2001). *The birds of Ecuador: field guide*. Ithaca: Cornell University Press.
- [11] Jahn, O., Moore, J.V., Mena-Valenzuela, P., Krabbe, N., Coopmans, P., Lysinger, M. & Ridgely, R. (2002). *The Birds of Northwest Ecuador. Vol. II: The Lowlands and Lower Foothills*. CD-ROM. San Jose: John V. Moore Nature Recordings.
- [12]] Jahn, O., Moore, J.V., Coopmans, P., Mena-Valenzuela, P., Krabbe, N., Lysinger, M., Navarrete, L., Nilsson, J., & Ridgely, R.S. (2008). *The Birds of Northwest Ecuador, Vol. I: The Upper Foothills and Subtropics*. Revised and Expanded Edition. MP3-CD and Data DVD. San Jose: John V. Moore Nature Recordings.
- [13] Krabbe, N., Moore, J.V., Coopmans, P., Lysinger, M., & Ridgely, R. (2001). *Birds of Ecuadorian Highlands, The Upper Montane and Paramo Zones of Ecuador*. CD-ROM. San Jose: John V. Moore Nature Recordings.
- [14] Krabbe, N., & Nilsson, J. (2003). *Birds of Ecuador (Aves de Ecuador), Sounds and photographs / Sonidos y fotografías*. DVD-ROM for/para Windows. The Netherlands: Birds Songs International BV.
- [15] Moore, J.V., Krabbe, N. & Jahn, O. (2013) *Bird Sounds of Ecuador - A Comprehensive Collection*. Data DVD. San Jose: John V. Moore Nature Recordings.
- [16] Granizo, T., Pacheco, C., Rivadeneira, M.B., Guerrero, M. & Suárez, L., (Eds.). (2002). *Libro Rojo de las Aves del Ecuador*. Serie Libros Rojos del Ecuador, Tomo 2. Quito: SIMBIOE/Conservación Internacional/EcoCiencia/Ministerio del Ambiente/UICN.
- [17] IUCN. (2015, December 09). *The IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2015-4. URL: www.iucnredlist.org.

Tabla 3: Aves registradas en Tobar Donoso durante septiembre de 2009 y agosto de 2010. Gremios alimentarios: Omnívoro (Om), Frugívoro (Fr), Semillero (Se), Carvívoro (Ca), Carroñero (Cñ), Insectívoro (In), Nectarívoro (Ne), Artrópodos (Ar); Hábitats: Bosque (BOS), Áreas cultivadas y bordes de bosque (ACB), Pasto (PAS), Áreas abiertas con poca vegetación (AAB), Márgenes de ríos grandes (MRG), Río (RIO); Áreas endémicas-AE (Ridgely y Greenfield, 2006): Bajuras del Chocó (Cho), Ladera Occidental Andina (Loa), Bajuras Tumbesinas (Btu); Estado de Amenaza-EA (Granizo et al., 2002 / UICN, 2014): En Peligro (EN), Vulnerable (VU), Casi Amenazado (NT), Peligro Crítico (CR). Abundancia: Abundante (AB) mas de 15 individuos diariamente, Común (CO) entre 5 y 15 individuos diarios, Poco Común (PO), menos de 5 individuos y Raro (RA), uno o dos registros. Especie con registro de individuos juveniles*

Nombre Científico	Nombre Español	Nombre en Inglés	GA	BOS	ACB	MRG	RIO	PAS	AAB	AE	EA
TINAMIFORMES (3)											
Tinamidae											
<i>Tinamus major</i>	Tinamú Gris	Great Tinamou	om	PC							
<i>Crypturellus berlepschi</i>	Tinamú de Berlepsch	Berlepsch's Tinamou	om	RA						Cho	EN
<i>Crypturellus soui</i>	Tinamú Chico	Little Tinamou	om		CO						
GALLIFORMES (3)											
Cracidae											
<i>Penelope ortoni</i>	Pava Bronceada	Baudo Guan	Fr/Se	PC						Cho	EN/EN
<i>Penelope purpurascens</i>	Pava Crestada	Crested Guan	Fr/Se	PC							EN
<i>Crax rubra</i>	Pavón Grande	Curassow	Fr/Se	RA							CR/VU
GALLIFORMES (2)											
Odontophoridae											
<i>Odontophorus erythrops</i>	Corcovado Frenticolorado	Rufous-fronted Wood-Quail	Om	PC							VU
<i>Rhyncortyx cinctus</i>	Codorniz Carirrufa	Tawny-faced Quail	Om	PC							EN
SULIFORMES (3)											
Fregatidae											
<i>Fregata magnificens</i>	Fragata magnífica	Magnificent Frigatebird	Ca					RA			
Phalacrocoracidae											
<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	Cormorán Neotropical	Neotropic Cormoran	Ca					PC			
<i>Anhinga anhinga</i>	Aninga	Anhinga	Ca					RA			
PELECANIFORMES (2)											
Ardeidae											
<i>Butorides striata</i>	Garcilla Estriada	Striated Heron	Ca					RA			
<i>Bubulcus ibis</i>	Garceta Bueyera	Cattle Egret	Ca					RA			
CATHARTIFORMES (2)											
Cathartidae											
<i>Cathartes aura</i>	Gallinazo Cabecirrojo	Turkey Vulture	Cñ	CO	CO	CO	CO		CO		
<i>Coragyps atratus</i>	Gallinazo Negro	Black Vulture	Cñ	CO	CO	CO	CO		CO		
ACCIPITRIFORMES (10)											
Accipitridae											
<i>Leptodon cayanensis</i>	Elanio Cabecigris	Gray-headed Kite	Ca	PC							
<i>Spizaetus tyrannus</i>	Azor-Aguila Negro	Gray-headed Kite	Ca	PC					PC		
<i>Harpagus bidentatus</i>	Elanio Bidentado	Double-toothed Kite	Ca	PC							
<i>Ictinia plumbea</i>	Elanio Plomizo	Plumbeous Kite	Ca						PC		
<i>Accipiter superciliosus</i>	Azor Chico	Tiny Hawk	Ca	PC							
<i>Cryptoleucopteryx plumbea</i>	Gavilán Plomizo	Plumbeous Hawk	Ca	PC							VU/VU
<i>Morphnarchus princeps</i>	Gavilán Barreteado	Barred Hawk	Ca	PC							VU
<i>Rupornis magnirostris</i>	Gavilán Caminero	Roadside Hawk	Ca		PC						
<i>Leucopternis semiplumbeus</i>	Gavilán Semiplomizo	Semiplumbeous Hawk	Ca	PC							EN
<i>Buteo brachyurus</i>	Gavilán Colicorto	Short-tailed Hawk	Ca	RA					RA		
GRUIFORMES (2)											
Rallidae											
<i>Laterallus albigularis</i>	Polluela Goliblanca	White-throated Crane	Om					PC	PC		
<i>Laterallus exilis</i>	Polluela Pechigris	Gray-breasted Crane	Om					PC	PC		
CHADRADRIIFORMES (1)											
Scolopacidae											
<i>Actitis macularius</i>	Playero Coleador	Spotted Sandpiper	ca					PC			
COLUMBIFORMES (6)											
Columbidae											
<i>Patagioenas subvinacea</i>	Paloma Rojiza	Ruddy Pigeon	Fr/Se	PC	RA						/VU
<i>Patagioenas goodsoni</i>	Paloma Oscura	Dusky Pigeon	Fr/Se	CO		PC				Cho	VU
<i>Leptotila pallida</i>	Paloma Pálida	Pallid Dove	Fr/Se		PC					Cho	
<i>Geotrygon purpurata</i>	Paloma-Perdiz Corona Indiga	Purple Quail-Dove	Fr/Se	RA						Cho	VU/EN
<i>Geotrygon veraguensis</i>	Paloma-Perdiz Dorsioliva	Olive-backed Quail-Dove	Fr/Se	RA							EN
<i>Geotrygon montana</i>	Paloma-Perdiz Rojiza	Ruddy Quail-Dove	Fr/Se	PC							

Nombre Científico	Nombre Español	Nombre en Inglés	GA	BOS	ACB	MRG	RIO	PAS	AAB	AE	EA
CUCULIFORMES (3)											
Cuculidae											
<i>Piaya minuta</i>	Cuco Menudo	Little Cuckoo	In		PC						
<i>Piaya cayana</i>	Cuco Ardilla	Squirrel Cuckoo	In	CO		CO					
<i>Crotophaga ani</i>	Garrapatero Piquiliso	Smooth-billed Ani	In		CO						
STRIGIFORMES (4)											
Strigidae											
<i>Megascops colombianus</i>	Autillo Vermiculado Colombiano	Colombian Screech Owl	Ca	PC						Cho	NT/NT
<i>Lophotrix cristata</i>	Búho Penachudo	Crested Owl	Ca	CO							
<i>Pulsatrix perspicillata</i>	Búho de Anteojos	Spectacled Ow	Ca	CO							
<i>Strix virgata</i>	Búho Moteado	Mottled Owl	Ca	PC							
CAPRIMULGIFORMES (2)											
Caprimulgidae											
<i>Nyctidromus albicollis</i>	Pauraque	Common Pauraque	In		PC			PC	PC		
<i>Nyctiphrynus rosenbergi</i>	Chotacabras del Chocó	Choco Poorwil	In	CO						Cho	VU/NT
APODIFORMES (16)											
Apodidae											
<i>Streptoprogne zonaris</i>	Vencejo Cuelliblanco	White-collared Swift	In				AB		AB		
<i>Chaetura spinicaudus</i>	Vencejo	Band-rumped Swift	In				CO		CO		
Trochilidae											
<i>Florisuga mellivora</i>	Jacobino Nuquiblanco	White-necked Jacobin	Ne/Ar	RA	RA						
<i>Eutoxeres aquila</i>	Pico-de-Hoz	White-tipped Sicklebill	Ne/Ar	PC							
<i>Glaucis aeneus</i>	Ermiteño Bronceado	Bronzy Hermit	Ne/Ar	PC	PC						
<i>Threnetes ruckeri</i> *	Barbita Colibandeado	Band-tailed Barthroath	Ne/Ar	AB	RA	RA					
<i>Phaethornis strigularis</i>	Ermiteño Golirrayado	Stripe-throated Hermit	Ne/Ar		PC						
<i>Phaethornis yaruqui</i> *	Ermiteño Bigotiblanco	White-whiskered Hermit	Ne/Ar	AB		PC				Cho	
<i>Androdon aequatorialis</i>	Colibrí Piquidentado	Tooth-billed Hummingbird	Ne/Ar	CO							NT
<i>Heliotryx barroti</i>	Hada Coronipúrpura	Purple-crowned Fairy	Ne/Ar	PC	PC						
<i>Chalybura urochrysis</i>	Calzonario Patirojo	Bronze-tailed Plumeleteer	Ne/Ar	RA							
<i>Calliphlox mitchellii</i>	Estrellita Gorjipúrpura	Purple-throated Woodstar	Ne/Ar	RA							
<i>Thalurania colombica</i>	Ninfa Coronada	Crowned Woodnymph	Ne/Ar	PC							
<i>Amazilia tzacalt</i>	Amazilia Colirrufo	Rufous-tailed Hummingbird	Ne/Ar	RA	CO				CO		
<i>Amazilia amabilis</i>	Amazilia Pechiazul	Blue-chested Hummingbird	Ne/Ar	PC							
<i>Amazilia rosenbergi</i>	Amazilia Pechimorada	Purple-chested Hummingbird	Ne/Ar	AB						Cho	
TROGONIFORMES (3)											
Trogonidae											
<i>Trogon comptus</i>	Trogón del Chocó	Blue-tailed Trogon	Om	AB						Cho	NT
<i>Trogon chionurus</i>	Trogón Coliblanco	White-tailed Trogon	Om	AB							
<i>Trogon rufus</i>	Trasandino	Black-throated Trogo	Om	PC							
CORACIFORMES (4)											
Alcedinidae											
<i>Magaceryle torquata</i>	Martín Pescador Grande	Ringed Kingfisher	ca				RA				
<i>Chloroceryle aenea</i>	Martín Pescador Pigmeo	American Pygmy Kingfisher	Ca				RA				
Momotidae											
<i>Electron platyrhynchum</i>	Momoto Piquiancho	Broad-billed Motmot	Om	PC							
<i>Baryptengus martii</i>	Momoto Rufo	Rufous Motmot	Om	CO							
GALBULIFORMES (5)											
Galbulidae											
<i>Galbula ruficauda</i>	Jacamar Colirrufo	Rufous-tailed Jacamar	In	PC							
<i>Jacamerops aureus</i> *	Jacamar Grande	Great Jacamar	In	RA							
Bucconidae											
<i>Notharchus pectoralis</i>	Buco Pechinegro	Black-breasted Puffbird	In	RA							
<i>Malacoptila panamensis</i>	Buco Bigoteblanco	White-whiskered Puffbird	In	PC							
<i>Micromonacha lanceolata</i>	Monjecito Lanceolado	Lanceolated Monklet	In	PC							
PICIFORMES (9)											
Capitonidae											
<i>Capito quinticolor</i>	Barbudo Cinco Colores	Five-colored Barbet	Fr/Se	RA						Cho	EN/VU
Ramphastidae											
<i>Ramphastos brevis</i>	Tucán del Chocó	Choco Toucan	Om	CO		PC				Cho	VU/VU
<i>Ramphastos ambiguus</i>	Tucán de Mandibula Negra	Black-mandibled Toucan	Om	CO		PC					VU/NT
<i>Pteroglossus sanguineus</i>	Arasari Picorayado	Stripe-billed Aracari	Om	AB		CO				Cho	VU
Picidae											
<i>Melanerpes pucherani</i>	Carpintero Carinegro	Black-cheeked Woodpecker	In/Fr		PC						
<i>Piculus litae</i> *	Carpintero de Lita	Lita Woodpecker	In	PC						Cho	VU
<i>Celeus loricatus</i>	Carpintero Canelo	Cinnamon Woodpecker	In	CO	PC						NT
<i>Campephilus haematogaster</i>	Carpintero Carminoso	Crimson-bellied Woodpecker	In	PC	RA						
<i>Campephilus gayaquilensis</i>	Carpintero Guayaquileño	Guayaquil Woodpecker	In	PC	RA					Btu	VU/NT

Nombre Científico	Nombre Español	Nombre en Inglés	GA	BOS	ACB	MRG	RIO	PAS	AAB	AE	EA
FALCONIFORMES (5)											
Falconidae											
<i>Herpetotheres cachinanns</i>	Halcón Reidor	Laughing Falcon	Ca		PC						
<i>Micrastur ruficollis</i>	Halcón-Montés Barreteado	Barred Forest-Falcon	Ca	PC							
<i>Micrastur plumbeus</i>	Halcón-Montés Plomizo	Plumbeous Forest-Falcon	Ca	PC						Cho	EN/VU
<i>Micrastur semitorquatus</i>	Halcón Montés Collarejo	Collared Forest-Falcon	Ca	PC							
<i>Falco rufigularis</i>	Halcón Cazamurciélagos	Bat Falcon	Ca	PC							
PSITTACIFORMES (6)											
Psittacidae											
<i>Pyrrhula pulchra</i>	Loro Cachetirrosa	Rose-faced Parrot	Fr/Se	CO						Cho	VU
<i>Pionus menstruus</i>	Loro Cabeciazul	Blue-headed Parrot	Fr/Se	CO							
<i>Pionus chalcopterus</i>	Loro Alibronceado	Bronze-winged Parrot	Fr/Se	PC							VU
<i>Amazona autumnalis</i>	Amazona Frentirroja	Red-lored Parrot	Fr/Se	AB							EN/EN
<i>Amazona farinosa</i>	Amazona Harinosa	Mealy Parrot	Fr/Se	AB							/NT
PASSERIFORMES (119)											
Sapayoidae											
<i>Sapayoa aenigma</i>	Sapayoa	Sapayoa	In/Fr	CO							VU
Thamnophilidae											
<i>Thamnophilus atrinucha</i>	Batará-Pizarroso Occidental	Black-crowned Antshrike	In		PC						
<i>Thamnistes anabatinus</i>	Batará Rojiso	Russet Antshrike	In	CO							
<i>Dysithamnus puncticeps</i> *	Batarito Coronipunteado	Spot-crowned Antvireo	In	CO							NT
<i>Epinecrophylia fulviventris</i> *	Hormiguerito Ventrifulvo	Checker-throated Antwren	In	AB							
<i>Myrmotherula ignota</i>	Hormiguerito Bigotudo	Moustached Antwren	In	CO							NT
<i>Myrmotherula pacifica</i>	Hormiguerito del Pacífico	Pacific Antwren	In		PC				PC		
<i>Myrmotherula axillaris</i> *	Hormiguerito Flanquiblanco	White-flanked Antwren	In	AB							
<i>Microrhopias quixensis</i>	Hormiguerito Alipunteado	Dot-winged Antwren	In	CO							
<i>Cercomacra tyrannina</i>	Hormiguerito Oscuro	Dusky Antbird	In		CO	CO			PC		
<i>Myrmeciza exsul</i> *	Hormiguerito Dorsicastaño	Chestnut-backed Antbird	In	AB							
<i>Myrmeciza nigricauda</i>	Hormiguero Esmeraldeño	Esmeraldas Antbird	In	RA						Loa	
<i>Myrmeciza berlepschi</i>	Hormiguerito Colimocho	Stub-tailed Antbird	In	CO	PC	PC				Cho	NT
<i>Myrmeciza immaculata</i> *	Hormiguero Imaculado	Blue-lored Antbird	In	CO		RA					NT
<i>Gymnopythis bicolor</i> *	Hormiguero Bicolor	Bicolored Antbird	In	CO							
<i>Hylophylax naevioides</i> *	Hormiguero Moteado	Spotted Antbird	In	CO							NT
<i>Phaenostictus mcleannani</i> *	Hormiguero Ocelado	Ocellated Antbird	In	PC							VU
Grallaridae											
<i>Hyllopezus perspicillatus</i>	Tororoí Pechirayado	Streak-chested Antpitta	In	PC							VU
Rhinocryptidae											
<i>Scytalopus choacoensis</i>	Tapaculo del Chocó	Choco Tapaculo	In/Fr	PC						Loa	EN
Formicariidae											
<i>Formicarius nigricapillus</i>	Formicario Cabecinegro	Black-headed Antthrush	In	CO	RA						
Furnariidae											
<i>Campyloramphus pusillus</i> *	Picoguadaña Piquipardo	Brown-billed Scythebill	In	RA							
<i>Xenops minutus</i> *	Xenops Dorsillano	Plain Xenops	In	PC							
<i>Sclerurus mexicanus</i> *	Tirahojas Golianteado	Tawny-throated Leaf-tosser	In	CO							
<i>Dendrocincla fuliginosa</i>	Trepatroncos Pardo	Plain-brown Woodcreeper	In	CO							
<i>Glyphorhynchus spirurus</i> *	Trepatroncos Piquicuña	Wedge-billed Woodcreeper	In	AB							
<i>Dendrocolaptes sanctithomae</i> *	Trepatroncos Barreteado Centroamericano	Northern Barred-Woodcreeper	In	CO							VU
<i>Xiphorhynchus lacrymosus</i>	Trepatroncos Pinto	Black-striped Woodcreeper	In	AB							VU
<i>Xiphorhynchus erythropygius</i> *	Trepatroncos Manchado	Spotted Woodcreeper	In	AB							NT
<i>Hyloctistes virgatus</i> *	Rondamusgos Occidental	Striped Woodhaunter	In	CO	RA						NT
<i>Synallaxis brachyura</i>	Colaespina Pizarrosa	Slaty Spinetail	In		PC				PC		
Tyrannidae											
<i>Tyrannulus elatus</i>	Tiranolete Coroniamarillo	Yellow-crowned Tyrannulet	In/Fr		CO	CO					
<i>Elaenia flavogaster</i>	Elana Penachuda	Yellow-bellied Elaenia	In/Fr		RA						
<i>Ornithion brunecapillus</i>	Tiranolete Gorripardo	Brown-capped Tyrannulet	In	CO							
<i>Camptostoma obsoletum</i>	Tiranolete Silbador Sureño	Southern Beardless-Tyrannulet	In/Fr		PC				PC		
<i>Zimmerius chrysops</i>	Tiranolete Caridorado	Golden-faced Tyrannulet	In	PC							

Nombre Científico	Nombre Español	Nombre en Inglés	GA	BOS	ACB	MRG	RIO	PAS	AAB	AE	EA
<i>Mionectes olivaceus</i> *	Mosquerito	Olive-striped Flycatcher	In/Fr	PC							
<i>Leptopogon superciliaris</i>	Mosquerito	Slaty-capped Flycatcher	In/Fr								
<i>Myiornis atricapillus</i>	Tirano-Enano	Black-capped Pygmy-Tyrant	In		PC	PC			PC		
<i>Lophotriccus pileatus</i>	Cimerillo	Scale-crested Pygmy-Tyrant	In								
<i>Todirostrum cinereum</i>	Espatulilla Común	Common Tody-Flycatcher	In		CO	CO			PC		
<i>Todirostrum nigriceps</i>	Espatulilla	Black-headed Tody-Flycatcher	In	PC	PC						
<i>Rhynchocyclus pacificus</i> *	Pico Plano del Pacífico	Pacific Flatbill	In	RA						Cho	NT
<i>Tolmomyias flavotectus</i>	Picoancho	Yellow-margined Flatbill	In	CO	PC						
<i>Platyrrhynchus mystaceus</i>	Alimarginado	White-throated Spadebill	In	RA							
<i>Platyrrhynchus coronatus</i>	Picoancho	Golden-crowned Spadebill	In	AB							
<i>Myiobius atricaudus</i>	Coronidorado	Black-tailed Flycatcher	In	PC							
<i>Myiobius sulphureipygius</i> *	Mosquerito	Sulphur-rumped Flycatcher	In	PC							
<i>Terenotriccus erythrus</i>	Lomiazufrado	Ruddy-tailed Flycatcher	In	CO							
<i>Mitrephanes phaeocercus</i>	Mosquerito Moñudo	Tufted Flycatcher	In	CO							
<i>Colonia colonus</i>	Común	Long-tailed Tyrant	In		PC						
<i>Myiozetetes cayanensis</i>	Tirano Colilargo	Rusty-margined Flycatcher	In/Fr		CO	CO			PC		
<i>Myiozetetes granadensis</i>	Mosquero Alicastaño	Gray-capped Flycatcher	In/Fr		CO	CO			PC		
<i>Conopias albivittatus</i>	Mosquero Cabecigrís	White-ringed Flycatcher	In/Fr	PC							NT
<i>Tyrannus niveigularis</i>	Mosquero Aureola	Snowy-throated Kingbird	In/Fr						PC	Btu	
<i>Tyrannus melancholicus</i>	Tirano Goliniveo	Tropical Kingbird	In/Fr		CO	CO			CO		
<i>Rhyptiterna holerythra</i>	Tirano Tropical	Rufous Mourner	In/Fr	PC							NT
<i>Attila spadiceus</i>	Copetón-Plañidero	Bright-rumped Attila	In/Fr	CO	PC	RA					
Cotingidae											
<i>Querula purpurata</i>	Atila Polimorfo	Purple-throated Fruitcrow	Fr/Se	CO							
<i>Lipaugus unirufus</i>	Querula Golipúrpura	Rufous Piha	In/Fr	AB							VU
Pipridae											
<i>Xenopipo holochlora</i> *	Piha Rojiza	Green Manakin	Fr/Se	PC							
<i>Machaeropterus deliciosus</i>	Saltarín Verde	Club-winged Manakin	Fr/Se	PC							Cho
<i>Manacus manacus</i>	Saltarín Alitorcido	White-bearded Manakin	Fr/Se		PC	RA					
<i>Lepidothrix coronata</i> *	Saltarín Barbiblanco	Blue-crowned Manakin	Fr/Se	AB							
Tityridae											
<i>Schiffornis veraepacis</i>	Saltarín Coroniazul	Northern Schiffornis	In/Fr	RA							
<i>Pachyramphus cinanomomeus</i>	Chifornis Pardo	Cinnamon Becard	In/Fr		CO				PC		
<i>Pachyramphus homochrous</i>	Cabezón Canelo	One-colored Becard	In/Fr	RA							
Vireonidae											
<i>Vireo olivaceus</i>	Cabezón Unicolor	Red-eyed Vireo	In	RA							
<i>Hylophilus ochraceiceps</i> *	Vireo Ojirrojo	Tawny-crowned Greenlet	In	CO							
<i>Hylophilus decurtatus</i>	Verdillo	Lesser Greenlet	In/Fr	CO	PC						
Hirundinidae											
<i>Progne chalybea</i>	Martín Pechigrís	Gray-breasted Martin	In							CO	
<i>Atticora tibialis</i>	Golondrina	White-thighed Swallow	In				PC		PC		
<i>Stelgidopteryx ruficollis</i>	Musliblanca	Southern Rough-winged Swallow	In				CO		CO		
<i>Hirundo rustica</i>	Golondrina Sureña	Barn Swallow	In				RA		RA		
Troglodytidae											
<i>Microcerulus marginatus</i>	Martín Tijereta	Scaly-breasted Wren	In	CO							
<i>Odontorchilus branickii</i>	Soterrey-Ruiseñor Sureño	Gray-mantled Wren	In	PC							
<i>Troglodytes aedon</i> *	Soterrey Dorsigrís	House Wren	In		PC				PC		
<i>Cantorchilus leucopogon</i>	Soterrey Criollo	Stripe-throated Wren	In	CO	RA						NT
<i>Cantorchilus nigricapillus</i>	Soterrey Golirrayado	Bay Wren	In		CO	CO					
<i>Henicorhina leucosticta</i> *	Soterrey Cabecipinto	White-breasted Wood-Wren	In	AB							

Nombre Científico	Nombre Español	Nombre en Inglés	GA	BOS	ACB	MRG	RIO	PAS	AAB	AE	EA
<i>Cyphorhinus phaeocephalus</i>	Soterrey Canoro	Song Wren	In	PC							NT
Poliptilidae											
<i>Microbates cinereiventris</i> *	Soterillo Carileonado	Half-collared Gnatwren	In	CO							
<i>Poliptila plumbea</i>	Perlita Tropical	Tropical Gnatcatcher	In		PC						
<i>Poliptila schistaceigula</i>	Perlita Pechipizarrosa	Slate-throated Gnatcatcher	In	PC							VU
Turdidae											
<i>Turdus daguae</i>	Mirlo Dagua	Dagua Thrush	Om	CO							NT
Mimidae											
<i>Mimus gilvus</i>	Sinsonte Tropical	Tropical Mockingbird	In						RA		
Thraupidae											
<i>Tachyphonus luctuosus</i>	Tangara Hombriblanca	White-shouldered Tanager	In/Fr	PC							
<i>Tachyphonus delatrii</i> *	Tangara Crestinaranja	Tawny-crested Tanager	In/Fr	AB	PC						
<i>Ramphocelus flammigerus</i> *	Tangara Lomiamarilla	Flame-rumped Tanager	In/Fr		CO	CO			PC		
<i>Thraupis episcopus</i>	Tangara Azuleja	Blue-gray Tanager	In/Fr		CO	CO			PC		
<i>Thraupis palmarum</i>	Tangara Palmera	Palm Tanager	In/Fr		CO				PC		
<i>Tangara palmeri</i>	Tangara Doradigris	Gray-and-gold Tanager	In/Fr	PC						Loa	NT
<i>Tangara larvata</i>	Tangara Capuchidorada	Golden-hooded Tanager	In/Fr	PC	PC				PC		
<i>Tangara lavinia</i>	Tangara Alirrufa	Rufous-winged Tanager	In/Fr	PC							NT
<i>Tangara gyrola</i>	Tangara Cabecibaya	Bay-headed Tanager	In/Fr	PC							
<i>Tangara johannae</i>	Tangara Bigoteazul	Blue-whiskered Tanager	In/Fr	CO						Cho	VU/NT
<i>Dacnis venusta</i>	Dacnis Musliescarlata	Scarlet-thighed Dacnis	In/Fr	RA							NT
<i>Dacnis berlepschi</i>	Dacnis Pechiescarlata	Scarlet-breasted Dacnis	In/Fr	PC						Cho	VU/VU
<i>Heterospingus xanthopygius</i>	Tangara Cejiescarlata	Scarlet-browed Tanager	In/Fr	CO						Cho	NT
<i>Cyanerpes caeruleus</i>	Mielero Purpúreo	Purple Honeycreeper	In/Fr	PC							
<i>Cyanerpes cyaneus</i> *	Mielero Patirrojo	Red-legged Honeycreeper	In/Fr		PC				PC		
<i>Chrysothlypis salmomi</i> *	Tangara Escarlatiblanca	Scarlet-and-white Tanager	In/Fr	CO						Loa	NT
<i>Volatinia jacarina</i> *	Semillerito Negriazulado	Blue-black Grassquit	Fr/Se						CO		
<i>Sporophila corvina</i>	Espiguero Variable	Variable Seedeater	Fr/Se		CO				CO		
<i>Oryzoborus angolensis</i>	Semillero Ventricastaño	Chestnut-bellied Seed-Finch	Fr/Se		PC				PC		
<i>Coereba flaveola</i>	Mielero Flavo	Bananaquit	In/Fr	CO	PC						
Insertae Sedis											
<i>Mitrospingus cassini</i> *	Tangara Carinegruzca	Dusky-faced Tanager	In/Fr		PC						
<i>Saltator grosus</i>	Picogrueso Piquirrojo	Slate-colored Grosbeak	In/Fr	CO	PC						
<i>Saltator maximus</i>	Saltador Goliateado	Buff-throated Saltator	In/Fr	CO	CO	PC					
<i>Saltator atripennis</i>	Saltador Alinegro	Black-winged Saltator	In/Fr	PC	PC						
Emberizidae											
<i>Arremon aurantirostris</i>	Saltón Piquinaranja	Orange-billed Sparrow	In/Fr		PC	PC			PC		
Cardinalidae											
<i>Chlorothraupis olivacea</i> *	Tangara Ojeralimón	Lemon-spectacled Tanager	In/Fr	CO						Cho	VU
<i>Cyanocopsa cyanoides</i> *	Picogrueso Nigriazulado	Blue-black Grosbeak	In/Fr	RA							
Parulidae											
<i>Geothlypis semiflava</i>	Antifacito Coronioliva	Olive-crowned Yellowthroat	In						PC		
<i>Myiothlypis fulvicauda</i>	Reinita Lomiateada	Buff-rumped Warbler	In	PC		CO	CO				
Icteridae											
<i>Psarocolius wagleri</i>	Oropéndola Cabecicastaña	Chestnut-headed Oropendola	Om	RA							VU
<i>Cacicus uropygialis</i>	Cacique Lomiescarlata	Scarlet-rumped Cacique	In	PC							NT
Fringillidae											
<i>Euphonia lantirostris</i>	Eufonia Piquigruesa	Thick-billed Euphonia	Fr/Se		CO				PC		
<i>Euphonia fulvicrissa</i>	Eufonia Ventrioleonada	Fulvous-vented Euphonia	Fr/Se	PC							NT
<i>Euphonia minuta</i>	Eufonia Ventriblanca	White-vented Euphonia	Fr/Se	RA							
<i>Euphonia xanthogaster</i> *	Eufonia Ventrinaranja	Orange-bellied Euphonia	Fr/Se	CO	PC	PC					

Anexo 1. Paisajes de Tobar Donoso



Figura 1. Tobar Donoso está asentado en la desembocadura del río Camumbí en el río San Juan. Fecha: 12.09.2009. PMV.



Figura 2. Bosque nativo de los alrededores de Tobar Donoso, desembocadura del río Camumbí en el San Juan. Fecha: 01.09.2009. PMV.



Figura 3. Interior del bosque nativo de los alrededores de Tobar Donoso. Fecha: 28.09.2009. PMV.



Figura 4. Río Mira antes de la unión con el río San Juan. Fecha: 28.09.2015. PMV.

Fotografías: PMV = Patricio Mena Valenzuela

Anexo 2. Algunas aves representativas de Tobar Donoso.



Laterallus exilis JMO



Eutoxeres aquila JMO



Androdon aequatorialis CGS



Trogon chionurus CGS



Baryphthengus martii CGS



Malacoptila panamensis JMO



Ramphastos ambiguus CGS



Slerurus mexicanus CGS



Xiphorhynchus erythrogygius
JMO



Dysithamnus puncticeps M JMO



Epinecrophylla fulviventris H
JMO



Myrmotherula axillaris M
JMO



Myrmeciza exsul JMO



Gymnopithys leucaspis JMO



Hylophylax naeviodes M
JMO



Phaenostictus mcleannani JMO



Formicarius nigricapillus JMO



Mionectes oleagineus JMO



Mionectes olivaceus JMO



Rhynchocyclus pacificus JMO



Platyrinchus coronatus JMO



Terenotriccus erythrurus JMO



Sapayoa aenigma JMO



Machaeropterus deliciosus H
JMO



Manacus manacus JMO



Hylophilus ochraceiceps JMO



Henicorhina leucosticta JMO



Microbates cinereiventris JMO



Tachyphonus delatrii M JMO



Tachyphonus delatrii H JMO



Crysothlypis salmoni JMO



Chlorothraupis olivacea CGS



Euphonia xanthogaster M JMO

H = Hembra; M = Macho. Fotografía: JMO = Javier Mena Olmedo, CGS = César Garzón Santomaro.

Registro de la Serpiente Coral de Steindachneri *Micrurus steindachneri* (Squamata: Elapidae) en el Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño

Verónica L. Urgilés^{1,3*}, Juan C. Sánchez^{1,3}, Pedro X. Astudillo²

¹Laboratorio de Herpetología, Museo de Zoología, Universidad del Azuay MZUA, Cuenca, Ecuador.

²Escuela de Biología, Ecología y Gestión, Universidad del Azuay, Cuenca, Ecuador.

³Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales MECN, Quito, Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: vurgiles@uazuay.edu.ec

Editado por/Edited by: Diego F. Cisneros-Heredia, Ph.D.(c)

Recibido/Received: 2016/06/20. Aceptado/Accepted: 2016/12/17.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.462>

Record of Steindachner Coral Snake *Micrurus steindachneri* (Squamata: Elapidae) in the Municipal Conservation Ecological Area Tinajillas-Río Gualaceño

Abstract

We registered the Steindachner Coral Snake *Micrurus steindachneri* in the Municipal Conservation Ecological Area Tinajillas-Río Gualaceño, province of Morona Santiago, Ecuador. The species has been previously recorded in just two national protected areas in Ecuador. This report is the first in a local protected area, and highlights the importance of municipal protection for conservation of species that are vulnerable to habitat destruction.

Keywords. Ecuador, Montane forest, Morona Santiago, Plan de Milagro, reptiles, snakes.

Resumen

Registramos a la Serpiente Coral de Steindachner *Micrurus steindachneri* en el Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño, provincia de Morona Santiago, Ecuador. La especie ha sido previamente registrada en solo dos áreas protegidas nacionales en Ecuador. Este reporte es el primero en una zona protegida local y resalta la importancia de los sistemas naturales de protección municipal para la conservación de especies sensibles a la destrucción de su hábitat.

Palabras Clave. Ecuador, Bosque montano, Morona Santiago, Plan de Milagro, reptiles, serpientes.

La Serpiente Coral de Steindachneri *Micrurus steindachneri* habita en la vertiente oriental de los Andes de Ecuador y Perú [1-3]. En Ecuador, esta especie se ha registrado en los bosques montanos y piemontanos orientales de las provincias de Sucumbíos, Napo, Pastaza, Tungurahua, Morona Santiago y Zamora Chinchipe [1, 4]. Sin embargo, la presencia de *M. steindachneri* en áreas protegidas ecuatorianas ha sido poco documentada. Se conocen registros de la especie solamente en dos áreas

protegidas: Parque Nacional Cayambe-Coca y Reserva Ecológica Antisana, ubicadas al nororiente de Ecuador [1, 4]. Estas dos áreas pertenecen al subsistema estatal del Sistema Nacional de Áreas Protegidas (SNAP) del Ecuador, y hasta donde conocemos no existen registros de *M. steindachneri* en otros subsistemas del SNAP (i.e., autónomo descentralizado, comunitario y privado).

El 13 de septiembre de 2015, un macho adulto de *Mi-*



Figura 1: Piel de *Micrurus steindachneri* (MZUA.RE 0371, macho) colectada en el Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño, provincia de Morona Santiago, Ecuador.



Figura 2: Detalle de la cabeza de *Micrurus steindachneri* (MZUA.RE 0371, macho). A) dorsal, B) ventral, C) perfil.

crurus steindachneri (MZUA.RE 0371, Museo de Zoología de la Universidad del Azuay, Fig. 1-2), fue colectado en la localidad Plan de Milagro, carretera Gualaceo-Limón km 50 (-3.01°, -78.48°, 1651 m, Fig. 3), cantón Limón Indanza, provincia de Morona Santiago, Ecuador, por Juan C. Sánchez, Verónica L. Urgiles y Bruno

A. Timbe. Esta localidad se encuentra dentro del Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño. El espécimen fue encontrado muerto en la carretera, con signos tempranos de descomposición, rupturas en los costados y con órganos abdominales expuestos. Se preservó la piel del espécimen por un procedimiento

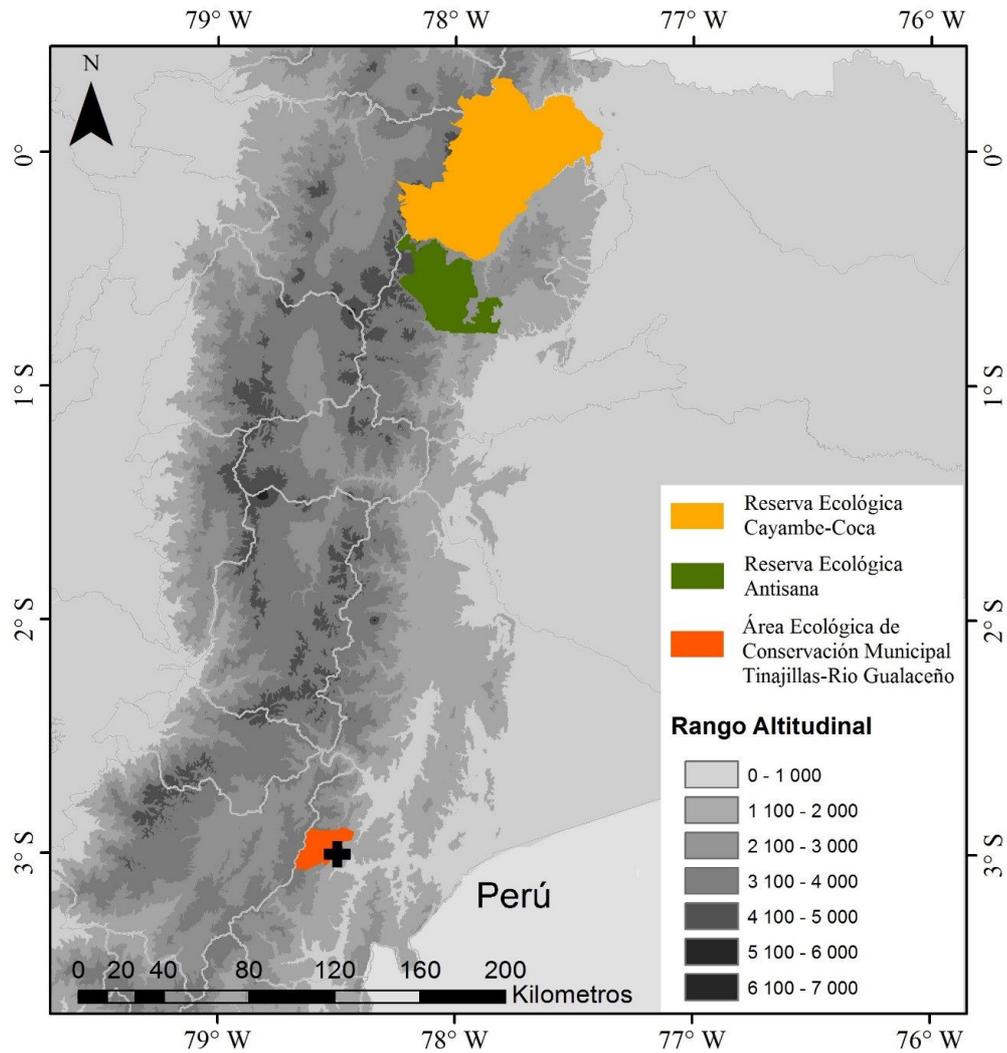


Figura 3: Mapa de las áreas protegidas de Ecuador en las cuales ha sido registrada *Micrurus steindachneri* basado en Valencia et al. [4]. Los polígonos amarillo y verde representan las áreas ecológicas pertenecientes al Sistema Nacional de Áreas Protegidas de Ecuador SNAP (subsistema estatal). El polígono naranja representa el Área de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño (subsistema autónomo descentralizado), cantón Limón-Indanza, provincia de Morona Santiago, Ecuador. La cruz negra señala la localidad donde se registró a *M. steindachneri*.

de curtiembre (Fig. 1) [5].

El espécimen se identificó como *Micrurus steindachneri* por las siguientes características: i) 208 escamas ventrales; ii) 45 escamas subcaudales; iii) escama caudal dividida; iv) 22 anillos negros en el cuerpo (Fig. 1); y v) 5 anillos en la región subcaudal. En la cabeza (Fig. 2), la coloración negra puede ser evidenciada en las escamas supraoculares, postocular, prefrontales, internasal, nasal y frontal. En las escamas supralabiales se puede evidenciar una coloración amarillo-rojiza. Ventralmente, la cabeza presenta una coloración café negruzca, excepto en las escamas sinfisiliales, mental y cuatro últimas escamas infralabiales, que son crema-amarillento. En el dorso (Fig. 1), además de anillos negros, se distin-

guen finos anillos amarillos. La ausencia de anillos rojos en el dorso indica que se trata de un espécimen con melanismo parcial. En el vientre, se diferencian muy claramente anillos rojos, negros y amarillos.

Este registro, es el primero de *Micrurus steindachneri* en un área protegida en el suroriente de Ecuador, así como el primero en un área municipal, parte del subsistema autónomo descentralizado del SNAP. El Área Ecológica de Conservación Municipal Tinajillas-Río Gualaceño se encuentra a aproximadamente a 250 km al sur de la Reserva Ecológica Antisana, el reporte más cercano de la especie en un área protegida [4]. El Área Ecológica Municipal Tinajillas-Río Gualaceño es administrada por el gobierno municipal de Limon-Indanza

y alberga una importante extensión de vegetación natural que incluye ecosistemas de bosques montanos y piemontanos [6]. Este registro sustenta que los sistemas municipales de conservación son herramientas útiles para la conservación de especies vulnerables a la destrucción de sus hábitats como las serpientes de coral.

Agradecimientos

Bruno Timbe y Cristian Maldonado apoyaron activamente en las expediciones de campo. Eduardo Toral ayudó en el proceso de identificación del espécimen. David Siddons realizó revisiones y edición del lenguaje. Sebastián Padrón proveyó apoyo logístico en las expediciones de campo. Jacinto Guillén brindó el apoyo institucional a los autores. El Ministerio de Ambiente del Ecuador emitió el permiso de investigación 03-2015-INVESTIGACIÓN-B-DPMS/MAE. Este estudio fue financiado por el fondo de investigación de la Universidad del Azuay, bajo el código de presupuesto Fondos UDA 2015 [24, 2015].

Referencias

- [1] Campbell, J.A., & Lamar, W.W. (2004). *The venomous reptiles of the western hemisphere*. Vol. 1. New York: Comstock Publishing, Cornell University.
- [2] Almendáriz, A., Simmons, J.E., Brito, J., & Vaca-Guerrero, J. (2014). Overview of the herpetofauna of the unexplored Cordillera del Cóndor of Ecuador. *Ambibian & Reptile Conservation*, 81, 45-64. URL: <http://www.biodiversitylibrary.org/part/202046>.
- [3] Peters, J., & Orejas-Miranda, B. (1970). Catalogue of the neotropical Squamata: Part I. Snakes. *United States National Museum Bulletin* 297, 1-347. URL: <http://www.biodiversitylibrary.org/part/39191>.
- [4] Valencia, J.H., Garzón-Tello, K., & Barragán-Paladines, M. (2016). *Serpientes venenosas del Ecuador: sistemática, taxonomía, historia natural, conservación, envenenamiento y aspectos antropológicos*. Quito: Fundación Herpetológica Gustavo Orcés; Universidad de Texas, Arlington; Fondo Ambiental Nacional.
- [5] Muñoz-Saba, Y., & Simmons, J. (Eds.). (2005). *Cuidado, manejo y conservación de las colecciones biológicas*. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.
- [6] MAE. (2013). *Sistema de clasificación de Ecosistemas del Ecuador continental*. Quito: Subsecretaría de Patrimonio Natural, Ministerio de Ambiente.

Eliminación de nitrógeno y contaminación orgánica de agua residual industrial pretratada en lagunas anaeróbicas mediante un biofiltro de arena

Rodny Peñafiel^{1*}, Carla Moreno¹, Valeria Ochoa-Herrera¹

Universidad San Francisco de Quito (USFQ), Colegio de Ciencias e Ingeniería, Diego de Robles y Vía Interoceánica, Campus Cumbayá, Casilla Postal 17-1200-841, Quito, Ecuador

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: rpenafiel@usfq.edu.ec

Editado por/Edited by: Eduardo Alba-Cabrera, Ph.D.

Recibido/Received: 2016/05/11. Aceptado/Accepted: 2016/12/08.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/13. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.299>

Removal of nitrogen and organic pollutants from industrial wastewater pre-treated in anaerobic ponds by means of a sand biofilter

Abstract

The present study reports the removal of chemical oxygen demand (COD) and nitrogen from palm oil mill effluent (POME) treated in an anaerobic wastewater treatment plant of a palm oil mill located in the province of Esmeraldas, Ecuador. The treated POME was purified in a laboratory system consisting of a sand biofilter where physical-mechanical (turbidity removal), biological aerobic (organic matter and nitrification removal) and anoxic (denitrification) processes took place. The purification system involved a sand biofilter that discharged into a vessel from where water was recirculated to the biofilter. The removal of organic matter and nitrification was achieved through aeration (8-12 h d⁻¹), while denitrification occurred during the anoxic period (12-16 h d⁻¹). The system was operated for 294 days and reached 41 to 85 % COD removal and 44 to 87 % ammonium removal. Furthermore, a 12 % reduction in the total inorganic nitrogen concentration was achieved after the anoxic period compared to the aerobic phase.

Keywords. industrial wastewater, crude palm oil, sand biofilter, nitrification, denitrification, COD removal, ammonium removal, aerobic, anoxic.

Resumen

La presente investigación trata sobre la eliminación de carga orgánica y nitrógeno del efluente tratado en lagunas anaeróbicas de una extractora de aceite crudo de palma africana, ubicada en la provincia de Esmeraldas, Ecuador. El efluente se purificó en un sistema de laboratorio que consiste en un biofiltro de arena, donde ocurren procesos mecánicos (remoción de la turbidez), biológicos aerobios (eliminación de materia orgánica y nitrificación) y anóxicos (desnitrificación). El sistema consiste en un biofiltro de flujo continuo que descarga a un recipiente de donde se recircula el agua al biofiltro. La remoción de materia orgánica y nitrificación se realizó en intervalos de aireación (8-12 h d⁻¹), mientras que la desnitrificación ocurrió en el intervalo de no aireación (12-16 h d⁻¹). El sistema operó durante 294 días y se logró una remoción de 41 a 85 % de la DQO y 44 a 87 % de amonio. Así mismo se obtuvo un 12 % de reducción en la concentración de nitrógeno inorgánico total después del intervalo de aireación en comparación con el de no aireación.

Palabras Clave. agua residual industrial, aceite crudo de palma, biofiltro de arena, nitrificación, desnitrificación, remoción de DQO, remoción de amonio, aerobio, anóxico.

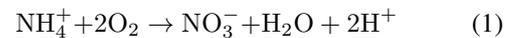
Introducción

La extracción de aceite crudo de palma puede generar impactos ambientales en el agua, suelo y aire, así como pérdida de biodiversidad [1]. Algunos de los aspectos ambientales más importantes son el uso adecuado del agua y el tratamiento del agua residual previo a su descarga [2]. En esta industria se pueden identificar los siguientes procesos con un alto uso de agua: 1) digestión de la fruta de palma mediante vapor de agua con la generación de agua residual de digestión, 2) prensado de la fruta digerida que produce licor de prensa, 3) tamizado del licor de prensa, donde se separan las partículas suspendidas y el líquido filtrado pasa a un clarificador, 4) en el clarificador se separan el aceite y agua por diferencia de densidades, y el aceite clarificado se lleva a un proceso de secado, y 5) la fase acuosa pasa a una centrífuga para recuperar el aceite restante. En este último proceso se genera principalmente el agua residual que pasa a la planta de tratamiento de aguas residuales, efluente conocido como POME (palm oil mill effluent) [1]. Este efluente presenta: elevado contenido de materia orgánica con una demanda química de oxígeno (DQO) de alrededor de 50000 mg L⁻¹, temperaturas entre 80-90°C, pH ácido de alrededor de 4.7, sólidos totales (ST) con valores de hasta 40500 mg L⁻¹, grasas y aceites alrededor de 4000 mg L⁻¹, y Nitrógeno Total Kjeldahl (TKN) de 750 mg L⁻¹ [2]. Las características de este efluente residual pueden generar una serie de problemas al ser descargada a un cuerpo de agua dulce. Una elevada concentración de materia orgánica y temperatura pueden limitar la disponibilidad de oxígeno para los organismos vivos [3]. Así mismo el alto contenido de sólidos pueden generar sedimentos y la presencia aceites y grasas dificultan la transferencia de oxígeno en los cuerpos de agua. La acidificación de los ecosistemas acuáticos reduce la capacidad fotosintética de las algas, favorece la bioacumulación de aluminio y elementos trazas en macrófitos acuáticos, crustáceos, peces y anfibios [4]. El alto contenido de nutrientes del agua residual: nitrógeno en forma orgánica, de amonio (N - NH₄⁺), nitrato (N - NO₃⁻) o nitrito (N - NO₂⁻) y fósforo (orgánico o inorgánico) pueden generar eutrofización en lagos y ríos [4].

El sistema de tratamiento de aguas residuales de la industria extractora de aceite crudo de palma está compuesto por 9 lagunas (Lagunas 1 a 5 son anaerobias y Lagunas 6 a 9 son facultativas) y fue descrito y analizado en estudios anteriores [19, 20]. La Laguna 4 muestra condiciones anaeróbicas que promueven el crecimiento de bacterias metanogénicas las cuales generan 115 m³ d⁻¹ de biogás. La Laguna 5 presenta una generación de biogás mucho menor de 16.7 m³ d⁻¹ y las siguientes lagunas lo generan mínimamente [19]. Ya que en las Lagunas 4 y 5 finaliza el tratamiento anaeróbico del agua, se escogieron estas aguas residuales para ser depuradas mediante el biofiltro del presente estudio. En el trabajo realizado por Narváez [20], el mismo biofiltro fue ali-

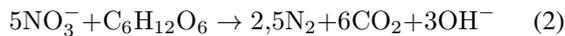
mentado con el efluente de la Laguna 9 (DQO = 509 mg L⁻¹; N - NH₄⁺ = 52 mg L⁻¹). Esta alimentación tiene aireación constante, por lo que el sistema permanece oxigenado (OD sobre 2 mg L⁻¹). El biofiltro presenta elevada remoción de carga orgánica (remoción de DQO de 61 %) y de amonio (remoción de amonio cercana al 100 %). Sin embargo, en el efluente se genera una elevada concentración de nitrato (NO₃⁻ = 267 mg L⁻¹) debido al proceso de nitrificación.

El proceso de nitrificación es realizado por bacterias quimiolitotróficas que emplean carbono inorgánico como fuente de carbono para la síntesis celular y el nitrógeno amoniacal para obtener energía [4]. La nitrificación consta de dos etapas, en la primera el nitrógeno en forma de amonio es oxidado a nitrito (bacterias de género *Nitrosomas*), seguida de una segunda etapa en la que éstos son oxidados a nitratos (bacterias de género *Nitrobacter*), (Ecuación 1) [3].



La velocidad específica de nitrificación depende de la temperatura (óptimo entre 25 y 30°C) y del pH (óptimo alrededor de 8.5) [6]. Al ser una reacción aerobia, la concentración de oxígeno disuelto (OD) debe estar entre 3 y 5 mg L⁻¹ para promover el crecimiento de bacterias nitrificantes, en vista de que se consume alrededor de 4.33 mg de O₂ por cada mg de NH₄⁺ oxidado [7]. La relación C/N debe ser baja: estudios demuestran inhibición de actividad nitrificante con relaciones de C/N sobre 2 o expresado como DQO/N sobre 5.4 [8]. La nitrificación genera una pequeña cantidad de biomasa y consume 7.07 g de alcalinidad (CaCO₃) por cada mg de NH₄⁺ oxidado, pudiendo disminuir el valor del pH por la producción de iones hidrógeno [7]. El aumento de la carga orgánica promueve el rápido crecimiento de bacterias heterótrofas que compiten con las bacterias nitrificantes, limitando la disponibilidad de OD y el espacio en el biofiltro [8,9].

La desnitrificación es un proceso por el cual los nitratos son reducidos a compuestos gaseosos de nitrógeno. Los organismos responsables son bacterias heterótrofas aerobias facultativas que se desarrollan en condiciones anóxicas [3]. Un sistema de tratamiento anóxico se produce en ausencia de oxígeno disuelto, donde se utilizan compuestos oxidados como nitrato y nitrito para las reacciones metabólicas [5]. Las bacterias utilizan el NO₃⁻ como aceptor final de electrones y el carbono orgánico del agua residual como donador de electrones [10]. En presencia de oxígeno, los microorganismos tienen preferencia a éste por encima del nitrato y nitrito; en concentraciones de oxígeno mayores a 2 mg L⁻¹ la desnitrificación se inhibe [10]. Estudios han demostrado desnitrificación óptima en concentraciones de OD entre 0.2 a 0.5 mg L⁻¹ [11]. Para este proceso, los microorganismos necesitan una fuente de carbono orgánico que puede ser materia orgánica contenida en el agua residual o una fuente de carbono externa, (Ecuación 2) [3].



Los factores que intervienen en el proceso son: la concentración de oxígeno disuelto, la fuente de carbono orgánica, concentración de nitratos, temperatura, potencial de óxido-reducción, y pH [3]. El pH puede estar en un rango de 4 a 9.5 el cual influye en la formación de los productos. En condiciones de pH ácidas (menor a 6) se produce óxido nítrico, el cual es tóxico para las bacterias. Por encima de 7 se produce óxido nitroso que es reducido inmediatamente a nitrógeno gaseoso [10]. Durante la desnitrificación se produce un aumento en el pH ya que la alcalinidad incrementa y la concentración de ácido carbónico disminuye. Cada mg de N - NO_3^- reducido genera 3.57 mg de alcalinidad, expresada como carbonato de calcio (CaCO_3) compensando el descenso del pH ocurrido durante la nitrificación [4].

Un factor que interviene en la reducción del nitrato es la relación C/N, expresada como DQO/N - NO_3^- [12]. Cuando esta relación se encuentra en un rango de 6 a 9 se observa desnitrificación, principalmente a través de la RDNA (Reducción Desasimilativa de Nitrato - Amonio) [13]. Sin embargo, estudios realizados por Ghaniyar-Benis et al. han encontrado desnitrificación con relaciones de DQO/N - NO_3^- de 3.3 en un reactor de biopelícula anóxica de múltiples etapas, con una alimentación de 3000 mg L^{-1} de N - NO_3^- y 10000 mg L^{-1} de DQO [14]. Cuando existe limitación de carbono las bacterias heterótrofas producen enzimas que utilizan el NO_2^- como aceptor final de electrones en lugar del NO_3^- , impidiendo el consumo de nitrato [12].

Los procesos de nitrificación y desnitrificación pueden operarse mediante cultivos mixtos de bacterias autótrofas y heterótrofas en suspensión, bajo condiciones de operación aerobia y anóxicas [4]. Wuhrmann planteó un sistema de postdesnitrificación en el cual el agua residual se trata en una etapa aerobia y después en una etapa anóxica; la materia orgánica del agua residual se consume en la etapa aerobia por lo cual es necesaria la adición de una fuente de carbono orgánica externa [15]. Posteriormente en 1962, Ludzack y Ettinger plantearon un tratamiento de predesnitrificación denominado Proceso de Ludzack-Ettinger Modificado, en el cual el agua residual se trata primero en una zona anóxica y posteriormente en una zona aerobia, de tal manera que los nitratos llegan por recirculación y se aprovecha la materia orgánica contenida en el agua residual [15].

Se han desarrollado tratamientos biológicos conocidos como biofiltros, los cuales consisten en lechos empacados con un medio poroso a través del cual pasa el agua a ser depurada [16]. El medio sirve como soporte para el crecimiento de los microorganismos, mediante lo cual se pueden realizar simultáneamente la eliminación de materia orgánica, nitrificación, y desnitrificación. Para este tratamiento es necesaria la recirculación del efluente o filtros en serie [17]. En este sistema, el lecho tiene

también un efecto filtrante y atrapa los sólidos suspendidos del agua, disminuyendo su turbidez [16].

Los procesos de nitrificación y desnitrificación pueden ocurrir simultáneamente en un único reactor [12] cuando el amonio es oxidado por microorganismos heterótrofos nitrificantes y la reducción de nitrato por microorganismos desnitrificantes [4]. El factor principal que influye en este proceso simultáneo es la concentración de materia orgánica: concentraciones altas provocan la inhibición de bacterias autótrofas nitrificantes, mientras que concentraciones bajas conducen al déficit de donador de electrones para las desnitrificantes [18]. Cuando la relación DQO/N - NO_3^- se encuentra en un rango de 3 a 5 ocurre una desnitrificación incompleta, observando una escasez de carbono [13]. Sin embargo, con relaciones de DQO/N - NO_3^- mayores a 5.4 se observa inhibición en la nitrificación [8]. Para que ocurra una nitrificación heterótrofa y desnitrificación simultánea la relación DQO/N - NO_3^- debe estar en un rango de 5 a 6 [13,8]. El OD es un parámetro clave: éste se difunde en las capas de flóculos microbianos para el crecimiento de la biopelícula y es consumido por bacterias nitrificantes. Poco a poco, la concentración de oxígeno disminuye y la zona interna de los flóculos pasa a condiciones anóxicas [11]. A bajas concentraciones de OD se suprime la nitrificación, mientras que a altas concentraciones se inhibe la desnitrificación [4]. Sin embargo, en un estudio realizado por Münch se determinó que a concentraciones alrededor de 0.5 mg L^{-1} de OD las velocidades de nitrificación heterótrofa y desnitrificación son iguales [12].

El objetivo del presente estudio es evaluar el funcionamiento de los procesos de eliminación de materia orgánica y nitrificación que ocurren en el biofiltro de arena para purificar un efluente de mayor carga orgánica (agua residual de las Lagunas 4 y 5) que el que fue estudiado por Narváez [20]. Por otro lado, el régimen de aireación permanente de la alimentación es modificado por un régimen de períodos alternados de aireación y no aireación con el propósito de promover la desnitrificación en el biofiltro y remover el nitrato generado en el proceso de nitrificación.

Métodos

Toma de muestras de agua residual

Se tomaron muestras simples de agua residual proveniente de la descarga de las Lagunas 4 y 5 del sistema de tratamiento de la industria extractora de aceite de palma durante un periodo de operación normal de la empresa. Las muestras se conservaron bajo refrigeración para su transporte y posterior uso y análisis en laboratorio.

Métodos analíticos

La caracterización del efluente de las Lagunas 4 (L4) y 5 (L5) se realizó de acuerdo a los protocolos del Laboratorio de Ingeniería Ambiental de la USFQ (LIA-USFQ), los mismos que se basan en las técnicas del *Standard Methods* de la AWWA. Los parámetros que se determinaron fueron: Sólidos Totales (ST), Sólidos Volátiles (SV), Sólidos Suspendidos Totales (SST), Sólidos Suspendidos Volátiles (SSV), Demanda Química de Oxígeno (DQO) total y soluble, nitrato, amonio, oxígeno disuelto, pH, conductividad y turbidez.

Biofiltro de arena

El estudio de purificación de los efluentes de las Lagunas 4 y 5 se realizó en un biofiltro de arena a escala laboratorio, instalado y puesto en operación para el tratamiento del POME depurado en un estudio anterior [20]. El biofiltro consiste en un recipiente de vidrio de las siguientes dimensiones: 100 cm de largo, 15 cm de alto, y 30 cm de ancho. El biofiltro se encuentra subdividido a lo ancho en tres secciones: dos de 11 cm y una de 8 cm (Figura 1). El filtro contiene 26 L de arena con un espesor del lecho de 10 cm. La arena presenta una porosidad de 40 % lo que corresponde a un volumen de agua en el filtro de 10 L. Adjunto al biofiltro se dispone un tanque de alimentación (3 L de volumen) para la recirculación del líquido al biofiltro. El agua se coloca en este recipiente y por medio de una bomba sumergible fluye al biofiltro con un caudal de 2.67 L h^{-1} . El líquido atraviesa la arena a una velocidad de filtración de 24 cm h^{-1} por la primera y segunda sección y a 33 cm h^{-1} por la tercera sección (Figura 2). El agua tarda 3.8 horas en pasar el biofiltro y se descarga al tanque de alimentación donde permanece 1.1 horas antes de retornar al biofiltro. Mediante una bomba de aire se suministra oxígeno al tanque de alimentación.

El biofiltro operó durante 294 días divididos en tres etapas que se describen a continuación y se resumen en la Tabla 1:

Primera Etapa

La primera etapa correspondió al intervalo desde el día 1 al 84. Durante los primeros 33 días de funcionamiento, el reactor se alimentó con una muestra de agua residual del efluente de la Laguna 4 (L4) cuya caracterización se presenta en la Tabla 3. Posteriormente se removió los sólidos sedimentables de esta muestra, disminuyendo la carga orgánica y obteniendo una nueva caracterización (Tabla 3) con la cual se trabajó desde el día 34 al 84.

En esta etapa se alimentó al biofiltro un volumen de 650 mL d^{-1} de agua residual (50 %) y medio basal mineral con glucosa, MBMg, (50 %). El tiempo de residencia hidráulico de esta etapa fue de 20 días en total, dividido en 13.3 días en el biofiltro y 6.7 días en el recipiente de

recirculación. Los 3 litros de agua que se encontraban en el tanque de alimentación estuvieron en constante aireación por medio de aireadores para mantener el OD entre 2 y 4 mg L^{-1} . Antes de la alimentación, se retiró el mismo volumen de agua del efluente del filtro para mantener constante el volumen en el sistema.

Segunda Etapa

Esta etapa duró desde el día 85 al 182. Durante esta etapa se alimentó al sistema la muestra del efluente de la Laguna 5 con remoción de sólidos sedimentables (L5s), cuya caracterización se presenta en la Tabla 3. El volumen, la forma de alimentación y el tiempo de residencia se mantuvieron iguales que en la primera etapa. En esta etapa se inició el proceso de desnitrificación a partir del día 85, para lo cual fue necesario un ambiente anóxico, por lo que se aplicaron intervalos de 12 h de aireación (8H00 - 20H00) y 12 h de no aireación (20H00 - 8H00). Posteriormente, a partir del día 120 hasta el día 182 se amplió el tiempo de no aireación a 16 h (20H00 - 12H00) y el período de aireación fue de 8 h (12H00 - 20H00).

Tercera Etapa

La tercera y última etapa duró desde el día 183 al 294. El biofiltro se alimentó únicamente con la muestra L5s desde el día 183 hasta el día 224. El volumen de alimentación se redujo a 325 mL d^{-1} , generando un tiempo de residencia de 40 días (26.6 días en el filtro y 13.4 días en el tanque de alimentación). El tiempo de aireación fue de 8 h (8H00 a 16H00). A partir del día 224 se alimentó solo MBMg con concentraciones de DQO y amonio similares a la de L5s (Tabla 2).

Resultados y Discusión

Caracterización del agua residual

La composición de las muestras de agua residual de las L4, L4s y L5s se resume en la Tabla 3.

El pH se encuentra entre 7-8 valores los que se encuentran dentro del rango permisible para descarga a cuerpos de agua dulce de acuerdo a la normativa ambiental ecuatoriana [21] y son adecuados para el crecimiento de microorganismos nitrificantes y desnitrificantes. La concentración de OD en las dos lagunas es baja, lo cual se debe a la alta concentración de materia orgánica responsable del consumo del mismo [4]. La conductividad es una medida indirecta de los sólidos totales disueltos, la cual se encuentra en un rango entre 4 a 5 mS cm^{-1} . La turbidez es ocasionada por la dispersión coloidal o la presencia de partículas en suspensión. La elevada cantidad de sólidos en el agua hace que la turbidez se encuentre fuera del rango de detección para la L4; por lo tanto, para evitar la saturación del filtro se removieron los sólidos sedimentables de las L4 y L5 reduciendo su

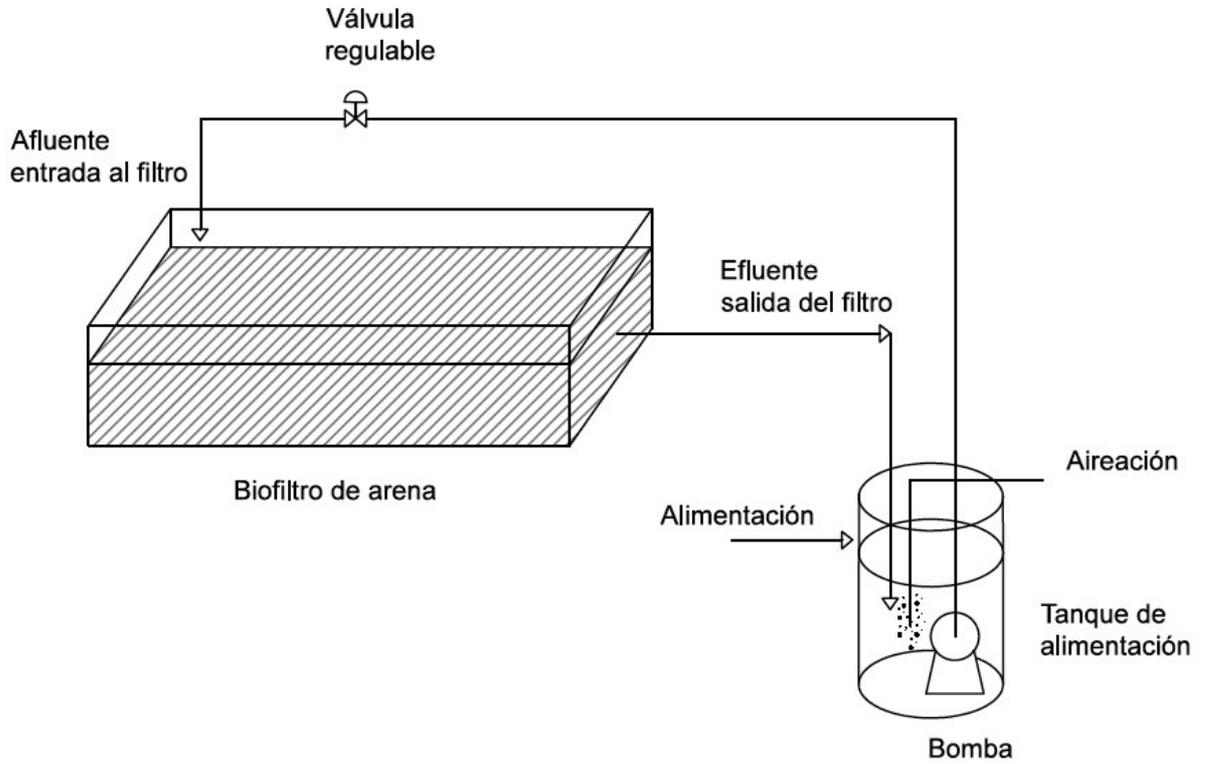


Figura 1: Esquema del biofiltro para purificación de efluentes de las Lagunas 4 y 5.

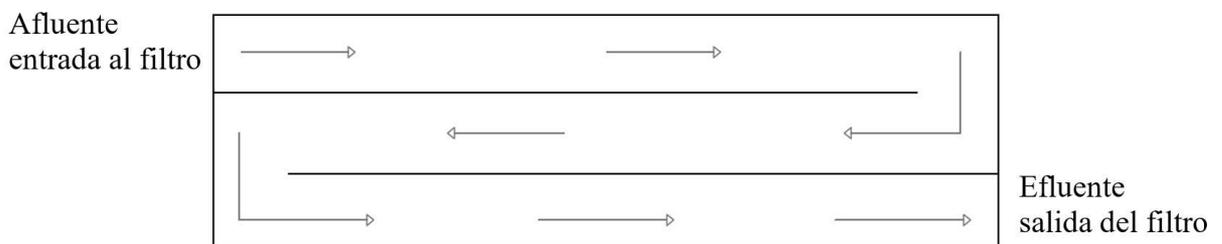


Figura 2: Vista superior del biofiltro de arena para tratamiento de efluentes de las Lagunas 4 y 5.

Tabla 1: Etapas de operación del biofiltro.

Etapa	Duración día	Alimentación		Aireación horas d ⁻¹
		mL d ⁻¹	% MBMg - % Laguna*	
Primera	1 a 33	650	50 / 50 - L4	24
	34 a 84	650	50 / 50 - L4s	24
Segunda	85 a 120	650	50 / 50 - L5s	12
	120 a 182	650	50 / 50 - L5s	8
Tercera	183 a 224	325	100 - L5s	8
	225 a 294	325	100 - MBMg	8

*Medio basal mineral con glucosa (MBMg); Laguna 4 (L4); Laguna 4 con remoción de sólidos (L4s); Laguna 5 con remoción de sólidos (L5s).

Tabla 2: Composición del medio basal mineral con glucosa (MBMg).

Etapa	1 ^{ra} y 2 ^{da}		3 ^{ra}
	g L ⁻¹		
Compuesto			
NH ₄ Cl	0.280	0.790	
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0.626	0.626	
CaCl ₂	0.010	0.010	
Extracto de levadura	0.010	0.010	
NaHPO ₄	0.148	0.148	
Glucosa	0.178	0.870	
NaNO ₃	0.012	0.012	
NaHCO ₃	3.000	3.000	
Solución de elemento traza ¹	1 mL L ⁻¹	1 mL L ⁻¹	

¹ H₃BO₃, FeCl₂·4H₂O, ZnCl₂, MnCl₂, (NH₄)₆Mo₇O₂₄·4H₂O, AlCl₃·6H₂O, CoCl₂·6H₂O, NiCl₂·6H₂O, CuSO₄·5H₂O, NaSeO₃·5H₂O, EDTA, Resazurin, HCl36 %

turbidez a 884 y 173 NTU, respectivamente. La DQO total en las muestras de agua L4, L4s, y L5s es considerablemente superior al límite máximo permisible de la norma ambiental de 200 mg L⁻¹. Consecuentemente con la remoción de sólidos sedimentables la DQO bajó de 3705 para L4 a 2171 mg L⁻¹ para la muestra L4s y a 937 mg L⁻¹ para la L5s.

Los sólidos totales en las muestras L4, L4s y L5s presentan concentraciones elevadas aun cuando se remueven los sólidos sedimentables, los valores sobrepasan el límite máximo permisible de 1600 mg L⁻¹. Los sólidos volátiles presentan concentraciones de 7490 mg L⁻¹ en la L4, 1130 mg L⁻¹ en la L4s y 780 mg L⁻¹ en la L5s. Los SST representan el material particulado presente en la muestra, una vez eliminados los sólidos sedimentables de la L4 y L5 la concentración de SST es de 290 y 140 mg L⁻¹ respectivamente. Los SSV representan una medida indirecta de la biomasa, siendo estos 270 y 80 mg L⁻¹ para L4s y L5s, respectivamente. La relación SSV/SST establece el comportamiento de las bacterias activas útiles para la degradación efectiva de materia orgánica ya que estos valores se asocian a la biomasa formada. Para un tratamiento biológico esta relación debe ser alrededor de 0.7 [22]. En el caso de la L4s este valor

es de 0.93, y 0.57 en la L5s, lo cual refleja que es factible un tratamiento biológico para remover la materia orgánica.

La L4s presenta una concentración de amonio de 188 mg L⁻¹ y en la L5s aumenta a 266 mg L⁻¹ debido a un proceso de amonificación que consiste en la asimilación de proteínas y aminoácidos para formar amonio [5]. Por: Como resultado del proceso de amonificación que consiste en la asimilación de proteínas y aminoácidos para formar amonio [5], el efluente de las lagunas L4, L4s, L5s presentan una concentración de nitrógeno amoniacal elevado de 317, 146 y 207 mg L⁻¹ respectivamente. Estos valores son muy superiores a lo requerido por la norma ambiental de 30 mg L⁻¹.

Eliminación de contaminación orgánica

La Figura 3 muestra los resultados de la reducción de la materia orgánica en términos de la DQO total durante las diferentes etapas de funcionamiento del biofiltro. Durante los primeros 33 días de la primera etapa, se alimentaron 650 mL d⁻¹ (tiempo de residencia de 20 días) correspondiente a la mezcla de 50 % de MBMg y 50 % de L4, con una concentración de DQO de 1947 mg L⁻¹. Después del tratamiento en el biofiltro la concentración en el efluente bajó a alrededor de 400 mg L⁻¹. Durante esta etapa, la turbidez bajó de 1220 hasta 3.74 NTU. Para evitar una posterior saturación debida a la elevada carga de sólidos suspendidos, a partir del día 34 hasta el día 84 se alimentó L4s con una concentración de DQO de 1180 mg L⁻¹. Después de 22 días la DQO en el efluente disminuyó a 350 mg L⁻¹, logrando una remoción de 70 %.

En la segunda etapa, que fue desde el día 85 hasta el día 182, se alimentó 50 % de MBMg y 50 % L5s cuya DQO fue de 558 mg L⁻¹. Durante esta etapa se operó en intervalos alternados de aireación y no aireación. Se observó una disminución de la DQO en el tiempo hasta llegó a estabilizarse en un rango de 224 a 237 mg L⁻¹ para el intervalo de aireación y entre 202 a 217 mg L⁻¹ en el intervalo de no aireación. Se alcanzó una eficiencia del 64 %.

Desde el día 183 al 224 de la tercera etapa, se alimentaron 325 mL d⁻¹ (tiempo de residencia de 40 días)

Tabla 3: Caracterización de parámetros físico-químicos de muestras obtenidas de lagunas anaeróbicas y límites máximos permisibles por el Texto Unificado de Legislación Ambiental Secundaria del Ministerio de Ambiente del Ecuador.

Parámetro	Unidad	Laguna 4 sin remoción de sólidos sedimentables L4	Laguna 4 sin remoción de sólidos sedimentables L4s	Laguna 5 sin remoción de sólidos sedimentables L5s	Límites de descarga a un cuerpo de agua dulce*
pH		7.71	7.60	8.0	6-9
Oxígeno disuelto, OD	mg L ⁻¹	0.57	0.30	1.61	-
Conductividad	mS cm ⁻¹	5.88	4.28	4.60	-
Turbidez	NTU	-	884	173	-
DQO total	mg L ⁻¹	3705	2171	937	200
DQO soluble	mg L ⁻¹	-	1312	703	-
ST	mg L ⁻¹	13320	4930	2890	1600
SV	mg L ⁻¹	7490	1130	780	-
SST	mg L ⁻¹	2290	290	140	130
SSV	mg L ⁻¹	1990	270	80	-
Nitratos	mg L ⁻¹	39	56	6	-
Nitrógeno amoniacal	mg L ⁻¹	317	146	207	30
TKN	mg L ⁻¹	-	-	-	15

*Texto Unificado de Legislación Ambiental Secundaria del Ministerio de Ambiente.
Registro oficial 386 del 4 de noviembre de 2015, Tabla 9

de únicamente L5s con una concentración de DQO de 937 mg L⁻¹. La eficiencia de remoción se estabilizó en 41 % con concentraciones promedio de 551 mg L⁻¹ a la salida del biofiltro. La disminución en la eficiencia de remoción se puede atribuir a la menor biodegradabilidad que presenta L5s en comparación con la mezcla 50 % MBMg y 50 % L5s. Sustancias como grasas y aceites, y sus productos de degradación son menos biodegradables que la glucosa [23]. El agua residual de la extracción de palma presenta elevadas concentraciones de grasas y aceites [2] por lo que la degradación biológica de la materia orgánica de L5s resulta menos eficiente que la del MBMg. Entre los días 218 y 318 se alimentó solo MBMg con una concentración de DQO de 922 mg L⁻¹, llegando hasta un porcentaje de remoción del 85 % (Figura 3), el cual es mayor al de los de las etapas anteriores. Esto se debe a que la fuente de carbono es glucosa, la cual se degrada fácilmente [24], y a que durante el período anóxico ocurre desnitrificación, donde parte de la materia orgánica es degradada [12].

Nitrificación

Durante la primera etapa se alimentó concentraciones de 177.5 y 188.5 mg L⁻¹ de NH₄⁺ (Figura 4). Durante este periodo se mantuvo una aireación constante para promover la nitrificación. Se observó un incremento de la concentración de NO₃⁻ hasta un valor de 944 mg L⁻¹ (Figura 5) y una remoción de NH₄⁺ del 44 %. En este periodo la cantidad de materia orgánica particulada retenida por el filtro fue elevada, y su amonificación podría explicar la tendencia al incremento de la concentración de amonio a la salida del filtro hasta el día 91 (Figura 4) [7,8].

En la segunda etapa el tiempo de aireación pasó de 24 a 12 h d⁻¹ entre los días 85 a 119, y a 8 h d⁻¹ entre los días 120 a 182. Durante los primeros días de esta etapa se observó una menor remoción de amonio. Sin embargo, a partir del día 91 hubo una tendencia a disminuir la concentración de amonio llegando a porcentajes de remoción del 74 %. El cambio en el régimen de aireación afectó solo hasta que los microorganismos se adaptaron y no se observó inhibición de la nitrificación (Figura 4). La alimentación durante esta etapa tuvo una concentración de DQO de 558 mg L⁻¹, dando una relación DQO/N - NH₄⁺ de 4.1, la cual es viable para la nitrificación ya que según estudios se ha demostrado inhibición de la nitrificación en relaciones de DQO/N - NH₄⁺ superiores a 5 [8].

En la tercera etapa se aumentó la concentración de amonio en la alimentación a 266 mg L⁻¹. En un inicio únicamente con agua de L5s (entre los días 182 y 217), logrando una remoción del 66 % de amonio. Posteriormente se alimentó solo con MBMg que contenía la misma concentración de amonio y una DQO de 922 mg L⁻¹ (entre los días 218 y 318), presentando una relación DQO/N - NH₄⁺ de 4.5. Así mismo se logró una elevada remoción de amonio del 87 % (Figura 4) a pesar de que el tiempo de aireación en este periodo fue de solo 8h.

Desnitrificación

En la Figura 5 se observa que en la segunda etapa, a partir del día 120, existe una pronunciada disminución en la concentración de nitrato a la salida del biofiltro; esto po-

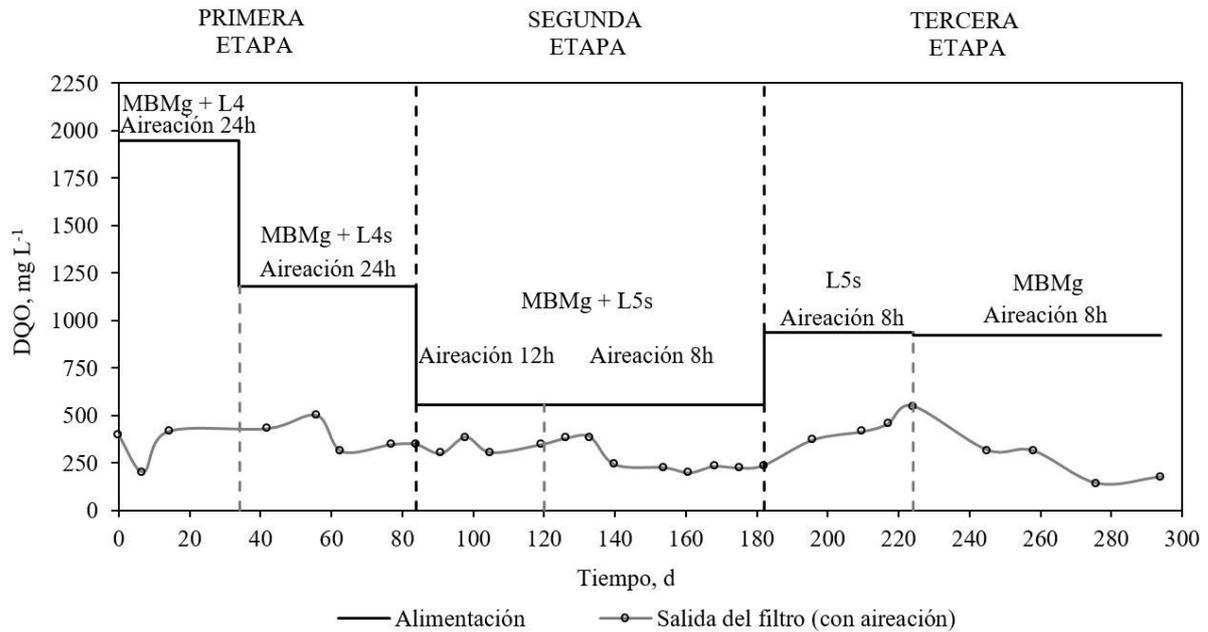


Figura 3: Concentración de la DQO total con el tiempo para las diferentes etapas de funcionamiento. Leyenda: (-) alimentación; (o) salida del filtro (con aireación).

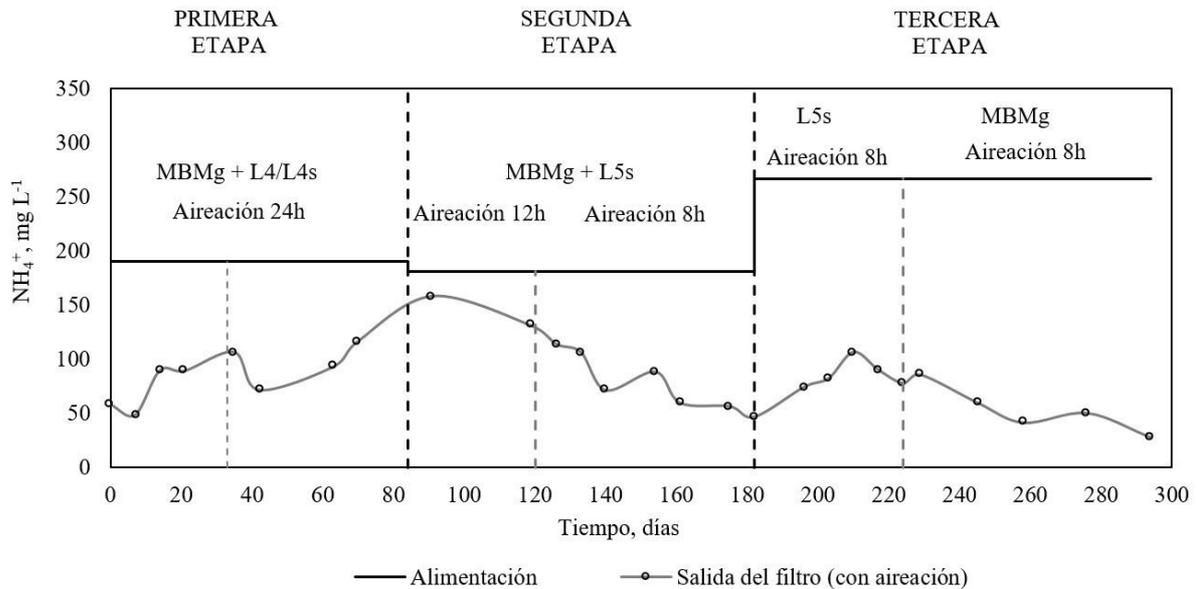


Figura 4: Concentración de amonio en función del tiempo durante la etapa de aireación. Leyenda: (-) alimentación con MBMg y L4/L4s/L5s, (o) salida del filtro (con aireación).

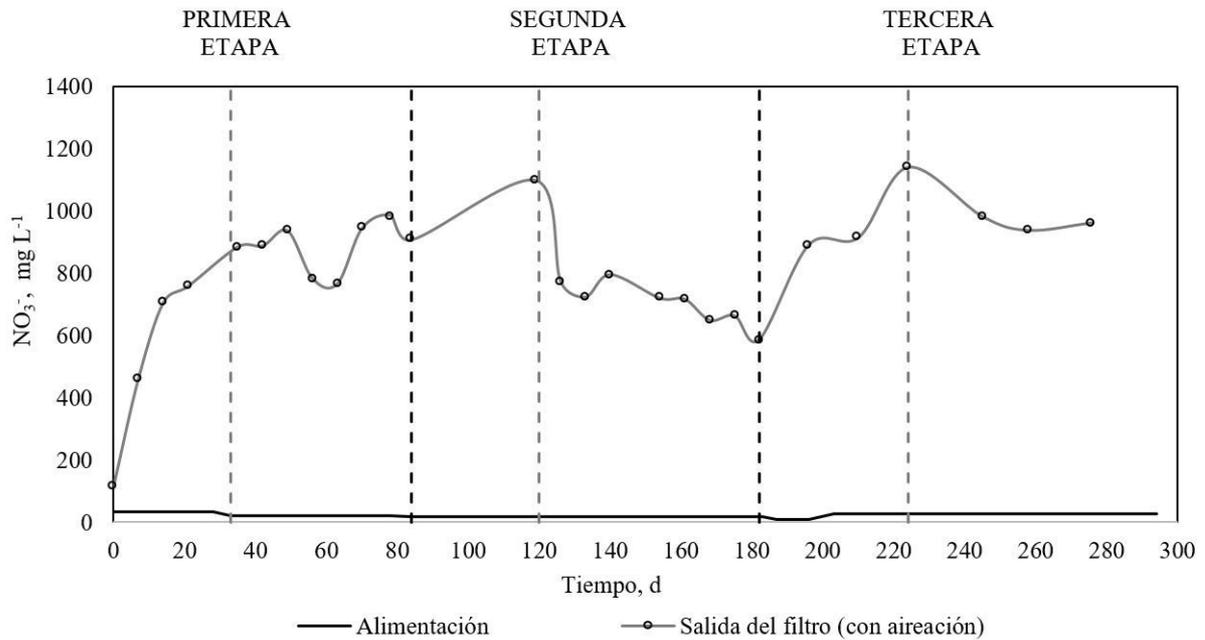


Figura 5: Concentración de nitrato en función del tiempo. Leyenda: (-) alimentación; (o) salida del filtro (con aireación).

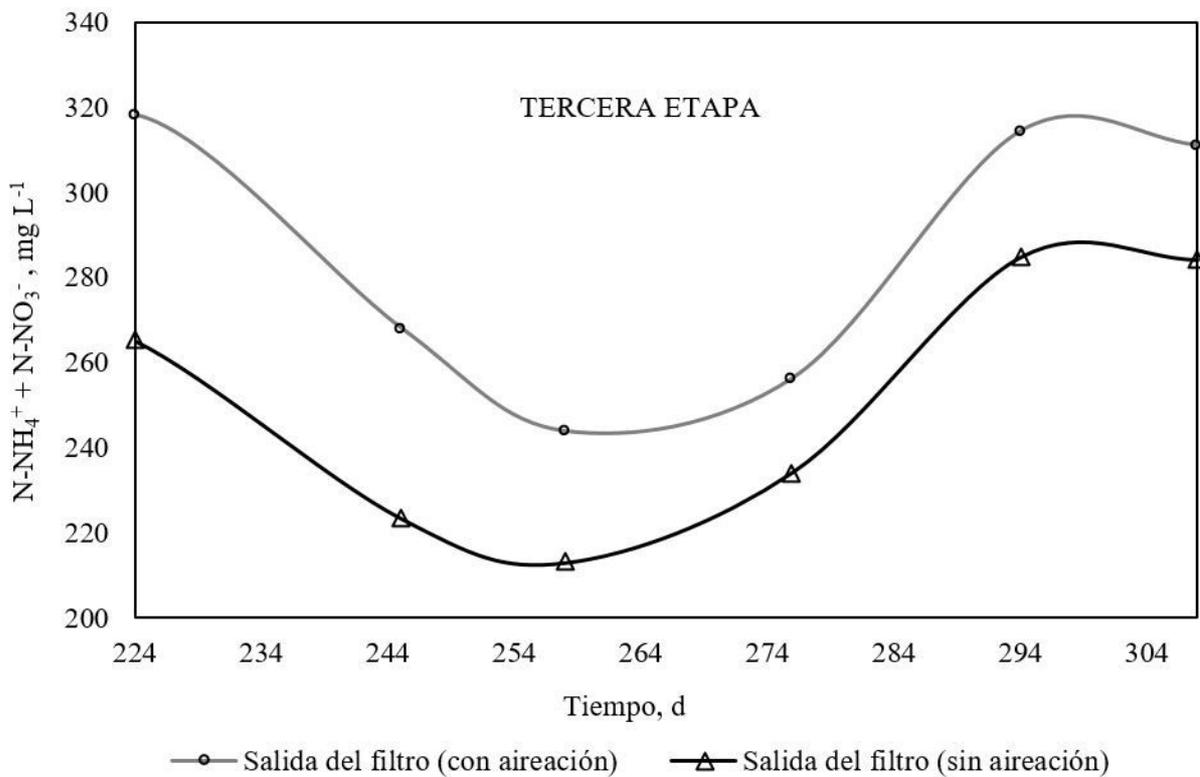


Figura 6: Concentración de nitrógeno inorgánico total ($N - NH_4^+ + N - NO_3^-$) en función del tiempo durante la etapa de aireación y sin aireación. Leyenda: (o) Salida del filtro (intervalo con aireación), (Δ) Salida del filtro (intervalo sin aireación).

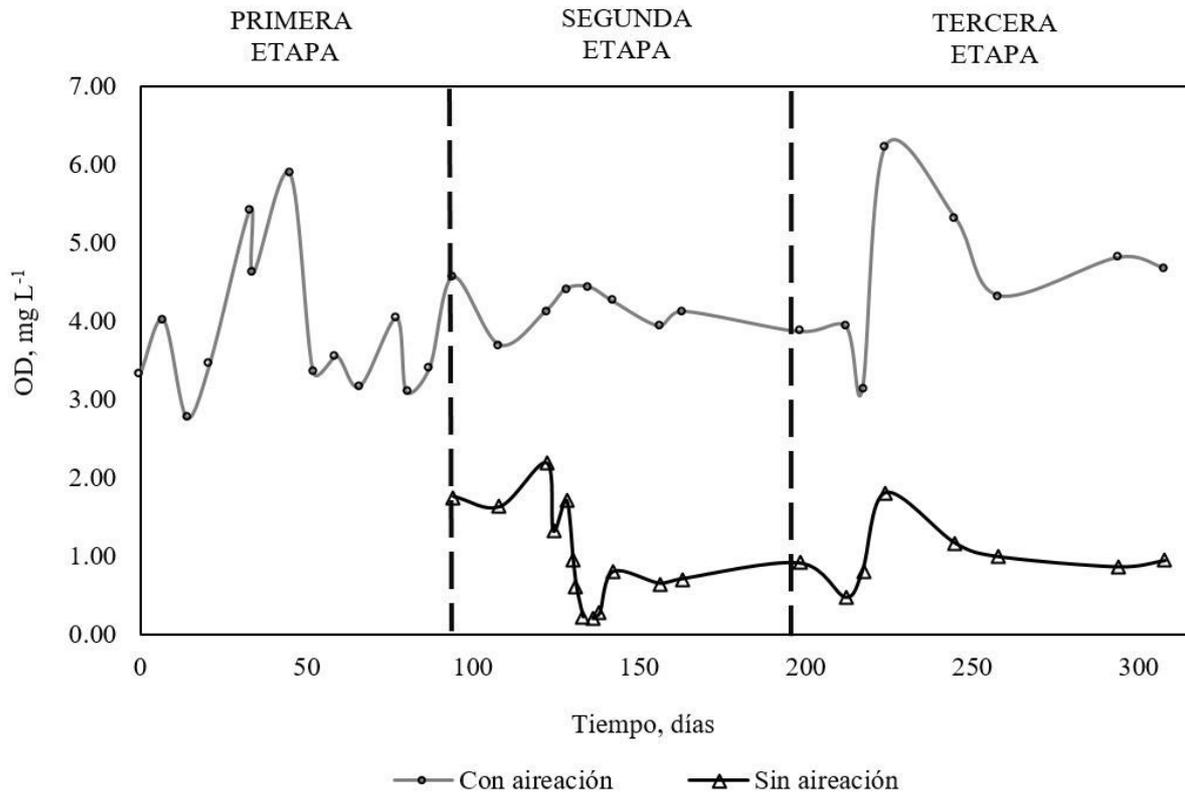


Figura 7: Concentración de oxígeno disuelto en función del tiempo. Leyenda: (o) Intervalo con aireación (Δ) Intervalo sin aireación.

dría ser el resultado del aumento del intervalo anóxico de 8 a 16 h d⁻¹, lo mismo que promueve la desnitrificación [12]. La eficiencia de la desnitrificación depende de la disponibilidad de una fuente de carbono [25] por lo que para la tercera etapa se optó por utilizar el método de Ludzack-Ettinger modificado de predesnitrificación [4], para lo cual se alimentó al inicio del período sin aireación para evitar la limitación por falta de carbono.

La Figura 6 presenta la concentración de nitrógeno inorgánico total (N - NH₄⁺ + N - NO₃⁻) a la salida del filtro durante la tercera etapa, para los intervalos con aireación y sin aireación. Se observa que la concentración de nitrógeno inorgánico total en el intervalo anóxico es en promedio 13 % menor que durante el intervalo aireación, lo que indica que la desnitrificación no es completa. La relación DQO/N en la alimentación del filtro durante la tercera etapa corresponde a un valor de 4.5, lo que implica una desnitrificación parcial por escasez de carbono [13]. Así mismo, la limitada desnitrificación pudo deberse a que en ciertos periodos la concentración de OD no estuvo dentro del rango entre 0.2 y 0.5 mg L⁻¹ que, según la literatura, es el mejor rango para que ocurra desnitrificación [11] (ver Figura 7). En presencia de oxígeno se inhibe la enzima óxido nitroso reductasa, encargada de la reducción a N₂ [27].

Conclusiones

Mediante un biofiltro se logró remover materia orgánica y compuestos nitrogenados de agua residual pretratada en lagunas anaeróbicas de una extractora de aceite crudo de palma. El biofiltro fue operado en tres etapas y al finalizar la tercera etapa se obtuvieron porcentajes de remoción entre el 41 al 85 % para DQO, y entre 66 a 87 % para NH₄⁺. La eficiencia de la eliminación de DQO y amonio depende de la biodegradabilidad de la materia orgánica. Cuando se alimentó agua residual de la laguna anaeróbica 5 (L5s) la remoción de DQO y amonio fue del 41 % y 66 % respectivamente; por otra parte, cuando se alimentó medio basal mineral con glucosa (MBMg) la eficiencia aumentó correspondientemente a 85 % y 87 %. Estos resultados indican la viabilidad del uso de biofiltros para la depuración de efluentes industriales con niveles intermedios de contaminación (DQO = 558 - 1947 mg L⁻¹ y NH₄⁺ = 181 - 266 mg L⁻¹), logrando cumplir con la normativa ambiental nacional de descarga a cuerpos de agua dulce de DQO = 200 mg L⁻¹, mientras que los niveles de amonio se encuentran ligeramente sobre la norma. En comparación con sistemas convencionales de remoción de materia orgánica y amonio como el tratamiento por lodos activados, la biofiltración presenta ventajas económicas por la menor inversión en equipamiento, sin embargo su aplicabilidad está limitada por la disponibilidad de área para la instalación de los biofiltros.

Por otro lado, la desnitrificación ocurre de manera limitada y se manifiesta durante la tercera etapa con una concentración de nitrógeno inorgánico total 13 % menor en el intervalo anóxico en comparación con el intervalo aireado. La baja remoción de nitrato puede estar influenciada por una relación DQO/N de 4.5 en la alimentación del biofiltro, la cual está por debajo del nivel óptimo para desnitrificación entre 5 y 6 y por una concentración de oxígeno disuelto en el intervalo anóxico por sobre el rango adecuado de 0.2 y 0.5 mg L⁻¹. La concentración de N – NO₃⁻ del efluente del biofiltro se encuentra fuera de la norma ambiental, por lo que se requiere de futuros desarrollos para optimizar la desnitrificación de este sistema.

Agradecimientos

Agradecemos a las autoridades de la Universidad San Francisco de Quito por el apoyo en el desarrollo de este trabajo científico. Nuestro agradecimiento también para los representantes de la extractora de aceite crudo de palma por la apertura y ayuda durante el desarrollo del proyecto.

Referencias

- [1] Campbell, J., & Jeffries, B. (2013). Palm Oil Buyers Scorecard: Measuring the Progress of Palm Oil Buyers. *World Wildlife Fund-Report*, 1-62.
- [2] Rupani, P., & Singh, R. (2010). Review of current palm oil mill effluent (POME) treatment methods: Vermicomposting as a sustainable practice. *World Appl Sci.* 11(1): 70-81.
- [3] Escaler, I., & Mujeriego, R. (2001). Eliminación biológica de nutrientes (nitrógeno y fósforo) mediante un proceso discontinuo de fangos activados. *Ingeniería del Agua* 8(1): 67-77.
- [4] Claros, J. (2012). Estudio del proceso de nitrificación y desnitrificación vía nitrito para el tratamiento biológico de corrientes de agua residual con alta carga de nitrógeno amoniacal. Universidad Politécnica de Valencia, Tesis doctoral: Valencia.
- [5] Metcalf & Eddy. (2014). Wastewater Engineering Treatment and Reuse. 5th Edition *AECOM*. New York.
- [6] González, M., & Saldarriaga, J. (2008). Remoción biológica de materia orgánica, nitrógeno y fósforo en un sistema tipo anaerobio-anóxico-aerobio. *EIA*. 10: 45-53.
- [7] Sánchez, J., & Sanabria J. (2009). Metabolismos microbianos involucrados en procesos avanzados para la remoción de Nitrógeno, una revisión prospectiva. *Rev Colomb Biotecnol.* 11(2): 114-124.
- [8] Ling, J., & Chen, S. (2005). Impact of organic carbon on nitrification performance of different biofilters. *Aquacultural Engineering* 33: 150-162.
- [9] Li, W., Liang, X., Lin, J., & Liu, L. (2013). Competition of autotrophic and heterotrophic denitrification in anaerobic biofilm wastewater treatment process. *J Chem Pharm Res.* 5(12): 30-35.
- [10] Lolmede, J., Vidart, T., & Tejero, I. (2000). Tratamiento de agua residual con elevado contenido de nitratos utilizando reactores biomembrana aireados. *Ingeniería del Agua.* 7(3): 243-254.
- [11] Won, S., Jeon, D., Kwag, J., Kim, J., & Ra, C. (2015). Nitrogen Removal from Milking Center Wastewater via Simultaneous Nitrification and Denitrification Using a Biofilm Filtration Reactor. *Asian Australas. J. Anim. Sci.* 28(6): 896-902.
- [12] Münch, E., Lant, P., & Keller, J. (1996). Simultaneous nitrification and denitrification in bench-scale sequencing batch reactors. *Wat. Res.* 30(2): 277-284.
- [13] Xie, L., Chen, J., Wang, R., & Zhou, Q. (2012). Effect of carbon source and COD/NO₃-N ratio on anaerobic simultaneous denitrification and methanogenesis for high-strength wastewater treatment. *J Biosci Bioeng.* 113(6): 759-764.
- [14] Ghaniyari-Benis, S., Borja, R., Magheri, M., Goodarzi, V., & Tooyserkani, Z. (2010). Effect of adding nitrate on the performance of a multistage biofilter used for anaerobic treatment of high strength wastewater. *J Chem Inf Model.* 156(2) 250 -256.
- [15] Henze, M., Loosdrecht, M., Ekama, G., & Brdjanovic, D. (2008). Biological Wastewater Treatment: Principles, Modelling and Design. *IWA Publishing*.
- [16] Bratieres, K., Fletcher, T.D., Deletic, A., & Zinger, Y. (2008). Nutrient and sediment removal by stormwater biofilters: A large-scale design optimisation study. *Wat. Res.* 42(14): 3930-3940.
- [17] García, C., & Gonzales, S. (2015). Desempeño de un filtro biológico combinado e indicadores biológicos en el tratamiento de aguas residuales. *Congreso Nacional de Ingeniería Sanitaria y Ciencias Ambientales, 12, Morelia, 21-24 mar. 2000: memorias técnicas.* 1-8.
- [18] Feng, Q., Cao, J., Chen, L., Guo, C., Tan, J., & Xu, H. (2011). Simultaneous nitrification and denitrification at variable C/N ratio in aerobic granular sequencing batch reactors. *Journal of Food Agriculture and Environment.* 9(3&4): 1135-1140.
- [19] Pazmiño G. (2015). Estudio de la generación de gas metano y remoción de carga orgánica en las lagunas anaerobias de la planta de tratamiento de aguas residuales de una extractora de aceite crudo de palma. Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Ingeniería Ambiental: Quito.
- [20] Narvaez E. (2015). Estudio sobre la recirculación de agua de producción utilizada para la extracción de aceite crudo de palma. Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Ingeniería Ambiental: Quito.
- [21] Ministerio del Ambiente del Ecuador. (2002). Norma de Calidad Ambiental y de Descarga de Efluentes: Recurso Agua. *Texto Unificado de Legislación Ambiental Secundaria del Ministerio de Ambiente. Libro VI Anexo 1.*

- [22] Castro, F., Fernández, N., & Chávez, M. (2008). Diminution of the COD in formation waters using bacterial stocks. *Rev. Téc. Ing. Univ. Zulia*. 31(3): 256-265.
- [23] Chamorro, G. (2015). Evaluación de una planta de tratamiento de aguas residuales de una empresa de fabricación de quesos. Universidad San Francisco de Quito, Tesis de Ingeniería Ambiental: Quito.
- [24] Rijn, J., Tal, Y., & Schreier, H. (2006). Denitrification in recirculating systems: Theory and applications. *Aquacultural Engineering*. 34(3): 364-376.
- [25] Czerwionka, K., Makinia, J., Kaszubowska, M., Majtacz, J., & Angowski, M. (2012). Distillery wastes as external carbon sources for denitrification in municipal wastewater treatment plants. *Water Sci Technol*. 65(9): 1583-1590.
- [26] Cervantes, F., Pérez, J., & Gómez, J. (2000). Avances en la eliminación biológica del nitrógeno de las aguas residuales. *Rev Latinoam Microbiol*. 42(2): 73-82.
- [27] Ellis, K. (1974). Slow sand filtration. *Crit Rev Environ Control*. 15(4): 315-354.
- [28] Rochette F. (2010). Sistema de Intercambio Iónico de Alto Rendimiento para la Remoción de Nitrato. *Agua Latinoamérica*. 10(11).

Comportamiento del SDS localizado en la región interfacial del sistema agua/n-octano. Un estudio usando dinámica molecular

José G. Parra^{1-2*}, Yosslen R. Aray³⁻⁴

¹Universidad de Carabobo, Facultad Experimental de Ciencias y Tecnología, Dpto. De Química, Lab. De Química Computacional, Bárbula-Venezuela.

²Universidad Central de Venezuela, Facultad de Ciencias, Postgrado en Química, Caracas-Venezuela.

³Facultad de Ciencias, Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales, UDCA, Bogotá, Colombia.

⁴Laboratorio de Físicoquímica Teórica de Materiales Centro de Química, Instituto Venezolano de Investigaciones Científicas, IVIC, Caracas 1020A, Venezuela.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: jgparra2@uc.edu.ve, josegregorioparra@hotmail.com

Editado por/Edited by:

Recibido/Received: 2016/03/02. Aceptado/Accepted: 2016/12/08.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/13. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI:<http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.279>

Behaviour of the SDS located at the interfacial region of the water/n-octane system. A study using molecular dynamics.

Abstract

In this paper, molecular dynamics simulations was used to determine the interfacial properties and behavior of Sodium Dodecyl Sulfate (SDS) located at the interfacial region of the vacuum/water and water/n-octane systems. The interfacial tension was estimated with the model proposed by Kirkwood and Buff [23]. In turn, to determine the interfacial film thickness were used the criteria 10-90 and 90-90. Also, the area per molecule was calculated with the variation of the surface pressure in function of concentration of the surfactant. Moreover, the values of area per molecule of SDS in water estimated with two procedure different. The obtained values were 53.3 \AA^2 and 54.3 \AA^2 , respectively. Finally, for water/n-octane and water/sds/n-octane systems the thickness of the interfacial film increase in function of the number of molecules of surfactants present in the interfacial region. The results are consistent with experimental values.

Keywords. Molecular Dynamic, interfacial film thickness, interfacial tension.

Resumen

En este trabajo, usando dinámica molecular se determinaron las propiedades interfaciales y el comportamiento del Dodecil Sulfato de Sodio (SDS) ubicada en la región interfacial de los sistemas vacío/agua y agua/n-octano. La tensión interfacial fue estimada con el modelo propuesto por Kirkwood y Buff [23]. A su vez, los espesores de película interfacial fueron determinados usando los criterios 10-90 y 90-90. Además, el área por molécula fue estimado con la variación de la presión superficial en función de la concentración del surfactante. En los sistemas vacío/SDS/agua, el área por molécula del SDS fue obtenida con dos procedimientos diferentes. Los valores fueron 53.3 \AA^2 y 54.3 \AA^2 , respectivamente. Para los sistemas agua/n-octano y agua/SDS/n-octano, los espesores de película interfacial aumentan en función del número de moléculas de surfactantes presentes en la región interfacial. Los resultados obtenidos son consistentes con datos medidos por experimentación.

Palabras Clave. Dinámica molecular, espesor de película interfacial, tensión interfacial

Introducción

Los surfactantes, son moléculas anfífilas que tienen una cabeza polar de naturaleza hidrofílica y una cadena hidrocarbonada tipo lipofílica [1,2]. Estas moléculas, tienen la capacidad de reducir la tensión interfacial de las interfaces vapor/líquido, líquido/líquido y líquido/sólido.

La adsorción de surfactantes en la región interfacial depende de sus propiedades anfífilas únicas, las cuales son conocidas como el balance entre las fuerzas hidrofílicas y lipofílicas de la cabeza polar y la cadena lipofílica. El comportamiento de los surfactantes ubicados en las regiones interfaciales juegan un papel importante en muchas aplicaciones como detergencia, flotación mineral, dispersión de sólidos, recuperación de crudos, dispersión de nanopartículas, entre otros. Todas estas aplicaciones han motivado diversos estudios para describir agregados y monocapas de surfactantes en diferentes interfaces [3].

A nivel experimental, el dodecil sulfato de sodio (SDS, $C_{12}H_{25}OSO_3^-Na^+$) es uno de los surfactantes iónicos más utilizados en los estudios de agregación micelar, estabilidad de espumas y formación de monocapas. A su vez, el SDS tiene alto valor de solubilidad en agua lo cual expresa su alto nivel hidrofílico [4]. Experimentalmente, se ha estudiado la adsorción de SDS en las regiones interfaciales aire/aceite, aire/agua [5-7] y agua/grafito usando espectroscopía de frecuencia vibracional, reflectancia de neutrones y microscopía de fuerza atómica con la finalidad de estimar la orientación molecular de los surfactantes en la región interfacial [8,9]. Además, el SDS tiene la capacidad de reducir la tensión interfacial de sistemas vapor/agua desde 72 hasta 39 mN/m para altas concentraciones en agua y en sistemas agua/aceite como agua/hexadecano desde 52 hasta 10 mN/m [5,6]. También, se han reportado su área mínima ocupada por molécula de 52.0 y 50.3 Å² en las regiones interfaciales aire/agua y agua/n-octano, respectivamente [2,7].

Con el desarrollo computacional, las técnicas de simulación como dinámica molecular ha sido muy utilizadas para estudiar el auto ensamblaje de surfactantes en las regiones interfaciales aire/agua y aire/aceite a nivel atómico [10-14]. En estos trabajos, se determinaron las tensiones interfaciales, las presiones superficiales y algunas propiedades estructurales. Sin embargo, existen pocos trabajos donde se haya determinado la energía necesaria para la formación de la interfaz del sistema vacío/SDS/agua [15]. Adicionalmente, las propiedades estructurales y el mecanismo de la agregación del SDS en agua han sido estudiadas con dinámica molecular [16,17].

Por tal motivo, en este trabajo, se determinaron las propiedades interfaciales (presión superficial, película interfacial y área por molécula) de los sistemas vacío/SDS

/agua y agua/SDS/n-octano, con la finalidad de profundizar en el comportamiento del surfactante SDS desde el punto de vista molecular.

Métodos

Modelos de energía potencial

En simulaciones con dinámica molecular, los sistemas moleculares son descritos por un modelo de energía potencial denominado force field [18]. El modelo de energía potencial incluye los términos enlazantes y no enlazantes, los cuales incluyen las fuerzas electrostáticas y de van der Waals [18]. Por lo tanto, la energía de interacción total entre moléculas puede ser escrita como:

$$E_{total} = E_{intra} + E_{inter} = E_{enlace} + E_{angulos} + E_{dihedrales} + E_{cruzados} + E_{no-enlazante} \quad (1)$$

Donde, E_{intra} , E_{inter} y E_{total} son las energías intramolecular, intermolecular y total, respectivamente.

En este trabajo, las moléculas de SDS y n-octano fueron descritas usando el modelo de energía potencial GROMOS53A6 [18]. Los parámetros de este modelo de energía potencial fueron generados con el software Automated force field Topology Builder (ATB) [19]. En el force field GROMOS53A6, los términos asociados a las interacciones no enlazantes fueron calculados mediante la ecuación 2.

$$E_{no-enlazante} = \sum_{i=1}^{N-1} \sum_{j=i+1}^N \left(\left[\frac{A_{ij}}{r_{ij}^{12}} - \frac{B_{ij}}{r_{ij}^6} \right] + \frac{q_i q_j e^2}{r_{ij}} \right) \quad (2)$$

Donde, A_{ij} , B_{ij} , q_i , q_j and r_{ij} son los parámetros de energía, cargas atómicas y distancia entre partículas i y j , respectivamente.

Para el agua, el modelo de punto de carga simple (Simple Point Charge, SPC) fue usado en nuestra simulación (SPC model)[20]. En este modelo, la distancia OH es 0.100 nm y el ángulo HOH es 109.47°. Además, existe una única interacción de Lennard-Jones entre los sitios del oxígeno. Los parámetros de Lennard-Jones y cargas atómicas en el modelo SPC son $\sigma(O) = 0,317$ nm, $\epsilon(O) = 0,650$ kJ/mol, $q(H) = 0,4100e$ y $q(O) = -0.8200e$. El modelo SPC permite predecir resultados exactos de las propiedades del agua como la densidad y la difusión en fase líquida.

Perfiles de densidad y película interfacial

El perfil de densidad de un sistema interfacial describe la no homogeneidad de una interfaz y permite localizar

la región interfacial y el espesor de la misma. Para una interfaz líquido/líquido, la región interfacial comienza, donde la densidad de ambos líquidos disminuye con respecto al seno del líquido puro. Generalmente, los perfiles de densidad de una partícula tipo i , a lo largo de la dirección perpendicular a la interfaz se describe por la ecuación 3.

$$\rho_i(z) = \frac{\langle N_i(z) \rangle}{L_x L_y \Delta z}, \quad (3)$$

Donde, $\rho_i(z)$ es el perfil de densidad a lo largo del eje Z, $\langle N_i(z) \rangle$ es el número de partículas tipo i entre $z - z/2$ y $z + z/2$ en el tiempo t [21]. En este trabajo, Δz fue escogido a un valor igual a 0.01 nm.

Tensión interfacial

La propiedad macroscópica más importante para definir un sistema interfacial es la tensión superficial. Los métodos usados para calcular la tensión superficial son basados sobre la definición mecánica [22-26]. La primera forma explícita desarrollada por Kirkwood and Buff expresa a los tensores de presión como una función derivada de la energía potencial [23]. En este caso, la tensión superficial es definida por la ecuación 4.

$$\gamma = \frac{L_z}{2} \langle P_N - P_T \rangle, \quad (4)$$

Donde, P_N y P_T son los componentes normal y tangencial de la presión, respectivamente. L_z es la dimensión de la celda de simulación a lo largo del eje Z. El componente normal P_N es igual a P_{zz} , mientras el componente tangencial P_T es dado por $1/2(P_{xx} + P_{yy})$. Los tensores de presión P_{xx} , P_{yy} y P_{zz} , desde el punto de vista molecular, son definidos de forma general mediante la ecuación 5.

$$P_{\alpha\beta} = \rho k_B T \mathbf{I} + \frac{1}{V} \left\langle \sum_{i=1}^{N-1} \sum_{j>i}^N (\mathbf{r}_{ij})_{\alpha} (\mathbf{F}_{ij})_{\beta} \right\rangle, \quad (5)$$

Donde \mathbf{I} es el tensor unitario, k_B es la constante de Boltzmann, T es la temperatura, y $\rho = N/V$ es la densidad en número. Los términos α y β representan las direcciones X, Y, y Z. En esta ecuación 5, r_{ij} es el vector entre el centro de masa de la molécula i y j . El término F_{ij} es la fuerza intermolecular entre moléculas i y j , el cual se expresa como la suma de todas las fuerzas interactuantes entre estas moléculas [27].

Generalmente, en dinámica molecular la tensión interfacial se calcula usando el tensor presión promedio. En este caso, la tensión interfacial es determinada a lo largo del eje Z mediante la ecuación 6.

$$\gamma = \frac{L_z}{2} \left[\langle P_{zz} \rangle - \frac{1}{2} (\langle P_{xx} \rangle + \langle P_{yy} \rangle) \right], \quad (6)$$

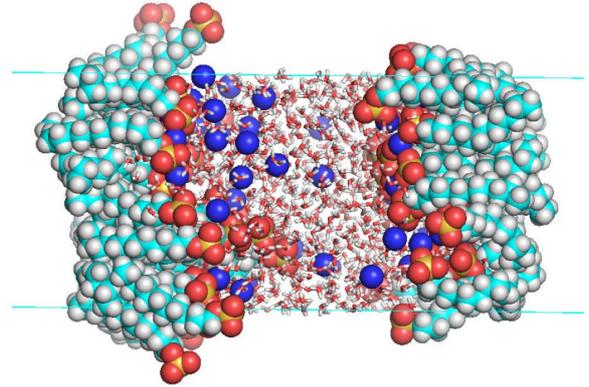


Figura 1: Sistema SDS/agua/SDS previamente relajados utilizando el programa Gromacs-4.5.5.

Sistemas simulados

En este estudio se utilizaron dos tipos de sistemas. Para los sistemas vacío/SDS/agua se construyeron celdas periódicas rectangulares de longitudes $L_x = L_y = 3$ nm y $L_z = 30$ nm, con una capa de agua constituida por 1000 moléculas ubicada en el centro de la celda a lo largo del eje z . Las monocapas de surfactantes contenían 9, 12, 16, 20, 25, 30 moléculas de SDS y se colocaron a los extremos de la capa de agua como se puede observar en la figura 1.

Las dimensiones de las celdas periódicas de agua y n-octano fueron de $5 \times 5 \times 4$ nm³. Estas celdas periódicas se unieron formando una caja rectangular de $5 \times 5 \times 8$ nm³. El número de moléculas de SDS presentes en las monocapas fueron 9, 12, 16, 20, 25 y 36. Adicionalmente, las moléculas de SDS y n-octano han sido descritas con el modelo de energía potencial GROMOS-53A6 [28,29]. Para el caso del SDS, los parámetros usados corresponden al modelo de Berkowitz y colaboradores [30,31]. En cambio, el modelo SPC fue usado para simular las moléculas de agua. Al final de las simulaciones, los sistemas estaban confinados en cajas rectangulares de $4 \times 4 \times 8.2$ nm³. Seguidamente, los sistemas agua/n-octano y agua/SDS/n-octano fueron construidos usando 188 moléculas de n-octano y 1640 moléculas de agua. En la figura 2, se muestra un ejemplo de los modelos construidos. La construcción de los sistemas simulados se realizó usando las herramientas genbox, genconf y editconf del programa Groningen Machine for Chemical Simulations (GROMACS) versión 4.5.5 [32-35].

Condiciones de las simulaciones.

Todas las simulaciones se realizaron con el programa Gromacs 4.5.5. Los sistemas fueron periódicos en las coordenadas XYZ. La temperatura y presión usada fue de 300 K y 1 atm, respectivamente. El método de Berendsen fue utilizado para controlar la temperatura. La constante de acoplamiento para el termostato de Berendsen fue de 0.1 ps [36].

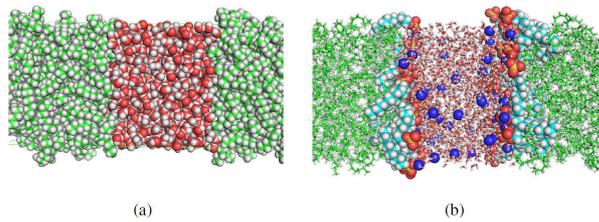


Figura 2: (a) Sistema agua/n-octano. (b) Sistema agua/SDS/n-octano. Ambos sistemas previamente relajados utilizando el programa Gromacs-4.5.5.

Las velocidades iniciales de las partículas fueron generadas usando una distribución Maxwelliana a 300 K y las ecuaciones de movimiento se integraron usando el algoritmo leapfrog con un paso del tiempo de 1 fs. Las interacciones de Lennard-Jones se calcularon usando un radio de interacción de 1.40 nm y las interacciones electrostáticas fueron calculadas usando el procedimiento de malla de Ewald (PME) con un radio de interacción de 1.30 nm [37].

Los sistemas vacío/SDS/agua/SDS/vacío fueron relajados usando el método de minimización gradiente conjugado. Luego, la configuración final obtenida se le aplicaron dos simulaciones de dinámica molecular tipo NVT. Las simulaciones tuvieron un lapso de 10 ns a 300 K. Con las trayectorias obtenidas de la segunda simulación tipo NVT, se estimó la tensión interfacial, la energía de formación de la interfaz (EFI) y el espesor de la película interfacial de cada uno de los sistemas. Para calcular el espesor de película interfacial se utilizó el criterio 10-90 por ser el más simple. Las trayectorias fueron almacenadas cada 1000 fs para determinar los promedios de las propiedades.

Los sistemas agua/n-octano y agua/sds/n-octano fueron relajados usando el método de minimización gradiente conjugado y steep descent. Las monocapas de surfactante fueron colocadas sobre las superficies del agua y estos sistemas SDS/agua/SDS fueron relajados usando una dinámica molecular tipo NVT de 500 ps. A las configuraciones finales obtenidas, se le colocaron las capas de n-octano en ambos lados de la celda. Estos sistemas fueron relajados haciendo una minimización con el método steep descent. Luego, la configuración final obtenida fue la usada para comenzar la dinámica molecular. Después del proceso de minimización, se realizaron simulaciones de dinámica molecular tipo NPT de 10 ns a 300 K. Posteriormente, se realizó una segunda simulación tipo NVT de 10 ns a las mismas condiciones de temperatura. Finalmente, se almacenaron las trayectorias cada 1 ps. Los últimos 5 ns de la dinámica molecular tipo NVT se utilizaron para determinar las propiedades.

La tensión interfacial fue estimada con el modelo de Kirwood-Buff usando los tensores de presión local y el espesor de película interfacial se determinó usando el

criterio 10-90 y 90-90.

Resultados y Discusión

Perfiles de densidad de los sistemas vacío/SDS/agua

Inicialmente, con las trayectorias obtenidas de las dinámicas molecular tipo NVT, se determinaron los perfiles de densidad de los sistemas vacío/SDS/agua. En la figura 3, se muestran los perfiles de densidad de los sistemas agua/SDS/vacío simulados.

Como era de esperarse, se obtuvo un incremento en el espesor del perfil de densidad del SDS en el vacío a medida que aumenta el número de moléculas de SDS en la monocapa. Este comportamiento se debe a la mayor presencia de cadenas lipofílicas en los sistemas estudiados.

A su vez, se observa un solapamiento entre los perfiles de densidad del agua y el SDS, lo cual es debido a las interacciones tipo ión-dipolo de los iones sodio y el grupo hidrofílico sulfato presente en el surfactante con las moléculas de agua ubicadas en la región interfacial.

Adicionalmente, el perfil de densidad del agua se muestra invariable en el seno del líquido. También se observa que el perfil de densidad del agua se distorsiona a medida que aumenta la concentración de SDS. Este fenómeno ocurre en la región interfacial debido al aumento de las interacciones moleculares entre el SDS y el agua. En este trabajo, el sistema vacío/SDS/agua constituido por monocapas con 20 moléculas de SDS representa una superficie de agua saturada con dicho surfactante. Luego, aplicando el criterio 10-90 sobre los perfiles de densidad del agua en los sistemas vacío/SDS/agua, se determinaron los espesores de película interfacial. Estos valores se muestran en la tabla 1.

Para el sistema saturado vacío/SDS/agua, el espesor de película interfacial fue de 9.45 Å (tabla 1).

Esta magnitud de espesor de película interfacial se debe al aumento en las interacciones de la parte hidrofílica del SDS con el agua en la región interfacial. Si suponemos que el espesor de película del agua pura es de 4.5 Å, entonces el espacio ocupado por una monocapa de SDS en un sistema saturado es de 4.95 Å para el sistema vacío/SDS/agua. De igual manera, el espesor de película interfacial aumenta en función de la cantidad de moléculas de SDS en la región interfacial.

Tensión interfacial y energía de formación de la interfaz de los sistemas vacío/SDS/agua.

Para este trabajo se estimó la tensión interfacial de los sistemas vacío/SDS/agua en función del área ocupada por molécula de surfactante. Esto se puede apreciar en la figura 4.

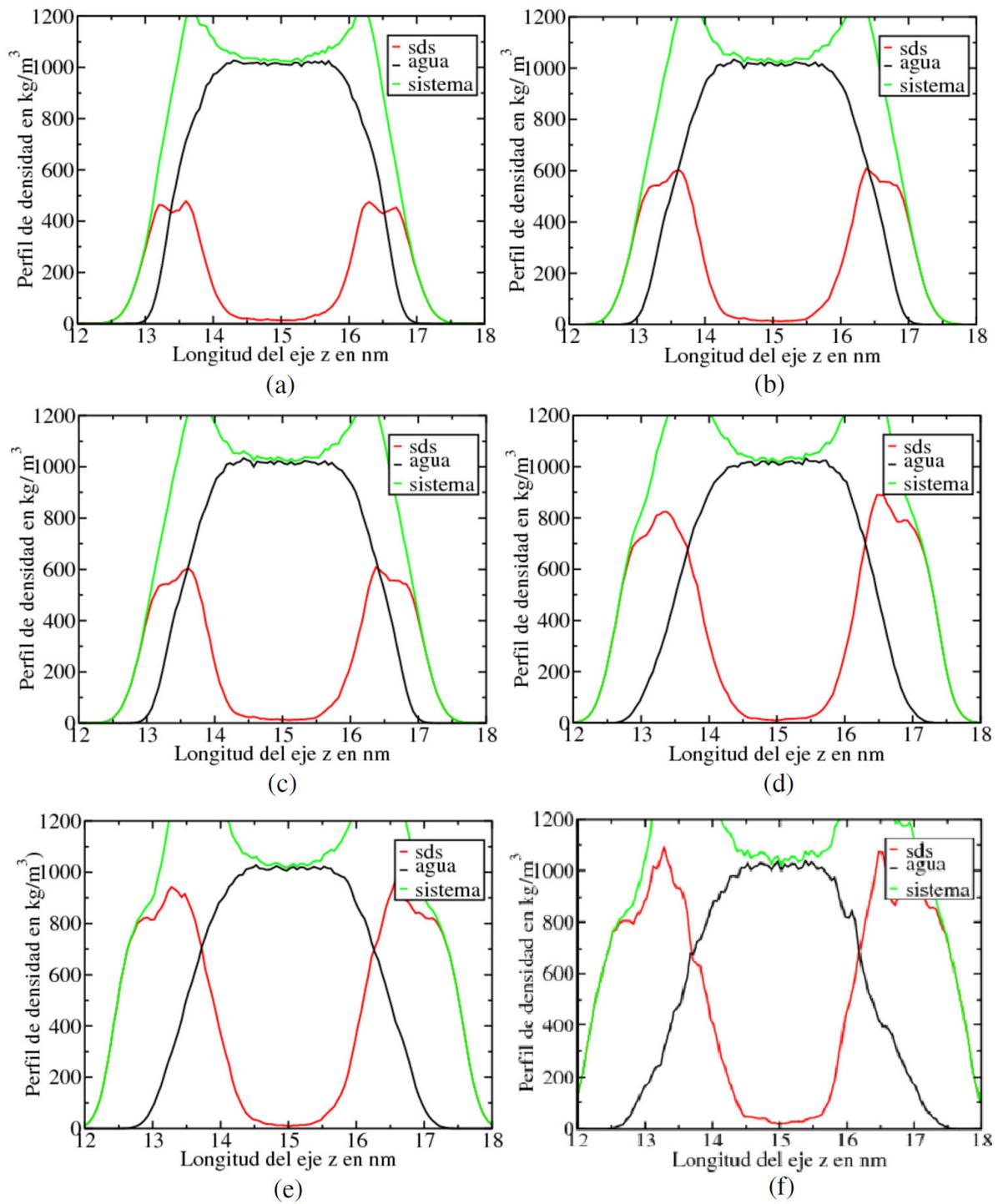


Figura 3: Perfiles de densidad de los sistemas SDS/agua/SDS. (a) 9 moléculas de SDS. (b) 12 moléculas de SDS. (c) 16 moléculas de SDS. (d) 20 moléculas de SDS. (e) 25 moléculas de SDS. (f) 30 moléculas de SDS.

Tabla 1: Espesores de película interfacial de los sistemas vacío/SDS/agua/SDS/vacío obtenidos usando dinámica molecular tipo NVT a 300 K.

Moléculas de SDS en la monocapa	Área por molécula en \AA^2	Película interfacial en \AA
9	100.00	7.42
12	75.00	7.88
16	56.25	8.45
20	45	9.45
25	36	10.46
30	30	11.12

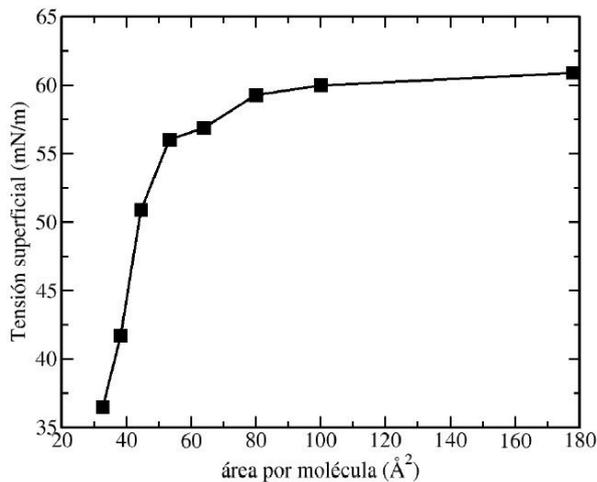


Figura 4: Valores de tensión interfacial en función del área por molécula de la monocapa de SDS.

Aquí, se encontró que cuando el área por molécula es mayor a 50\AA^2 , la tensión interfacial de los sistemas vacío/SDS/agua se hace constante. En cambio, cuando el área interfacial es menor a 50\AA^2 por molécula se encuentra un cambio de pendiente en la curva de tensión superficial en función del área por molécula. Estos resultados muestran que la superficie del agua está saturada con SDS cuando el valor de área superficial es de 50\AA^2 . En cambio, cuando el área por molécula es muy grande, la tensión interfacial tiende al valor del agua pura. Para calcular el área por molécula se utilizó el método de regresión lineal sobre las curvas de tensión superficial y presión superficial de los sistemas vacío/SDS/agua. Para calcular la presión superficial, Π , se utilizó la ecuación 7.

$$\Pi = \gamma_{\text{vacío/agua}} - \gamma_{\text{sistema}} \quad (7)$$

Donde $\gamma_{\text{vacío/agua}}$, es la tensión del agua pura y γ_{sistema} es la tensión del sistema vacío/SDS/agua.

En las figuras 5(a) y 5(b), se muestran las curvas de tensión interfacial y presión superficial en función del área por molécula para el sistema vacío/SDS/agua.

En este estudio usando dinámica molecular y el cambio de pendiente de la curva de presión superficial, se obtuvo un valor teórico de área por molécula de 53.3\AA^2 . En cambio, usando la curva de tensión superficial en fun-

ción del área por molécula se obtuvo un valor de 54.3\AA^2 . Usando medidas experimentales de tensión interfacial en agua fue reportado un valor de área por molécula para el SDS de 53\AA^2 [2]. Esto indica que la metodología aplicada es consistente para predecir las propiedades interfaciales del surfactante SDS en agua. A su vez, es importante destacar que la selección de un modelo de energía potencial con buenos parámetros moleculares permite predecir adecuadamente las propiedades interfaciales de los sistemas simulados.

Adicionalmente, se determinó la energía para la formación de la interfaz (EFI) de los sistemas vacío/SDS/agua. Para ello, se construyeron dos sistemas moleculares. El primer sistema fue construido con una molécula de SDS aislada en una celda periódica de dimensiones $4 \times 4 \times 30 \text{ nm}^3$. Luego, el segundo sistema consistió de una capa con 1000 moléculas de agua ubicada en el fondo de una celda periódica con las mismas dimensiones. A los dos sistemas se les realizaron dinámicas moleculares tipo NVT de 2 ns a 300 K para calcular la energía total del surfactante SDS aislado, (E_{surf}), y la energía total de la capa de agua, (E_{agua}). A su vez, la energía total del sistema vacío/SDS/agua, (E_{sistema}), se calculó para las configuraciones obtenidas en cada tiempo t de la simulación. La ecuación 8, muestra como se calcula la energía necesaria para la formación de la interfaz por molécula de surfactante (EFI):

$$EFI = \frac{E_{\text{sistema}} - (n_{\text{surf}} \times E_{\text{surf}} + E_{\text{agua}})}{n_{\text{surf}}} \quad (8)$$

Donde, n_{surf} , corresponde al número de moléculas de surfactantes presentes en la monocapa. La EFI se graficó en función del área por molécula de SDS. La figura 6, muestra la variación de dicha energía en función del área por molécula de SDS.

Cuando la superficie de agua se satura con moléculas de SDS, el sistema vacío/SDS/agua se hace más estable (figura 6). Por lo general, la energía de formación de la interfaz vacío/SDS/agua es una medida de las interacciones moleculares por surfactante que surge de la inserción de dichas moléculas en la región interfacial vacío/agua.

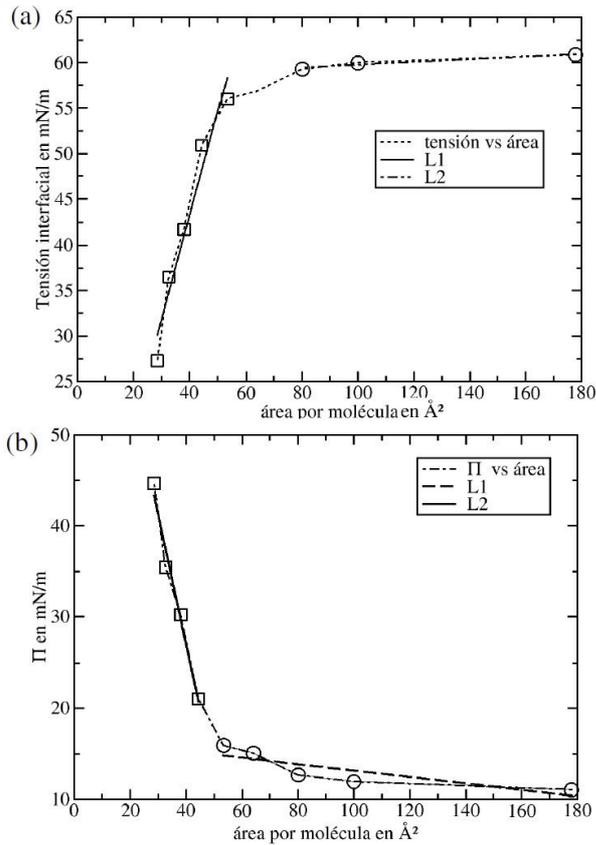


Figura 5: a) Tensión interfacial de los sistemas vacío/SDS/agua en función del área por molécula. b) Presión superficial de los sistemas vacío/SDS/agua en función del área por molécula.

Para un área por molécula de 80 \AA^2 , el sistema muestra un cambio de pendiente. Aquí, la energía necesaria para la formación de la interfaz fue de -189.79 kJ/mol . Esto sugiere un aumento en las interacciones moleculares entre las moléculas de SDS que se acomodan sobre la superficie de agua. Dicha estabilización puede ser debida a las interacciones dispersivas entre las cadenas lipofílicas de los surfactantes que se acomodan sobre la superficie del líquido.

Interacción molecular entre el SDS y el agua.

En estos sistemas estudiados, es necesario entender el papel que juegan las interacciones moleculares entre el grupo hidrofílico y el agua en la reducción de la tensión superficial de los sistemas SDS/agua. Por tal motivo, usando la función de distribución radial entre átomos importantes del grupo hidrofílico y el agua, se estudió la interacción que existe entre la parte polar del surfactante SDS y las moléculas de agua. Para ello, se determinó la variación del número de moléculas de hidratación en función de la concentración de SDS ubicado en la región interfacial vacío/agua. En la figura 7, se muestra un ejemplo de la función de distribución radial obtenida para los sistemas vacío/SDS/agua.

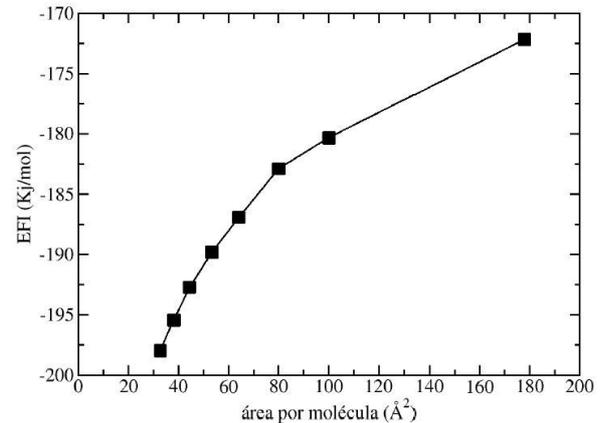


Figura 6: Energía para la formación de la interfaz de los sistemas vacío/SDS/agua en función del área por molécula.

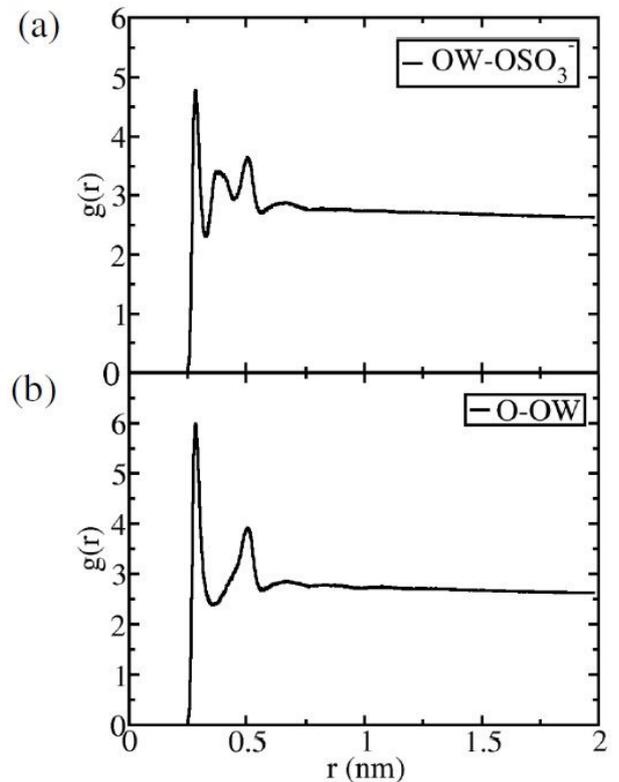


Figura 7: Función de distribución radial del sistema vacío/SDS/agua. Este sistema contiene 36 moléculas de SDS en la monocapa. a) OW representa el átomo de oxígeno del agua y OSO₃ el grupo hidrofílico del surfactante. b) O representa los átomos de oxígenos del grupo hidrofílico y OW los del agua.

En la figura 7a, se muestra la función de distribución radial que corresponde a la interacción entre el grupo hidrofílico sulfato del surfactante SDS y las moléculas de agua. En este gráfico, se observa un primer pico que se presenta a una distancia r de 2.5 Å que corresponde a la primera capa de hidratación formada por las moléculas de agua. Seguidamente, se muestra otro pico con un máximo ubicado a una distancia r de 5 Å, el cual corresponde a la segunda capa de hidratación y sugiere que la diferencia de distancia entre los picos de la segunda y primera capa de hidratación corresponde a la de los puentes de hidrógeno que se forman entre las moléculas de agua. Entre los dos picos más grande, se presenta un pico de menor magnitud el cual descartamos en nuestro estudio porque estudiamos la formación de la primera capa de hidratación.

El primer pico a una distancia r de 2.5 Å sugiere que se está formando puentes de hidrógenos entre los oxígenos del grupo hidrofílico del surfactante y los átomos de hidrógeno que conforman a las moléculas de agua. Este fenómeno es lo que ocasiona la formación de la primera capa de hidratación alrededor del grupo hidrofílico del surfactante.

En la figura 7b, se muestra también la función de distribución radial obtenida usando la interacción de los oxígenos presentes en el grupo hidrofílico y el oxígeno de las moléculas de agua. El comportamiento obtenido es equivalente a la de la figura de arriba. La única diferencia que se presenta es que solo aparecen dos picos en este gráfico. De igual manera, el primero y segundo pico corresponden a la primera y segunda capa de hidratación, respectivamente. El primer pico aparece a 2.5 Å y esto sugiere que es indistinto hacer el análisis con cualquiera de los gráficos mostrados en la figura 7.

Generalmente, el número de moléculas de agua en la primera capa de hidratación es un parámetro efectivo para evaluar la interacción efectiva entre el grupo polar y el agua [3,38]. Esto indica que a mayor cantidad de moléculas de agua en la primera capa de hidratación, mayor es la interacción molecular entre el agua y el grupo hidrofílico[39].

Para calcular el número de moléculas de agua presentes en la primera capa de hidratación se utilizó la ecuación 9.

$$n = \int_0^r 4\pi r^2 \rho g(r) dr \quad (9)$$

Donde n denota el número de moléculas de agua en la primera capa de hidratación, r corresponde a la distancia hasta el primer pozo en la función de distribución radial y ρ es la densidad en número del agua en el bulk. En este trabajo, la densidad obtenida fue de 100 moléculas de agua por volumen en nm^3 .

En la tabla 2, se muestran los valores de n obtenidos

en función del número de moléculas de SDS presente en la monocapa de los sistemas vacío/SDS/agua.

Como el agua es una molécula netamente polar, la interacción entre el surfactante y el agua viene de la contribución de los átomos polares. En este caso, el número de moléculas aumenta en función del número de moléculas de surfactantes presentes en la monocapa. Como existen 4 átomos de oxígeno presente en el grupo hidrofílico del surfactante, se tiene que para la monocapa de 3x3 hay 4 moléculas de agua rodeando a cada átomo de oxígeno. En cambio, para el sistema 6x6 de surfactante se presentan 6 moléculas de agua por cada átomo de oxígeno presente en la monocapa.

En el punto de saturación de la superficie del agua con las moléculas de SDS, el número de moléculas de agua en la primera capa de hidratación corresponde a 19.74 moléculas. En ciertos trabajos [39,40], se han reportado un total de 18 moléculas de agua en la primera capa de hidratación para un sistema saturado con el SDS, lo cual indica que los resultados obtenidos en este trabajo son consistentes con los reportados en trabajos previos. A su vez, el modelo de energía potencial con el cual fue descrito el SDS es adecuado para desarrollar las simulaciones de dinámica molecular.

Perfiles de densidad de los sistemas agua/SDS/n-octano y agua/n-octano

En esta parte, se determinaron los perfiles de densidad de los sistemas agua/SDS/n-octano y agua/n-octano usando dinámica molecular tipo NPT a 300 K. Para la estimación de los espesores de película interfacial, se construyeron los perfiles de densidad usando 600 planos divisorios de la celda periódica a lo largo del eje z y la separación entre cada plano fue de 0,01 Å. En la figura 8, se muestra el perfil de densidad del sistema n-octano/agua obtenido después de la segunda simulación NPT de 5 ns a 300 K y 1 atm.

Los espesores de película interfacial se determinaron usando los criterios 10-90 y 90-90. El criterio 10-90 se refiere al aumento del perfil de densidad desde un 10 por ciento hasta un 90 por ciento y el criterio 90-90, corresponde al espesor medido entre los límites 90 por ciento y 90 por ciento de los perfiles de densidad de ambas capas inmiscibles. Usando el criterio 10-90, fueron obtenidos dos espesores de película interfacial usando las capas de hidrocarburo y agua.

Para el sistema agua/n-octano, los perfiles de densidad a lo largo del eje z son consistentes con las densidades experimentales de los líquidos puros. La densidad promedio obtenida para este sistema fue $(820.84 \pm 0.40) \text{ Kg/m}^3$.

Generalmente, la densidad de los sistemas bifásicos oscila entre las densidades del agua y del hidrocarburo. En este trabajo, el modelo SPC usado para describir las

Tabla 2: Número de moléculas de agua presentes en la primera capa de hidratación para los sistemas vacío/SDS/agua obtenidos usando dinámica molecular tipo NVT a 300 K

Moléculas de SDS en la monocapa	Área por moléculas en Å^2	Molécula de agua
9	100.00	16.92
12	75.00	19.54
16	56.25	19.09
20	45.00	19.74
25	36.00	21.78
30	30.00	22.13
36	25.00	24.33

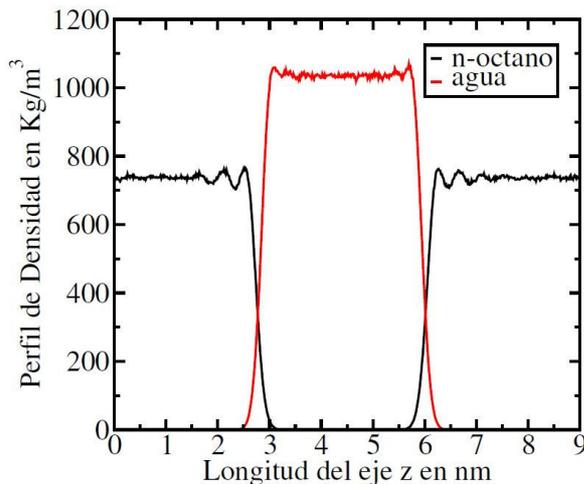


Figura 8: Perfil de densidad del sistema agua/n-octano obtenido con GROMACS 4.5.5.

moléculas de agua estima adecuadamente la densidad del sistema agua/n-octano estudiado.

Para el perfil del n-octano, se encuentran ciertas fluctuaciones de la densidad cerca de la región interfacial lo cual es debido al rearmado de las moléculas de n-octano por la repulsión que presenta con las moléculas de agua. En cambio, el perfil de densidad del agua se encuentra sin perturbaciones debido a que el modelo usado en la simulación es muy rígido.

Usando el criterio 10-90, se encuentran dos valores de espesores de película interfacial usando los perfiles de densidad del agua y del n-octano. Con el perfil de densidad del agua, el espesor de película obtenido fue de 0.395 nm.

A su vez, utilizando el perfil de densidad del n-octano, el espesor de película interfacial fue de 0.415 nm. Estos resultados son consistentes con valores reportados ya mencionados anteriormente. Por ejemplo, Mitrinovic et al. reportaron un valor experimental de 0.350 nm para el sistema n-hexano/agua [41]. También, Riedler et al. reportaron una amplitud interfacial de 0.380 nm para el sistema n-heptano/agua usando el criterio 10-90 [42]. En base a esto, encontramos que usando este criterio, los espesores de película interfacial son de mayor magnitud usando los perfiles de los hidrocarburos.

En cambio, usando el criterio 90-90, se encontró un único valor de espesor de película interfacial para los sistemas estudiados. En este caso para el sistema agua/n-octano, la magnitud fue de 0.495 nm. Generalmente, usando este criterio, los espesores de película interfacial son sobreestimados.

Luego, se colocaron monocapas de surfactantes SDS en la región interfacial del sistema agua/n-octano. En este caso, se estudio el efecto de la concentración de surfactante sobre esta propiedad interfacial denominada espesor de película. En la tabla 3, se muestran los valores obtenidos de espesor de película interfacial usando los criterios 10-90 y 90-90.

Se muestra que a medida que se adiciona moléculas de surfactantes a la región interfacial se genera un aumento de espesor de película interfacial. Usando el criterio 10-90 sobre la capa de agua, se encuentra magnitudes más coherentes de espesor de película interfacial. En cambio, usando la capa de n-octano hay un aumento considerable de los espesores de película. Lo mismo ocurre usando el criterio 90-90. Sin embargo, en todos los casos la película interfacial aumenta en función de la concentración de surfactante en la región interfacial (ver tabla 3). Desde el punto de vista teórico, el aumento de espesor de película implica una mayor estabilidad del sistema agua/SDS/n-octano. Generalmente, el SDS adicionado forma una monocapa autoensamblada en la región interfacial n-octano/agua y la parte lipofílica de este penetra la capa de hidrocarburo. A su vez, la parte hidrofílica interacciona fuertemente con el agua debido a la afinidad que presentan entre sí. Esto ocasiona la permeación del n-octano y agua en la membrana de surfactante autoensamblada y un aumento de los espesores de película medidos en las capas de n-octano y agua. De igual manera, con el criterio 90-90, se obtienen altos valores de espesor de película interfacial. De hecho, el aumento en el espesor de película en la capa de agua es debido al grupo hidrofílico. En cambio para la capa de hidrocarburo es debido a la cadena lipofílica.

En la tabla 4, se muestra el aumento en la película debido al grupo hidrofílico y lipofílico presentes en el surfactante dodecil sulfato de sodio. La contribución al espesor de película interfacial total debido al grupo hi-

Tabla 3: Espesores de película interfacial obtenidos para los sistemas agua/sds/n-octano usando los criterios 10-90 y 90-90.

Moléculas de SDS	Criterio 10-90 en Å agua	Criterio 10-90 en Å n'octano	Criterio 90-90 en Å
9	4.37	9.30	11.04
12	5.01	10.46	13.01
16	5.43	11.71	14.77
20	5.77	11.90	15.49
25	6.24	12.38	16.69
36	8.55	12.34	19.22

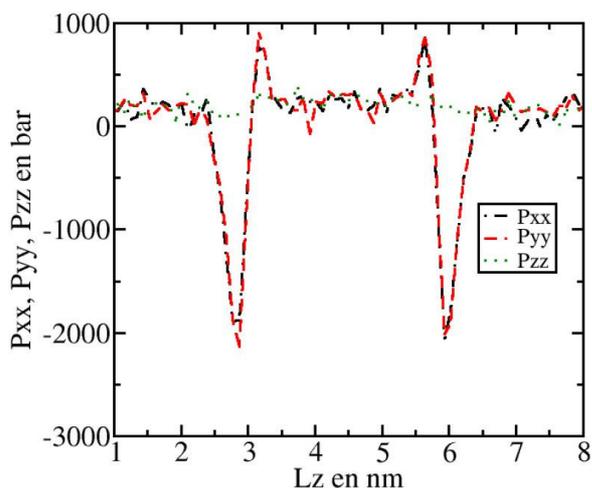


Figura 9: Tensores de presión local del sistema agua/n-octano obtenidos con GROMACS 4.5.5.

drofílico es menor en comparación a la contribución del grupo lipofílico. A su vez, a medida que la concentración de surfactante aumenta la contribución de cada parte del surfactante aumenta. Para el sistema completamente saturado con surfactante, el cual corresponde a 36 moléculas en la monocapa, el espesor de película obtenido fue de 14.27 Å.

Tensión interfacial de los sistemas agua/SDS/n-octano y agua/n-octano

Las tensiones interfaciales de los sistemas agua/SDS/n-octano estudiados fueron obtenidas usando el modelo de Kirkwood-Buff. Para ello, se utilizan los tensores de presión local a lo largo del eje z de la celda periódica usada en la simulación (ver figura 9).

En la tabla 5, se muestran los valores obtenidos de nuestras simulaciones. Para el sistema n-octano/agua, la tensión interfacial obtenida por la simulación fue de 52.20 mN/m. El resultado obtenido en este trabajo es consistente con el valor experimental de 51.6 mN/m reportado por Zhang et al. [42].

Luego, al sistema agua/n-octano se le adicionó monocapas de surfactantes en la región interfacial para medir la capacidad reductora de la tensión interfacial que presenta el SDS y verificar que el modelo de energía potencial GROMOS53A6 describe adecuadamente a este tipo de

moléculas.

La tensión interfacial disminuye a medida que aumentamos la concentración de surfactante SDS en la región interfacial. En nuestro caso, se obtuvo un mínimo de tensión interfacial cuando en la monocapa estaban presentes 36 moléculas de SDS. Usando esta cantidad de moléculas de surfactante, el área por molécula obtenido fue de 45.60 \AA^2 el cual está por debajo del valor experimental de 50.30 \AA^2 . Esto garantiza que la región interfacial de la capa de agua está completamente saturada de surfactante y por lo tanto al usar los modelos de energía potencial GROMOS-53A6 y SPC se logró predecir la capacidad del SDS para reducir la tensión interfacial del sistema agua/n-octano usando dinámica molecular tipo NPT.

Conclusiones

En este trabajo, se lograron determinar las propiedades interfaciales de los sistemas vacío/SDS/agua y agua/SDS/n-octano usando dinámica molecular tipo NVT y NPT y los modelos de energía potencial GROMOS-53A6 y SPC para describir las moléculas de n-octano, SDS y agua, respectivamente.

El valor de área por molécula del SDS en agua estimado fue de 53.3 \AA^2 . A su vez, según la curva de energía necesaria para la formación de la interfaz se presenta un cambio de pendiente para un área de 80 \AA^2 y un valor de energía de -189.79 kJ/mol . Estos resultados muestran que las interacciones del SDS con el agua son efectivas cuando la superficie está saturada con dicho surfactante. A su vez, el espesor de la película interfacial aumenta en función de la concentración de surfactante SDS ubicado en la región interfacial.

Además, se encontró que el número de moléculas de agua presentes en la primera capa de hidratación aumenta en función del número de moléculas de SDS ubicadas en la región interfacial. En el punto de saturación de la superficie del agua, el número de moléculas de agua en la primera capa de hidratación corresponde a 19.74 moléculas.

También, se determinó la capacidad del SDS para reducir la tensión interfacial en un sistema agua/n-octano. Los perfiles de densidad del sistema agua/n-octano a lo

Tabla 4: Aumento de la película interfacial (σ) en nm obtenidos usando los criterios 10-90 y 90-90. El agua fue descrita usando el modelo SPC-E.

Moléculas de SDS	Grupo hidrofílico Å	Grupo lipofílico Å	Total Å
9	0.42	5.15	6.09
12	1.06	6.31	8.06
16	1.48	7.56	9.82
20	1.82	7.75	10.54
25	2.29	8.23	11.74
36	4.6	8.19	14.27

Tabla 5: Aumento de la película interfacial (σ) en nm obtenidos usando los criterios 10-90 y 90-90. El agua fue descrita usando el modelo SPC-E.

Moléculas de SDS	Tensión interfacial en mN/m	Error en mN/m
9	50.30	0.42
12	47.41	1.31
16	42.15	0.21
20	35.41	0.50
25	27.68	0.39
36	4.94	0.30

largo del eje Z son consistentes con las densidades experimentales de los líquidos puros. La densidad promedio obtenida para este sistema fue $(820.84 \pm 0.40) \text{ Kg/m}^3$. Adicionalmente, para los sistemas agua/n-octano y agua/

sds/n-octano se pudo precisar que los espesores de película interfacial aumentan en función del número de moléculas de surfactantes presentes en la región interfacial con un mínimo de tensión interfacial de 4.94 mN/m y un valor máximo de espesor de película de 19.22 Å usando los force field GROMOS-53A6 y SPC.

Particularmente, estos resultados son debidos a la buena interacción que existe entre el grupo hidrofílico del surfactante y las moléculas de agua, lo cual genera una disminución de la tensión interfacial y un aumento del espesor de película.

Los resultados obtenidos de las simulaciones fueron consistentes con valores obtenidos experimentalmente.

Referencias

- [1] Myers, D. (2002). Surface activity and surfactant structures. *Surfaces, Interfaces, and Colloids: Principles and Applications, Second Edition*, 21-39.
- [2] Rosen, M. J., & Kunjappu, J. T. (2012). Surfactants and interfacial phenomena. *John Wiley & Sons*.
- [3] Myers, D. (2005). Surfactant science and technology. *John Wiley & Sons*.
- [4] Holmberg, K. (Ed.). (2002). Handbook of applied surface and colloid chemistry (Vol. 1). *New York: Wiley*
- [5] Rehfeld, S. J. (1967). Adsorption of sodium dodecyl sulfate at various hydrocarbon-water interfaces. *Physical Chemistry*, 71(3), 738-745, DOI: 10.1021/j100862a039.
- [6] Saien, J. & Akbari, S. (2006). Interfacial Tension of Toluene + Water + Sodium Dodecyl Sulfate from (20 to 50) °C and pH between 4 and 9. *Chem. Eng. Data*, 51(5), 1832-1835, DOI: 10.1021/je060204g.
- [7] Hansen, M. & Short, D. (1990). Optimization study of octane-in-water emulsions by sedimentation field-flow fractionation. *Chromatography*, 517, 333-344.
- [8] Tummala, N. R., & Striolo, A. (2008). Role of counterion condensation in the self-assembly of SDS surfactants at the water-graphite interface. *Physical Chemistry B*, 112(7), 1987-2000.
- [9] Watry, M. R., & Richmond, G. L. (2000). Comparison of the adsorption of linear alkanesulfonate and linear alkylbenzenesulfonate surfactants at liquid interfaces. *American Chemical Society*, 122(5), 875-883.
- [10] Zhao, T., Xu, G., Yuan, S., Chen, Y., & Yan, H. (2010). Molecular dynamics study of alkyl benzene sulfonate at air/water interface: effect of inorganic salts. *Physical Chemistry B*, 114(15), 5025-5033.
- [11] Shi, L., Tummala, N. R., & Striolo, A. (2010). C12E6 and SDS surfactants simulated at the vacuum-water interface. *Langmuir*, 26(8), 5462-5474.
- [12] Yan, H., Guo, X. L., Yuan, S. L., & Liu, C. B. (2011). Molecular dynamics study of the effect of calcium ions on the monolayer of SDC and SDSn surfactants at the vapor/liquid interface. *Langmuir*, 27(10), 5762-5771.
- [13] Shi, L., Tummala, N. R., & Striolo, A. (2010). C12E6 and SDS surfactants simulated at the vacuum-water interface. *Langmuir*, 26(8), 5462-5474.
- [14] Bresme, F., Chacón, E., Martínez, H., & Tarazona, P. (2011). Adhesive transitions in Newton black films: A computer simulation study. *Chemical physics*, 134(21), 214701.

- [15] Jang, S. S., & Goddard, W. A. (2006). Structures and properties of newton black films characterized using molecular dynamics simulations. *Physical Chemistry B*, 110(15), 7992-8001.
- [16] Bruce, C. D., Senapati, S., Berkowitz, M. L., Perera, L., & Forbes, M. D. (2002). Molecular dynamics simulations of sodium dodecyl sulfate micelle in water: the behavior of water. *Physical Chemistry B*, 106(42), 10902-10907.
- [17] Bruce, C. D., Berkowitz, M. L., Perera, L., & Forbes, M. D. (2002). Molecular dynamics simulation of sodium dodecyl sulfate micelle in water: micellar structural characteristics and counterion distribution. *Physical Chemistry B*, 106(15), 3788-3793.
- [18] Oostenbrink, C., Villa, A., Mark, A. E., & Van Gunsteren, W. F. (2004). A biomolecular force field based on the free enthalpy of hydration and solvation: the GROMOS force field parameter sets 53A5 and 53A6. *Computational chemistry*, 25(13), 1656-1676.
- [19] Malde, A. K., Zuo, L., Breeze, M., Stroet, M., Poger, D., Nair, P. C., ... & Mark, A. E. (2011). An automated force field topology builder (ATB) and repository: version 1.0. *Chemical theory and computation*, 7(12), 4026-4037.
- [20] Hermans, J., Berendsen, H. J., Van Gunsteren, W. F., & Postma, J. P. (1984). A consistent empirical potential for water-protein interactions. *Biopolymers* 23(8), 1513-1518.
- [21] Geysersmans, P., Elyeznasni, N., & Russier, V. (2005). Layered interfaces between immiscible liquids studied by density-functional theory and molecular-dynamics simulations. *Chemical physics*, 123(20), 204711.
- [22] Rowlinson, J. S., & Widom, B. (2013). Molecular theory of capillarity. *Courier Corporation*.
- [23] Kirkwood, J. G., & Buff, F. P. (1949). The statistical mechanical theory of surface tension. *Chemical Physics*, 17(3), 338-343.
- [24] Irving, J. H., & Kirkwood, J. G. (1950). The Statistical Mechanical Theory of Transport Processes. IV. The Equations of Hydrodynamics. *Chemical Physics*, 18, 817-829.
- [25] Irving, J. H., & Kirkwood, J. G. (1950). The statistical mechanical theory of transport processes. IV. The equations of hydrodynamics. *Chemical physics*, 18(6), 817-829.
- [26] Walton, J. P. R. B., & Gubbins, K. E. (1985). The pressure tensor in an inhomogeneous fluid of non-spherical molecules. *Molecular Physics*, 55(3), 679-688.
- [27] Neyt, J. C., Wender, A., Lachet, V., Ghoufi, A., & Malfreit, P. (2014). Quantitative Predictions of the Interfacial Tensions of Liquid-Liquid Interfaces through Atomistic and Coarse Grained Models. *Chemical theory and computation*, 10(5), 1887-1899.
- [28] Van Gunsteren, W. F., & Berendsen, H. J. C. (1987). Groningen molecular simulation (GROMOS) library manual. *Biomos, Groningen*, 24(682704), 13.
- [29] Oostenbrink, C., Villa, A., Mark, A. E., & Van Gunsteren, W. F. (2004). A biomolecular force field based on the free enthalpy of hydration and solvation: the GROMOS force field parameter sets 53A5 and 53A6. *Computational chemistry*, 25(13), 1656-1676.
- [30] Bruce, C. D., Senapati, S., Berkowitz, M. L., Perera, L., & Forbes, M. D. (2002). Molecular dynamics simulations of sodium dodecyl sulfate micelle in water: the behavior of water. *Physical Chemistry B*, 106(42), 10902-10907.
- [31] Bruce, C. D., Berkowitz, M. L., Perera, L., & Forbes, M. D. (2002). Molecular dynamics simulation of sodium dodecyl sulfate micelle in water: micellar structural characteristics and counterion distribution. *Physical Chemistry B*, 106(15), 3788-3793.
- [32] Hess, B., Kutzner, C., Van Der Spoel, D., & Lindahl, E. (2008). GROMACS 4: algorithms for highly efficient, load-balanced, and scalable molecular simulation. *Chemical theory and computation*, 4(3), 435-447.
- [33] Van Der Spoel, D., Lindahl, E., Hess, B., Groenhof, G., Mark, A. E., & Berendsen, H. J. (2005). GROMACS: fast, flexible, and free. *Computational chemistry*, 26(16), 1701-1718.
- [34] Lindahl, E., Hess, B., & Van Der Spoel, D. (2001). GROMACS 3.0: a package for molecular simulation and trajectory analysis. *Molecular modeling annual*, 7(8), 306-317.
- [35] Berendsen, H. J., van der Spoel, D., & van Drunen, R. (1995). GROMACS: a message-passing parallel molecular dynamics implementation. *Computer Physics Communications*, 91(1), 43-56.
- [36] Berendsen, H. J., Postma, J. V., van Gunsteren, W. F., DiNola, A. R. H. J., & Haak, J. R. (1984). Molecular dynamics with coupling to an external bath. *Chemical physics*, 81(8), 3684-3690.
- [37] Essmann, U., Perera, L., Berkowitz, M. L., Darden, T., Lee, H., & Pedersen, L. G. (1995). A smooth particle mesh Ewald method. *The Chemical physics*, 103(19), 8577-8593.
- [38] Zhao, T., Xu, G., Yuan, S., Chen, Y., & Yan, H. (2010). Molecular dynamics study of alkyl benzene sulfonate at air/water interface: effect of inorganic salts. *Physical Chemistry B*, 114(15), 5025-5033.
- [39] Xu, J., Zhang, Y., Chen, H., Wang, P., Xie, Z., Yao, Y., ... & Zhang, J. (2013). Effect of surfactant headgroups on the oil/water interface: An interfacial tension measurement and simulation study. *Molecular Structure*, 1052, 50-56.
- [40] Chen, Y., & Xu, G. (2013). Improvement of Ca²⁺-tolerance by the introduction of EO groups for the anionic surfactants: Molecular dynamics simulation. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 424, 26-32.
- [41] Mitrinovic, D. M., Tikhonov, A. M., Li, M., Huang, Z., & Schlossman, M. L. (2000). Noncapillary-wave structure at the water-alkane interface. *Physical review letters*, 85(3), 582.

- [42] Riedleder, A. J., Kentish, S. E., Perera, J. M., & Stevens, G. W. (2007). Structural Investigation of a Water/n-Heptane Interface: A Molecular Dynamics Study. *Solvent Extraction and Ion Exchange*, 25(1), 41-52.
- [43] Zhang, Y., Feller, S. E., Brooks, B. R., Pastor, R. W. (1995). Computer simulation of liquid/liquid interfaces. I. Theory and application to octane/water. *Chem. Phys.*, 23, 10252-10266.

Modelación del ruido por tráfico vehicular en la calle Mariscal Lamar en la ciudad de Cuenca

Felipe Sebastián Calderón Peralvo^{1*}, Christian Favián Tacuri Ortega^{1*}, Chester Andrew Sellers Walden¹

¹Universidad del Azuay, Av. 24 de Mayo 7-77 y Hernán Malo, Cuenca - Ecuador.

*Autor principal/Corresponding author, e-mail: felipesebastian7@hotmail.com; christian.t.o@hotmail.com

Editado por/Edited by: María del Carmen Cazorla, Ph.D.

Recibido/Received: 2016/05/19. Aceptado/Accepted: 2016/08/30.

Publicado en línea/Published online: 2016/12/13. Impreso/Printed: 2016/12/27.

DOI: <http://dx.doi.org/10.18272/aci.v8i1.303>

Vehicular Traffic Noise modeling at Mariscal Lamar Street in the city of Cuenca

Abstract

The progressive and sustained growth of automobile ownership that has been evidenced in the city of Cuenca-Ecuador is causing traffic saturation in its Historic Centre. The implied congestion can be evidenced most notably in peak hours, and brings excessive noise levels with it as a consequence. The present article aims to model the noise generated by vehicular flows in the Mariscal Lamar street by using the NMPB-Routes-96 noise prediction model, coupled with a noise-specialized software known by the name of "Datakustik CadnaA" which provides several configurations that were matched with local features. Based on these results, and comparing with information gathered in-situ, the fittest method can be determined. Furthermore, once the best method is defined, a baseline for the equivalent Resonant Pressure Levels (NPS_{eq} , in Spanish) regarding a direct area of influence of the "Tranvía 4 Ríos de Cuenca" light rail transit project, is established. The final outcome of this study is a noise map of the current state of the zone before the implementation of the "Tranvía 4 Ríos de Cuenca" light rail transit project; this map would serve as a benchmark to determine the variation in noise levels once the light rail transit becomes operative.

Keywords. Noise propagation, noise pressure level, noise maps, CadnaA.

Resumen

Debido al progresivo crecimiento del parque automotor en la ciudad de Cuenca-Ecuador, se evidencian grandes congestiones por la sobrecapacidad de tráfico en su centro histórico, el cual colapsa en horas pico, trayendo como consecuencia elevados niveles de ruido en la zona. Por esta razón, el presente artículo tiene como objeto modelar el ruido generado por tráfico vehicular en la calle Mariscal Lamar, utilizando el modelo de predicción de ruido NMPB-Routes-96 y las distintas configuraciones que permite el software especializado en ruido "Datakustik CadnaA", considerando las características locales y su parque automotor. Para así determinar el método que más se ajuste a la realidad de la zona de estudio, mediante comparación con niveles de ruido levantados in situ. Además, una vez determinado el método que más se ajusta a los valores del sonómetro, se logró establecer una línea base sobre los Niveles de Presión Sonora equivalente (NPS_{eq}) de una sección del área de influencia directa del "Tranvía 4 Ríos de Cuenca"; obteniendo de esta manera un mapa de ruido previo a la implementación de dicho tranvía, lo cual servirá como referencia para determinar la variación en los niveles de ruido una vez que se encuentre operativo dicho medio de transporte masivo.

Palabras Clave. Propagación de ruido, nivel de presión sonora, mapas de ruido, CadnaA.

Introducción

La contaminación acústica en las zonas urbanas constituye un problema ambiental que ha acaparado el interés de investigadores, organismos competentes y de los ciudadanos, debido a que, desde hace algunos años se ha considerado como uno de los factores que más deteriora la calidad de vida, consecuencia de la falta de estrategias y políticas para su control.

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS), existe una relación directa y exponencial entre el nivel de desarrollo de un país y el grado de contaminación acústica que impacta a su población [1]. En vista de que este problema afecta la salud y calidad de vida de la población, se han desarrollado mapas de ruido en: España, México, Brasil, Colombia, Chile, entre otros países, los cuales han utilizado el software Datakustik CadnaA para la realización de dichos mapas, los cuales sirven para caracterizar el grado de contaminación sonora y así lograr establecer planes de acción para mitigar dicho problema.

Para que se produzca un ruido es necesario que la fuente libere una cantidad de energía en el medio que lo rodea [2]. Durante el viaje de la señal, ésta va perdiendo energía porque parte de la misma se utiliza en desplazar las moléculas del medio, razón por la cual, el sonido al propagarse en exteriores, debido a mecanismos de atenuación, sufre una disminución de sus niveles a medida que aumenta la distancia entre la fuente y el receptor [3]. El medio ambiente sonoro se presenta en la fase de recepción. Si no existe población que ocupe el territorio el medio ambiente sonoro no existe [3].

Emisión de ruido debido al transporte

El incremento exponencial de medios de transporte a nivel mundial ha generado impactos negativos tales como la contaminación por emisiones, consumo de energía, ruido, contaminación visual, accidentes, etc. Entre estos, el ruido es el primero que se detecta y es uno de los contaminantes que afecta de manera más directa a la calidad de vida de los ciudadanos. El transporte es, con mucho, la principal fuente de ruido por delante de la construcción o de la industria [4].

Cada vehículo automotor representa una fuente de ruido muy compleja, ya que en general es la superposición de tres tipos de ruido bien diferenciados [5]:

- Ruido de propulsión: generado por el motor, transmisión, sistema de admisión y escape asociado.
- Ruido de rodadura: producido por la rodadura entre los neumáticos y la calzada.
- Ruido aerodinámico: asociado con las turbulencias que se generan en la superficie del vehículo o en las zonas cercanas.

En general, el ruido de propulsión predomina a velocidades inferiores a 50 km/h, aunque en los vehículos

nuevos que cuentan con silenciadores de escape el ruido predominante a velocidades de 40 km/h es el de rodadura. Mientras que el ruido aerodinámico adquiere importancia a velocidades superiores a 80 km/h [6].

Mapas de ruido ambiental

Los mapas de ruido ambiental son registros georreferenciados de los niveles sonoros u otra información acústica pertinente, de un área geográfica determinada, los cuales sirven para determinar los tipos de fuentes que más ruido generan, las zonas en las que más se concentra el ruido, simular posibles escenarios y sobre todo hacer predicciones globales para establecer planes de acción para mitigar el ruido [2].

Los objetivos de los mapas de ruido son: estimar la exposición al ruido de los habitantes, comparar los niveles sonoros frente a los especificados en normas de regulación sobre contaminación ambiental y determinar las medidas técnicas, económicas y legales a zonas específicas de las ciudades [7].

Desde los años 90 se empezaron a utilizar programas de simulación del ruido basados en modelos matemáticos para elaborar los mapas de ruido. Debido a esto en la actualidad se utiliza esta metodología y se validan los resultados mediante medidas experimentales e incorporando el entorno SIG (Sistemas de Información Geográfica) para facilitar la elaboración de mapas de ruido [8].

Los modelos de predicción de tráfico rodado se utilizan para prever los niveles sonoros que producirá una nueva vía de circulación o bien una modificación de una vía existente, como en este caso de estudio en el que se incorporará un tranvía en la circulación de la zona de estudio. Existen diferentes modelos de predicción de ruido de tráfico vehicular, los cuales se diferencian por las ecuaciones que usan, los distintos factores de corrección, entre otros [9]. Para este estudio se utilizó el modelo francés NMPB Routes-96, que es el modelo oficial de la Unión Europea para la caracterización acústica del ruido de tránsito rodado y cuyo procedimiento de medida se detalla en el Diario Oficial de la Unión Europea [10], el cual hace referencia a la «Guide bu Bruit 1980» [11].

En cuanto al marco legal, la normativa ecuatoriana con el propósito de combatir los perjudiciales efectos del ruido, ha establecido varios métodos y procedimientos destinados a regular los niveles de ruido sobre el territorio. Cuyo objetivo es cuidar la salud y bienestar de las personas, así como del medio ambiente, mediante el establecimiento de niveles máximos permisibles de ruido [12].

El presente estudio consiste en continuar con la investigación realizada por el Instituto de Estudios de Régimen Seccional del Ecuador (IERSE), sobre el comporta-

miento de las emisiones sonoras, proponiendo la modelación del ruido por tráfico vehicular con la utilización de un software de cálculo, con el fin de determinar la configuración que más se ajuste a la realidad de nuestra ciudad y que sirva como base para en el futuro poder modelar el ruido de toda la ciudad.

Métodos

Descripción de la zona de estudio

La zona de estudio se encuentra ubicada dentro de la República del Ecuador, Provincia del Azuay, en pleno centro histórico de la ciudad de Cuenca. La misma se ha determinado en el eje de la calle Mariscal Lamar, tramo comprendido entre las calles Mariano Cueva y Juan Montalvo, con una longitud de aproximadamente 1 km y 6 m de ancho. En dicha zona se establecieron cinco puntos de monitoreo, ubicados cada dos cuadras, (Fig. 1), los mismos que fueron utilizados para realizar las mediciones de ruido con el sonómetro, además del conteo de vehículos en los siguientes horarios: 07h00, 10h00, 13h00, 15h00, 18h00 y 21h00.

Recopilación y levantamiento de datos

Para la ejecución del proyecto se utilizó información facilitada por el IERSE sobre cartografía de manzanas, edificaciones, curvas de nivel y vías del área de estudio. Así mismo para el aforo vehicular y los Niveles de Presión Sonora equivalente (NPS_{eq}) en cada punto de monitoreo, se utilizaron los datos obtenidos en el proyecto "Evaluación de las emisiones de ruido en el área urbana de Cuenca y elaboración del mapa de ruido 2014", en el cual se menciona que las mediciones se realizaron considerando los cinco días de la semana, de lunes a viernes, a través de un sonómetro modelo SOUND-PRO SP-DL-2-1/3, Serie BIM020008, marca QUEST TECHNOLOGIES [13].

También se obtuvo la Intensidad Media Diaria (IMD) de vehículos en cada tramo del área de estudio y datos adicionales como: altura de las edificaciones y veredas, ancho de calzada, tipo de superficie de calzada y velocidad máxima de circulación, además del levantamiento en campo de los coeficientes de absorción de ruido en las fachadas, en donde se asignó un coeficiente alto a cuyas fachadas cuentan con poca superficie de construcción, como por ejemplo muros bajos, o estructuras metálicas de protección; un coeficiente medio a las fachadas de edificaciones con locales comerciales, que cuentan con grandes entradas y ventanas abiertas, es decir fachadas que permitan el ingreso del ruido en gran cantidad; y un coeficiente bajo a las fachadas que no cuentan con grandes entradas, ni locales comerciales, es decir que la mayor parte de la misma sean paredes o vidrio.

Sistematización de datos

Toda la información obtenida mediante recopilación y levantamiento de datos, se ingresó en las tablas de atributos de los archivos cartográficos en formato shapefile, misma que fue realizada en base a las tablas de atributos y abreviaciones del software CadnaA, lo cual es necesario para importar y procesar los datos en dicho software.

Modelo de cálculo

El modelo de cálculo utilizado para el ruido procedente del tráfico rodado, fue el francés "NMPB-Routes-96", el cual define el nivel de emisión de ruido como el nivel sonoro equivalente en dBA producido por un vehículo/hora. Dicho nivel de emisión de ruido depende del tipo de tráfico, grado de pendiente de la carretera y velocidad del vehículo [14]. Además, describe un procedimiento detallado para calcular los niveles sonoros causados por el tráfico en las inmediaciones de una vía, teniendo en cuenta los efectos meteorológicos sobre la propagación [10].

En este modelo se probaron los tres métodos diferentes de ingresar los datos de la fuente sonora, siendo el primero la Intensidad Media Diaria (IMD) de tráfico vehicular, el segundo los datos exactos de conteo vehicular y el tercero los registros del sonómetro, todo esto con el fin de comparar los resultados de la simulación con los NPS_{eq} obtenidos en campo a través del sonómetro y de esta manera determinar cual de ellos es el que mejor representa los niveles de ruido de la zona de estudio.

Configuración del software

A través del método IMD se obtienen resultados que representan a los diferentes períodos del día, los cuales deben ser definidos en base a la normativa del TULSUMA, en el cual además se presenta una clasificación del suelo según su uso. Esta zona de estudio es de tipo comercial mixto y los períodos utilizados fueron: el diurno (06h00 a 20h00), nocturno (20h00 a 06h00) y un período global que abarca las 24 horas del día, mientras que, tanto el método de datos exactos de conteo vehicular como el de registros del sonómetro representan a una hora específica del día, por lo que se utilizó el horario de las 07h00, siendo el más crítico, para comparar los resultados obtenidos con los NPS_{eq} capturados a través del sonómetro en campo.

Para la configuración de objetos, en cuanto a la reflectividad de las fachadas de los edificios, el software dispone de tres opciones, la primera es sin reflexión, es decir que las fachadas absorban la mayor cantidad de ruido posible. La segunda opción es asignar las pérdidas por reflexión en base a los materiales de las fachadas, la cual no se utilizó debido a que el software no tiene los materiales predominantes de las fachadas de la zona de estudio como el caso del barro. La tercera opción es ingresar

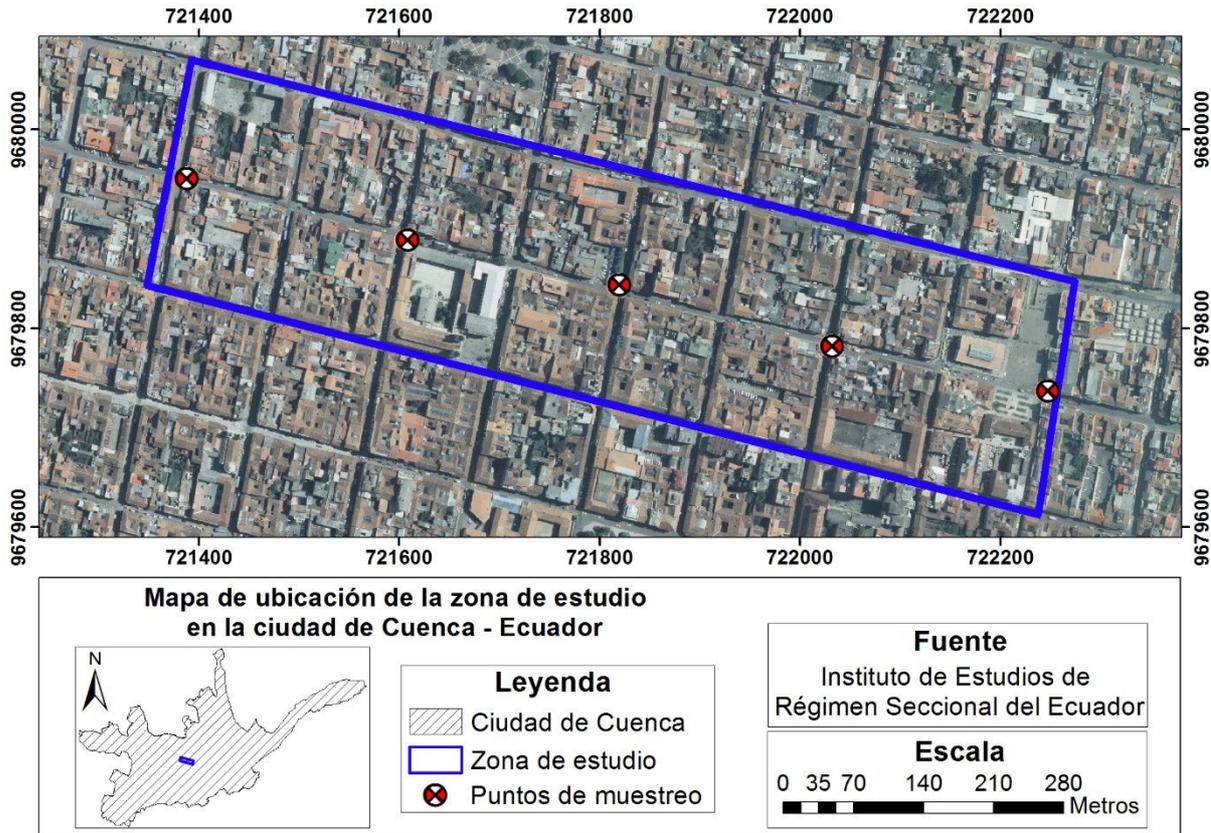


Figura 1: Ubicación de la zona de estudio.

un coeficiente de absorción de ruido, que puede ser alto, medio o bajo para cada una de las fachadas, en este caso adicionalmente se determinó el coeficiente de absorción de ruido de las fachadas de manera individual, según los datos levantados en campo como se explicó anteriormente. De esta manera para la simulación de los mapas se utilizaron las siguientes configuraciones de reflectividad de las fachadas: sin reflexión, absorción alta, absorción baja y absorción real.

En los mapas de ruido se colocaron receptores con las mismas coordenadas en las que se obtuvieron los datos con el sonómetro, para así obtener resultados puntuales y que estos puedan ser comparados con el nivel de presión sonora equivalente (NPS_{eq}) obtenido en cada punto de monitoreo.

Resultados

Se elaboraron tablas y cuadros en los que se presentan los niveles de presión sonora equivalente (NPS_{eq}) para cada uno de los métodos con sus respectivas configuraciones, así también se determinaron las diferencias que existen entre los NPS_{eq} , respecto a los datos obtenidos mediante el sonómetro en la zona de estudio. Dichos datos se presentan en la Tabla 1, los cuales sirven para realizar la comparación con cada uno de los métodos que se utilizaron para generar los mapas de ruido.

Tabla 1: Mediciones realizadas a través del sonómetro en cada punto de monitoreo en la zona de estudio¹.

Mediciones del Sonómetro (dBA)				
R-17	R-18	R-19	R-20	R-21
75,6	73	74,4	75,6	69,4

¹Fechas de campaña de monitoreo:
 R-21: jueves 04/12/14;
 R-20: jueves 11/12/14;
 R-19: martes 27/01/15;
 R-18: martes 03/02/15;
 R-17: martes 10/02/15

Para el caso de Intensidad Media Diaria (IMD) en el día, se determinó que la configuración de las fachadas con la opción "sin reflexión" es la que presenta los NPS_{eq} más bajos, además se puede ver que estos niveles son los más cercanos a los datos del sonómetro.

En cuanto a los mapas con IMD (en este caso el mapa global), se repite el patrón de distribución de ruido del caso anterior, con niveles de ruido levemente inferiores, esto es debido a que al ser el mapa global considera las 24 horas del día, es decir también incluye la noche donde los niveles de ruido son inferiores por lo que los resultados globales disminuyen levemente.

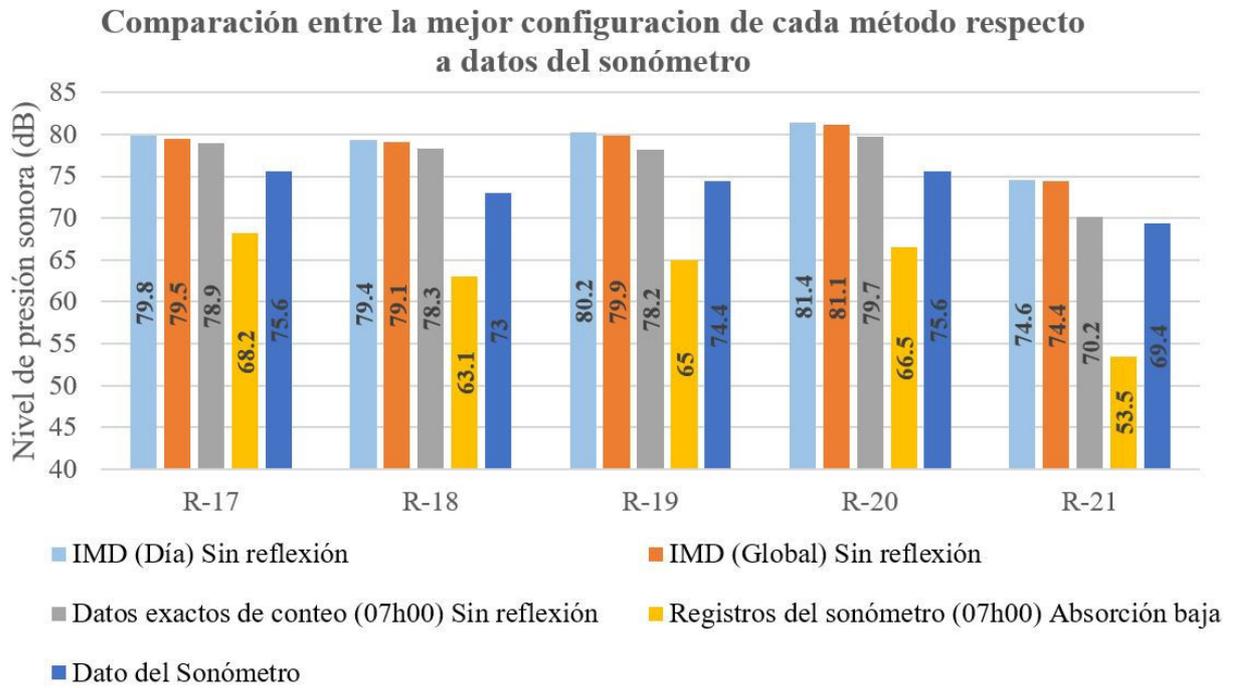


Figura 2: : Comparación entre la mejor configuración de cada método.

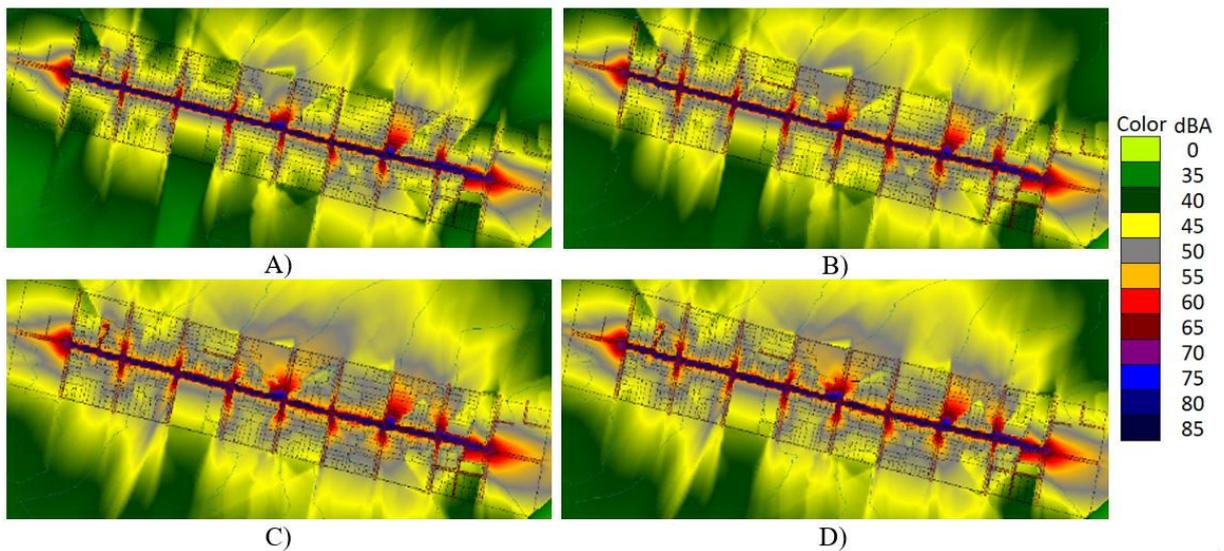


Figura 3: Mapas de ruido generado sobre la calle Mariscal Lamar, con el método de "Datos Exactos de Conteo" (07h00): A) Sin reflexión; B) Absorción alta; C) Absorción baja; D) Absorción real.

Tabla 2: **Matriz de diferencias de la comparación entre la mejor configuración de cada método respecto a los datos obtenidos a través del sonómetro en la zona de estudio**

Diferencias entre la mejor configuración de cada método respecto a mediciones del Sonómetro (dBA)				
Receptor	IMD (Día) Sin reflexión	IMD (Global) Sin reflexión	Datos exactos de conteo (07h00) Sin reflexión	Registros del sonómetro (07h00) Absorción baja
R-17	4,2	3,9	3,3	-7,4
R-18	6,4	6,1	5,3	-9,9
R-19	5,8	5,5	3,8	-9,4
R-20	5,8	5,5	4,1	-9,1
R-21	5,2	5	0,8	-15,9

Con el método de Datos Exactos de Conteo, para efectos de comparación se ha seleccionado el horario de las 07h00, puesto que, según la matriz de datos generada, éste es el horario que mayor número de vehículos registra. Al igual que en los casos anteriores los NPS_{eq} obtenidos con la configuración de las fachadas con la opción "sin reflexión", son los más equiparables con los datos obtenidos con el sonómetro, pero esta vez las diferencias respecto a las mediciones del sonómetro son menores que en los métodos anteriores.

Los mapas obtenidos mediante el método en el que se ingresan los registros del sonómetro, también se realizaron en el horario de las 07h00 para efectos de comparación. Este método presentó NPS_{eq} más bajos que los tomados en campo, lo cual se debe a que los datos levantados con el sonómetro representan una fuente puntual, es decir, son datos que corresponden a un punto, en el cual la propagación de sus ondas se realiza de forma esférica y se extiende uniformemente en todas las direcciones. Cuando se ingresan dichos datos en las vías de la zona de estudio, el software los considera como una fuente de propagación lineal, por lo que estos NPS_{eq} se propagan basándose en diferentes puntos del tramo de la vía, con lo cual, la configuración de las fachadas con la opción "absorción baja", es la que más se aproxima a los datos obtenidos mediante el sonómetro, siendo este comportamiento el esperado, ya que, al tener niveles inferiores a los medidos, se requiere que las fachadas absorban la menor cantidad de ruido posible.

En la Tabla 2 que representa la matriz de diferencias generada entre las mejores configuraciones de cada método se puede apreciar que el método de Datos Exactos de Conteo con la configuración de las fachadas con la opción "sin reflexión" es la que presenta las menores diferencias respecto a los datos de la Tabla 1. Además, se muestra la comparación de los NPS_{eq} entre la mejor configuración de cada método (Fig. 2), con lo cual se determinó que la configuración que más se ajusta a los datos del sonómetro medidos en campo, es el que corresponde al método de Datos Exactos de Conteo con la configuración de las fachadas con la opción "sin reflexión".

En la Figura 3, que representa al mejor método, se puede observar como difiere la distribución espacial del ruido en base a la configuración que se asigna a las fachadas, según la intensidad del color, especificada en la paleta de colores. Cabe recalcar que, en las calles transversales a la zona de estudio, se observa la propagación natural del ruido hacia las mismas, sin embargo, estos NPS_{eq} no representan su contaminación auditiva real, ya que estas no fueron consideradas en el estudio.

Discusión

De los mapas obtenidos se puede observar que los niveles de presión sonora equivalente (NPS_{eq}) que registra el receptor R-21, son los que presentan menor variación entre sí, según el coeficiente de absorción de ruido que se asigne a las fachadas, ya que al ser el último punto en el área de estudio no tiene otra referencia para interpolar los niveles, realizando únicamente una propagación lineal del ruido; otra razón es que el área de estudio en ese punto tiene plazas a ambos lados de la vía y al no existir edificaciones no se puede realizar la diferenciación de los tipos de fachadas.

Al obtener los resultados utilizando el método de "Datos Exactos de Conteo", se puede establecer una línea base de información previo al funcionamiento del "Tranvía 4 Ríos de Cuenca", con el objetivo de, a futuro, realizar una comparación y determinar la diferencia entre los NPS_{eq} , estableciendo un escenario del antes y después, esto una vez que se encuentre en funcionamiento el nuevo sistema de transporte masivo, que si bien es cierto, está enfocado en mejorar la movilidad de la ciudad, también sería un aspecto importante que se reduzcan dichos niveles sonoros.

Conclusiones

En función de la información obtenida y los mapas generados con los diferentes métodos y configuraciones, se concluye, que el método que mejor se ajusta a los datos obtenidos a través del sonómetro en campo, es el método de "Datos Exactos de Conteo" con la configuración de las fachadas "sin reflexión", lo que permitió

crear una línea base de información sobre el ruido vehicular, según dicho método, para un tramo del proyecto "Tranvía 4 Ríos de Cuenca" previo a su implementación, para en el futuro comparar el efecto que se producirá en los NPS_{eq} de la ruta de este medio de transporte masivo. Se espera, de acuerdo a información publicitada por el GAD Municipal de Cuenca, que se produzca una importante reducción de la contaminación acústica generada por tráfico vehicular.

Además, se determinó que existe alta correlación entre los mapas generados en este estudio y las mediciones del sonómetro en campo, lo cual se debe a que el software CadnaA utiliza un algoritmo de interpolación basado en un modelo de dispersión y distribución lineal espacial entre los puntos vecinos, ajustando los datos producto de la proporción lineal existente entre los segmentos de cada vértice.

Para la evaluación del ruido se utilizaron los límites establecidos por el TULSMA, según el uso del suelo, que en este estudio es una zona comercial mixta, debido a que se presenta mayor actividad comercial que residencial. Dicho límite es de 65 dBA, mismo que la OMS establece como máximo permitido para preservar la salud de los habitantes. Los resultados obtenidos de la simulación de los mapas de ruido, conjuntamente con los datos capturados por el sonómetro en campo, presentan NPS_{eq} entre 75dBA y 80 dBA, lo que significa que superan los límites establecidos por estos organismos de regulación, derivándose en un ambiente con excesivos niveles sonoros que pueden llegar a tener efectos nocivos en la salud de la población.

Agradecimientos

Agradecemos al Instituto de Estudios de Régimen Seccional del Ecuador (IERSE) por la disposición y apertura para el desarrollo del presente artículo.

Igualmente, al Ing. Gustavo Álvarez C, por su apoyo en la ejecución del estudio.

Referencias

- [1] Ramírez González, A., & Domínguez Calle, E. A. (2011, Diciembre). *El ruido vehicular urbano: Problemática agobiante de los países en vías de desarrollo*. Revista de La Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas Y Naturales, 35(137), 509-530. URL: <http://ref.scielo.org/8rzhqm>
- [2] Amores Obando, J. (2010). *Elaboración de un mapa de ruido del Distrito Metropolitano de Quito - Zona Sur*. Universidad Internacional SEK. URL: <http://repositorio.uisek.edu.ec/jspui/handle/123456789/385>
- [3] ALLPE Ingeniería y medio ambiente. (2012). *Estudio acústico del plan parcial de Ordenación de la Unidad de Ejecución U.E.-11 "PANRICO" según real decreto 1367/2007*. Madrid. URL: http://www.paracuellosdejarama.es/media/329108/Memoria_estudio_acustico.pdf
- [4] Observatorio de Salud y Medio Ambiente de Andalucía OSMAN. (2009). *Ruido y Salud*. Junta de Andalucía. Sevilla. URL: http://www.osman.es/contenido/profesionales/ruido_salud_osman.pdf
- [5] Sanz Vila, C. (2012). *Técnicas para el estudio acústico en vehículos*. Universidad Politécnica de Valencia. URL: <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/18464/memoria.pdf?sequence=1>
- [6] Miraya, F. (2002). 5 de Junio, Día Mundial Del Medio Ambiente. In *Laboratorio de Acústica y Electroacústica*. Rosario: Universidad Nacional de Rosario. URL: <http://www.fceia.unr.edu.ar/acustica/biblio/05-06-02.pdf>
- [7] Martínez Sandoval, A. (2005, Junio). Ruido por tráfico urbano: Conceptos, medidas descriptivas y valoración económica. *Revista de Economía Y Administración.*, 49. URL: http://www.uao.edu.co/sites/default/files/RUIDO_0.PDF
- [8] FULECOL. (2011). *Actualización del mapa de ruido de la zona urbana del Municipio de Itagüí*. Medellín. URL: <http://www.metropol.gov.co/Planeacion/DocumentosAreaPlanificada/InformefinalItag%C3%BC%C3%AD.pdf>
- [9] Bastián, N. (2015). Elaboración de mapa de ruido de la ciudad de Valdivia mediante software de modelación utilizando métodos de simplificación. *Síntesis Tecnológica*, 14. URL: http://ingenieria.uach.cl/RST/REVISTA_A4_30.09.pdf
- [10] Diario Oficial de la Union Europea. (2003). Recomendación de la Comisión de 6 de agosto de 2003 relativa a las Orientaciones sobre los métodos de cálculo provisionales revisados para el ruido industrial, procedente de aeronaves, del tráfico rodado y ferroviario, y los datos de emisiones correspondi. *Ministerio de La Presidencia de España*. URL: <https://www.boe.es/doue/2003/212/L00049-00064.pdf>
- [11] Centre d' Etudes des Transports Urbains. (1995). *Guide du Bruit des Transports Terrestres*.
- [12] Ministerio del Ambiente. Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio de Ambiente (TULSMA), Pub. L. No. Libro VI anexo 5 (2015). Ecuador.
- [13] Martínez, J., & Delgado, O. (2015). Evaluación de las emisiones de ruido en el área urbana de Cuenca, y elaboración del mapa de ruido 2014. *Universidad Verdad*, 66, 203-236. URL: <http://www.uazuay.edu.ec/bibliotecas/publicaciones/UV-66.pdf>
- [14] Genné Miralles, A., & Valero Gonzáles, X. (2013). Comparación entre el método de cálculo de ruido de tráfico rodado NMPB'96 y su posterior actualización NMPB'08 en un caso práctico de estudio. *Tecnica Acústica*, 9. URL: http://www.sea-acustica.es/fileadmin/Valladolid13/AAM-0_014.pdf

Enfoque y alcance

1. Somos una revista científica, con revisión por pares (*peer-reviewed*), de acceso abierto (*open access*), e indexada.
2. Publicamos trabajos en ciencias exactas, físicas, biológicas, ambientales, ingenierías, e investigaciones en el interfaz de estas disciplinas, desarrollados por científicos de cualquier institución o país.
3. Recibimos Artículos y Comunicaciones originales. Se alienta la publicación de experimentos que repliquen estudios previos y que presenten nueva información sobre el tema. Se acepta la publicación de resultados negativos. Sin embargo, no se recibe revisiones bibliográficas, comentarios u opiniones.
4. La evaluación de manuscritos en ACI Avances en Ciencias e Ingenierías se basa en una determinación objetiva de la robustez científica y metodológica, no en factores subjetivos como "impacto" o "interés".
5. Desarrollamos todos los procesos con altos estándares, incluyendo el énfasis en un proceso de revisión constructivo, altos estándares éticos, y una excelente producción editorial.

La revista se divide internamente en tres secciones: **Sección A:** Ciencias Exactas y Físicas; **Sección B:** Ciencias Biológicas y Ambientales; **Sección C:** Ingenierías

Directrices para autores

Artículo: Un manuscrito que reporta conclusiones substanciales para el entendimiento de un problema, debiendo ser actualizado y exhaustivo en sus análisis y conclusiones e incluir el conjunto completo de datos empíricos que soportan las ideas expuestas. Estos manuscritos usualmente tienen más de 2000 palabras y no tienen un número máximo de palabras, figuras o tablas. La estructura del texto incluirá divisiones con subtítulos.

Comunicación: Corresponde a un reporte conciso de un tema de investigación específico destinado a la presentación rápida de resultados novedosos pero de interés especial y puntual. El tipo de información reportada es flexible, y puede incluir manuscritos que prueban nuevas técnicas o metodologías, que describen observaciones de historia natural, o que presentan datos empíricos puntuales y novedosos. Estos manuscritos usualmente tienen menos de 2000 palabras y pueden incluir tablas y figuras, pero la extensión de las mismas debe ser acorde a las necesidades puntuales del texto. La estructura del texto no incluye divisiones, y es esencial que el primer párrafo trate de situar el problema dentro del campo en cuestión y el último párrafo defina claramente las conclusiones obtenidas.

Revisión de Libro: Corresponde a una crítica objetiva que analiza el contenido y estilo de un libro recientemente publicado y de relevancia dentro del enfoque de la revista. Cada revisión resume, evalúa y discute el contenido del libro a la luz de las necesidades actuales de la comunidad científica. No se incluyen datos originales o sin publicar. Las revisiones son solicitadas por invitación de los Editores de la revista y tienen máximo 1500 palabras. Si está interesado en realizar una revisión o en sugerir un libro para revisión, por favor póngase en contacto con la revista: avances@usfq.edu.ec

Números especiales: La revista publicará números especiales sobre un tema específico o en honor a un académico (*Festschrift*). Cada número especial será coordinado por un Editor Invitado, quien trabajará junto a los Editores de la revista. Personas interesadas en liderar un número especial deben enviar su propuesta al Editor en Jefe de la revista para aprobación e instrucciones.

Lea las directrices para autores detalladas en nuestra página web: <http://avances.usfq.edu.ec>

Proceso de evaluación por pares

Los manuscritos recibidos serán evaluados a través de un proceso de revisión por pares cuyo objetivo es juzgar si es que un manuscrito debería unirse a la literatura científica.

Los criterios básicos que guían esta revisión son:

- El manuscrito fue preparado de acuerdo a las políticas editoriales de la revista.
- El manuscrito presenta una investigación dentro del enfoque de la revista, define claramente un tema de estudio / pregunta de investigación relevante, y describe como el estudio contribuye a llenar una brecha en el conocimiento.
- La investigación fue conducida con rigurosidad y bajo estándares técnicos de calidad, describiendo las metodologías con suficiente información para que el estudio sea reproducible, y de conformidad con estándares éticos.
- Los datos son robustos y son provistos directamente en el manuscrito o están disponibles en un repositorio aceptable.
- Las conclusiones están presentadas explícitamente, se conectan con el tema de estudio / pregunta de investigación, y están soportados por los resultados presentados en el manuscrito. Las hipótesis y especulaciones deben ser identificadas claramente y soportadas por descripciones teóricas explícitas.
- Las decisiones sobre los manuscritos se basan en una determinación objetiva de la robustez científica y metodológica. La decisión no es afectada por factores subjetivos como el grado de impacto, el nivel de novedad que representa, o si es de interés para solo una sección de la audiencia científica.

Numeración y frecuencia de publicación

A partir del 2016, cada número de la revista recibe una numeración única continua, contada a partir del primer número publicado. Se mantiene la secuencia de volúmenes. Los artículos y comunicaciones se publican de manera digital poco tiempo después de haber sido aceptados y disponer de su versión final y son añadidos a la tabla de contenidos del número actual. Cada año se cierra un número y se lo publica de manera impresa reuniendo a todos los artículos y comunicaciones publicadas hasta ese momento.

Política de acceso abierto

A partir del 2016, todos los artículos y comunicaciones de ACI Avances en Ciencias e Ingenierías son publicados bajo una Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial 4.0 Internacional.



Se permite y se recomienda a los autores difundir su obra a través de Internet. Antes del envío a la revista, los autores pueden depositar el manuscrito en archivos/repositorios de prepublicaciones (preprint servers/repositories). Una vez publicado, se recomienda que los autores depositen su artículo en su repositorio institucional, página web personal, o redes sociales.

Más información:

Universidad San Francisco de Quito USFQ
Revista ACI Avances en Ciencias e Ingenierías
Att. Diego F. Cisneros-Heredia
Casilla Postal 17-1200-841
Quito 170901, Ecuador

