

Manual de campo para el estudio de Hormigueros

*A field manual to
Anteaters research*



Cesar Rojano, Erika Humanez-López, Mónica Rincón-Aranguri
Editores

Manual de campo para el estudio de Hormigueros

Cesar Rojano, Erika Humanez-López, Mónica Rincón-Aranguri
Editores

"In nature we never see anything isolated, but everything in connection with something else which is before it, beside it, under it and over it."

Johann Wolfgang von Goethe, 1893

Todos estamos conectados: los que abrieron el camino y nos inspiraron a conservar la vida silvestre. Los que dedican su vida e incluso la arriesgan para cuidar la biodiversidad. Los estudiantes, que seguirán este senda y usarán el conocimiento previo para cambiar el mundo. Los que vendrán, y que tarde o temprano se asombrarán con las maravillas de la naturaleza.

MANUAL DE CAMPO PARA EL ESTUDIO DE HORMIGUEROS

Editores:

Cesar Rojano
Erika Humanez-López
Mónica Rincón-Aranguri

Publicado por:

Fundación Cunaguaro
Carrera 22 #8-43 Oficina 110
Yopal, Colombia
www.cunaguaro.org

Parex Resources Colombia Ltd.
Sucursal
Calle 113 # 7 - 21
Bogotá D.C.
www.parexresources.com

Corporación Autónoma regional de la Orinoquía – Corporinoquía
Carrera 23 # 18-31
Yopal – Casanare
www.corporinoquia.gov.co

Ilustración de Portada:

Javier Piragauta (basada en fotografía de Chien C. Lee)

Diseño y diagramación:

Juan Camilo Miranda Cortes

Corrección de estilo:

Álvaro Rojano Osorio

Impreso por: Carvajal Soluciones de Comunicación

ISBN: 978-958-5820-1-1

Las opiniones expresadas en este libro pertenecen a los autores y no reflejan necesariamente las de Fundación Cunaguaro, Parex Resources Colombia Ltd. Sucursal y/o Corporinoquia.

Los textos pueden ser citados total o parcialmente citando la fuente.

Citación sugerida:

Rojano, C., Humanez-López, E. & Rincón-Aranguri, M. (Eds). 2023. Manual de campo para el estudio de hormigueros. Fundación Cunaguaro, Parex Resources Colombia Ltd. Sucursal, Corporinoquia.

Revisión científica

Carlos Aya-Cuero
Julio Chacón Pacheco
Dave Wehdeking
Leonardo Arias

Ilustraciones:

Javier Piragauta Studio
Nicolás Medina
Telenax México
Carmen Barragán

Fotografías:

Alexandre Martins Costa Lopes
Andrés Muñoz
Ariel PARRALES
Carlos Aya-Cuero
Carlos Bran
Carmen Barragán
Cesar Rojano Bolaño
Daniel Restrepo Marín
Danielle Brown
Danilo Kluyber
Erika Humanéz-López
Ernesto Roa Vargas
Expedición Oso Palmero Orinoquia
Fernanda Abra- ViaFAUNA/ICAS.
Freddy Santana
Gedienson de Araujo
Gianmarco Rojas Moreno
Hernán Padilla
Horacio Wilches
Instituto de Conservação de
Animais Silvestres-ICAS
Jhon Edison Zamudio
Julian Mejía Fuentes
July A. González
Kaya Herkersdorf
Laura Miranda Cortés
Luis Bolaño

Maitê Cardoso Coelho da Silva
Mario Alves
Melina Barrantes
Nicolás Medina
Paula Ortega
Proyecto Iberá Argentina
Rachelle Mackintosh
Robin Poches
Santiago Chiquito
Victor Quiróz

TABLA DE CONTENIDO

- 8 Agradecimientos.
- 9 Listado de autores.
- 12 Una llamada para proteger a los guardianes ocultos.
- 14 Apostando por la conservación de los hormigueros de Colombia.
- 16 Los hormigueros de Colombia.

Introducción

- 19 Razones para estudiar a los hormigueros en la naturaleza.
- 39 ¿Quiénes son los hormigueros de Colombia?.

Estudios poblacionales

- 63 Métodos para la estimación de la abundancia poblacional de hormigueros.
- 87 Fototrampeo para el estudio de hormigueros.
- 109 Sistemas de telemetría aplicada para la investigación y conservación de hormigueros
- 129 Evaluación de impactos de las vías sobre los hormigueros y monitoreo de medidas de mitigación.
- 149 Métodos de estimación de dieta y disponibilidad de presas en hormigueros.

Restricción y recolecta de muestras

- 164 Técnicas de captura y contención química de hormigueros en campo.
- 189 Toma de muestras biológicas en hormigueros.

AGRADECIMIENTOS

La Fundación Cunaguaro y su Proyecto de conservación de Hormigueros agradecen a todos los autores y sus instituciones de apoyo por trabajar de forma activa en la elaboración de este manual de campo. Agradecemos también a las comunidades de la Orinoquía y el Caribe por compartir sus conocimientos y sus territorios para el estudio de los osos hormigueros en Colombia durante la última década. Finalmente, expresamos nuestra sincera gratitud a Parex Resources Colombia Ltd. Sucursal, en especial a Ricardo Castro, Ebersol Estupiñan, Arturo Sanchez, Astrid Molina, Himmler Perdomo, Oscar Quiroz, Claudia Perez y Zulay Pacheco por el apoyo y soporte de esta iniciativa y la impresión de este manual.

Foto: Carlos Bran



LISTADO DE AUTORES

Andrés F. Sánchez Restrepo. Fundación para el Estudio de Especies Invasivas (FuEDEI), Hurlingham, Buenos Aires, Argentina. Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), Buenos Aires, Argentina. E-mail: andrescp@gmail.com
 Angélica Díaz-Pulido. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt, Centro de Estudios Socioecológicos y Cambio Global. E-mail: adiaz@humboldt.org.co

Ariel Parrales Ramírez. Programa de Biología Ambiental, Universidad Internacional del Trópico Americano – Unitrópico, Yopal, Colombia. E-mail: dumarparrales@unitropico.edu.co, dumar7@gmail.com

Carlos A. Delgado-V. Programa de Ecología, Universidad CES, Medellín, Colombia. E-mail: cdelgado@ces.edu.co

Carmen Elena Barragán-Ruiz. Departamento de Biología. Universidade Federal de Goiás, Goiânia, Goiás, Brasil. - Universidad Surcolombiana, Neiva, Huila, Colombia. E-mail: car.hele.ruiz@gmail.com

Cesar Rojano Bolaño. Fundación Cunaguaro, Proyecto de conservación de hormigueros de Colombia, Yopal, Colombia. E-mail: c.rojanob@gmail.com

Danilo Kluyber. Investigador Asociado – Naples Zoo at the Caribbean Gardens, Florida, USA; Investigador Asociado – Instituto de Conservação de Animais Silvestres (ICAS), Campo Grande, Brasil. E-mail: dkluyber@live.com

Diego R. Gutiérrez-Sanabria. Programa de Biología, Universidad de Pamplona, Norte de Santander, Colombia. E-mail: diecolo24@gmail.com

Erika Humanez-López. Fundación Cunaguaro, Proyecto de conservación de hormigueros de Colombia, Yopal, Colombia. E-mail: erikahl_91@hotmail.com

Fernanda Abra. Center for Conservation and Sustainability, Smithsonian National Zoo and Conservation Biology Institute, Washington, United States; ViaFAUNA Estudos Ambientais, São Pau-

lo, São Paulo, Brasil; Instituto Pró-Carnívoros, Atibaia, São Paulo, Brasil. E-mail: Abraf@si.edu

Gedienson Ribeiro de Araujo. Reprocon, Brasil; Biotério, Universidade Federal Mato Grosso do Sul, Brasil. E-mail: gediendson@gmail.com

Gianmarco Rojas-Moreno. Profesor - EMV - FCB - Universidad Ricardo Palma, Lima, Perú. E-mail: gianmarco_rojas@yahoo.com

Ivan Dario Pinto Sarmiento. Profesional Vida Silvestre, Subdirección de Gestión y Manejo de Áreas Protegidas, Parques Nacionales Naturales de Colombia, Bogotá, D.C. E-mail: ivan.pinto@parquesnacionales.gov.co

Mario Alves. Investigador Asociado – Instituto de Conservação de Animais Silvestres (ICAS), Campo Grande, Brasil; Programa de posgrado en Ecología y Conservación de la UFMS, Campo Grande, Brasil. E-mail: mariohalves@live.com

Matthew Hyde. Center for Human Carnivore Coexistence, Colorado State University, Fort Collins, Colorado, USA. E-mail: matthew.hyde@colostate.edu

Mónica Rincón-Aranguri. Fundación Cunaguaro, Proyecto de conservación de hormigueros de Colombia, Yopal, Colombia. E-mail: tamandua86@gmail.com

Robin Poches Franco. Pochitroniks S.A.S., Bogotá D.C., Colombia. E-mail: robinpoches@gmail.com

Santiago Monsalve. Programa de Medicina veterinaria. Corporación Universitaria Lasallista, Caldas, Antioquia, Colombia. E-mail: santiagomonsalve@gmail.com



UNA LLAMADA PARA PROTEGER A LOS GUARDIANES OCULTOS

En el corazón de Colombia, donde se entrelazan vibrantes selvas tropicales y extensos pastizales, se desarrolla una historia de maravillas y desafíos protagonizada por unos mamíferos extraordinarios, guerreros silenciosos de la naturaleza. Entre gigantes y minúsculos, ágiles y sigilosos, que deambulan por estas tierras fascinantes, existe un notable grupo de mamíferos, conocido en el mundo científico como Vermilingua, debido a la forma de gusano de su lengua.

Me refiero a los emblemáticos osos hormigueros, maestros de la adaptación, que merodean por distintos paisajes colombianos, donde habitan cinco especies, y cumplen un papel especial: son guardianes de un intrincado tapiz ecológico. Estas criaturas, exclusivas del continente americano, aparecieron en el planeta hace más de cincuenta millones de años y han sobrevivido a la extinción, evolucionando para subsistir en un planeta cambiante.

Sin embargo, mientras nos adentramos en su mundo, descubrimos una verdad conmovedora: la delicada existencia de estas encantadoras criaturas está en peligro inminente de desaparecer. Los cambios en su hábitat, la invasión de las actividades humanas y el constante espectro de la degradación ambiental arrojan sombras amenazantes sobre su futuro.

En medio de estos desafíos, emerge un rayo de esperanza: la dedicación de investigadores y comunidades para la preservación de las maravillas de nuestro planeta. De ahí surgen alianzas estratégicas, como la que hemos establecido con la Fundación Cunaguaro, un ejemplo de responsabilidad del sector del petróleo y gas, cuyo compromiso con la conservación ha hecho posible este proyecto.

Nuestra visión en Parex Resources Colombia nos ha otorgado el privilegio de embarcarnos en este viaje que busca revelar los misterios de los hormigueros, así como abogar por su preservación. Buscamos con él, además, inspirar, despertar una sensación de

asombro y aprecio por estos mamíferos que a menudo pasan desapercibidos.

A través de la comprensión científica que adelanta la Fundación Cunaguaro, los apasionados relatos de aquellos que han dedicado sus vidas al estudio y la conservación de estas criaturas, y la belleza pura de su existencia, deseamos encender una llama de interés científico y conocimiento en los corazones de todos los que leen este libro.

Sin lugar a dudas, este libro desarrolla una historia de conexión entre los humanos y los animales que trasciende fronteras, que abraza la diversidad y reconoce humildemente nuestro lugar en la red de la vida. Es un llamado a la acción, una invitación a convertirnos en custodios de la naturaleza, protectores de lo insustituible, embajadores de un futuro en el que la vida silvestre y la humanidad coexistan en armonía.

Mi invitación es a unirnos en este viaje extraordinario, donde el conocimiento y la empatía se fusionen, forjando de esa manera el camino hacia un futuro mejor para los hormigueros y para la vida silvestre en general. Permitan que el tapiz de su existencia se despliegue ante sus ojos, que lo hagan tejiendo una historia de resiliencia, asombro y responsabilidad compartida para salvaguardar los tesoros que la naturaleza nos ha otorgado. Explore en este libro una investigación sistemática y científica sobre los hormigueros.

Para Parex Resources Colombia, es un orgullo presentar este libro, cuya misión principal es inspirar la conservación de estos mamíferos y de la vida silvestre.

Damián Fernández
Vicepresidente de Nuevos Proyectos
Parex Resources Colombia



APOSTANDO POR LA CONSERVACIÓN DE LOS HORMIGUEROS DE COLOMBIA

Para todos los que estamos conectados con el llano, hablar de osos hormigueros no es algo ajeno. Aunque las especies que aquí habitan no sean abundantes como los chigüires y las garzas, de cierta manera, siempre han estado presentes en nuestras vidas. Algunas veces, cuando andamos a caballo en un amanecer o un atardecer, contemplamos al oso palmero, solitario, atravesando una sabana. Otras veces, vemos al oso melero con su cría, trepados en un árbol o durmiendo en un pastizal. No obstante, y tristemente, sus poblaciones han disminuido en los últimos años, y se ha vuelto cada vez más frecuente verlos atropellados en las vías que conectan los departamentos y los municipios, destacando de esta manera una de sus principales amenazas en la región.

Este relacionamiento cercano y permanente con los hormigueros, así como su presencia constante en las diversas manifestaciones culturales de las planicies del río Orinoco, pusieron en evidencia un interés por este grupo de mamíferos, sobre todo impulsado por la pasión que desde siempre ha manifestado Cesar Rojano por ellos, y por lo cual llegó desde el Caribe al llano y se unió a nuestra organización. Por eso, hace más de una década, la Fundación Cunaguaro definió que estas especies serían una prioridad para la organización, y a través de nuestro “Proyecto de Conservación de Hormigueros de Colombia”, volcamos esfuerzos a fortalecer las estrategias de conocimiento y manejo de las diferentes especies que habitan en Colombia.

Desde esta iniciativa hemos tocado muchas puertas, se han venido adelantando diferentes acciones, se han unido diversas organizaciones, empresas, reservas naturales, pero sobre todo, se ha sensibilizado y puesto en evidencia, en diferentes espacios, la problemática de disminución acelerada de las poblaciones de los hormigueros en el país. Muestra de esto es la alianza que tenemos en la actualidad con Parex Resources, quienes se han unido a nuestro proyecto de conservación a través de la Expedición Oso Palmero Orinoquia, apoyando, de paso, a la presente publicación.

La conservación de este grupo y su investigación, nos ha dado la posibilidad de integrar y compartir conocimientos. Esta tarea no ha sido individual, y tener hoy reunido a este selecto grupo de profesionales e investigadores consignando información y poniéndola a disposición de los tomadores de decisiones, manejadores de centros de paso, autoridades ambientales, docentes, investigadores, reservas naturales, entre otros muchos actores que trabajan por ellos, es gratificante para nuestra organización. Haber escalado estos esfuerzos a nivel nacional y no solo en el llano, es una muestra más de la importancia de este grupo focal, y pone en evidencia, una vez más, que el trabajo debe desarrollarse de manera conjunta con aliados y amigos de la conservación.

De la información aquí expresada, puede partir un sin número de hipótesis, preguntas de investigación e intereses que invitan a más veterinarios, biólogos, ecólogos, entre otras áreas, a trabajar en este grupo y fortalecer estrategias de conservación que puedan argumentar la designación de áreas, medidas de manejo, restricciones extractivas, analizar la salud de los ecosistemas, sellos de producción sostenible, entre muchas otras acciones orientadas a los hormigueros, en especial a aquellos bajo alguna categoría de amenaza o cuyas poblaciones son desconocidas, y donde vemos que la empresa privada puede y debe involucrarse aún más en fortalecerlas.

Desde la Fundación Cunaguaro, creemos que la información debe estar disponible, ser compartida y difundida, por esta razón, esta publicación es una apuesta a mostrar las experiencias de campo, las deliberaciones de ensayo y error y las evidencias sobre los hechos de múltiples investigaciones que un selecto grupo de apasionados por las ciencias hoy nos ofrecen. Esperamos que este libro sea de mucha ayuda a todos aquellos que le apostamos a ecosistemas saludables y actividades productivas amigables con su conservación. Aquellos que queremos siempre poder apreciar en estado silvestre a estos maravillosos mamíferos que hacen parte esencial de nuestra biodiversidad colombiana.

Laura María Miranda Cortes
Directora
Fundación Cunaguaro



LOS HORMIGUEROS DE COLOMBIA

En la actualidad se reconocen por lo menos cinco especies de hormigueros (*Vermilingua*) para Colombia. En este manual se trabaja bajo esta taxonomía, entendiendo que a futuro se podrían presentar cambios para el grupo. En el texto se mencionan las especies con sus nombres científicos y comunes para el país, incluyendo incluyendo el vocablo "oso", que si bien no corresponde taxonómicamente a los hormigueros, se usa para las especies desde hace cientos de años. A continuación, se presentan los *Vermilingua* de Colombia:

Suborden Vermilingua

Familia Cyclopedidae

Cyclopes dorsalis

Presenta un pelaje denso y sedoso, de color amarillo rojizo. Posee solo dos dígitos en las patas anteriores y cuatro en las posteriores. Su cola es prensil con la región ventral del extremo sin pelos. La longitud de cabeza-cuerpo de 18.5 a 21.5 cm, una cola de 17 a 22.5 cm aproximadamente y pesa entre 155 y 275 gr.



Cyclopes ida

Generalmente es de color gris o amarillo en su parte dorsal, cola y patas, y de color amarillo claro sin franjas ventrales en sus partes inferiores. Longitud cabeza-cuerpo de 20 cm, con una longitud de cola similar, y un peso aproximado de 300 gr.



Familia Myrmecophagidae

Tamandua mexicana

Es un hormiguero de tamaño mediano, con una cabeza alargada y tubular, sin dientes y con una lengua larga, ojos pequeños, orejas cortas y redondeadas, y cola prensil. Puede presentar distintos patrones de coloración dependiendo la localidad, siempre con chalecos de colores negros hasta cobrizos. Presenta un peso promedio de 3,6 kg de peso y 1,2 m de longitud, siendo considerablemente menor en tamaño que el *T. tetradactyla*.



Tamandua tetradactyla

En Colombia presenta una coloración ventral amarillo oro, no presenta chaleco definido, sino un parche oscuro y difuso en la espalda, que puede llegar a estar ausente por completo. Incluso, pueden llegar a ser melánicos. Además, presenta ojos pequeños y orejas redondeadas moderadamente grandes. El peso promedio de los individuos silvestres capturados ha sido de 6,8 kg y una longitud total de 1,3 m



Myrmecophaga tridactyla

Es el más grande de los hormigueros existentes. En la Orinoquía colombiana se han encontrado individuos de 39 kg de peso y 2,30 m de longitud total. No se ha evidenciado dimorfismo sexual aparente en esta especie. Tiene una cabeza alargada, con una boca pequeña, circular, sin dientes y una lengua larga, orejas y ojos pequeños, pelaje duro y largo; una cola larga, voluminosa y cubierta de pelos con un aspecto de "abanico o bandera". Presentan color gris o café, con una franja triangular negra bordeada por una línea blanca desde el pecho y cuello hacia la espalda.





Foto: Rachelle Mackintosh

RAZONES PARA ESTUDIAR A LOS HORMIGUEROS EN LA NATURALEZA

Autor:
Cesar Rojano

Los Xenarthra son un grupo único de mamíferos originarios de Suramérica. Dentro de estos, se encuentran los armadillos (Cingulata), los perezosos (Pilosa: Folívora) y hormigueros (Pilosa: Vermilingua). Sus poblaciones se encuentran dispersas por todo el continente americano, y hacen parte importante de los ecosistemas donde se distribuyen y de la vida de las comunidades humanas que los habitan. Sin embargo, enfrentan amenazas considerables en toda su distribución, y se conoce poco del impacto que estas tienen sobre sus poblaciones. Este capítulo busca brindar al lector algunos argumentos para estudiar y conservar los hormigueros y en general los xenartros.

Los Xenarthra son un Superorden de mamíferos, dentro de los que se encuentran los armadillos (Cingulata), hormigueros (Pilosa: Vermilingua) y perezosos (Pilosa: Folivora). Estas especies abarcan todo el continente americano, y hacen parte importante de los ecosistemas donde habitan y de las tradiciones de las comunidades humanas que viven en estos ambientes (1).

No obstante, según la última evaluación global de este grupo para la Lista Roja de Especies Amenazadas de la UICN, cuatro de las 30 especies reconocidas a la fecha fueron clasificadas como Vulnerables (VU; *Myrmecophaga tridactyla*, *Bradypus torquatus*, *Priodontes maximus*, y *Tolypeutes tricinctus*), una de ellas en Peligro Crítico (CR; *Bradypus pygmaeus*), cinco como Datos Insuficientes (DD), y cinco como Casi Amenazadas (NT) (2).

Aun cuando la situación de muchas estas especies es preocupante, la mayoría de ellas han sido escasamente estudiadas, debido, principalmente, a las dificultades notorias para generar información sobre sus poblaciones en la vida silvestre (1). En el caso de los hormigueros, aunque en años recientes se ha incrementado el conocimiento sobre algunos taxones, otros permanecen casi que inexplorados, y sus poblaciones enfrentan amenazas que podrán ser afrontadas sólo si se cuenta con información biológica que soporte su conservación (3).

En toda su área de distribución, se reconocen desafíos importantes para la conservación de los Vermilingua, incluyendo la pérdida de hábitat por factores como la agricultura, ganadería y urbanización. Además, la infraestructura vial ocasiona mortalidad por colisiones y afecta la capacidad de dispersión de las poblaciones. No menos importantes, las quemadas y los conflictos con animales domésticos se presentan en diversas regiones de América, generando muertes permanentemente. El cambio climático ha sido agregado en los

últimos años al listado de amenazas potenciales para los hormigueros, ya que podría afectar su distribución y presencia en los ecosistemas donde habitan en la actualidad.

En este capítulo se plantean algunos argumentos de por qué estudiar, investigar y conservar a los Vermilingua en vida silvestre. Esto se hace a partir de tres componentes: la evolución particular y parcialmente desconocida de este grupo; sus adaptaciones únicas y, por último, su rol ecosistémico y los servicios ambientales que brindan.

UNA HISTORIA EVOLUTIVA FASCINANTE

La evidencia fósil indica que los Xenarthra surgieron en Suramérica, lo que pudo ocurrir durante el Eoceno (hace 55 millones de años), e incluso más atrás en el tiempo, hasta cien millones de años. Por otro lado, los análisis filogenéticos sugieren que pudieron haber aparecido en el Paleoceno tardío (hasta 60 millones de años), después de la extinción masiva del Cretácico (4-6).

Actualmente, no hay certeza sobre el origen de este grupo, sin embargo, algunos autores proponen que pudo haber surgido a partir de los Paleodonta de América del Norte, o del gondwanaterio *Ferugliotherium* encontrado en la Patagonia (7). Dentro del Superorden, se considera que los primeros en aparecer fueron los Cingulata, de los que se han encontrado osteodermas fosili-

zados de hasta 55 millones de años, siendo el *Riostegotherium yanei* de la cuenca de Itaboraí, en el Brasil, el Xenarthra más antiguo conocido a la fecha (8).

Los Cingulata incluyeron varias familias, la mayoría de ellas ya extintas, dentro de las cuales se encuentran: los Glyptodontidae, grandes herbívoros (hasta 2000 kg) con corazas fijas como una tortuga; los Pampatheriidae, que incluían especies de gran tamaño corporal (con más de 225 kg de peso) y armaduras con tres bandas móviles; los Peltephiliidae, que tenían cráneos cortos con estructuras similares a cuernos, y que pudieron haber sido carnívoros especializados. En la actualidad, todos los armadillos existentes se encuentran agrupados dentro de las familias Dasypodidae y Chlamyphoridae (7).



Foto: Cesar Rojano

Figura 1. Los armadillos actuales están agrupados dentro de las familias Dasypodidae y Chlamyphoridae. Sus cuerpos son acorazados, pero con mayor flexibilidad que las grandes especies extintas. Son semiosoriales como este cachicamo sabanero (*Dasypus sabanicola*) registrado en Paz de Ariporo, Casanare.

Por otro lado, los Folivora estuvieron ampliamente distribuidos por América del Sur, y luego se propagaron por Centro y Norte América. Se considera que aparecieron durante el Eoceno tardío, siendo el *Pseudoglyptodon*, uno de los primeros perezosos de los cuales se ha hallado registro fósil (5).

Estos mamíferos, que fueron exitosos en sus mecanismos de adaptación a climas y ecosistemas cambiantes, contaron con más de 89 géneros, dentro de los que se resaltan los gigantes herbívoros *Megatherium americanum*, que pesaban más de cuatro tone-

ladas y medían seis metros de altura (7).

Si bien hoy en día se observa que los perezosos modernos (géneros *Megalonychidae* y *Bradypodidae*) son especies estrictamente arborícolas, durante millones de años, su diversidad de formas incluía, además, especies terrestres y otras adaptadas al mar para alimentarse de vegetación acuática. Los dos géneros sobrevivientes, aun cuando comparten su preferencia por el dosel, pudieron haberse bifurcado evolutivamente hace 40 millones de años, siendo un curioso ejemplo de evolución convergente (7).

Ilustración: Javier Piragauta.

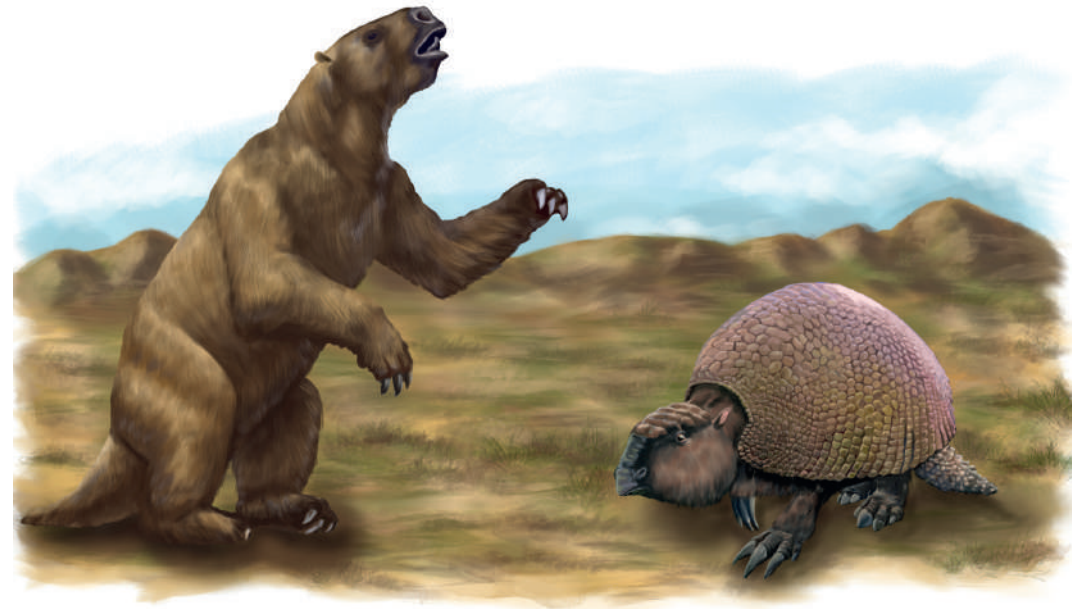


Figura 2. La diversificación de los Xenarthra incluyó a grandes herbívoros como el *Megatherium americanum* y los Glyptodontes con corazas rígidas como las tortugas. Estos mamíferos colonizaron casi todos los ecosistemas, desde el norte hasta el extremo sur de América.

En cuanto a los Vermilingua, los registros fósiles más antiguos encontrados hasta la fecha corresponden al Mioceno temprano, hace aproximadamente 20 millones de años (9–11), y se trata de un espécimen no descrito del periodo Colhuehuapiense (12). No obstante, en años recientes, con los avances en los análisis moleculares, se ha evidenciado que existe una larga historia evolutiva temprana no documentada de los hormigueros (13). De acuerdo con algunos autores,

los Vermilingua probablemente iniciaron su divergencia de los perezosos hace 43,7 millones de años, durante el Eoceno (13), incluso tiempo más atrás (14).

La evidencia fósil a la fecha reconoce la existencia de, por lo menos, seis géneros de hormigueros: *Protamandua*, *Paleomyrmidon*, *Neotamandua*, *Cyclopes*, *Myrmecophaga* y *Tamandua* (13). La filogenia indica que el extinto *Paleomyrmidon incomptus* y el complejo *Cyclopes*, agrupados

como taxones hermanos dentro de Cyclopedidae, habrían iniciado su separación hace aproximadamente 24 millones de años (13). Mientras que las especies de *Cyclopes* pudieron haber comenzado su divergencia intraespecífica hace 13 millones de años, en la zona sur de la Amazonía (15).

Por otro lado, no existe claridad sobre si el *Neotamandua* es un taxón hermano de *Myrmecophaga* o si corresponde a un ancestro de la especie. Los registros actuales indican que estos taxones aparecieron sobre la tierra entre 6 y 10 millones de años atrás, durante el Mioceno; aunque no existe consenso al respecto. Recientemente, algunos autores han propuesto revisar este género, e incluso algunos restos fósiles previamente catalogados como

N. borealis se sugiere ahora que corresponden a un nuevo género del Mioceno, probablemente emparentado con los *Tamandua* actuales (16). Si bien se requiere información complementaria que soporte esta propuesta, esto evidencia los vacíos existentes sobre el conocimiento del origen y evolución de estas especies.

Los análisis moleculares sugieren que el *Protamandua*, extinto desde hace varios millones de años, es un taxón hermano del *Myrmecophaga*. En cuanto al *Tamandua*, no existe certeza sobre su origen, pero se estima que su aparición sobre la tierra se produjo hace aproximadamente 1,6 millones de años (13). En todo caso, se requiere una nueva evidencia molecular y fósil que permita esclarecer el pasado evolutivo de estos mamíferos.

Foto: Cesar Rojano

Figura 3. *Myrmecophaga tridactyla* es la única especie del género existente en la actualidad.



Los Xenarthra, en medio de las incertidumbres y las evidencias incompletas, se consideran piezas clave para el entendimiento de la evolución de los primeros placentados. Algunos autores han presentado datos fenotípicos y evidencias moleculares que sugieren que Placentalia se dividió primeramente en Xenarthra (Eoceno temprano), y luego en Epitheria (todos los demás placentarios) (4,5,17). Esta característica los posiciona como un grupo de interés en el estudio del proceso evolutivo de los mamíferos en el planeta.

Otro dato interesante sobre la historia evolutiva de los hormigueros, armadillos y perezosos es que fueron moldeados por su aislamiento geográfico durante la mayor parte del Cenozoico, hasta su radiación en Centro y Norteamérica, cuando se produjo la formación del Istmo de Panamá, hace aproximadamente 2.8 millones de años, y se dio el Gran Intercambio Biótico Americano (14,18,19). Esto permitió la diversificación en más de 200 especies, de acuerdo con los registros fósiles, y su adaptación a casi todos los ecosistemas presentes en Suramérica y luego en todo el continente.

Aun cuando este grupo tuvo una presencia considerable y diversa durante los últimos millones de años, actualmente, existe un número reducido de especies, producto, quizás, de extinciones que se produjeron hace unos 11.000 años durante el Pleistoceno terminal. Estos eventos afectaron especialmente a los perezosos terrestres gigantes y los gliptodontes (14,20).

Los Xenarthra sobrevivientes pueden considerarse como testigos únicos de la radiación endémica sudamericana más antigua de mamíferos placentarios (21), por lo tanto, representan un modelo ideal para comprender los patrones biogeográficos y los procesos de diversificación en funcionamiento durante el aislamiento de América del Sur (14,22).

Algunos autores, recientemente, han resaltado que se requiere de un mayor número de esfuerzos de muestreo para aclarar la evolución de estas especies, incluyendo las existentes, de las cuales existen vacíos considerables de conocimiento en aspectos genéticos, morfológicos y de ecología de poblaciones en la mayor parte de su distribución (13,23).

ADAPTACIONES ÚNICAS

Los Vermilingua, y en general los Xenarthra, son únicos entre los mamíferos debido a que su singularidad evolutiva les ha generado una morfología y una fisiología particular, entre las que se destaca la xenartrosis (xenos = extraño y arthros = articulación en griego), que consiste en que las últimas vértebras dorsales

Foto: Julián Mejía Fuentes



Figura 4. Una de las características físicas más importantes de los hormigueros es su cráneo alargado, adaptado a la mirmecofagia.

y las lumbares poseen apófisis suplementarias anteriores y posteriores que dan lugar a articulaciones especiales, que se cree

les permiten asumir posiciones bípedas o escarbar (24).

De otro lado, se considera que todas las especies vivas de hormigueros son mirmecófagas se alimentan predominantemente de insectos eusociales (25,26). Esta característica puede ser la principal variable explicativa para las adaptaciones particulares dentro de todo el grupo, incluyendo su locomoción, forma (cráneo, boca, lengua y garras, comportamiento y tasa metabólica basal (TMB).

Por ejemplo, su alimentación está basada en la extracción directa de presas y materiales que recolecta de los nidos con su lengua, incluyendo insectos, sustrato, rocas, entre otros, lo que implicó, probablemente, que los dientes dejaran de ser útiles, y por ende, desaparecieron en todos los géneros (27). La ausencia de dientes ha sido suplida con una lengua larga, esbelta, protrusible y vermiforme (28), con un ápice cónico y un surco mediano en toda su longitud que utilizan para la aprehensión de alimentos (28,29). Recientemente, algunos autores encontraron que su arquitectura típica difiere del patrón habitual de los mamíferos, incluyendo su organización muscular y neurovascular, y que incluso presenta diferencias

entre las mismas especies de hormigueros (28).

A diferencia de los armadillos, los hormigueros terrestres caminan sobre los nudillos y no soportados en las puntas de las garras, gracias a la existencia de una modificación osteomuscular que ha sido descrita por algunos investigadores como una adaptación única entre los mamíferos (30,31). Esta característica puede estar relacionada con el mantenimiento del filo de estas estructuras para escarbar y defenderse.

En cuanto a su estructura corporal, tanto de las especies existentes como las extintas, algunos trabajos investigativos han propuesto que la restricción impuesta por su dieta es una de las razones por las cuales los Vermilingua no alcanzaron grandes tamaños, como sus parientes, los Folívora y Cingulata. Limitaciones que podrían ser producto de las estrategias defensivas de los insectos (picaduras, mordeduras), que conllevan a que los individuos deban invertir energía para realizar largos recorridos y así alimentarse durante poco tiempo, pero de distintas colonias durante un solo día (7).

Otra consideración es el bajo valor nutricional de su alimento (los insectos sociales casi no tienen



Foto: Carlos Aya

Figura 5. Los osos meleros tienen hábitos semiarborícolas o escansoriales, pudiendo encontrarse en árboles o incluso en pajonales densos.

grasa, excepto las larvas y las hembras reproductoras aladas), y la baja proporción de tamaño depredador/presa (32,33). Debido a lo anterior, los hormigueros han compensado con una disminución en la TMB y la temperatura corporal, que está por debajo del rango de la mayoría de mamíferos conocidos (34,35).

Una de las adaptaciones particulares de los Vermilingua, ligada a su dieta, es la preferencia de sustrato. Los hábitos arbóreos, o al menos las adaptaciones locomotoras

para trepar, se han sugerido como una condición primitiva de los hormigueros (5). De los géneros existentes, el *Cyclopes* es estrictamente arborícola, *Tamandua* es semiarborícola, y *Myrmecophaga* vive en el suelo. De acuerdo con esta hipótesis, el que más consume hormigas, en relación con las termitas, es el hormiguero gigante, tanto que algunos autores proponen que su evolución estuvo estrechamente relacionada con el surgimiento de hábitats abiertos durante el Mioceno y la colonización emprendida por parte de estos insectos a partir de este periodo (36).

Todas estas características hacen de los hormigueros un modelo de estudio de los mamíferos de Centro y Sudamérica, así como su biogeografía y sus adaptaciones a entornos cambiantes durante los últimos millones de años.

El entendimiento de sus particularidades morfofisiológicas, permitirá, también, determinar cómo su distribución puede verse afectada en escenarios de cambio climático, donde se espera que los rangos de precipitación y temperatura se modifiquen. Esto, probablemente, alteraría su hábitat, la disponibilidad de sus presas y afectaría la tolerancia de estas especies a climas extremos.

ROL EN EL ECOSISTEMA

De acuerdo con la FAO, los servicios ecosistémicos deben entenderse como la diversidad de beneficios que la naturaleza aporta a la sociedad, y de los cuales dependemos para sobrevivir. Por lo tanto, identificar los roles que las especies tienen dentro de un ecosistema y los diferentes servicios ambientales que brindan, es un primer paso vital para la gestión de la conservación (37). A continuación, se presentan algunas de las funciones que cumplen los hormigueros en los hábitats donde se encuentran y los beneficios que percibimos por esto.

Control de hormigas y termitas

En el caso de los Vermilingua, el servicio más conocido es el control de poblaciones de hormigas (Hymenoptera, Formicidae), termitas (Isoptera, Blattodea), y otros insectos como escarabajos. Estos invertebrados son reconocidos por su impacto sobre los cultivos, plantaciones (38), viviendas y otras infraestructuras, lo que hace que anualmente se inviertan millones de dólares en su control. Controlarlos es un trabajo que conocen a la perfección los hormigueros, dado que se ha reportado que un solo

ejemplar del *M. tridactyla* puede consumir hasta 30.000 individuos por día. Sin lugar a dudas, entender la dieta de estas especies permite no solo conocer la ecología de los hormigueros, sino valorar su presencia en paisajes productivos.

Fuente de alimento para comunidades indígenas

Los Xenarthra han hecho parte de la dieta de las comunidades humanas desde hace milenios, como se recoge de restos óseos de armadillos, cazados por tribus indígenas hace por lo menos 12.000 años, y que fueron encontrados en excavaciones hechas en la Serranía de La Lindosa, al norte de la Amazonía en el Guaviare, Colombia. Incluso, en los abrigos rocosos de esta formación se encuentran pictogramas de Cingulata, y de lo que serían grandes Folívora extintos como los Megaterios (39,40).

Además, se registra que *M. tridactyla* es una fuente de proteína para algunas tribus ubicadas en el Vaupés, en la Amazonía (Figura 6), en el Vichada, y ocasionalmente en Casanare. Esta especie podría ser una fuente importante de carne para familias en zonas silvestres colombianas, en especial si se tiene en cuenta que un individuo de 30

kg puede tener un rendimiento en canal hasta del 60%, aportando 18 kg de alimento.

Foto: Luis Bolaño



Figura 6. Registro de caza de *M. tridactyla* por una comunidad indígena en el bajo río Pira, Vaupés, Colombia.

En los departamentos de La Guajira, Magdalena, Chocó, Casanare y Vichada también se ha registrado la cacería de osos meleros de forma ocasional, aunque los consumidores han informado que su carne es dura y de mal sabor. No obstante,

se resalta el valor como fuente de proteína animal que pueden tener para las comunidades humanas que viven en zonas remotas, teniendo en cuenta su aporte significativo en kilogramos en una sola faena de caza.

Modulación del ciclo de nutrientes y dispersión de semillas

Así como se ha reportado de los armadillos (37), los hormigueros también pueden cumplir potencialmente roles de moduladores del ciclo de nutrientes, e incluso de dispersores de semillas. Si bien los *Vermilingua* no excavan cuevas, si escarban los nidos de hormigas y los termiteros para encontrar alimentos, contribuyendo, de esta manera, a trasladar nutrientes desde las nidadas de insectos hasta la superficie.

Otro aporte está representado por la materia fecal, especialmente del hormiguero gigante, que puede pesar hasta los 1,5 kg, de las cuales un porcentaje importante corresponde a suelo o material de termiteros que ingieren de forma accidental durante su alimentación; mientras que otra parte suele estar constituida por hormigas parcialmente digeridas, que pueden funcionar como aporte de nutrientes y

proteína al suelo. Sin embargo, se requiere realizar evaluaciones del material fecal para comprobar esta hipótesis, de la misma forma que se ha planteado con armadillos (37).



Foto: Santiago Chiquito

Figura 7. Las heces del oso palmero pueden aportar, potencialmente, proteínas y otros nutrientes al suelo.

En cuanto a su rol como dispersores de semillas, probablemente lo realiza de manera accidental, dado que, a diferencia de los perezosos, que pueden ser frugívoros, y de los armadillos, que consumen ocasionalmente frutas y semillas (37), los hormigueros son insectívoros estrictos. Esto ha quedado en evidencia tras la evaluación de contenidos estomacales de individuos

de la especie *T. tetradactyla* atropellados en Casanare, donde se ha encontrado pequeñas semillas no identificadas. Esto podría presentarse por dos causas: que las hormigas y termitas lleven semillas a sus nidos, que luego son ingeridas por el oso melero, o que durante el forrajeo las tome del suelo con su lengua cubierta por saliva pegajosa.

Un mecanismo alternativo de dispersión de semillas se ha documentado en la Orinoquía colombiana, donde se han encontrado semillas de pastos en el pelo del *M. tridactyla*, pudiendo movilizarlas de un lugar a otro a través de distancias considerables. La generación de datos sobre la dieta y la ecología de estas especies mejorará nuestro entendimiento sobre el rol que cumplen en los ecosistemas, favoreciendo así su valoración y conservación.

Centinelas para la detección de enfermedades y contaminantes

En los últimos años, se ha incrementado el estudio de los hormigueros como especies de interés para la detección y monitoreo de enfermedades zoonóticas o de importancia pecuaria, así como por su papel de bioindicadores de la salud del ecosistema. Se ha

hecho hincapié en la posibilidad de que estos mamíferos puedan ser reservorios de patógenos, o hacer parte de los ciclos silvestres de algunos de ellos, debido a que pueden convivir con animales domésticos e incluso con poblaciones humanas. En la actualidad existen reportes de diversos virus, bacterias, hongos y parásitos presentes en individuos de estas especies, que pueden poner en riesgo a sus poblaciones, a los animales domésticos e incluso a los seres humanos (41–51).

Por otro lado, se ha avanzado en la generación de nuevas metodologías para la detección de metales pesados y agroquímicos en muestras de hormigueros (52), lo cual los potencializaría como bioindicadores de la salud del ecosistema en zonas agrícolas, teniendo en cuenta su papel en la cadena alimenticia (Figura 8). Sin embargo, en la mayoría de la distribución de estas especies no se cuenta con información sobre el estado de salud de los individuos, ya sea por las dificultades de captura, los bajos tamaños poblacionales o el desconocimiento de su ecología y papel en la salud ecosistémica.

Se hace necesario, entonces, mejorar y estandarizar las técnicas de captura y muestreo, de

Foto: Rachelle Macintosh



Figura 8. Captura de oso palmero para medición de niveles de mercurio en sangre. Reserva natural de la sociedad civil Palmarito, Orocué, Casanare.

detección de patógenos y optimizar la valoración clínica de los ejemplares de hormigueros silvestres y en cautiverio, con el fin de registrar conocimiento clave en para el entendimiento de su rol en la vigilancia y control de enfermedades.

Inspiración y recreación

Dentro de las contribuciones inmateriales de los hormigueros a los seres humanos, se encuentran el ser fuente de inspiración artística, el hacer parte de las expresiones culturales, y contribuir a la recreación en espacios naturales. Además, el reconocimiento como especies llamativas o relevantes en algunas regiones, como la Orinoquía colombo-venezolana, donde al oso palmero (*M. tridactyla*) le han dedicado canciones en

ritmos locales, ha sido tema poético, y su figura ha sido plasmada en artesanías y pinturas, además de hacer presencia recurrente en la ambientación de espacios comerciales en centros urbanos de la región (Figura 9).

Igualmente, es importante mencionar que, durante los últimos años, el turismo de naturaleza se ha ido incrementando en Colombia, donde departamentos como Casanare y Meta buscan posicionarse como destinos

Foto: Cesar Rojano



Figura 9. Dentro de los centros urbanos de la Orinoquía, cada vez se hace más frecuente encontrar alegorías al oso palmero, evidenciando su importancia cultural en la región.

prioritarios para la observación de fauna y contemplación de ecosistemas. De acuerdo con datos de la Cámara de Comercio de Casanare, alrededor de 3500 turistas extranjeros llegan cada año a visitar y disfrutar el Safari Llano, producto turístico por excelencia en la región, donde los visitantes pueden observar especies silvestres en su hábitat. En este escenario, los hormigueros están dentro de los mamíferos que mayor interés despiertan entre las personas que realizan los recorridos, e incluso cada vez es más frecuente que algunas agencias reciban solicitudes de viajeros que llegan con el único objetivo de observar un oso palmero

en los pastizales inundables. Esta economía emergente contribuye a la generación de ingresos para familias de prestadores de servicios y operadores de turismo, teniendo a los Vermilingua como un taxón de interés y valor.



Figura 10. Los hormigueros hacen parte de la identidad cultural de la Orinoquía colombiana, y se ven representados en canciones, poemas y pinturas en toda su distribución.

Foto: Horacio Wilches

CONCLUSIONES

Los Vermilingua son mamíferos propios de América Latina, ligados a la formación del continente y a las poblaciones humanas que han habitado este territorio por miles de años. La presencia de amenazas para estas especies en toda su distribución, especialmente la transformación de bosques y sabanas, y los atropellamientos en carreteras, pueden poner en riesgo su persistencia en las próximas generaciones. Por lo tanto, el estudio de las poblaciones silvestres de los hormigueros podrá fornecer información clave en el entendimiento del impacto que tienen cada uno de los factores de amenaza sobre la conservación de estos mamíferos. De esta forma, se propondrán estrategias efectivas de conservación que contribuyan a preservar este patrimonio único de la región.

SERVICIOS ECOSISTÉMICOS de los hormigueros



Controlan poblaciones de hormigas y termitas que impactan ecosistemas y sistemas productivos humanos.



Son centinelas para la detención de enfermedades infecciosas.



Aun cuando no son herbívoros pueden dispersar semillas en sus heces y su pelo.



Son fuente de inspiración en el ámbito cultural y turismo de naturaleza.



Son fuente de alimento para poblaciones indígenas en toda su área de distribución.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Loughry WJ, McDonough CM. Beyond Natural History: Some Thoughts About Research Priorities in the Study of Xenarthrans. *eden*. diciembre de 2013;14(1):9-14.
- Superina M, Abba AM, Superina M, Abba AM. Conservation perspectives for a highly disparate lineage of mammals: the Xenarthra. *Mastozoología neotropical*. 2020;27:48-67.
- Diniz MF, Brito D. The Charismatic Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*): A Famous John Doe? *eden*. diciembre de 2012;13(1):76-83.
- Barasoain D, González-Ruiz L, Zurita A, Villarroel C. Oldest new Dasypodini (Xenarthra, Cingulata) provides new trails about armadillos evolutionary history. *Historical Biology*. 4 de marzo de 2022;34(3):390-402.
- Gaudin TJ, Croft DA. Paleogene Xenarthra and the evolution of South American mammals. *Journal of Mammalogy*. 3 de agosto de 2015;96(4):622-34.
- Rose K, Gaudin T. Xenarthra and Pholidota (Armadillos, Anteaters, Sloths and Pangolins). En: eLS [Internet]. John Wiley & Sons, Ltd; 2010 [citado 8 de septiembre de 2022]. Disponible en: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9780470015902.a0001556.pub2>
- Defler TR. Historia de los mamíferos terrestres de Sudamérica: Como cambió la fauna de mamíferos en Suramérica desde los tiempos del Mesozoico hasta los recientes. Bogotá D.C.: Academia Colombiana de ciencias exactas, físicas y naturales; 2021. 488 p.
- Oliveira ÉV, Bergqvist LP. A new paleocene armadillo (Mammalia, Dasypodoidea) from the Itaboraí basin, Brazil. *Publicación Electrónica de la Asociación Paleontológica Argentina* [Internet]. 1998 [citado 25 de octubre de 2022];5(1). Disponible en: <https://www.peapaleontologica.org.ar/index.php/peapa/article/view/174>
- Gaudin TJ, Croft DA. Paleogene Xenarthra and the evolution of South American mammals. *Journal of Mammalogy*. 3 de agosto de 2015;96(4):622-34.
- Delsuc, Frédéric & Catzeflis, Francois & Stanhope, Michael & Douzery, Emmanuel. The evolution of armadillos, anteaters and sloths depicted by nuclear and mitochondrial phylogenies: implications for the status of the enigmatic fossil Eurotamandua. *Proc. of the Royal Soc. Bio. Sc.* 2001; 268. 10.1098/rspb.2001.1702.
- Woodburne MO, Goin FJ, Bond M, Carlini AA, Gelfo JN, López GM, et al. Paleogene Land Mammal Faunas of South America; a Response to Global Climatic Changes and Indigenous Floral Diversity. *J Mammal Evol.* 1 de marzo de 2014;21(1):1-73.
- Carlini A, Scillato-Yané G, Vizcaino S, Dozo M. Un singular Myrmecophagidae (Xenarthra, Vermilingua) de Edad Colhuehuapense (Oligoceno tardío, Mioceno temprano) de Patagonia, Argentina. *Ameghiniana*. 1992;29(2):176.
- Casali D de melo, Júnior JEDS, Miranda FR, Santos FR, Perini FA. Total-evidence phylogeny and divergence times of Vermilingua (Mammalia: Pilosa). *Systematics and Biodiversity*. 2 de abril de 2020;18(3):216-27.
- Gibb GC, Condamine FL, Kuch M, Enk J, Moraes-Barros N, Superina M, et al. Shotgun Mitogenomics Provides a Reference Phylogenetic Framework and Timescale for Living Xenarthrans. *Mol Biol Evol.* marzo de 2016;33(3):621-42.
- Coimbra RTF, Miranda FR, Lara CC, Schetino MAA, Santos FR dos. Phylogeographic history of South American populations of the silky anteater *Cyclopes didactylus* (Pilosa: Cyclopedidae). *Genet Mol Biol.* 13 de febrero de 2017;40:40-9.
- Hirschfeld SE. A New Fossil Anteater (Edentata, Mammalia) from Colombia, S.A. and Evolution of the Vermilingua. *Journal of Paleontology*. 1976;50(3):419-32.
- O'Leary MA, Bloch JI, Flynn JJ, Gaudin TJ, Giallombardo A, Giannini NP, et al. The Placental Mammal Ancestor and the Post-K-Pg Radiation of Placentals. *Science*. 8 de febrero de 2013;339(6120):662-7.
- Bacon CD, Silvestro D, Jaramillo C, Smith BT, Chakraborty P, Antonelli A. Biological evidence supports an early and complex emergence of the Isthmus of Panama. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 12 de mayo de 2015;112(19):6110-5.
- Marshall LG, Webb SD, Sepkoski JJ, Raup DM. Mammalian Evolution and the Great American Interchange. *Science*. 12 de marzo de 1982;215(4538):1351-7.
- Zuo W, Smith FA, Charnov EL, Rice AESH, McPeck EMA. A Life-History Approach to the Late Pleistocene Megafaunal Extinction. *The American Naturalist*. 2013;182(4):524-31.
- Delsuc F, Vizcaino SF, Douzery EJP. Influence of Tertiary paleoenvironmental changes on the diversification of South American mammals: a relaxed molecular clock study within xenarthrans. *BMC Evol Biol*. 28 de abril de 2004;4:11.
- Moraes-Barros N, Arteaga MC. Genetic diversity in Xenarthra and its relevance to patterns of neotropical biodiversity. *Journal of Mammalogy*. 3 de agosto de 2015;96(4):690-702.
- Miranda FR, Fabricio Machado A, Clozato CL, Silva SM. Nine biomes and nine challenges for the conservation genetics of Neotropical species, the case of the vulnerable giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Biodivers Conserv*. 1 de septiembre de 2022;31(11):2515-41.
- Vizcaino SF, Loughry WJ. *The Biology of the Xenarthra*. Gainesville: University Press of Florida; 2008. 640 p.
- Montgomery G. Movements, foraging and food habits of the four extant species of neotropical vermilinguas (Mammalia: Myrmecophagidae). En: Montgomery GG, editor. *The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas* [Internet]. Washington y Londres: Smithsonian Institution Press; 1985 [citado 5 de abril de 2023]. Disponible en: https://www.si.edu/object/siris_sil_361502
- Reiss KZ. Using Phylogenies to Study Convergence: The Case of the Ant-Eating Mammals. *American Zoologist*. 2001;41(3):507-25.
- Vizcaino SF. The teeth of the "toothless": novelties and key innovations in the evolution of xenarthrans (Mammalia, Xenarthra). *Paleobiology*. ed de 2009;35(3):343-66.
- Casali DM, Martins-Santos E, Santos ALQ, Miranda FR, Mahecha GAB, Perini FA. Morphology of the tongue of Vermilingua (Xenarthra: Pilosa) and evolutionary considerations. *Journal of Morphology*. 2017;278(10):1380-99.
- Kubota K, Kubota J, Fukuda N, Asakura S. Comparative anatomical and neurohistological observations on the tongue of the great anteater (*Myrmecophaga jubata* Linne). *The Anatomical Record*. 1962;143(1):15-25.
- Sesoko NF, Rahal SC, Bortolini Z, de Souza LP, Vulcano LC, Monteiro FOB, et al. Skeletal morphology of the forelimb of *Myrmecophaga tridactyla*. *J Zoo Wildl Med.* diciembre de 2015;46(4):713-22.
- Orr CM. Knuckle-walking anteater: a convergence test of adaptation for purported knuckle-walking features of African Hominidae. *Am J Phys Anthropol.* noviembre de 2005;128(3):639-58.
- Toledo N, Bargo MS, Vizcaino SF, Iuliis GD, Pujos F. Evolution of body size in anteaters and sloths (Xenarthra, Pilosa): phylogeny, metabolism, diet and substrate preferences. *Earth and Environmental Science Transactions of The Royal Society of Edinburgh*. diciembre de 2015;106(4):289-301.
- Schwenk K. Feeding: Form, Function and Evolution in Tetrapod Vertebrates. Elsevier; 2000. 555 p.
- Naples VL. Morphology, evolution and function of feeding in the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Journal of Zoology*. septiembre de 1999;249(1):19-41.
- Stahl M, Osmann C, Ortman S, Kreuzer M, Hatt JM, Clauss M. Energy intake for maintenance in a mammal with a low basal metabolism, the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*. 2012;96(5):818-24.
- MacDonald GH, Vizcaino SF, Bargo MS. Skeletal anatomy and the fossil history of the Vermilingua. 2007 [citado 4 de abril de 2023]; Disponible en: <http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/id/006057>
- Rodrigues TF, Mantelatto AMB, Superina M, Chiarello AG. Ecosystem services provided by armadillos. *Biological Reviews*. 2020;95(1):1-21.
- Braga FG, Souza NJ, Batista AC, Lima PP dos S. Consumo de Formigas Cortadeiras por Tamanduá-Bandeira *Myrmecophaga tridactyla* (Linnaeus, 1758) em Plantios de Pinus spp. no Paraná, Brasil. *eden*. diciembre de 2014;15(2014):1-8.
- Morcote-Ríos G, Aceituno FJ, Iriarte J, Robinson M, Chapparó-Cárdenas JL. Colonisation and early peopling of the Colombian Amazon during the Late Pleistocene and the Early Holocene: New evidence from La Serranía La Lindosa. *Quaternary International*. 20 de marzo de 2021;578:5-19.
- Superina M, Trujillo F, Aya-Cuero, C. A., Valderrama, J., Rodríguez, G., Ortega, P. & Rodríguez, M. V. Armadillos de los Llanos Orientales de Colombia. *Fundación Ormaicha, Fundación Segre*; 2023. 225 pp.
- Hotez PJ. The Giant Anteater in the Room: Brazil's Neglected Tropical Diseases Problem. *PLOS Neglected Tropical Diseases*. 30 de enero de 2008;2(1):e177.
- Nofs S, Abd-Eldaim M, Thomas KV, Toplon D, Rouse D, Kennedy M. Influenza Virus A (H1N1) in Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Emerg Infect Dis.* julio de 2009;15(7):1081-3.
- Pereira AHB, Pereira GO, Borges JC, de Barros Silva VL, Pereira BHM, Morgado TO, et al. A Novel Host of an Emerging Disease: SARS-CoV-2 Infection in a Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) Kept Under Clinical Care in Brazil. *EcoHealth*. 1 de diciembre de 2022;19(4):458-62.
- Granjeiro M, Lima Kavasaki M, Morgado TO, Avelino Dandolini Pavelegini L, Alves de Barros M, Fontana C, et al. First report of a canine morbillivirus infection in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) in Brazil. *Veterinary Medicine and Science*. 2020;6(3):606-11.
- Miranda FR, Superina M, Vinci F, Hashimoto V, Freitas JC, Matushima ER. Serosurvey of *Leptospira interrogans*, *Brucella abortus* and *Chlamydia abortus* infection in free-ranging giant anteaters *Myrmecophaga tridactyla* from Brazil. *Pesq Vet Bras.* mayo de 2015;35:462-5.
- Marenikova SS, Maltseva NN, Korneeva VI, Garanina NM. Outbreak of Pox Disease among Carnivora (Felidae) and Edentata. *The Journal of Infectious Diseases*. 1 de marzo de 1977;135(3):358-66.
- Ashpole IP, Chantrey J, Lopez J, Drake G, Steinmetz HW. Successful treatment of clinical orthopoxvirus infection in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *zamd*. marzo de 2020;51(1):217-21.
- Arenales A, Gardiner CH, Miranda FR, Dutra KS, Oliveira AR, Mol JP, et al. Pathology of Free-Ranging and Captive Brazilian Anteaters. *Journal of Comparative Pathology*. 1 de octubre de 2020;180:55-68.
- Di Nucci DL, Ezquiaga MC, Abba AM. *Tunga penetrans* in Giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) from Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. 1 de diciembre de 2017;10:82-4.
- Souza LR, Carvalho MPN, Lopes CEB, Lopes MC, Campos BH, Teixeira EPT, et al. Outbreak of canine distemper and coinfections in a maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*) and in three giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Braz J Microbiol.* 1 de septiembre de 2022;53(3):1731-41.
- Szabó MPJ, Pascoal JO, Martins MM, Ramos V do N, Osava CF, Santos ALQ, et al. Ticks and Rickettsia on anteaters from Southeast and Central-West Brazil. *Ticks and Tick-borne Diseases*. 1 de abril de 2019;10(3):540-5.
- Carvalho GO de, Meire RO, Lino AS, Yogui DR, Desbiez ALJ, Torres JPM, et al. Biomonitoring mercury contamination using fur from roadkilled giant anteaters. *Chemosphere*. 1 de mayo de 2021;270:128644.



¿QUIENES SON LOS HORMIGUEROS DE COLOMBIA?

Autores:
Erika Humanéz-López, Mónica Rincón-Aranguri
& Cesar Rojano

Los Vermilingua son un grupo fascinante de mamíferos que habitan en Centro y Suramérica. En Colombia están presentes cinco especies, distribuidas entre todas las regiones geográficas del país. En el presente capítulo se describe cada una de ellas, su historia natural, su distribución potencial y las amenazas que enfrentan.

Myrmecophaga tridactyla (Linnaeus, 1758)



Los Vermilingua, también conocidos como osos hormigueros, son un grupo de mamíferos del Superorden Xenarthra que muestra un conjunto de adaptaciones morfológicas en el cráneo, mandíbula, músculos masticatorios, órganos digestivos y miembros anteriores, relacionadas con una adaptación extrema a la mirmecofagia (1,2).

Actualmente, se reconocen diez especies de hormigueros a nivel mundial, distribuidas desde el sur de México, pasando por Centroamérica, hasta Argentina (3), organizadas en dos familias: Myrmecophagidae, la cual incluye una especie para el género *Myrmecophaga*, y dos para el género *Tamandua*; y Cyclopedidae, donde se aceptan siete, todas para el género *Cyclopes* (4,5).

En Colombia están presentes los hormigueros *Myrmecophaga tridactyla*, *Tamandua tetradactyla*, *Tamandua mexicana*, *Cyclopes dorsalis*, y *Cyclopes ida*, cuyas características, distribución potencial en el país, particularidades y datos de interés son presentados a continuación.

Nombres comunes en Colombia:

En el Caribe se reconoce como oso caballo, joso caballo y cola de caballo, mientras que, las comunidades indígenas Wayúu y Arhuaca lo denominan wali o uarí.

En la Orinoquía es nombrado oso palmero, nombre que ya se reconocía en el siglo XVIII, durante la época de la colonia. Se ha reportado que los indígenas Guahibo lo conocen como tsonë.

En la Amazonía es llamado oso caballuno, oso palmero, y en la zona fronteriza con Brasil lo conocen como tamanduá-bandeira. Además, las comunidades indígenas amazónicas lo denominan de diferente forma, incluyendo wuoyá-wuoya (piaroas), ñam (puinave), saru (yacunas), eréño -it + cheko -runa + mo (hui-totos), tarru (curripacos), jere-mú (carijonas), entre otros (6).

Descripción morfológica:

Es el más grande de los hormigueros existentes. En la Orinoquía colombiana se han encontrado individuos de 39 kg de peso y 2,30 m de longitud total, los cuales presentan tallas superiores a las registradas en el Caribe (30 kg de peso y 2,10 m de longitud). En toda su área de distribución puede presentar variaciones en el tamaño, y no se ha evidenciado dimorfismo sexual aparente en esta especie.

Este tiene una cabeza alargada, con una boca pequeña, circular, sin dientes y una lengua larga (35 – 40 cm) y pegajosa (7), orejas y ojos pequeños, pelaje duro y largo (Figura 1); una cola larga,

voluminosa y cubierta de pelos con un aspecto de “abanico o bandera” (6,8) u “hoja de palma”, de ahí su nombre vernacular.

Su coloración es variada, por la mezcla de cerdas blancas, negras y grises y presentan una franja triangular negra bordeada por una línea blanca desde el pecho y cuello hacia la espalda. Los pelos de la cola son de apariencia plana, lo que podría ser útil para el almacenamiento del aire que le permite regular la temperatura durante los días fríos o cálidos, dado que suele usarla como sombrilla (Figura 2). Las extremidades delanteras tienen cuatro dígitos externos y uno interno, con garras bien desarrolladas en el segundo y tercero (8).



Figura 1. El oso palmero presenta una cabeza tubular, con ojos y orejas pequeñas.

Foto: Carlos Aya Cuero.



Foto: Cesar Rojano.

Figura 2. Individuo de *M. tridactyla* utilizando la cola para refugiarse de las altas temperaturas en las sabanas de Casanare.

Distribución y ecología:

Su distribución va desde Belice hasta Uruguay; en Colombia está en la Orinoquía, Amazonía, Pacífico y Caribe (Figura 3) donde, en general, se distribuye en climas templados y cálidos, en bosques húmedos y secos, en sabanas inundables, altillanuras y áreas abiertas (3,9,10). Su área de vida en este país ha presentado datos variables, los cuales van desde 80 hasta las 750 hectáreas en zonas de sabanas inundables.

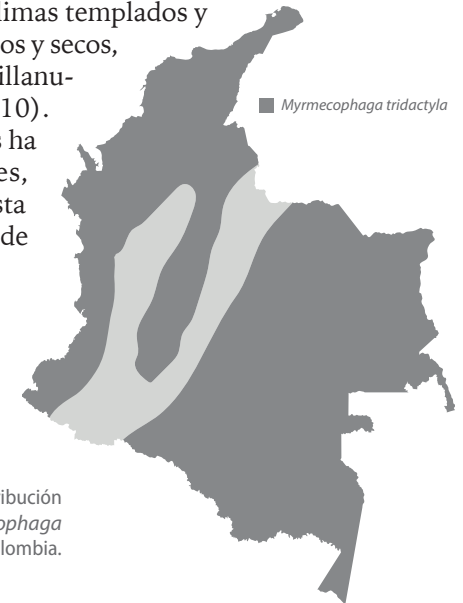


Figura 3. Distribución potencial de *Myrmecophaga tridactyla* en Colombia.

No obstante, su presencia y abundancia puede variar considerablemente entre regiones e incluso dentro de un mismo ecosistema. Por ejemplo, las poblaciones más abundantes en el departamento del Magdalena se encuentran aparentemente en la subregión río, donde el bosque seco ha sido degradado de forma considerable para establecer potreros y cultivos. Mientras tanto, las zonas boscosas y protegidas de los parques nacionales naturales Tayrona y Sierra Nevada de Santa Marta parecen mantener poblaciones reducidas.

Esta especie se alimenta de insectos, principalmente de hormigas y termitas (11,12), aunque también consume huevos, lombrices y larvas de otros insectos. En

general es solitaria, de hábitos diurnos y nocturnos, teniendo patrones de actividad siempre ligados a la temperatura, siendo más activa durante las horas más frescas del día.

Su gestación dura aproximadamente seis meses y pare una sola cría, la cual carga en la espalda durante períodos de siete a ocho meses (13). Ocasionalmente, se pueden observar hembras recién paridas, acompañadas de lo que parecería ser la cría destetada del año anterior (Figura 4). En la Orinoquía de Colombia se ha observado un aumento en el número de nacimientos entre noviembre y marzo, lo que coincide con la época seca (Figura 5).

Foto: Laura Miranda



Figura 4. Ocasionalmente es posible observar hembras con crías, acompañadas de lo que podría ser el juvenil destetado del año anterior.

Figura 5. Por medio de cámaras trampa se ha identificado un periodo de aumento de partos del oso palmero entre los meses de noviembre y marzo en Casanare.



Foto: Julian Mejía Cifuentes

Esta especie tiene pocos depredadores, dentro de los que se resaltan el jaguar (*Panthera onca*) (14), y la anaconda (*Eunectes murinus*), como lo inferen datos que se han podido registrar en las localidades de San Luis de Palenque, Casanare y Cravo Norte, Arauca, al oriente de Colombia (Figura 6).

Foto: Freddy Santana



Figura 6. En Casanare y Arauca, Colombia, se ha registrado de forma ocasional la depredación de osos palmeros por güiros negros (*Eunectes murinus*).

Estado de conservación y amenazas:

Se encuentra categorizada como Vulnerable – VU a nivel internacional (10) y nacional, en el caso de la subespecie *M. tridactyla artata* (15). Los criterios por los cuales ha sido incluida en este listado son: la pérdida estimada de por lo menos el 30% de su hábitat y el descenso poblacional durante las últimas tres generaciones.

Dentro de las amenazas que enfrenta este mamífero se encuentran las colisiones en carreteras, los incendios, la transformación del ecosistema para la implementación de cultivos y los ataques de perros domésticos (10,16,17). Solo en la Orinoquía colombiana se estima que mueren más de 1000 individuos al año por accidentes vehiculares.

De otro lado, es importante mencionar que, a pesar de que es una especie difícil de mantener en condiciones de cautiverio, dada su dieta especializada, también se encuentra incluida en el Apéndice II de CITES, con el fin de prevenir su tráfico a nivel internacional, el cual se presenta de forma ocasional.

Tamandua mexicana (Saussure 1860)



Nombres comunes en Colombia:

En la mayoría del Caribe, los Andes y los valles interandinos es conocido simplemente como oso hormiguero u oso melero. En el valle bajo del río Magdalena es denominado oso pungo.

Descripción morfológica:

Es un hormiguero de tamaño mediano, con una cabeza alargada y tubular, sin dientes y con una lengua larga, delgada y pegajosa, ojos pequeños y orejas cortas y redondeadas (18). La cola es prensil, casi más larga que la cabeza y el cuerpo, peluda en el dorso alrededor de un tercio del largo, pero desnuda y con manchas irregulares oscuras en los dos tercios distales (19). En el departamento de Magdalena, se realizó la morfometría a 13 individuos silvestres, los cuales presentaron un promedio de 3,6 kg de peso y 1,2 m de longitud, siendo considerablemente menor en tamaño que el *T. tetradactyla*.



Figura 5. Presencia de chaleco en *Tamandua mexicana* capturada en Pedraza, Magdalena.

Foto: Cesar Rojano

Su pelaje es ligeramente rígido y brillante y no se ha encontrado diferencia en el patrón de color y tamaño entre machos y hembras (20,21). Puede presentar distintos patrones de coloración dependiendo la localidad, los cuales pueden ir de chalecos negros hasta colores cobrizos. Además, posee cinco dígitos conspicuos en la pata trasera y cuatro dígitos en la pata delantera, donde en el dedo medio tiene una garra más desarrollada.

Foto: Cesar Rojano



Figura 6. Los miembros anteriores de *Tamandua mexicana* poseen cuatro dígitos, que presentan una garra más desarrollada en el dedo medio.

Distribución y ecología:

Es de hábitos principalmente arborícolas, aunque es frecuente observarlo forrajeando en el suelo; presenta dieta insectívora (21), aunque se ha observado que puede consumir huevos y carroña ocasionalmente. Está presente en hábitats variados, tales como bosques tropicales

y subtropicales, secos y húmedos, en manglares y hábitats perturbados, entre otros (22).

Su distribución se extiende desde el sureste de México hasta el noroeste de Perú y de Venezuela, desde el nivel medio del mar hasta 2.500 msnm (21,23,24). En Colombia, está presente en los departamentos de Antioquia, Boyacá, Caldas, Cundinamarca, Quindío, Huila, Norte de Santander, Risaralda, Santander, Tolima, Cauca, Chocó, Nariño y Valle del Cauca, Atlántico, Bolívar, Córdoba, Cesar, La Guajira, Magdalena, Chocó y Sucre (Figura 3) (3,25). En los departamentos de Huila, Tolima y Caldas (25) se podrían presentar zonas de simpatria con la especie *T. tetradactyla*, aunque se requiere de trabajo de campo para confirmar esta información.



Figura 5. Distribución potencial de *Tamandua mexicana* en Colombia.

Estado de conservación:

Tamandua mexicana se encuentra categorizada a nivel internacional como Preocupación Menor debido a su amplio rango de distribución y poblaciones abundantes (24). Dentro de las amenazas que enfrentan están los atropellamientos en carreteras, los incendios forestales, la alteración de su hábitat, la caza para alimento, y los ataques por parte de perros domésticos (22). Ha sido listado en CITES dentro del Apéndice III.

Tamandua tetradactyla **(Linnaeus, 1758)**



Nombres comunes en Colombia:

En la Orinoquía y la Amazonía suele ser conocido como oso melero u oso hormiguero.

Descripción morfológica:

Presenta características morfológicas similares al oso pungo (*T. mexicana*), como su cola prensil, su cabeza alargada y tubular, ausencia de dientes y una lengua larga, delgada y pegajosa (3). Sin embargo, la *T. tetradactyla* en Colombia presenta una coloración ventral amarillo oro, no presenta chaleco definido, sino un parche oscuro y difuso en la espalda (Figura 7), que puede llegar a estar ausente por completo. Incluso, pueden llegar a ser melánicos (Figura 8) (26);

además, presenta ojos pequeños y orejas redondeadas moderadamente grandes (50 a 54 mm de longitud, respecto a la *T. mexicana*, que posee entre 40 a 46 mm) (27,28).

Foto: Carlos Aya Cuero



Figura 7. *Tamandua tetradactyla* en Colombia presenta una mancha difusa en el dorso que no llega a consolidarse como un chaleco tal como el que presenta *T. mexicana* en el norte del país.

Foto: Carlos Aya Cuero

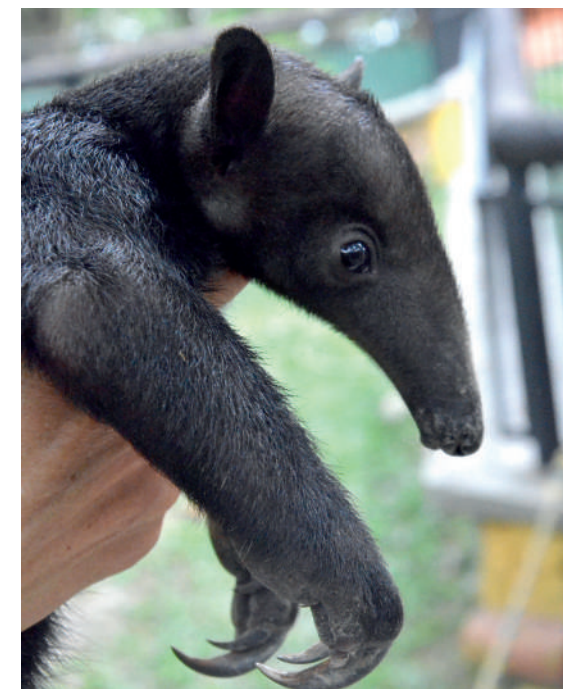


Figura 8. Individuo de *Tamandua tetradactyla* melánico registrado en el Bioparque Los Ocarros, departamento del Meta, Colombia.

En la Orinoquía el peso promedio de los individuos silvestres capturados ha sido de 6,8 kg y una longitud total de 1,3 m. Con respecto a las claves de diferenciación física entre las dos especies de *Tamandua* que existen en el país, en la actualidad no hay consenso entre los investigadores, debido a los diversos patrones de coloración, variaciones en tamaño, y potenciales zonas de simpatria, que dificultan esta tarea. Algunos autores proponen, incluso, que existe una sola especie en el país (29); no obstante, es necesario complementar este estudio contemplando nuevas localidades e incluyendo la taxonomía integrativa para resolver esta pregunta.

Distribución y ecología:

Se encuentra distribuido desde Colombia y Venezuela, hasta el norte de Argentina, incluyendo algunas islas como Trinidad (7). En Colombia, se encuentra en las regiones de la Amazonía y Orinoquía, incluyendo los departamentos de Amazonas, Arauca, Caquetá, Casanare, Cundinamarca, Guainía, Guaviare, Meta, Huila, Norte de Santander, Putumayo y Vichada. Se ubica entre los 0 - 2000 msnm (3,25), y habita en áreas de sabanas abiertas y/o arboladas, bosques húmedos o de transición; selvas, zonas húmedas o cercanas a arroyos (27,28).



Figura 9. Distribución potencial de *Tamandua tetradactyla* en Colombia

Al igual que la *T. mexicana*, esta especie se alimenta de hormigas, termitas, huevos, carroña y abejas. Además, es solitaria y, principalmente, nocturna; sin embargo, durante el día puede encontrarse activa (30). En Paz de Ariporo, Casanare, se han observado individuos que sobreviven en sabanas abiertas, donde la cobertura arbórea es escasa o nula (Figura 10), lo hacen refugiados en pajonales altos como la guayacana (*Imperata brasiliensis*) y rabo de zorro (*Andropogon bicornis*).

Foto: Cesar Rojano



Figura 10. Individuo de *T. tetradactyla* en áreas de sabanas abiertas en Paz de Ariporo, Casanare.

Estado de conservación:

Esta se encuentra categorizada internacionalmente como Preocupación menor debido a su amplio rango de distribución y sus poblaciones abundantes (28,30). Al igual que la mayoría de los hormigueros, la *T. tetradactyla* se ve afectada por la modificación de los ecosistemas donde habita, debido a diversas actividades humanas tales como la ganadería, la agricultura, las quemadas y el tráfico ilegal de especies para su uso como mascota (28), el atropellamiento vehicular, que para los departamentos de Casanare y Meta se estima que pueden superar los 3000 individuos al año (Figura 11).



Figura 11. Oso melero atropellado en la vía Marginal de la Selva entre Tauramena y Monterrey, Casanare.

Foto: Cesar Rojano

Cyclopes dorsalis (Gray, 1865)



Nombres comunes en Colombia:

Es nombrado como osito trueno por la creencia de algunas comunidades indígenas de Córdoba y Antioquia de que ayuda a detener las tormentas eléctricas. Además, es conocido como gran bestia en el departamento de Santander.

Descripción morfológica:

Este hormiguero llamado *C. dorsalis*, es uno de los de menor tamaño. Tiene una longitud de cabeza cuerpo de 18.5 a 21.5 cm, una cola de 17 a 22.5 cm aproximadamente y pesa entre 155 y 275 gr (31). Además, presenta un pelaje denso y sedoso y posee solo dos dígitos en las patas anteriores y cuatro en las posteriores, mientras que, su cola es prensil con la región ventral del extremo sin pelos (Figura 6). Otra de sus características es su coloración amarilla rojiza uniforme en todo el cuerpo (4). Su cráneo posee la región frontal-nasal plana lo que le confiere un perfil recto (31), no dispone de dientes, su lengua es larga y protráctil (7).



Foto: Víctor Quiroz

Figura 12. Ejemplar de *Cyclopes dorsalis* registrado en límite entre Mutatá y Pavarandó (Antioquia-Chocó), Colombia.

Distribución y ecología:

Se distribuye desde el sur de México, por toda Centroamérica, y a lo largo de la costa Pacífica, valles interandinos de Colombia, hasta la costa Pacífica al norte de Ecuador. En Colombia existen registros de este hormiguero en los departamentos de Antioquia, Córdoba, Santander, Chocó, Magdalena y Nariño (4), aunque es posible que se encuentre en otras zonas (Figura 13).

Entre sus características están que es solitario, nocturno, arborícola, y se alimenta, principalmente, de termitas (31), además, está presente en diversos ecosistemas como: bosques secos, bosques húmedos (Figura 14) y manglares.



Figura 13. Distribución potencial de *Cyclopes dorsalis* en Colombia.



Foto: Víctor Quiroz

Figura 14. Ejemplar de *Cyclopes dorsalis* registrado en zonas de bosque húmedo entre Mutatá y Pavarandó (Antioquia-Chocó), Colombia.

Dentro de las técnicas de defensa que utiliza se encuentra el asumir una posición agresiva, utilizando sus dos grandes garras, mientras se sostiene con los miembros posteriores de una rama (Figura 15).

Estado de conservación:

Su estado de conservación no ha sido evaluado por UICN ni a nivel nacional por Ministerio de Ambiente y desarrollo sostenible debido a su reciente reconocimiento como especie. Probablemente, se ve afectada por la pérdida de hábitat, especialmente producto de la degradación de los manglares y los bosques nativos (32). Además, se requiere información complementaria sobre su distribución geográfica.

Foto: Paula Ortega



Figura 15. Posición de defensa de *Cyclopes dorsalis*. Registro en San Bernardo del Viento, Córdoba, Colombia.

Cyclopes ida (Thomas, 1900)



Nombres comunes en Colombia:

Esta especie es reconocida con mayor facilidad en la Amazonía que en la Orinoquía de Colombia, donde no existe certeza de su presencia, en especial hacia las áreas de sabana. En las zonas boscosas del sur de Colombia se le conoce como flor de balsa amazónico (por su parecido con la flor de este árbol), aunque también puede ser denominado como angelito o serafín.

Descripción morfológica:

No existen datos exactos para *C. ida*, pero teniendo en cuenta un tamaño similar a otros *Cyclopes*, se propone una longitud cabeza-cuerpo de 20 cm, con una longitud de cola similar, y un peso aproximado de 300 gr. A diferencia de *C. dorsalis*, generalmente esta especie es de color gris en su parte dorsal, cola y patas, y de color amarillo claro sin franjas ventrales en sus partes inferiores (33). Su cráneo presenta la región frontal-nasal deprimida, lo que le confiere un perfil cóncavo (4). Al igual que *C. dorsalis*, presenta un pelaje denso y sedoso, y posee solo dos dígitos en las patas anteriores y cuatro en las posteriores, y cola prensil con la región ventral del extremo sin pelos (34).

Distribución y ecología:

Se distribuye en Ecuador, Perú y Brasil (35), mientras que, en Colombia existen registros en los departamentos de Meta (su registro más al norte), Caquetá y Amazonas (4) (Figura 16). Se presume, como el resto de las especies dentro del género, que *C. ida* es una especie arbórea estricta, nocturna y solitaria, que se alimenta casi exclusivamente de hormigas, termitas y ocasionalmente de otros insectos (34,36), además, tiene un periodo de gestación entre 120 y 150 días (33).

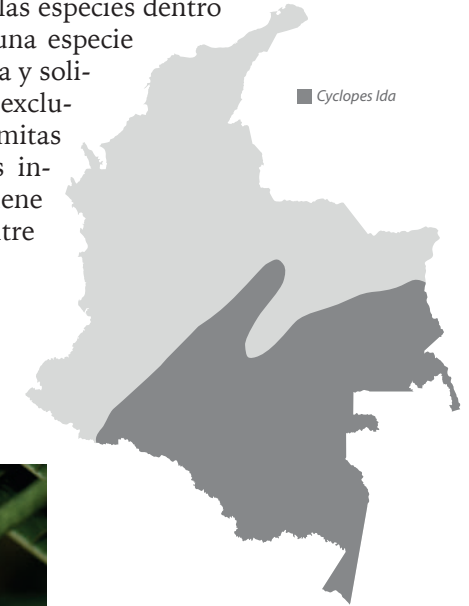


Figura 16. Distribución potencial de *Cyclopes ida* en Colombia.



Foto: Jhon Edison Zamudio

Figura 17. Ejemplar de *Cyclopes ida* registrado en zonas de bosque húmedo Leticia, Amazonas, Colombia.

Estado de conservación:

No ha sido evaluada debido a su reciente reconocimiento, probablemente, se ve afectada por la pérdida de hábitat (33), e igual que el *C. dorsalis*, se requiere información complementaria sobre su distribución geográfica y su estatus de conservación.


REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Casali DM, Martins-Santos E, Santos ALQ, Miranda FR, Mahecha GAB, Perini FA. Morphology of the tongue of *Vermilingua* (Xenarthra: Pilosa) and evolutionary considerations. *J Morphol*. 2017;278(10):1380-99.
- Casali D de melo, Dos Santos Júnior JE, Miranda FR, Santos FR, Perini FA. Total-evidence phylogeny and divergence times of *Vermilingua* (Mammalia: Pilosa). *Syst Biodivers*. 2 de abril de 2020;18(3):216-27.
- Humanez-López E, Chacón Pacheco J. Taxonomía, identificación y distribución de las especies del suborden Vermilingua en Colombia. En: Manual de Rehabilitación de Hormigueros de Colombia. El Yopal, Casanare: Fundación Cunaguaro, Geopark Colombia S.A.S, Corporinoquia; 2014. p. 155.
- Miranda F, Casali D, Perini F, Machado F, Santos F. Taxonomic review of the genus *Cyclopes* Gray, 1821 (Xenarthra: Pilosa), with the revalidation and description of new species. *Zool J Linn Soc*. 1 de julio de 2018;183:687-721.
- Solari S, Muñoz-Saba Y, Rodríguez-Mahecha JV, Defler TR, Ramírez-Chaves HE, Trujillo F. Riqueza, endemismo y conservación de los mamíferos de Colombia. *Mastozoool Neotropical*. diciembre de 2013;20(2):301-65.
- Rodríguez-Mahecha JV, Alberico M, Trujillo F, Jorgenson J. Libro Rojo de los Mamíferos de Colombia. Bogotá D.C.: Conservación Internacional Colombia y Ministerio de Ambiente, vivienda y desarrollo territorial; 2006. 433 p. (Serie libros rojos de especies amenazadas de Colombia).
- Trujillo F. Mamíferos de los Llanos. Bogotá D.C.: Fundación Omacha, Cepsa; 2021.
- Gaudin TJ, Hicks P, Di Blanco Y. *Myrmecophaga tridactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae). *Mamm Species*. 12 de abril de 2018;50(956):1-13.
- Chacón J, Figuel J, Rojano C, Racero-Casarrubia J, Humanez-López E. Actualización de la distribución e identificación de áreas prioritarias para la conservación de una especie olvidada: el hormiguero gigante en Colombia. *Edentata*. 2017;18:12-25.
- Miranda F, Bertassoni A, Abba A. *Myrmecophaga tridactyla*, Giant Anteater [Internet]. The IUCN Red List of Threatened Species 2014. 2014 [citado 15 de julio de 2020]. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/fr/search?query=Myrmecophaga%20tridactyla&searchType=species>
- Sandoval-Gómez VE, Ramírez-Chaves HE, Marín D. Registros de Hormigas Y Termitas Presentes en la Dieta de Osos Hormigueros (Mammalia: Myrmecophagidae) en Tres Localidades de Colombia. *Edentata*. diciembre de 2012;13(1):1-9.
- Fuster A, Diodato L, Contreras JH. Dieta de *Myrmecophaga tridactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae) en pastizales y bosques del noreste de Santiago del Estero y su relación con las hormigas. *Acta Zool Lilloana*. 7 de junio de 2018;1-9.
- Del Valle SM, Halloy M. El oso hormiguero, *Myrmecophaga tridactyla*: crecimiento e independización de una cría. *Mastozoool Neotropical*. 2003;10(2):323-30.
- Sollmann R, Bestch J, Furtado MM, Hofer H, Jácomo ATA, Palomares F, et al. Note on the diet of the jaguar in central Brazil. 2013 [citado 3 de abril de 2023]; Disponible en: <https://digital.csic.es/handle/10261/80393>
- Minambiente. Resolución 1912 de 2017, por el cual se establece el listado de las especies silvestres amenazadas de la diversidad biológica colombiana continental y marino costera que se encuentran en el territorio nacional y se dictan otras disposiciones. [Internet]. Ministerio de ambiente y desarrollo sostenible; 2017 [citado 18 de abril de 2021]. Disponible en: <https://www.minambiente.gov.co/images/normativa/app/resoluciones/75-res%201912%20de%202017.pdf>
- Rojano C, Miranda-Cortés L, Ávila R. Manual de rehabilitación de Hormigueros de Colombia. Yopal: Fundación Cunaguaro, Geopark Colombia S.A.S; 2015. 156 p.
- Desbiez ALJ, Bertassoni A, Traylor-Holzer K. Population viability analysis as a tool for giant anteater conservation. *Perspect Ecol Conserv*. 1 de abril de 2020;18(2):124-31.
- Zarza-Villanueva H. Ficha técnica de *Tamandua mexicana*. En: Los mamíferos mexicanos en riesgo de extinción según el PROY-NOM-059-ECOL-2000. Ciudad de México, D.F.: Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIB-CONABIO, Proyecto No. W005; 2006.
- Cuartas-Calle CA, Muñoz-Arango J. Lista de los mamíferos (Mammalia: Theria) del departamento de Antioquia, Colombia. 13 de julio de 2017 [citado 3 de abril de 2023]; Disponible en: <http://repository.humboldt.org.co/handle/20.500.11761/32743>
- Eisenberg JF. Mammals of the Neotropics, Volume 1: The Northern Neotropics: Panama, Colombia, Venezuela, Guyana, Suriname, French Guiana [Internet]. Reid F, Bonner maps by SJ, editores. Chicago, IL: University of Chicago Press; 1989 [citado 3 de abril de 2023]. 550 p. Disponible en: <https://press.uchicago.edu/ucp/books/book/chicago/M/bo3774723.html>
- Navarrete D, Ortega J. *Tamandua mexicana* (Pilosa: Myrmecophagidae). *Mamm Species*. marzo de 2011;43(1):56-63.
- Rojano C, Chacón Pacheco J, Polo A. El oso melero (*Tamandua mexicana*) en el Caribe colombiano: aportes sobre su ecología y amenazas. *Edentata*. 17 de diciembre de 2016;17:17-24.
- Tirira S. D, editor. Libro rojo de los mamíferos del Ecuador. 1ra ed. Quito, Ecuador: SIMBIOE; 2001. 236 p. (Serie Libros rojos del Ecuador).
- Miranda F, uador DT (Mamíferos y CF para el estudio y conservación de los mamíferos del, Ecología) MCA (UNAM I de, Nacional) JOR (Laboratorio de I y LIP. IUCN Red List of Threatened Species: *Tamandua mexicana*. IUCN Red List Threat Species [Internet]. 5 de noviembre de 2013 [citado 31 de enero de 2023]; Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/es>
- Alzate-Gaviria M, González-Maya JF, Botero-Botero Á. Distribución geográfica y estado de conocimiento de las especies del género *Tamandua* (Xenarthra: Myrmecophagidae) en Colombia. *Edentata NewsI IUCNSSC Anteater Sloth Armadillo Spec Group* [Internet]. 1 de diciembre de 2016 [citado 3 de abril de 2023];(17). Disponible en: https://www.xenarthrans.org/wp-content/uploads/2019/10/Alzate-Gaviria_et_al_Distribucion_geografica_Tamandua_en_Colombia.pdf
- Ríos-Alvear G, Cadena-Ortiz H. Records of melanistic *Tamandua tetradactyla* (Pilosa, Myrmecophagidae) from Ecuador. *Neotropical Biol Conserv*. 25 de octubre de 2019;14(3):339-47.
- Ayarragaray Tabuenca M, Gomez Vinassa ML, Fernandez NC. Registros de oso melero (*Tamandua tetradactyla*) en la Provincia de San Luis, Argentina. Ampliación del límite austral de la distribución de la especie. *Edentata NewsI IUCNSSC Anteater Sloth Armadillo Spec Group*. 23 de enero de 2019;(19):57-60.
- Hayssen V. *Tamandua tetradactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae). *Mamm Species*. 26 de mayo de 2011;43(875):64-74.
- Ruiz-García M, Pinilla-Beltrán D, Murillo-García OE, Pinto CM, Brito J, Shostell JM. Comparative mitogenome phylogeography of two anteater genera (*Tamandua* and *Myrmecophaga*; Myrmecophagidae, Xenarthra): Evidence of discrepant evolutionary traits. *Zool Res*. 18 de septiembre de 2021;42(5):525-47.
- Miranda F, Fallabrino A, Arteaga M, Tirira D, Meritt DA, Superina M. Southern tamandua, *Tamandua tetradactyla* [Internet]. IUCN Red List of Threatened Species. 2014 [citado 15 de julio de 2020]. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/fr>
- Romero V. *Cyclopes dorsalis*. En: Brito J, Camacho M, Romero V, Vallejo A, editores. Mamíferos del Ecuador Version 20180. Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador; 2021.
- IUCN SSC. Hormiguero sedoso de Centroamérica | IUCN SSC Anteater, Sloth and Armadillo Specialist Group [Internet]. [citado 3 de abril de 2023]. Disponible en: <https://xenarthrans.org/es/hormigueros/hormiguero-sedoso-de-centroamerica/>
- IUCN SSC. Hormiguero sedoso de Río Negro | IUCN SSC Anteater, Sloth and Armadillo Specialist Group [Internet]. [citado 3 de abril de 2023]. Disponible en: <https://xenarthrans.org/es/hormigueros/hormiguero-sedoso-de-rio-negro/>
- Romero V. *Cyclopes ida*. En: Brito J, Camacho M, Romero V, Vallejo A, editores. Mamíferos del Ecuador Ver-

sion 20180 [Internet]. Ecuador; 2018 [citado 3 de abril de 2023]. Disponible en: <https://bioweb.bio/faunaweb/mammaliaweb/FichaEspecie/Cyclopes%20ida>

35. Quintela FM, Da Rosa CA, Feijó A. Updated and annotated checklist of recent mammals from Brazil. *An Acad Bras Ciênc*. 17 de agosto de 2020;92:e20191004.

36. Gardner A. Mammals of South America, Volume 1 [Internet]. Vol. 1. Chicago: University Of Chicago Press; 2007 [citado 18 de abril de 2021]. 669 p. Disponible en: <https://press.uchicago.edu/ucp/books/book/chicago/M/bo5417914.html>



MÉTODOS PARA LA ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA POBLACIONAL DE HORMIGUEROS

Autores:

Erika Humanez-López, Mónica Rincón-Aranguri,
Iván Pinto-Sarmiento & Diego R. Gutiérrez-Sanabria

La abundancia poblacional permite conocer el estado de una población en un momento determinado, facilitando la evaluación de los impactos de diferentes variables sobre las especies, así como el efecto de las estrategias de manejo, monitoreo y conservación sobre la vida silvestre. Para los hormigueros se usan métodos directos (transectos de observación) e indirectos (huellas, rastros, heces, pelos), que sirven para establecer la presencia de cada especie en un área y generar una aproximación al número de individuos que habitan en ella. El presente capítulo esboza algunas metodologías que se usan en la actualidad para determinar la abundancia de Vermilingua.

El término población se define como un grupo de individuos de la misma especie que viven y se reproducen dentro de un área determinada, y que, además, comparten propiedades biológicas que producen una alta cohesión reproductiva y ecológica del grupo. Adicionalmente, estos organismos dependen de los recursos (alimento, refugio, hábitat), de la relación con otros individuos y de las condiciones ambientales (1).

En este contexto, la abundancia poblacional es entendida como la representación relativa de una especie en un área determinada (2). Sus índices son utilizados para estimar, entre otros asuntos, el número de individuos de una población, y la relación entre su abundancia y las variables ecológicas a nivel de coberturas y/o paisajes. La importancia de la medición de la abundancia como parámetro ecológico es que permite conocer el estado de las poblaciones en un momento determinado y puede ser usado como un criterio de evaluación de la calidad del hábitat, así como para entender los efectos del manejo, monitoreo y conservación sobre la vida silvestre (3).

Para la medición de la abundancia se pueden aplicar métodos de registro directos e indirectos. Los primeros están basados en la observación de los ejemplares, así como en el cálculo del número de individuos capturados por unidad de tiempo, entre otros (4). Mientras que los segundos, son utilizados con frecuencia para el monitoreo de mamíferos medianos y grandes, a partir de indicios como huellas, excrementos, madrigueras, etc., dada la dificultad de realizar observaciones directas o capturas de estos animales en vida silvestre (3).

En el caso de los hormigueros (*Myrmecophaga tridactyla*, *Tamandua* sp., *Cyclopes* sp.), diversos trabajos han estimado su abundancia en diferentes localidades de su distribución, incluyendo métodos directos como la búsqueda de individuos utilizando, principalmente, transectos lineales (5–9), así como indirectos, por medio del fototrampeo (10–13). No obstante, la mayoría de poblaciones silvestres permanecen desconocidas por lo cual se hace necesario adelantar estudios que permitan establecer su estado y tendencias. De igual forma, se deberán evaluar y estandarizar las metodologías, para que tengan en cuenta aspectos ecológicos y de

historia natural, así como de preferencias de hábitat, dietas, horarios de mayor actividad, entre otros. Esto permitirá realizar comparaciones entre ecosistemas, poblaciones y ventanas de tiempo.

Foto: Cesar Rojano



Figura 1. Marcas de garras de oso palmero en termiteros. Este tipo de rastros pueden ser de utilidad para estimar la presencia de la especie en áreas de baja densidad poblacional y difícil observación.

En el presente capítulo se esbozan algunas metodologías que pueden ser usadas para la determinación de la abundancia de los hormigueros mediante métodos directos e indirectos en campo. Sin embargo, no se incluye el fototrampeo, dado que es abordado con mayor detalle en el siguiente capítulo de este libro.

CONSIDERACIONES GENERALES PARA LA ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA DE HORMIGUEROS

Recolección de datos

Para el desarrollo de un estudio sobre la abundancia poblacional en hormigueros, el paso inicial es definir la pregunta de investigación y especificar los objetivos, de esta forma se podrá establecer los métodos adecuados para alcanzarlos (14). A su

vez, dependiendo de la pregunta de investigación, el esfuerzo de muestreo aplicado permitirá obtener información adicional con relación al hábitat, y/o aspectos comportamentales de los individuos.

Definidos los objetivos de investigación, para el levantamiento de la información se recomienda establecer un formato de campo que permita recopilar datos asociados a cada registro obtenido, tales como:

1. Hora y fecha.
2. Determinación taxonómica (familia, especie).
3. Nombre vernáculo o común registrado para la zona.
4. Número de individuos.
5. Ubicación geográfica.
6. Altitud.
7. Tipo de formación vegetal (cobertura).
8. Especies arbóreas utilizadas
9. Actividad registrada en el instante de la observación.
10. Temporalidad climática (época de lluvias/ seca).
11. Tipo de registro (huellas, heces, pelos, rascaderos, cuevas, osamentas).
12. Descripciones generales de los rastros/indicios (medidas, tipo de sustrato, orientación, etc.).
13. Observaciones (aspectos relevantes).

Posibles sesgos o errores en la medición de la abundancia de hormigueros

Dentro de los principales errores al estimar la abundancia se encuentra:

- Omitir la aleatorización o estimar un esfuerzo poco representativo de los mismos en el área de estudio (debido a un muestreo de conveniencia).
- Muestreo no acorde con la especie (transectos cortos).
- No realizar replicas o repeticiones de los transectos.
- Presentar falencias al precisar la identidad de las especies o sus rastros (sobreestimación/subestimación de la abundancia).
- Imprecisión en la medición de las distancias perpendiculares.

MÉTODOS DIRECTOS PARA ESTIMAR LA ABUNDANCIA DE HORMIGUEROS

Uno de los parámetros ecológicos estimados frecuentemente en hormigueros es la densidad poblacional, la cual es definida como la abundancia por unidad espacial, ya sea superficie o volumen. Este índice puede expresarse de diferentes formas, incluyendo el número de individuos por área, la biomasa, la cobertura y la frecuencia.

La densidad poblacional es un parámetro clave en la ecología de una especie, por cuanto puede llegar a determinar interacciones y procesos dentro de una población con diferentes factores ambientales como competencia, depredación, parasitismo, enfermedades, e incluso calidad ambiental (16).

Actualmente, en la literatura científica existen diferentes métodos para estimar la densidad poblacional de las especies, sin embargo, escoger el mejor dependerá de la biología de esta, pues no todos los taxones tienen la misma probabilidad de detección ni las mismas formas de muestreo. Incluso, algunas podrían tener subestimaciones o sobreestimaciones de su densidad poblacional si no se elige el método adecuado.

A continuación, se expone el muestreo por distancia como el método más usado en la estimación de densidad poblacional en fauna silvestre que puede ser ajustado al estudio de hormigueros.

Foto: Daniel Restrepo Marín



Figura 2. De las cinco especies de hormigueros presentes en Colombia el oso palmero ha sido la más estudiada. Para las otras especies del grupo se evidencia un vacío de conocimiento.

Muestreo por distancias - Distance sampling

El *Distance sampling* es un método usado para estimar densidades poblacionales y comprende un set de técnicas en el que se registran las distancias desde una línea o transecto hasta las detecciones, a partir de la cual se estima la densidad y/o abundancia de los individuos (17). Los transectos lineales consisten en líneas rectas aleatorias de muestreo sobre las que se toman los datos ubicados en las áreas de estudio y que siguen un rumbo de brújula predeterminado, las cuales pueden ser demarcadas utilizando cuerdas o mediante el uso de un GPS (18).

Los transectos pueden ser utilizados para una evaluación única de la abundancia o marcar de forma permanente en el bosque para realizar conteos y monitoreo repetitivos. En estos casos, la principal diferencia será la frecuencia en que se recorran utilizándolos y se recopila la información.

El objetivo de estas líneas aleatorias es realizar recorridos de avistamiento con el fin de registrar los individuos detectados junto con la información distancia-observador. Sin embargo, la probabilidad de ver ejemplares

a diferentes distancias desde el transecto dependerá de factores como la densidad de la vegetación, la experiencia del observador, los aspectos ecológicos de las especies y la topografía del lugar (15). No obstante de ser un método eficiente y útil para trabajar en grandes áreas, se deben estimar los costos con relación al tiempo y recursos humanos (14,19).

A continuación, se describen los aspectos fundamentales para aplicar esta metodología en hormigueros:

Delimitación del transecto: La ubicación de los transectos depende, en gran medida, de los objetivos del muestreo y la pregunta de investigación, sin embargo, en el terreno dependerá de la topografía y de las características del paisaje (17). Para la búsqueda de hormigueros, se recomienda:

- Ubicar los transectos de forma perpendicular a los caminos y otras características topográficas principales (grandes ríos, colinas, caminos), paralelos a la distribución hipotética de la mayoría de las especies de vida silvestre (18).

- Procurar abarcar los diferentes microhábitats presentes en el área de estudio, lo que permitirá una mayor probabilidad de detectar las especies presentes (15).
- Establecer una muestra representativa de transectos lineales; se recomienda fijar distancias entre estos de al menos 2 km, de acuerdo con el tamaño del área de estudio (18).
- En transectos largos, se recomienda establecer marcas o rótulos de distancia entre el inicio y el final de este, que permitan monitorear la velocidad y la distancia del transecto en que se detectan las especies (15).

Establecimiento del transecto de acuerdo con las coberturas: Una vez definida el área y el esfuerzo de muestreo a aplicar de acuerdo con la especie, se recomienda establecer puntos aproximados aleatorios mediante la observación de imágenes satelitales, a fin de evitar los sesgos por las condiciones específicas en el área.

En áreas boscosas o de difícil acceso, no se debe trazar senderos

anchos, trozar árboles maderables y/o lianas y solo se debe cortar, mínimamente, la vegetación para permitir el paso de los investigadores (15).

Para realizar la demarcación de cada transecto, se recomienda conformar un grupo de 2-3 personas, así como contar con una brújula, el GPS y los elementos necesarios para el despeje del área y la ubicación de la cinta o cuerda para demarcar. La dinámica consiste en avanzar de manera conjunta, realizando el despeje mínimo del espacio, estableciendo marcas rectas, evitando los desvíos, hasta alcanzar la longitud necesaria. En zonas boscosas se recomienda esperar hasta 30 días luego de abrir los transectos, a fin de favorecer que la fauna se familiarice con la presencia de los nuevos senderos (20).

En las áreas donde las condiciones del hábitat facilitan la visibilidad y el establecimiento de los transectos lineales, tales como la ausencia de árboles o arbustos y/o presencia de matorrales y herbáceas, frente a la demarcación y establecimiento de estos, se deben seguir los lineamientos anteriores. Para la búsqueda del oso palmero, se recomienda revisar las áreas de pastizales, dado que esta especie suele descansar en las horas de mayor

luz solar, cubriéndose con su cola en las sabanas bajas con predominio de pastos altos (21).



Figura 3. Las áreas abiertas, como sabanas y pastizales, favorecen el desarrollo de transectos lineales.

Foto: Daniel Restrepo Marin

Recorridos: el observador deberá desplazarse a lo largo de cada línea a máximo 5 km por hora, registrando el animal de interés detectado dentro de una distancia de la línea, denominado "w" (17). En el método estándar se asume que todos los ejemplares son detectados sobre la línea, pero la probabilidad de detección decrece cuando se aleja de esta, por lo tanto, no es necesario detectarlos a todos en la franja de ancho medio.

Foto: Cesar Rojano



Figura 4. En áreas abiertas es posible adelantar el censo con el apoyo de caballos, que faciliten la observación de ejemplares en los pastizales, siempre y cuando se respeten las recomendaciones generales.

Los horarios para los recorridos se deben establecer de acuerdo con las dinámicas propias de los hormigueros, sin embargo, el hacerlo en horas luz, crepusculares y nocturnas favorece el registro de especies. Únicamente se deben registrar los individuos vistos en el recorrido de ida, mientras que, para el retorno se recomienda

utilizar caminos alternos a una velocidad más rápida y sin tomar datos. Por lo general, los transectos se realizan una vez al día para evitar la sobreestimación y manteniendo la independencia de las observaciones.

Además, se recomienda tener en cuenta la distancia, desde la línea, en la que se encuentra cada individuo detectado y registrado, dado que posteriormente se usará la distribución del trayecto para estimar la proporción de animales dentro de la banda en la que son detectados y, también, permite estimar la densidad animal. Aunque es el mejor método, tratándose de los hormigueros, una de las limitaciones que tiene es el verse afectado por la probabilidad de detección, y requiere de un mínimo de 60 avistamientos para generar estimaciones confiables (17).

Este método fue creado para estimar densidades de poblaciones de ballenas, en donde no existen obstáculos como vegetación densa y que puede funcionar en áreas abiertas, pero podría ser poco efectivo en zonas boscosas (22). Teniendo en cuenta lo anterior, y sabiendo que los hormigueros pueden habitar tanto en sabanas como en bosques, se debe realizar un buen muestreo

para que sea efectivo.

Entrada de los datos al software: Cada transecto debe tener su observación con su correspondiente distancia perpendicular. El siguiente es un ejemplo de un archivo delimitado por punto y coma. La primera columna corresponde al estrato, la segunda a su área, la tercera la etiqueta del transecto, luego la longitud de este último y finalmente, la distancia perpendicular del animal observado:

Estrato A; 100; transecto 1A; 10; 14

Estrato A; 100; transecto 1A; 10; 8

Estrato A; 100; transecto 1A; 10; 22

Esta es la forma básica y los datos mínimos que se requieren para un análisis en el *software* Distance. Por otra parte, se sugiere visitar la página del software para profundizar en otros aspectos y descargar el programa <http://distancesampling.org/>

Supuestos a cumplir para una estimación confiable: En este método existen supuestos que deben cumplirse para que la estimación sea confiable. Estos incluyen, entre otros: que los objetos

sobre la línea son detectados con certidumbre, que los objetos no se mueven, y que las medidas son exactas. Sin embargo, con los nuevos avances metodológicos algunos de ellos se pueden flexibilizar.

En un buen diseño de estudio para estimar densidades de hormigueros se recomienda poner los transectos al azar, no de manera subjetiva, y suficientes réplicas de los transectos para asegurar la variación en la tasa de encuentro (número de animales detectados por unidad de muestreo) (17).

Los análisis estándar en Distance suponen una probabilidad de cobertura uniforme, por lo tanto, se recomienda que se utilice un diseño de muestreo sistemático con un inicio aleatorio para lograr una mejor cobertura espacial y una menor varianza (23).

Hacer los transectos de forma paralela con un inicio aleatorio, permite generar una cobertura uniforme, pero se puede desperdiciar el espacio cuando se camina de un transecto a otro, por tanto, hacerlo en forma de zigzag es una forma de aprovechar el espacio siempre y cuando el área de estudio tenga una forma rectangular (24).

Estimación de la función de probabilidad: el Distance tiene diferentes motores de análisis para estimar la función de detección, lo que es crucial en una buena estimación de densidad. El primero es el convencional distance sampling - CDS, el cual asume que la localización de un animal en la línea es cierta y se aplica para todos los animales, pero esto es poco realista en campo. Este motor garantiza que cantidades moderadas de heterogeneidad no modelada causen poco sesgo (24).

El *multiple covariate distance sampling* - MCDS es una extensión de CDS que permite la inclusión de covariables diferentes a la distancia desde la línea en la función de detección. Esto puede ser útil cuando se pretende estimar la densidad en un subconjunto de datos (p. ej.: diferentes sustratos o coberturas), pero se cuenta con pocas observaciones para ajustar una función de detección para cada uno (25). Para una mayor profundización acerca del cómo y el porqué de los motores para estimar la función de probabilidad se recomienda revisar a Thomas y colaboradores (2010).

Selección de modelos: la segunda fase del análisis es la selección del modelo, en la que se incluye la selección de una distancia de

truncamiento w adecuada para los datos de distancia. Se trunca o secciona la distancia, porque de lo contrario se pueden necesitar términos de ajuste adicionales para ajustar una cola larga a la función de detección. Esto reduce la precisión por poca ganancia, ya que los datos que se encuentran lejos de la línea o el punto contribuyen poco a la estimación de la abundancia. De forma general, seccionar el 5% de las distancias en los transectos lineales es lo óptimo, debido a que comúnmente una alta proporción de detecciones corresponden a la cola de la función de detección.

Al seleccionar un modelo adecuado, vale la pena tener en cuenta que es solo una aproximación a la verdadera función de detección. No tiene sentido arrojar todos los modelos posibles a los datos; con esto se corre

el riesgo de un sobreajuste. Si los datos son de alta calidad, muchas combinaciones posibles de modelos y ajustes darán estimaciones similares (17).

El criterio de información de Akaike (AIC) proporciona una medida relativa de ajuste, mientras que, el modelo con el AIC más pequeño suministra, en cierto sentido, el mejor acoplamiento a los datos. Los valores de AIC solo son comparables si se aplican exactamente la misma información, lo que en Distance significa que las ejecuciones realizadas con el mismo muestreo y filtro de datos son comparables. Para tales conjuntos, Distance proporciona los valores de ΔAIC , que son los de AIC con el AIC del modelo de mejor ajuste restado. Así $\Delta AIC = 0$ para el mejor modelo.

MÉTODOS INDIRECTOS PARA ESTIMAR LA ABUNDANCIA DE HORMIGUEROS

El rastreo de fauna es una técnica no invasiva que permite registrar especies crípticas, de difícil observación, de hábitos discretos, crepusculares y nocturnos (26), como es el caso de los Vermilingua. Este método puede ser complementario y realizado al tiempo en que se llevan a cabo los transectos de observación.

Los rastros se pueden clasificar de la siguiente manera:

1. Rastros y patrones de desplazamiento: huellas, pelos
2. Producto de la alimentación: excretas, nidos escarbados.
3. De comportamiento: revolcaderos, marcación de garras.
4. De protección o refugio: madrigueras o encames
5. Corporales: osamentas.

La principal ventaja de la aplicación de esta metodología es que permite el registro de especies sin necesidad de coincidir en el espacio y tiempo del estudio con el individuo. Sin embargo, por la naturaleza de estos registros, pueden ser parciales o degradarse de acuerdo con la variación de las condiciones del ambiente, dificultando la identificación adecuada.

A continuación, se describirá información relacionada principalmente con el registro de huellas y excretas de hormigueros.

Huellas

Las huellas son impresiones o rastros en el campo, que en su andar dejan los animales con sus extremidades. Existen varios factores que determinan la con-

servación y calidad de impresión de una huella. En relación con el animal se destacan la especie, el sexo, la edad, la marcha (paso, trote, galope o salto) y/o la pata que la produjo (anterior, posterior, derecha o izquierda). Mientras que otros están asociados a causas externas como los factores atmosféricos, propiedades del terreno, conformación del sustrato (arena, piedras, barro, etc.) y tiempo de impresión de la huella (27).

Terreno: al realizar la búsqueda de huellas es necesario tener en cuenta la influencia del terreno, debido a que por su consistencia y características físicas puede favorecer o no la presencia de estas. Un terreno seco, poco profundo, de grano fino y con pocas piedras u hojas puede ser ideal para la observación de pisadas, mientras que, uno con una capa de tierra suelta suele permitir impresiones débiles, poco perceptibles. Por su parte, en zonas con capas gruesas de piso compacto o seco (p. ej.: bordes de ríos, mar) la caída del exceso de tierra en el interior puede hacer que se pierdan algunos detalles de los márgenes o que aparezcan pocos detalles (2).

Por lo general, un terreno húmedo, de grano fino y poco profundo, permite el mayor registro de

huellas, principalmente en cercanía de cuerpos de agua y áreas abiertas que sirvan de tránsito entre ecosistemas, dado que en zonas lodosas suelen dejar impresiones en forma de huecos con pocos detalles. Además, estas superficies pueden favorecer a las especies con garras como los hormigueros, debido a su tamaño, peso, permitiendo la impresión de una parte considerable de sus huellas.

Otro aspecto a tener en cuenta es el ángulo de inclinación de la pendiente, dado que un desplazamiento de subida generalmente permite que se marquen más los dedos o las puntas de las garras, mientras que si la marcha se presenta de bajada se marcarán mayormente los cojinetes, lo que sumado a la caída o arrastre de hojas y demás elementos del ambiente, puede favorecer las impresiones parciales (2).

Finalmente, dentro de los métodos habituales para coleccionar huellas en campo se encuentran:

- Los moldes de yeso o parafina: consiste en depositar estas sustancias en forma líquida sobre las huellas utilizando previamente un molde y, posteriormente, esperan-

do su secado; sin embargo, se debe tener en cuenta la fragilidad de las piezas. Con los moldes obtenidos tanto en yeso como en parafina, se pueden sacar contramoldes, los que reproducen con exactitud los rastros cuando son presionados sobre un sustrato adecuado (27).

- Calco en acetato: es un método fácil y asequible para registrar huellas, consistente en tomar acetatos de proyección y colocarlos encima de los rastros y delinear su contorno con marcadores indelebles de punta fina; además, es posible escribir otra información sobre el dibujo del rastro, lo cual favorece la recopilación de los datos (2).
- Registro de fotografías: es el método más común, sin embargo, se recomienda buscar los rastros más nítidos e incluir una referencia de tamaño, como un bolígrafo, una navaja o una escala graduada (2).

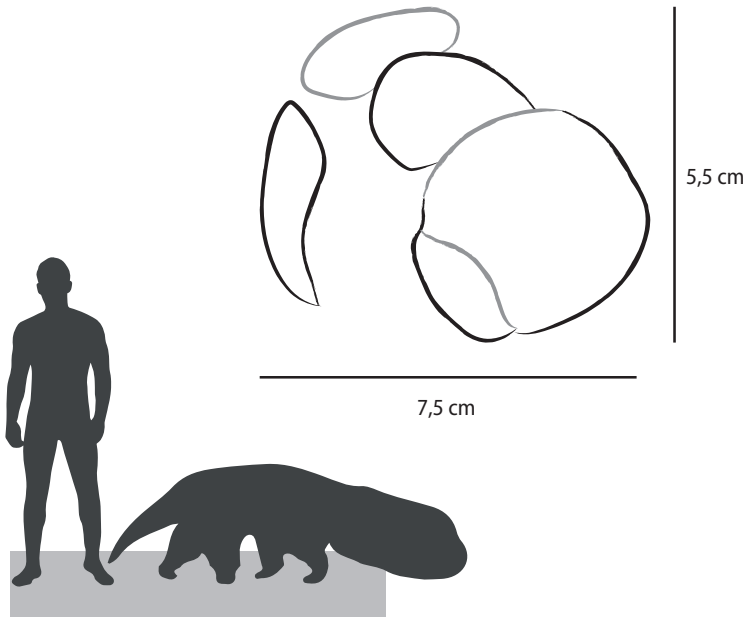
Identificación de huellas de hormigueros

Myrmecophaga tridactyla: tienen una forma ovalada o de medialuna, con una longitud aproximada de 5.5 cm y una anchura de 7.5 cm. Las huellas suelen ser profundas y pueden mostrar las marcas de las garras, que son largas y curvas. Adicionalmente, estos rastros suelen estar acompañados por unas marcas que se asemejan a las producidas por un cepillo, lo cual se debe a que estas especies mueven la cola de un lado a otro al caminar (28).

Estas huellas pueden ser confundidas como trazos parciales de especies de mayor porte, si no se cuenta con entrenamiento en el tema. Por lo tanto, es importante considerar el hábitat en el que se encontraron y otras evidencias, como heces o arañazos en los árboles, para confirmar la identificación de la especie.

MIEMBRO ANTERIOR

— Mayor probabilidad de marcación
— Menor probabilidad de marcación



MIEMBRO POSTERIOR

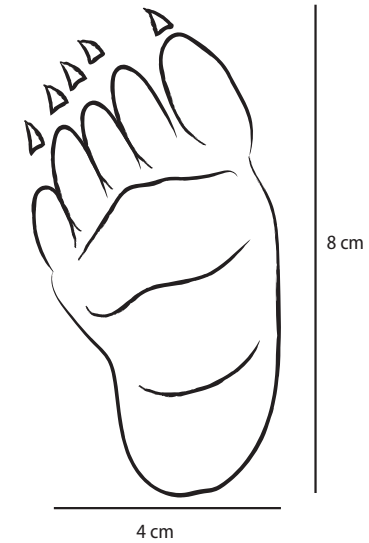
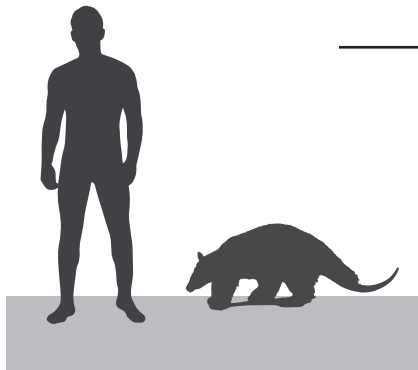


Figura 5. Huella de oso palmero. Adaptado de Aranda (2).

Tamandua sp.: estas especies tienen cuatro dedos en las extremidades anteriores con longitudes aproximadas de 2.5 cm de largo y 2.5 cm de ancho, donde la garra del dedo medio hace imposible el apoyo completo de las palmas sobre el suelo, por lo que la mano se apoya de lado, sobre un cojinete ovalado y dos dedos, uno con una uña corta y el otro con la larga y curvada. Las extremidades posteriores tienen cinco dedos con garras, que se curvan hacia la línea media del cuerpo, y pueden alcanzar los 4.5 cm de largo y 2.5 cm de ancho. En algunos casos, puede presentarse el registro de arrastre de la cola (2).

MIEMBRO ANTERIOR

— Mayor probabilidad de marcación
— Menor probabilidad de marcación



MIEMBRO POSTERIOR



Figura 6. Huella del oso melero. Adaptado de Aranda (2).

Foto: Cesar Rojano



Figura 7. Miembro posterior de *Tamandua mexicana* evidenciando las cinco garras que quedan marcadas en la huella.

Sin embargo, identificarlas suele ser difícil, debido a que por el tiempo de exposición a la intemperie suelen estar parcialmente desintegradas y sin asociarse con huellas u otros rastros. Sin embargo, de acuerdo con el objetivo de la investigación, se puede realizar análisis de ADN, lo que permitiría, además, identificar al individuo (29).

Por lo general, las heces de hormiguero suelen tener forma cilíndrica y dependiendo de la especie pueden presentar una cubierta mucosa o queratinosa, la digestión de presas incompletas, y en algunos casos la presencia de ejemplares de hormigas casi intactas, así como sustrato. Para el caso de los osos meleros, estas son de color café oscuro o negro, de forma más o menos cilíndrica, largas (entre 10 y 20 cm) y están conformadas por restos triturados de invertebrados, principalmente hormigas y termitas (2).

De ser necesario, las heces pueden ser recolectadas en campo para su análisis e identificación, de acuerdo con aspectos característicos de la especie. Para esto se debe tener cuidado de no desba-

Cyclopes sp.: Estos hormigueros son pequeños y de hábitos arborícolas, por lo que es casi imposible observar sus rastros. De cualquier modo, sus huellas son similares a las de las *Tamandua* pero de menor tamaño (2).

Heces

Además de las huellas, otro tipo de rastro que sirve para confirmar la presencia de estos mamíferos son las heces. En condiciones secas se pueden conservar por meses y dar señal de la presencia de una especie en el área (29).

Foto: Hernán Padilla



Figura 8. Heces de *M. tridactyla* secas, encontradas en Pedraza, Magdalena. Se observan los restos de hormigas parcialmente digeridos.

ratarlas, por lo que se recomienda, si están húmedas, guardarlas en una bolsa o un recipiente plástico, y si se encuentran secas, se pueden depositar en bolsas de papel, evitando la humedad y el desarrollo de hongos (2).

Pelos y osamentas:

Otros rastros directos que se pueden encontrar en campo son los pelos y las osamentas o restos óseos, los cuales permiten la identificación confiable de los individuos, siempre que se realicen las observaciones y comparaciones necesarias.

Como método para la recolección se pueden elaborar trampas de pelo, las cuales consisten en un tubo abierto en ambos lados, provisto de un cebo en su interior y de cinta adhesiva en los extre-

mos, en el que entra el animal dejando pelos adheridos a la cinta (30). Las muestras se pueden guardar en bolsas de papel, debidamente rotuladas.

Los pelos del oso palmero son largos, con colores gris, negro, café y blanco. Los pelos de la cola tienen una apariencia plana, lo que facilita su identificación. Las especies del género *Cyclopes* presentan pelos claros, con bandas oscuras pequeñas, limitándose solo a las puntas del pelo. La coloración general es dorado brillante, rizados y con textura sedosa y fina. Mientras que, los pelos de los *Tamandua* son de textura gruesa e hirsuta, de tonalidades café y beige o amarillos, diferenciándose entre estos el patrón oscuro que conforma el chaleco de una de las especies (29,31).

Por otro lado, es posible encontrar restos óseos de hormigueros, por lo que es necesario conocer aspectos morfológicos fundamentales de las especies para su identificación. Adicionalmente, se recomienda revisar la literatura disponible sobre caracteres diagnósticos de los taxones con relación al cráneo y las extremidades de los individuos, a su vez, evaluar la presencia y coloración de pelos que puedan estar asociados.

Foto: Cesar Rojano



Figura 9. Cadáver de una cría de oso palmero depredada por perros domésticos. Este tipo de rastros son identificables gracias a los pelos del animal y la ausencia de dientes en el cráneo.

Otros rastros:

Por su parte, en campo se puede evidenciar rastros incidentales, que pueden estar ligados al comportamiento de los individuos, como: revolcaderos, marcación de garras sobre superficies, escarbados de nidos de hormigas y termitas, elaboración de madrigueras, destrucción de hormigueros o encames.

Estos dependerán de la especie y aunque en la mayoría de los casos por sí solos no logran ser identificados, posiblemente tengan otros rastros (como huellas, pelos, heces) relacionados con los mismos, que permitan ampliar el conocimiento sobre su ecología.



Foto: Cesar Rojano

Figura 10. Rastro característico del oso palmero escarbando para depredar nidos de hormigas en las sabanas inundables de Casanare.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Tarsi K, Tuff T. Introduction to Population Demographics. Nat Educ Knowl [Internet]. 2012 [citado 11 de mayo de 2023];3(11). Disponible en: <https://www.nature.com/scitable/knowledge/library/introduction-to-population-demographics-83032908>
2. Aranda J. Manual para el rastreo de mamíferos silvestres de México. Cuernavaca, Morelos, México: Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad; 2012. 260 p.
3. Mosquera-Guerra F, Trujillo F, Díaz-Pulido AP, Mantilla-Meluk H. Diversidad, abundancia relativa y patrones de actividad de los mamíferos medianos y grandes, asociados a los bosques riparios del río Bitá, Vichada, Colombia. Biota Colomb. 21 de septiembre de 2018;19(1):202-18.
4. Chaparro S. Comparación de la abundancia y distribución espacial de mamíferos en diferentes ecosistemas del Chaco húmedo [Tesis pregrado]. [San Lorenzo, Paraguay]: Universidad Nacional de Asunción; 2018.
5. Rojano Bolaño C, Miranda Cortés L, Ávila Avilán R. densidad poblacional del oso hormiguero gigante (*Myrmecophaga tridactyla*) en sistemas ganaderos de Pore, Casanare. Rev Biodivers Neotropical. 2015;5(1):64-70.
6. Rojano C, Chacón Pacheco J, Polo A. El oso melero (*Tamandua mexicana*) en el Caribe colombiano: aportes sobre su ecología y amenazas. Edentata. 17 de diciembre de 2016;17:17-24.
7. Desbiez ALJ, Medri ÍM. Density and Habitat use by Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) and Southern Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) in the Pantanal Wetland, Brazil. Edentata. noviembre de 2010;11(1):4-10.
8. Bhagraty H, Taylor K, Lawrence A, Devenish-Nelson ES, Nelson HP. Population density of silky anteaters (*Cyclopes didactylus* Xenarthra: Cyclopedidae) in a protected mangrove swamp on the island of Trinidad. mammalia. 1 de noviembre de 2013;77(4):447-50.
9. Kreutz K, Fischer F, Linsenmair KE. Timber plantations as favourite habitat for giant anteaters. Mammalia 1 de mayo de 2012;76(2):137-42.
10. Bertassoni A, Bianchi RDC, Desbiez ALJ. Giant Anteater Population Density Estimation and Viability Analysis Through Motion-Sensitive Camera Records. J Wildl Manag. 2021;85(8):1554-62.
11. Möcklinghoff L, Schuchmann KL, Marques MI. New non-invasive photo-identification technique for free-ranging giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) facilitates urgently needed field studies. J Nat Hist. 10 de octubre de 2018;52(37-38):2397-411.
12. Quiroga VA, Noss AJ, Boaglio GI, Di Bitetti MS. Local and continental determinants of giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) abundance: Biome, human and jaguar roles in population regulation. Mamm Biol. 1 de mayo de 2016;81(3):274-80.
13. Pinto FAS, Bager A, Clevenger AP, Grilo C. Giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) conservation in Brazil: Analysing the relative effects of fragmentation and mortality due to roads. Biol Conserv. 1 de diciembre de 2018;228:148-57.
14. Walker RS, Novare AJ, Nichols JD. Consideraciones para la estimación de abundancia de poblaciones de mamíferos. [Considerations for the estimation of abundance of mammal populations.]. Vol. 7, Mastozoología Neotropical / Journal of Neotropical Mammalogy. 2000. p. 8.
15. Ruano V, Zapata-Ríos G. Manual para el Muestreo de Fauna Silvestre con Transectos Lineales. 2020.
16. Gotelli N. A Primer of Ecology. Sunderland, Massachusetts: Sinauer Associates, Inc; 2008.
17. Thomas L, Buckland ST, Rexstad EA, Laake JL, Strindberg S, Hedley SL, et al. Distance software: design and analysis of distance sampling surveys for estimating population size. J Appl Ecol. 2010;47(1):5-14.
18. Ancrenaz M. Field Manual: monitoring large terrestrial mammals in Sabah. 2013.
19. Plumptre AJ. Monitoring mammal populations with line transect techniques in African forests. J Appl Ecol. 2000;37(2):356-68.
20. Tirira D. Técnicas de campo para el estudio de mamíferos silvestres. En 1998. p. 93-126.
21. Rojano C, Miranda L, Ávila R, Monsalve S, López E, Chacón Pacheco J, et al. Manual de Rehabilitación de Hormigueros de Colombia. 2014.
22. Buckland ST 183326, Anderson DR 183327, Burnham KP 183328, Laake JL 183329, Borchers DL 183330, Thomas L 183331. Introduction to distance sampling: estimating abundance of biological populations [Internet]. Oxford (United Kingdom) Oxford Univ. Press; 2001 [citado 11 de mayo de 2023]. Disponible en: https://scholar.google.com/scholar_lookup?title=Introduction+to+distance+sampling%3A+estimating+abundance+of+biological+populations&author=Buckland%2C+S.T.%0A++++183326&publication_year=2001
23. Fewster RM, Buckland ST, Burnham KP, Borchers DL, Jupp PE, Laake JL, et al. Estimating the Encounter Rate Variance in Distance Sampling. Biometrics. 2009;65(1):225-36.
24. Buckland ST, Anderson DR, Burnham KP, Laake JL, Borchers DL, Thomas and L. Advanced Distance Sampling: Estimating Abundance of Biological Populations. Oxford, New York: Oxford University Press; 2004. 434 p.
25. Marques TA, Thomas L, Fancy SG, Buckland ST. Improving Estimates of Bird Density Using Multiple-Covariate Distance Sampling. The Auk. 1 de octubre de 2007;124(4):1229-43.
26. Navarro JF, Muñoz J. Manual de huellas de algunos mamíferos terrestres de Colombia. Medellín: Edición de Campo; 2000. 136 p.
27. Noss A, Maffei L. Estudio de heces: reconocimiento, registro y almacenaje. 2013.
28. Juárez-Sánchez ADA, Estrada CG, Bustamante M, Quintana Y. Guía ilustrada de pelos para la identificación de mamíferos medianos y mayores de Guatemala. Dirección General De Investigación -Digi- Universidad De San Carlos De Guatemala -Usac. Guatemala, noviembre 2007.
29. Fasola L, Bello M, Guichón ML. Uso de trampas de pelo y caracterización de los pelos de la ardilla de vientre rojo *Callosciurus erythraeus*. Mastozool Neotropical. junio de 2005;12(1):9-17.
30. Ibarra IIB, Sánchez-Cordero V. Catálogo de pelos de guardia dorsal en mamíferos del estado de Oaxaca, México. 2004.

FOTOTRAMPEO PARA EL ESTUDIO DE HORMIGUEROS

Autores:
Cesar Rojano, Carlos A. Delgado-V., Angélica
Díaz-Pulido, & Matthew Hyde

El fototrampeo es una herramienta útil para el estudio de especies crípticas como los Vermilingua. Sin embargo, su uso en este grupo de mamíferos requiere de adaptaciones en los métodos de campo para utilizar las cámaras trampa en zonas donde usualmente no son instaladas, como el caso de los pastizales, potreros e incluso el dosel. En este capítulo se presentan recomendaciones generales para el muestreo de hormigueros con ayuda de cámaras trampa y algunos abordajes metodológicos que permitan realizar análisis robustos, y así entender y monitorear el estado de las poblaciones de Vermilingua.

Los hormigueros, igual que la mayoría de los Xenarthra, son especies crípticas que requieren el uso de diversas técnicas para poder ser estudiados en la naturaleza. Una de las herramientas más utilizadas en los años recientes han sido las cámaras trampa, que cuentan con la ventaja de ser poco invasivas, costo-eficientes y permiten el monitoreo permanente de poblaciones, incluso en lugares remotos (1,2).

El fototrampeo, pese a ser creado desde hace más de un siglo (1), se popularizó en los años 90 del siglo XX como una herramienta efectiva para el estudio de mamíferos silvestres a nivel mundial. Su uso, a partir de entonces, ha contribuido a la generación de datos de soporte para estrategias de conservación de las especies y, en general, al seguimiento de poblaciones y comunidades amenazadas (2).

Las cámaras trampa, para el caso de los Vermilingua, han sido útiles para determinar el estado de sus poblaciones en los límites de su distribución (3–6), validar su presencia en áreas protegidas (7), establecer sus patrones de ocupación (8,9), identificar comportamientos y uso de hábitat (10,11), determinar periodos reproductivos (12), e incluso hacer seguimiento durante programas de reintroducción y refuerzos poblacionales (13).



Figura 1. Detección de un oso palmero en el bosque de galería del río Guanapalo, en Casanare.

Foto: Expedición Oso Palmero Orinoquia.

La planeación, el desarrollo y la ejecución de investigaciones usando cámaras trampa, varía de acuerdo con el género de hormigueros, dadas las diferencias en sus hábitos y comportamientos. Mientras que Myrmecophagidae son predominantemente terrestres (siendo *Tamandua* parcialmente arbóreo), Cyclopedidae parecen ser exclusivamente arbóreos y limitados al estrato alto del bosque húmedo tropical, un factor que influye en que este grupo de hormigueros sea el menos conocido.

A continuación, se plantean aspectos a tener en cuenta durante el montaje y la revisión de las

cámaras trampa para el registro y monitoreo de los dos grupos de hormigueros reconocidos.

RECOMENDACIONES GENERALES PARA EL USO DE CÁMARAS TRAMPA

Antes de iniciar cualquier investigación utilizando cámaras trampa, es recomendable que el diseño del muestreo se lleve a cabo acorde con el análisis que se espera realizar de los datos recopilados. Es decir, se debe determinar, antes de empezar con el trabajo de campo, el objetivo del estudio y la metodología que

proporcionará el análisis, dado que los errores en la planeación impedirán que se puedan desarrollar estudios de mayor impacto y profundidad.

En una investigación, la definición de un diseño de muestreo focalizado en especies es indispensable para obtener los mejores resultados (14). En el caso de los hormigueros se recomienda que el tamaño del polígono de estudio, como mínimo, corresponda al rango de hogar conocido para la especie, en particular el de los machos, ya que en la mayoría de los casos estos presentan áreas mayores (15). Si, por ejemplo, se trata de la *M. tridactyla* se debe adelantar un muestreo en una zona de por lo menos 10 km², teniendo en cuenta la variación en el área de vida de los individuos a través de los diversos ecosistemas (15–19).

La distancia entre estaciones de muestreo podrá variar de acuerdo con el tipo de estudio (como, por ejemplo: modelos de ocupación, densidad, etc.). En el caso de los estudios convencionales de ocupación y estimaciones de abundancia relativa, esta debe tener como máximo el radio del rango de hogar de una hembra de la especie. Para el oso palmero se recomienda una distancia

de 2 km. En cuanto a *Tamandua*, la distancia sugerida es de 1 km, mientras que el tiempo de muestreo deberá ser inferior al de gestación de la especie para evitar romper con el supuesto del muestreo de poblaciones cerradas, pero superior a 30 días para incrementar la precisión de las estimaciones.

Adicional a las recomendaciones generales del diseño de muestreo, es necesario realizar una correcta selección de la ubicación y orientación de la estación de fototrampeo para maximizar la probabilidad de captura. Con este objetivo, se sugiere hacer una revisión previa sobre la información secundaria y entrevistas a personas de la comunidad para adquirir conocimientos sobre la ecología de la especie y los patrones de actividad y de movimiento locales en el área de estudio. De igual forma, se deberá recopilar la mayoría de los datos posibles de cada estación de fototrampeo, incluyendo las coordenadas, elevación, distancia del sendero a la cámara, altura del equipo, entre otros, con el fin de estandarizar los procedimientos de recolección de información.



Figura 2. Se recomienda recolectar la mayor cantidad de información posible sobre cada localidad de muestreo, para así mejorar los protocolos de instalación de cámaras.

Foto: Expedición Oso Palmero Orinoquia

Instalación y configuración en áreas abiertas y cerradas

Fototrampeo en sotobosque y sabanas

De forma general, no existen diferencias considerables entre los métodos tradicionales de instalación y configuración de equipos de fototrampeo para detección de hormigueros y el de otros mamíferos de su talla. No obstante, teniendo en cuenta la presencia de *Myrmecophaga* y *Tamandua* en áreas de sotobosque y sabana, a continuación, se presentan algunas recomendaciones:

Sotobosque: los hormigueros de hábitos terrestres (Myrmecophagidae) transitan por las zonas

de sotobosque, por lo que para maximizar las probabilidades de registro en cámaras trampa se sugiere instalarlas a una altura promedio de 40 cm del suelo. Estas deben estar direccionadas hacia los posibles sitios de paso, que en las áreas forestadas son más fáciles de identificar, puesto que los hormigueros prefieren senderos amplios dentro del bosque, como, por ejemplo, los usados por las personas o el ganado doméstico (Figura 3).



Foto: Expedición Oso Palmero Orinoquia.

Figura 3. Dentro del sotobosque, se recomienda la instalación de cámaras aledañas a senderos amplios, como, por ejemplo, aquellos usados por el ganado doméstico.

Sabanas y áreas abiertas: en este caso, la selección de la localidad puede ser más compleja, debido a que no es fácil la identificación de senderos. No obstante, algunos caminos de ganado vacuno en la sabana suelen ser usados por hormigueros, y pueden ser de utilidad. Para instalar las cámaras se recomienda el uso de estacas de madera o tubos en PVC, enterrados a suficiente profundidad para que no sean derribados por los animales domésticos (Figura 4).

Foto: Proyecto Hormigueros de Colombia.



Figura 4. Uso de estacas de madera para instalar cámaras trampa en áreas de sabana.

Otra opción consiste en el uso de las cercas de potreros como base para la instalación de la cámara trampa, dado que se ha observado que estos linderos son podados frecuentemente por los propietarios de las fincas, permitiendo el tránsito de los animales silvestres. En las localidades de muestreo de sabanas inundables, se debe tener en cuenta la cota de inundación para evitar que el dispositivo sufra daños durante los picos de lluvia. Otra elección a considerar por el investigador es la ubicación de las cámaras en el ecotono bosque-sabana. Esta alternativa puede arrojar datos interesantes sobre la ecología de las especies en un espacio poco conocido, y su instalación se deberá llevar de acuerdo con los parámetros para zonas abiertas.

Orientación y sensibilidad: en el sitio de instalación de las cámaras trampa es importante verificar el sentido de su ubicación para que no quede frente al sol en ningún momento, para esto se recomienda ubicarla en sentido N-S o S-N. Además, es fundamental que frente al equipo no existan elementos que puedan activar el sensor (como, por ejemplo: plantas, retoños) para evitar que tome imágenes innecesarias, llenando la memoria y des cargando las baterías. De igual

forma, en sabanas se recomienda configurar el dispositivo con una sensibilidad media o baja para que no se active frecuentemente.

Foto: Proyecto Hormigueros de Colombia.

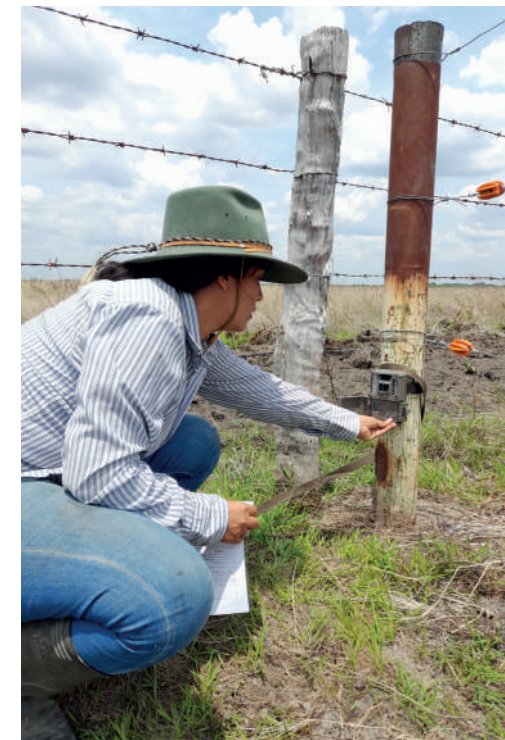


Figura 5. En áreas abiertas, otra alternativa es el uso de postes de cercas para instalar las cámaras trampa.

Foto: Expedición Oso palmero Orinoquia.



Figura 6. Registro de oso melero con cámara trampa en áreas abiertas en Casanare.

Fototrampeo en dosel

En el caso de los hormigueros arborícolas, se recomienda el uso de cámaras trampa en dosel, especialmente para *Cyclopes* que es, tal vez, uno de los mamíferos más raros, crípticos y desconocidos del Neotrópico. Incluso, la distribución geográfica de las especies no es clara y muchos aspectos de su historia natural aún permanecen desconocidos.

El muestreo arbóreo del dosel haciendo uso de las cámaras trampa puede ayudar a conocer mejor este grupo, incluso, es la única herramienta que ofrece evidencias de la presencia de *Cyclopes* en los bosques tropicales, a pesar de que se hayan realizado

inventarios biológicos exhaustivos previamente (20).

Antes de avanzar en el uso de cámaras trampa en el dosel, se requiere considerar y evaluar algunos elementos trascendentales para el éxito de una investigación de estas características. A continuación, se explican brevemente algunos aspectos relacionados con la detección inicial de *Cyclopes* en los bosques tropicales a partir del fototrampeo:

Capacitación: aunque en Colombia existen cursos de altura y certificación, la capacitación en arborismo e investigación en el dosel es escasa. Acceder a él de

forma segura y eficiente requiere de práctica y entrenamiento. Hay distintas formas de hacerlo, pero el uso de cuerdas es uno de los más accesibles y frecuentemente usados (21).

Foto: Cesar Rojano



Figura 7. El ascenso a pasos de fauna o al dosel para instalar cámaras trampa requiere de experticia en el manejo de equipos y herramientas especializadas en el tema.

Este tipo de procesos formativos deberían ser cursados por todos los ecólogos y biólogos, inexpertos o no, con deseo de aprender y fortalecer las técnicas de ascenso a la copa de los árboles con fines investigativos, como, por ejemplo: el curso anual de capacitación y práctica “Descubriendo el Dosel” llevado a cabo por Canopy Watch junto con Alianza Natural.

Familiarización y pruebas del equipo de fototrampeo a usar antes de subir al árbol: el trabajo en los árboles implica someterse a condiciones que difícilmente pueden

recrearse en la superficie del bosque. Esto significa que las características de los simulacros previos de instalación, ajuste y comprobación de las cámaras, como suele hacerse en el suelo, no podrían ser realistas ni apropiadas para las condiciones arbóreas (22).

Antes de subir a los árboles es importante verificar y testear los dispositivos, funcionalidad, baterías y todo lo concerniente al funcionamiento, montaje y adecuación, así como confirmar la seguridad que tendrán en el dosel. Si bien, las cámaras son

menos vandalizadas por el ser humano, en los estratos arbóreos hay animales curiosos que pueden moverlas o tumbarlas (23).

Equipo: como se señaló antes, acceder al dosel de forma segura requiere capacitación y entrenamiento, pero, también, de equipos de escalada en árboles y protección. La variedad del equipo dependerá, en parte, de lo que se requiera hacer; si se trata de un trabajo ecológico arbóreo, requerirá un diseño diferente, y tal vez más complejo, que un inventario biológico básico. Los estudios en el dosel deberán estar enfocados, inicialmente, en la búsqueda de las especies de *Cyclopes*, para luego encaminarse hacia otros proyectos en los lugares de detección confirmada. Así, el objetivo del proyecto determinará el tipo y cantidad de equipo requerido.

Escogencia del sitio y microhábitat: la detección de estos hormigueros, como la de otras especies, puede verse afectada por el sitio escogido para instalar las cámaras, por lo que se recomienda conocer algunas metodologías desarrolladas previamente para lograr un mejor diseño del trabajo (24–26). También se deben tener en cuenta las particularidades de estos, como sucede con los *Cyclopes*, de los que se

desconoce su microhábitat, y cuyo monitoreo se recomienda hacerlo en los puentes naturales de comunicación entre árboles con ramas horizontales, dependiendo de la disponibilidad y acceso a ellos. Sin embargo, aún está por comprobarse si estos sitios son regularmente frecuentados por este complejo de especies (27).

Ante el desconocimiento de la manera de comportarse y de los hábitos del *Cyclopes*, los investigadores deben tomar atenta nota de varios elementos intrínsecos al árbol como, por ejemplo, la altura y disposición de las ramas muestreadas, su diámetro, su arquitectura, el nivel de conectividad con otros y la textura de la corteza (23). Esto con el fin de documentar a futuro aspectos desconocidos, que podrían influir en la presencia de estos hormigueros.

Las cámaras trampa cada vez son más populares como herramienta de monitoreo y evaluación de fauna en las carreteras del país (28). Su instalación en pasos naturales (27) o construidos, como los pasos de fauna, ayudará a comprender si las medidas de mitigación están siendo efectivas para estos y otros hormigueros como el *Tamandua*.

Instalación y mantenimiento de las cámaras: la arquitectura de los árboles y la altura imprimen una mayor complejidad a la instalación de las cámaras en dosel. Si bien hay que seguir algunas normas básicas aplicadas en el suelo, como evitar hojas y ramas móviles que bloqueen el campo de visión o detección de la cámara y, por ende, el aumento de falsos positivos; también hay que recurrir a distintos montajes para acoplar las cámaras a los diferentes ángulos y perspectivas de un hábitat arbóreo, ya sean correas y cuerdas elásticas, o monturas con soportes para atornillar o amarrar (23), un aspecto que nunca es tenido en cuenta durante el muestreo de *Myrmecophaga*, por ejemplo.

Mantenimiento de las cámaras: no solo se requiere seguridad en el acceso al dosel, también encontrar una forma eficiente de hacerlo. En muchos estudios, revisar las cámaras implica ascender nuevamente a los árboles, lo que demanda un paso adicional al protocolo de estudio tradicional en el suelo usando estos dispositivos. Trepar para la instalación inicial de una cámara y volverlo a hacer para examinar su estado y cambiar la memoria, consume tiempo, por ende, hay que considerar, cuidadosamente, los

aspectos logísticos y prácticos que hagan el trabajo de campo en la arboleda más eficiente.

Protocolo de seguridad y riesgo: por último, está el desarrollo e implementación de protocolos de seguridad, que no solo deben considerar el trabajo de campo en lugares remotos, sino el riesgo inminente que representa el trabajo en alturas.

ORGANIZACIÓN DE LA INFORMACIÓN RECOPIADA

La cantidad de datos recopilados con las cámaras trampa depende del tiempo y del número de estaciones del diseño de muestreo. Con un promedio general de 600 fotografías por estación en un mes de monitoreo, se genera un importante número de imágenes para ser organizadas con sus metadatos asociados como: ubicación de la cámara (coordenadas GPS), identificación de la especie, localidad, fecha y hora de la captura de la imagen, entre otros.

Para el post-procesamiento de imágenes de fototrampeo se han realizado diversos avances técnicos con los que se busca optimizar la organización de los datos e identificar especies empleando

técnicas de inteligencia computacional (29). Recientemente, se ha desarrollado una plataforma que adicionalmente ofrece el servicio de almacenamiento de las imágenes: Wildlife Insights (<https://www.wildlifeinsights.org>).

ANÁLISIS DE LOS DATOS OBTENIDOS

Es importante, a la hora de tabular los datos, tener en cuenta una definición adecuada de los registros independientes.

Para el caso de los hormigueros, se puede considerar un registro independiente a:

- Fotografías de diferentes individuos en la misma estación, identificados a partir de marcas visibles (manchas, presencia de crías, edad o tamaño cuando sea posible).
- Fotografías de individuos de la misma especie, en la misma estación, con tomas separadas por un tiempo determinado (30 minutos a 24 horas), de acuerdo con el tipo de estudio.

A continuación, se proponen algunos análisis que pueden ser desarrollados a partir de la

obtención de registros de hormigueros en campo:

Abundancias relativas

La abundancia relativa es uno de los índices utilizados frecuentemente para evaluar poblaciones de mamíferos, incluyendo hormigueros, a partir de datos de cámaras trampa (30–33). No obstante, su empleo es de los temas más polémicos entre los investigadores de vida silvestre, debido a que no existe certeza sobre la información que ofrecen los índices de abundancia relativa para monitorear poblaciones y hacer comparaciones en el espacio y el tiempo (34,35).

De forma general, el término abundancia relativa se entiende como la proporción de registros de una especie en relación con los otros taxones registrados durante el fototrampeo. Frecuentemente, el índice de las especies se determina a partir del número de fotografías independientes con relación al esfuerzo de muestreo (35).

Este índice se puede estimar para cada temporada climática o de muestreo, así como diferentes ecosistemas o gradientes de transformación, y usar estadísticos convencionales (p. ej.:

Foto: Expedición Oso palmero Orinoquía.



Figura 8. Registro de oso palmero y su cría en bosque de galería en Casanare.

Mann-Whitney) para determinar si existen diferencias significativas entre estas (30,34,36).

Densidad a partir de identificación de individuos

Un reto principal de la ecología y la biología de conservación es conocer el estado poblacional de las especies, lo que se ha realizado a través de métodos de marca-recaptura. De hecho, la popularización de cámaras trampa comenzó, en gran parte, gracias a la habilidad de reconocer individuos naturalmente marcados, como el tigre (37) y el jaguar (38), y estimar

parámetros poblacionales. Sin embargo, en los hormigueros frecuentemente no es posible diferenciar individuos a partir de marcas, limitando el uso de metodologías tradicionales de marca-recaptura.

La densidad de la población —entendida como la abundancia de individuos dividida por el área de interés— es uno de los parámetros más utilizados por su capacidad comparativa y la popularización de metodologías como la captura-recaptura espacial (39). Sin embargo, durante las primeras décadas de fototrampeo, no fue posible estimar

los parámetros demográficos de las especies sin marcas naturales, como son los hormigueros.

Hoy es posible obtener estimados precisos de la densidad de especies no marcadas; sin embargo, estos modelos requieren un diseño de muestreo riguroso, por lo que es importante conocer los requisitos y las suposiciones de estos métodos antes de realizar un fototrampeo. Todos los modelos asumen que el área está cerrada (no hay nacimientos, mortalidad, emigración ni inmigración durante el periodo del estudio), por lo que se hace hincapié en la importancia de limitar el tiempo del estudio o el análisis a un periodo de alrededor de 45 días.

A continuación, se describen algunas de las metodologías más comunes para estimar la densidad de especies no marcadas.

Modelo de encuentro aleatorio: es el modelo más común para estimar la densidad de especies no marcadas (Random encounter model en inglés) (40). Este método estima la densidad para una zona definida, a partir del alcance visual colectivo de las cámaras instaladas. Utiliza la velocidad del animal para calcular la probabilidad de que se

encuentre en otra estación. Para esto, se instalan los dispositivos en modo vídeo o con muchas fotos para observar el tránsito de las especies, y se mide la vista de todas ellas. Una ventaja de esta técnica es que no es necesario diseñar el estudio para una sola especie (41). Además, extensiones recientes de este método han mejorado la precisión de los estimados y permitido la incorporación de covariables que podrían afectar la densidad (42,43).

Tiempo transcurrido al evento (TTE): este método es similar al modelo de encuentro aleatorio porque utiliza la velocidad del animal y la detección para estimar la densidad dentro del alcance visual de la cámara (41). TTE emplea el número de ocasiones de muestreo hasta que el individuo sea detectado por la cámara, y calcula las ocasiones de muestreo según el movimiento del individuo (44).

Una extensión de este modelo, es el espacio transcurrido al evento, que relaja la suposición de la velocidad. Sin embargo, utiliza fotografías a horas predefinidas (44), por tal razón, es probable que produzcan estimados subjetivos en la densidad de especies crípticas como los hormigueros (41).

Recomendaciones generales:

- Hay que asegurar que la cámara permita el uso de video o sucesión rápida de fotos.
- Evitar lugares que podrían atraer desproporcionadamente a los hormigueros.
- El uso de estos modelos requiere de la familiarización con el software R y el conocimiento de las suposiciones del modelo antes de realizar la instalación.
- Las metodologías se encuentran en los siguientes paquetes de R: spaceNtime (45), cameratrapR (46), y RemBoot (47).

Modelos de ocupación

Desde su desarrollo hace más de 20 años, los modelos de ocupación se han convertido en los más útiles para conocer el estado de distintas poblaciones, dado que estima la probabilidad de que una especie ocupe la unidad muestreada y el área de detección, ya que es posible que esté presente, pero no sea detectada en el fototrampeo (48,49). En su nivel más básico, la ocupación se puede usar para conocer la distribución de un taxón en el área muestreada. Sin embargo, el método se ha extendido a conocer los cambios en la distribución (50,51), el uso de hábitat (52), y las interacciones entre especies (53,54).

Los modelos de ocupación se basan en la suposición de que los sitios donde ubican las cámaras están cerrados (55). En el hábitat continuo, como es el de los hormigueros, es difícil cumplir con este supuesto, al menos que las estaciones de fototrampeo estén a una distancia mayor a 2.5 km entre ellas. En el caso de que tengan una distancia menor, el modelo se convierte en una medición de la probabilidad de uso de hábitat (52). Este último sigue siendo un índice importante para la conservación de las especies.

Figura 9. Registro de *Tamandua tetradactyla* con cámaras trampa en Casanare.



Foto: Expedición Oso palmero Orinoquia.

El conocimiento de algunos procesos ecológicos de la especie de interés es necesario para diseñar un estudio de ocupación más robusto. La presencia de los hormigueros depende de factores ecológicos y antropogénicos, así que es importante incluir esas covariables en los modelos.

Extensiones de la ocupación:

Ocupación dinámica: la base de la metodología de ocupación se ha ajustado para realizar otros estudios relevantes relacionados con la conservación de especies. Una de las más importantes es el estudio de ocupación dinámica, también conocida como la ocupación multi-temporal, porque permite que los investigadores puedan estimar, a través de los años del estudio, la ocupación de la especie, la detección, cuáles

sitios son colonizados y donde se extingue (55).

Para esta metodología, es necesario repetir el estudio durante al menos tres periodos en los mismos sitios, con la misma duración y preferible igual temporada, para evitar muestrear poblaciones durante periodos de comportamiento distinto.

Ocupación multi-especie: la interacción entre especies es de interés para los investigadores, dado que la presencia de depredadores o competidores puede limitar el uso de un área. Los modelos de ocupación multi-especie nos permiten conocer estas interacciones espacio-temporales. Estos modelos están disponibles en una variedad de softwares como el programa Presence (56), Mark (57), y paquetes de R como unmarked (58).

Recomendaciones generales

- Es necesario revisar la literatura y conocer la distancia entre cámaras que se han usado en otros modelos de ocupación de los hormigueros.
- Como los estudios anteriores, es importante planear la metodología de forma de que se logre incluir los factores ecológicos y antropogénicos que afectan los hormigueros. Algunos de ellos pueden ser: distancia de carreteras, cobertura forestal, pendiente de la tierra, o distancia a la infraestructura humana.
- Estos modelos pueden ser complejos una vez que tengan los datos, pero existen un gran número de tutoriales en línea que pueden ayudar. Por ejemplo, este: <https://dlizcano.github.io/IntroOccuBook/> (59).

CONCLUSIONES

El fototrampeo es una herramienta eficiente para la generación de información sobre los hormigueros. Para aumentar su utilidad, es necesario considerar las variables propias de cada especie, de su hábitat y de los estratos donde se encuentra. Por ejemplo, para los *Cyclopes*, que son mamíferos desconocidos, en muchos casos es probable que se apele al ensayo y error para consolidar proyectos efectivos de registro de las especies. Sin embargo, posiblemente la distribución, el comportamiento y el microhábitat de este grupo lleguen a ser aspectos mejor cono-

cidos de su historia natural en la medida en que el uso de cámaras trampa en el dosel de los bosques sea usada de manera generalizada por investigadores con capacidad de trepar en árboles.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. O'Connell AF, Nichols JD, Karanth KU, editores. Camera Traps in Animal Ecology [Internet]. Tokyo: Springer Japan; 2011 [citado 7 de septiembre de 2022]. Disponible en: <http://link.springer.com/10.1007/978-4-431-99495-4>
2. Trollet F, Huynen MC, Vermeulen C, Hamburgers A. Use of camera traps for wildlife studies. A review. *Biotechnol Agron Soc Environ*. 2014;9.
3. Gonthier DJ, Castañeda FE. Large- and Medium-Sized Mammal Survey Using Camera Traps in the Sikre River in the Río Plátano Biosphere Reserve, Honduras. *Tropical Conservation Science*. 1 de septiembre de 2013;6(4):584-91.
4. Möcklinghoff L, Schuchmann KL, Marques MI. New non-invasive photo-identification technique for free-ranging giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) facilitates urgently needed field studies. *Journal of Natural History*. 10 de octubre de 2018;52(37-38):2397-411.
5. Martínez MA, Turcios-Casco MA, Amador SP. On the conservation of *Myrmecophaga tridactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae) in the core of Río Plátano Biosphere Reserve, Honduras. *Mammalia*. 1 de noviembre de 2020;84(6):581-5.
6. Figel JJ, Botero-Cañola S, Sánchez-Londoño JD, Quintero-Ángel A. Unexpected documentation and inter-Andean range expansion of a vulnerable large mammal (*Mammalia*, Pilosa, *Myrmecophaga tridactyla*) in Colombia. *Mammalia*. 1 de julio de 2016;80(4):449-52.
7. Passos FC, Mello MCH, Isasi-Catalá E, Mello RC, Bernardi IP, Varzinczak LH, et al. The Vulnerable giant anteater *Myrmecophaga tridactyla*: new records from the Atlantic Forest highlands and an overview of its occurrence in protected areas in Brazil. *Oryx*. julio de 2017;51(3):564-6.
8. Quiroga VA, Noss AJ, Boaglio GI, Di Bitetti MS. Local and continental determinants of giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) abundance: Biome, human and jaguar roles in population regulation. *Mamm Biol*. 1 de mayo de 2016;81(3):274-80.
9. Semper-Pascual A, Decarre J, Baumann M, Camino M, Di Blanco Y, Gómez-Valencia B, et al. Using occupancy models to assess the direct and indirect impacts of agricultural expansion on species' populations. *Biodivers Conserv*. 1 de noviembre de 2020;29(13):3669-88.
10. Versiani NF, Bailey LL, Pasqualotto N, Rodrigues TF, Paolino RM, Alberici V, et al. Protected areas and unpaved roads mediate habitat use of the giant anteater in anthropogenic landscapes. *Journal of Mammalogy*. 1 de junio de 2021;102(3):802-13.
11. Margarido MP, Carvalho EAR, Endo W, Lopes AMC, Miranda FR. Xenarthra richness and activity pattern in the Brazilian Amazon. *Mamm Biol*. 1 de abril de 2023;103(2):215-25.
12. Martínez M, King T, Thornton D, Miranda F, Turcios-Casco M. An offspring from the northernmost population of *Myrmecophaga tridactyla* (Xenarthra: Myrmecophagidae). *Edentata*. 2022;23:23-8.
13. Di Blanco YE, Spørring KL, Bitetti MSD. Daily activity pattern of reintroduced giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*): effects of seasonality and experience. *Mammalia*. 1 de enero de 2017;81(1):11-21.
14. Tobler MW, Powell GVN. Estimating jaguar densities with camera traps: Problems with current designs and recommendations for future studies. *Biological Conservation*. 1 de marzo de 2013;159:109-18.
15. Di Blanco YE, Desbiez ALJ, Jiménez-Pérez I, Kluyber D, Massocato GF, Di Bitetti MS. Habitat selection and home-range use by resident and reintroduced giant anteaters in 2 South American wetlands. *Journal of Mammalogy*. 1 de agosto de 2017;98(4):1118-28.
16. Rojano C, Lopez-Giraldo M, Miranda-Cortés L, Avilán Á. Home range and habitat use of two giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in Pore, Casanare, Colombia. *Edentata*. 1 de diciembre de 2015;
17. Bertassoni A, Mourão G, Bianchi R de C. Space use by giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in a protected area within human-modified landscape. *Ecol Evol*. 13 de julio de 2020;10(15):7981-94.
18. Bertassoni A, Mourão G, Ribeiro RC, Cesário CS, Oliveira JP de, Bianchi R de C. Movement patterns and space use of the first giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) monitored in São Paulo State, Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*. 2 de enero de 2017;52(1):68-74.
19. Shaw JH, Machado-Neto J, Carter TS. Behavior of Free-Living Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Biotropica*. 1987;19(3):255-9.
20. Whitworth A, Brauholtz LD, Huarcaya RP, MacLeod R, Beirne C. Out on a limb: arboreal Camera traps as an emerging methodology for inventorying elusive rainforest mammals. *trcs*. junio de 2016;9(2):675-98.
21. Anderson DL, Koomjian W, French B, Altenhoff SR, Luce J. Review of rope-based access methods for the forest canopy: safe and unsafe practices in published information sources and a summary of current methods. *Methods in Ecology and Evolution*. 2015;6(8):865-72.
22. Navarro J, Arias-Alzate A, Delgado-V C. Huellas y rastros de los mamíferos en Colombia. Medellín, Colombia: Editorial CES; 2021.
23. Moore JF, Soanes K, Balbuena D, Beirne C, Bowler M, Carrasco-Rueda F, et al. The potential and practice of arboreal camera trapping. *Methods in Ecology and Evolution*. 2021;12(10):1768-79.
24. Cudney-Valenzuela SJ, Arroyo-Rodríguez V, Andresen E, Toledo-Aceves T, Mora-Ardila F, Andrade-Ponce G, et al. Does patch quality drive arboreal mammal assemblages in fragmented rainforests? Perspectives in Ecology and Conservation. 1 de enero de 2021;19(1):61-8.
25. Cudney-Valenzuela SJ, Arroyo-Rodríguez V, Morante-Filho JC, Toledo-Aceves T, Andresen E. Tropical forest loss impoverishes arboreal mammal assemblages by increasing tree canopy openness. *Ecol Appl*. enero de 2023;33(1):e2744.
26. Delgado-Martínez CM, Cudney-Valenzuela SJ, Mendoza E. Camera trapping reveals multispecies use of water-filled tree holes by birds and mammals in a neotropical forest. *Biotropica*. 2022;54(1):262-7.
27. Gregory T, Carrasco-Rueda F, Alonso A, Kolowski J, Deichmann JL. Natural canopy bridges effectively mitigate tropical forest fragmentation for arboreal mammals. *Sci Rep*. 20 de junio de 2017;7(1):3892.
28. Stasiukynas DC, Mejía Á, Lizarazo J, Wagner-Wagner CM, Gómez MF, Payán E, et al. Las carreteras al mar: estudio sobre el impacto de los vertebrados silvestres y los ecosistemas circundantes en dos corredores viales de Colombia. *Trilogía Ciencia Tecnología Sociedad*. junio de 2021;13(24):6-31.
29. Pulido LF, Isaza C, Diaz-Pulido DP, NAIRA III: *Mammalogy Notes*. 15 de enero de 2018;5(1-2):39-44.
30. Mosquera-Guerra F, Trujillo F, Diaz-Pulido AP, Mantilla-Meluk H, Mosquera-Guerra F, Trujillo F, et al. Diversidad, abundancia relativa y patrones de actividad de los mamíferos medianos y grandes, asociados a los bosques riparios del río Bita, Vichada, Colombia. *Biota colombiana*. junio de 2018;19(1):202-18.
31. Meyer NFV, Esser HJ, Moreno R, van Langevelde F, Liefing Y, Ros Oller D, et al. An assessment of the terrestrial mammal communities in forests of Central Panama, using camera-trap surveys. *Journal for Nature Conservation*. 1 de julio de 2015;26:28-35.
32. Michalski F, Peres CA. Disturbance-Mediated Mammal Persistence and Abundance-Area Relationships in Amazonian Forest Fragments. *Conservation Biology*. 2007;21(6):1626-40.
33. Pierre MA, Ignacio L, Paemelaeere EAD. Large- and medium-bodied terrestrial mammals of the Upper Berbice region of Guyana. *Check List*. 23 de septiembre de 2020;16(5):1229-37.
34. Sollmann R, Mohamed A, Samejima H, Wilting A. Risky business or simple solution – Relative abundance indices from camera-trapping. *Biological Conservation*. 1 de marzo de 2013;159:405-12.
35. O'Brien TG. Abundance, Density and Relative Abundance: A Conceptual Framework. En: O'Connell AF, Nichols JD, Karanth KU, editores. *Camera Traps in Animal Ecology: Methods and Analyses* [Internet]. Tokyo: Springer Japan; 2011 [citado 14 de mayo de 2023]. p. 71-96. Disponible en: https://doi.org/10.1007/978-4-431-99495-4_6
36. Monroy-Vilchis O, Rodríguez-Soto C, Zarco-González M, Urios V. Cougar and jaguar habitat use and activity patterns in central Mexico. *Animal Biology*. 1 de enero de 2009;59(2):145-57.
37. Karanth KU, Nichols JD, Kumar NS, Hines JE. Assessing tiger population dynamics using photographic capture-recapture sampling. *Ecology*. noviembre de 2006;87(11):2925-37.
38. Silver SC, Ostro LET, Marsh LK, Maffei L, Noss AJ, Kelly MJ, et al. The use of camera traps for estimating jaguar *Panthera onca* abundance and density using capture/recapture analysis. *Oryx*. abril de 2004;38(2):148-54.
39. Efford MG, Dawson DK, Borchers DL. Population density estimated from locations of individuals on a passive detector array. *Ecology*. octubre de 2009;90(10):2676-82.
40. Rowcliffe JM, Field J, Turvey ST, Carbone C. Estimating animal density using camera traps without the need for individual recognition. *Journal of Applied Ecology*. agosto de 2008;45(4):1228-36.
41. Gilbert NA, Clare JD, Stenglein JL, Zuckerberg B. Abundance estimation of unmarked animals based on camera-trap data. *Conservation Biology*. febrero de 2021;35(1):88-100.
42. Wearn OR, Bell TEM, Bolitho A, Durrant J, Haysom JK, Nijhawan S, et al. Estimating animal density for a community of species using information obtained only from camera-traps. *Methods Ecol Evol*. octubre de 2022;13(10):2248-61.
43. Palencia P, Barroso P, Vicente J, Hofmeester TR, Ferreres J, Acevedo P. Random encounter model is a reliable method for estimating population density of multiple species using camera traps. *Rowcliffe M, Caravaggi A, editores. Remote Sens Ecol Conserv*. octubre de 2022;8(5):670-82.
44. Moeller AK, Lukacs PM, Horne JS. Three novel methods to estimate abundance of unmarked animals using remote cameras. *Ecosphere*. agosto de 2018;9(8):e02331.
45. Moeller AK, Lukacs PM. spaceNtime: an R package for estimating abundance of unmarked animals using camera-trap photographs. *Mamm Biol*. junio de 2022;102(3):581-90.
46. Li X, Tian H, Piao Z, Wang G, Xiao Z, Sun Y, et al. cameratrapR: An R package for estimating animal density using camera trapping data. *Ecological Informatics*. julio de 2022;69:101597.
47. Caravaggi A. remBoot: an R package for random encounter modelling. *J Open Source Softw*. 2017;2(10):176. doi: 10.21105/joss.00176
48. Mackenzie DI, Royle JA. Designing occupancy studies: general advice and allocating survey effort. *Journal of Applied Ecology* [Internet]. 2005 Dec 1;42(6):1105-14. Available from: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2005.01098.x>
49. MacKenzie DI, Nichols JD, Lachman GB, Droege S,

- Royle AA, Langtimm CA. Estimating site occupancy rates when detection probabilities are less than one. *Ecology*. 2002 Aug 1;83(8):2248–55.
50. MacKenzie DI, Nichols JD, Royle JA, Pollock KH, Bailey LL, Hines JE. *Occupancy estimation and modeling: inferring patterns and dynamics of species occurrence*. Elsevier; 2017.
51. Semper-Pascual A, Decarre J, Baumann M, Camino M, Di Blanco Y, Gómez-Valencia B, et al. Using occupancy models to assess the direct and indirect impacts of agricultural expansion on species' populations. *Biodivers Conserv*. 2020;29:3669–88.
52. Figel JJ, Botero-Cañola S, Forero-Medina G, Sánchez-Londoño JD, Valenzuela L, Noss RF. Wetlands are keystone habitats for jaguars in an intercontinental biodiversity hotspot. *PLoS One* [Internet]. 2019 Sep 11;14(9):e0221705-. Available from: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221705>
53. Rota CT, Ferreira MAR, Kays RW, Forrester TD, Kalies EL, McShea WJ, et al. A multispecies occupancy model for two or more interacting species. *Methods Ecol Evol*. 2016 Oct 1;7(10):1164–73.
54. Brodie JF, Helmy OE, Mohd-Azlan J, Granados A, Bernard H, Giordano AJ, et al. Models for assessing local-scale co-abundance of animal species while accounting for differential detectability and varied responses to the environment. *Biotropica* [Internet]. 2018 Jan 1 [cited 2023 Mar 5];50(1):5–15. Available from: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/btp.12500>
55. Bailey LL, MacKenzie DI, Nichols JD. Advances and applications of occupancy models. *Methods Ecol Evol*. 2014;5(12):1269–79.
56. Hines JE. PRESENCE2-Software to estimate patch occupancy and related parameters. <http://www.mbr-pwrc.usgs.gov/software/presence.html>. 2006;
57. White GC, Burnham KP. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study* [Internet]. 1999 Jan 1;46(sup1):S120–39. Available from: <https://doi.org/10.1080/00063659909477239>
58. Fiske I, Chandler R. Unmarked: an R package for fitting hierarchical models of wildlife occurrence and abundance. *J Stat Softw*. 2011;43:1–23.
59. Lizcano DJ. Simulación y análisis de ocupación. Entendiendo las simulaciones y el modelo básico de ocupación (Version 1). 2019.



SISTEMAS DE TELEMETRÍA APLICADA PARA LA INVESTIGACIÓN Y CONSERVACIÓN DE HORMIGUEROS

Autores:
Robin Poches Franco & Cesar Rojano

Los sistemas de telemetría permiten generar información crucial sobre la ecología de las especies, incluyendo sus comportamientos, patrones de actividad, área de vida, uso de hábitat, entre otros. A partir de esta información es posible diseñar estrategias de conservación, e incluso es una herramienta de uso frecuente para la delimitación de áreas protegidas para especies amenazadas. Este capítulo presenta información clave para la selección de metodologías de monitoreo con telemetría en hormigueros, teniendo en cuenta las diferentes preguntas de investigación, la especie e incluso el presupuesto del investigador.



Desde el siglo XIX, naturalistas, profesionales y aficionados han venido implementando diversos sistemas de monitoreo y seguimiento de especies silvestres, los que han sido empleados en actividades que van desde la cacería, la conservación, hasta la observación de ejemplares con fines recreativos. Técnicas que han permitido monitorear de manera precisa a un número mayor de especies, especialmente después de mediados del siglo XX, con la utilización de tecnologías como la radioteleimetría temprana, y el seguimiento satelital (1).

Entre los sistemas implementados están los estudios de telemetría que proporcionan información relevante para la biología de las especies, incluyendo la dinámica del movimiento, la selección de recursos, los comportamientos alimentarios, el estado de salud y procesos demográficos como la mortalidad, la fecundidad y la dispersión por causas específicas (2,3). No obstante, esta sigue siendo una ciencia en desarrollo, que requiere del conocimiento y la experiencia de los investigadores para implementarla de forma correcta.

Actualmente, existen más de veinte compañías comerciales que ofrecen equipos relacionados con sistemas de telemetría aplicada a la vida silvestre. Debido a la innovación y miniaturización de los componentes electrónicos, se cuenta con más de 2500 modelos disponibles cuyas variaciones y funcionalidad pueden representar ventajas o desventajas de acuerdo con el objetivo del estudio. Por esta razón, para la elección de la tecnología adecuada, se deben considerar aspectos fundamentales como: la especie a investigar, su peso promedio, su ecología, su comportamiento, la duración deseada de la investigación, las dimensiones, el método de fijación, de obtención de datos o de la señal, el costo de elementos como el transmisor, receptor, antena, software, accesorios, entre otros. Así como los servicios de datos, los equipos de configuración, software, rangos de frecuencia permitidos por legislación en cada país y de tiempos de fabricación de las casas matrices, entre otras variables.

El objetivo de este capítulo es aportar herramientas básicas que le permitan al investigador que decide trabajar con sistemas de seguimiento en hormigueros, escoger, bajo un criterio concreto, el sistema de telemetría adecuado y ajustado a su especie, tipo de investigación, necesidades y presupuesto, con el fin de obtener el

mayor beneficio y los mejores resultados. Así mismo, se presentan algunas recomendaciones y metodologías que se han utilizado en los últimos años para el estudio de estos mamíferos.

SISTEMAS DE TELEMETRÍA

Actualmente existen diferentes sistemas de telemetría que deben ser analizados por los investigadores para determinar cuál cumple con los requerimientos establecidos en su estudio y le ayuda a resolver su pregunta de investigación de forma eficiente. A continuación, se explican los más usados:

Very High Frequency - VHF

Este sistema, que ha sido el más distribuido y empleado por los investigadores en las últimas décadas, consiste en un transmisor (su sistema de fijación puede ser una mochila, collar, arnés, implante, entre otros) que emite una señal tipo “beep” que puede ser escuchada gracias a una antena direccional Yagi y su receptor, el cual debe coincidir en la frecuencia.

En Colombia, las frecuencias permitidas van de 174 a 216 MHz (según las resoluciones 797/2001, 2190/2003, 689/2004, 2544/2009, 473/2010 del Ministerio de Tecnologías de la Información y las Comunicaciones); sin embargo, la mayoría de los fabricantes construyen equipos con rangos limitados por lo que se recomienda usar la frecuencia 216 MHz.

Los rangos de detección del sistema VHF varían según la configuración del transmisor, y van desde 8 km de *line of sight*- LOS (línea de vista, sin obstáculos) hasta los 20 km, 25 km y 40 km, y pueden depender de la batería, la vida útil deseada, así como de su peso y dimensión. En campo, este rango de detección puede verse afectado por la densidad de la vegetación, la topografía, las condiciones climáticas, la posición del animal (si esta sobre o bajo del suelo, en el dosel, e incluso si está sumergido en el agua), por lo que los alcances pueden variar entre el 0.5% al 40% del LOS reportado.

Para el manejo del equipo en campo, se debe contar con mapas cartográficos de la zona, o aplicaciones de navegación satelital instaladas en dispositivos electrónicos (celulares o

tabletas), una brújula lensática o militar, GPS de mano, y radios de comunicación de frecuencia itinerante.

Para la localización de individuos, se debe contar con estaciones fijas o aleatorias en la zona de estudio, registrar la fecha, hora y coordenadas geográficas de estas. Posteriormente, se procede a realizar la búsqueda de la señal VHF de la frecuencia del transmisor utilizada para ubicar al espécimen, haciendo un

barrido lento por el área de 360°. Al detectarse la señal se toma el rumbo o azimut que indica la brújula, teniendo como eje central la antena Yagi (Figura 1).

Para lograr la triangulación se requiere determinar el ángulo de ubicación en mínimo tres estaciones, lo que suele ser dispendioso por el desplazamiento del equipo de una localidad a otra y el movimiento de los animales objeto de seguimiento, incrementando el margen de error. Además, se debe tener en cuenta el error humano al hacer la lectura de la brújula. Posterior a esto, los azimuts deben ser procesados

Foto: Ernesto Roa



Figura 1. Uso de antena tipo Yagi para la detección de hormigueros gigantes marcados con collares VHF en Pore, Casanare.

en un sistema de información geográfica (SIG) o incluso usar paquetes de R para graficar y analizar los puntos de interconexión de las triangulaciones y calcular los parámetros ecológicos deseados.

Otra metodología utilizada es la conocida como *homming*, que consiste en hacer seguimiento al *beep* emitido por el transmisor hasta tener contacto visual con el animal y verificar así su ubicación y estado. Esta técnica es útil para hormigueros debido a que permanecen durante varias horas del día en un mismo sitio, favoreciendo su localización. Esta tecnología se adapta muy

bien a los tres géneros de hormigueros (*Tamadua*, *Myrmecophaga* y *Cyclopes*).

Los costos de los equipos son accesibles, pero los gastos conexos como transporte (conductor, combustible, personal de campo, viáticos) pueden llegar a ser altos superando algunas veces el costo inicial de los aparatos. En la actualidad, el valor de los transmisores oscila entre los \$100 a \$300 USD, mientras que, el sistema receptor entre los \$1.000 a \$3.000 USD.

Sistema Ultra High Frequency -UHF codificado

Este sistema es similar al VHF, solo que maneja una frecuencia más alta (434 MHz), lo cual permite digitalizar la señal y codificarla; además, se pueden tener millones de transmisores en este rango de frecuencia e individualizarlos. Actualmente existe un fabricante que ofrece esta tecnología; sin embargo, el costo de los transmisores y el sistema receptor es más elevado que el costo de todo un sistema VHF, debido a que para UHF es necesario instalar una grilla de nodos o transceptores móviles autónomos cada 100-300 m, los cuales llevan a cabo la triangulación.

Dentro de las ventajas del sistema, se encuentra que estos nodos transceptores tienen GPS y celda solar, lo que le brinda autonomía en campo, son del tamaño de un modem y se comunican entre ellos para poder triangular la ubicación del transmisor UHF codificado y calcular la posición a GPS inverso. Esta información es remitida a una estación base fija conformada por un mástil o torre auto soportada de 10 a 30 m de altura, en donde están instaladas cuatro antenas Yagi UHF, una celda solar y una tarjeta sensora que la recopila. Esta puede ser descargada por el investigador vía memoria USB cada vez que lo requiera, o puede remitirla vía celular (datos 4G LTE) en caso de cobertura, o vía satelital (*Iridium*). Adicionalmente, el tamaño de los transmisores (desde los 0.4 gr) favorece un bajo consumo permitiendo que se extienda la vida útil de los equipos.

Como desventajas está el rango de detección de los nodos y el costo de adquisición del equipo de recepción y la estación base) que puede oscilar entre los \$5.000 y \$8.000 USD. Este puede ser útil para una especie evasiva y con rango de movimiento bajo, como el *Cyclopes* sp.

Sistema GPS

El sistema GPS es el más solicitado en los últimos años, debido a la amplia oferta de Sistemas Globales de Navegación por Satélite (Global Navigation Satellite System; GNSS). Entre estos se tiene el estadounidense NAVSTAR-GPS y el ruso GLONASS. Como sistemas regionales están los siguientes: Galileo (europeo), BeiDou (chino), QZSS (japonés) y IRNSS (indio), entre otros que se encuentran en desarrollo.

Los satélites, aunque tienen un error de cálculo relativamente bajo (≤ 30 m) y limitantes en su tamaño, peso y funcionamiento, proveen información gratuita para la toma de las coordenadas geográficas. El receptor GPS de almacenamiento de datos más pequeño del mercado pesa ± 5 gr, tiene una vida útil limitada a un número de coordenadas definidas (± 30 localizaciones), pero está diseñado principalmente para aves. Para este modelo es obligatorio recapturar al individuo para descargar los datos almacenados (data logger/almacenador de datos).

A medida que aumenta el peso y las dimensiones, se amplía la vida útil, e incluso las opciones de transmisión de datos. Una opción que puede ser utilizada

es el GPS con transmisión de datos a distancia por UHF (868 MHz o 916 MHz o 2.4 GHz) que requiere un equipo y antena especial tanto para la configuración del transmisor como para la carga y descarga de datos. Los alcances varían desde los 30 m hasta los 500 m en condiciones de campo.

Estos equipos se adaptan a especies con baja capacidad de dispersión y de hábitos arborícolas, principalmente de dosel como es el caso de los hormigueros del género *Cyclopes*. Los equipos más livianos pesan alrededor de 35-40 gr y tienen una vida útil de más o menos 3-4 meses; además, se recomienda que tengan un transmisor VHF o UHF para ubicación en campo, y que se pueda mantener la cercanía con el equipo para facilitar la descarga de datos preprogramada. Los dispositivos GPS-UHF varían desde los USD \$1.500 hasta los \$3.000 USD y el aparato de recepción de datos puede variar desde los \$850 hasta los \$2.500 USD, siendo necesario tener adicional un receptor VHF o UHF.

Otra opción son los equipos GPS con transmisión de datos vía red celular (GPRS/GSM/SMS en plataformas 2G, 3G y 4G), que han sido empleados exitosamente en mamíferos como

Cerdocyon thous y *Didelphis marsupialis*. Los hay con celda solar (desde 9 gr) o sin ella (desde 85 gr), pudiendo ser empleados con especies terrestres como hormigueros. Para estos, es importante conocer la cobertura celular (al menos 2G) en la zona de trabajo, de lo contrario utilizarlo puede ser ineficiente, ya que no podrá transmitir los datos.

Una ventaja de los equipos con celda solar es la autonomía, que puede oscilar entre 2 y 7 años; sin embargo, se debe tener cuidado con la fragilidad de la celda solar, debido a que el silicio cristalino se fractura con un golpe. Los precios de estos oscilan entre los \$1.500 a los \$3.500 USD más el plan de datos que en la actualidad va desde los \$10 USD/mes hasta los \$50 USD/mes.

Por último, está el sistema GPS con transmisión de datos vía satélite (Argos, Iridium, Globalstar, Inmarsat). Entre estos, el más usado para especies terrestres es el Iridium, ya que cuenta con una constelación de 66 satélites y tiene comunicación de dos vías, lo que le permite ser eficiente en el consumo de energía al hacer la transmisión de los datos. Para este sistema, los equipos más pequeños pesan alrededor de 150 gr, aunque existen algunos modelos con celda solar diseñados

especialmente para aves (desde 45 gr). Estos últimos se pueden emplear para las especies de hormigueros cuando las opciones anteriormente descritas no sean viables. Una desventaja para este sistema son los altos costos que van desde los \$2.000 USD hasta los \$7.000 USD y un plan de datos desde los \$40 USD/mes hasta \$80 USD/mes. No obstante, a largo plazo podrían ser más económicos comparándolos por ejemplo con el sistema VHF, donde los gastos indirectos incrementan la disponibilidad del presupuesto.

Foto: Mario Alves



Figura 2. Oso palmero monitoreado en el Pantanal brasileiro con ayuda de un transmisor VHF-GPS, adaptado a un arnés.

SEGUIMIENTO POR TELEMETRÍA EN VERMILINGUA

Planificación del procedimiento

Un estudio de telemetría puede fallar o producir resultados sesgados por factores como: una mala elección de los transmisores que afecte el comportamiento, la reproducción o la supervivencia de los individuos marcados (2,4–6). Además, se deben prever los riesgos asociados a la restricción química al momento de planificar la intervención (7).

En consecuencia, los estudios de telemetría deben considerarse si existe una probabilidad significativa de lograr los objetivos establecidos, y si no comprometen la seguridad y el bienestar de los animales, y ponen en peligro los resultados de la investigación (2,8,9).

Usos de los sistemas de telemetría en hormigueros

La mayoría de los trabajos con telemetría en hormigueros han versado sobre la estimación de parámetros ecológicos, resaltando las áreas de vida o rangos de hogar de los individuos, patrones de actividad, selección y uso del hábitat.

Originalmente, el área de vida de un individuo fue definida como la zona recorrida en sus actividades de forrajeo, reproducción y cuidado parental (10). Con los años, este concepto fue cambiando y en la actualidad se entiende este parámetro ecológico como el espacio que un animal utiliza de forma repetida a lo largo de la vida, para llevar a cabo todos sus comportamientos y actividades normales, excluyendo las excursiones exploratorias ocasionales fuera de los límites (11).

Para su estimación, le han adicionado análisis estadísticos de soporte (estimador de densidad de kernel, mínimo polígono convexo, distribución normal bivariada, estimador de densidad de kernel autocorrelacionado, modelos sinópticos, entre otros), que permiten entender cuanto espacio utiliza un animal, como varía temporalmente y qué otras variables que lo definen (12,13). La importancia de este concepto radica en su utilidad para diseñar políticas de conservación y delimitar áreas protegidas, entre otros aspectos. Una de las formas más usadas para determinar el área de vida de un hormiguero es la recolección sistemática de sus ubicaciones utilizando VHF o GPS durante determinados periodos.

Las ubicaciones que provee el transmisor permiten, de igual forma, determinar el horario de actividad, el uso que le da al hábitat, la forma como lo utiliza y los recursos biológicos presentes; además, el espacio que utiliza para forrajear, protegerse, anidar, escapar, hacer madrigueras y otros comportamientos propios de la historia natural de la especie (14,15).

A continuación, se presentan algunos de los usos que ha tenido la telemetría en hormigueros en vida libre. Se recomienda al lector utilizar estas referencias para ajustar su propuesta metodológica.

Tabla 1. Usos de la telemetría en hormigueros en vida libre.

| Especie | Usos de los sistemas de telemetría en hormigueros |
|--------------------------------|---|
| <i>Myrmecophaga tridactyla</i> | <ul style="list-style-type: none"> -Estimación de patrones de actividad de la especie (16–18) -Estimación de áreas de vida y uso de hábitat (19–21) -Patrones de actividad, área de vida y uso de hábitat de individuos reintroducidos (22,23) -Uso de hábitat en áreas protegidas (19) -Respuesta a las variables ambientales (24,25) -Impacto de los atropellamientos sobre las poblaciones (26,27) |
| <i>Tamandua</i> sp. | <ul style="list-style-type: none"> -Estimación de áreas de vida de individuos trasladados (28) -Registro de comportamientos alimenticios en bosques tropicales (29) -Patrones de actividad y uso de hábitat en bosques tropicales (30,31) -Características de las zonas de descanso (32) |
| <i>Cyclopes</i> sp. | <ul style="list-style-type: none"> Patrones de actividad de animales trasladados (33) |

Materiales y diseño de los arneses

En el caso de los hormigueros, se recomienda tener en cuenta la anatomía de cada especie, debido a que la forma del cuello y el cráneo impiden la utilización de collares tradicionales, como los usados en cánidos y félidos. Por esta razón se usan arneses que disminuyen la probabilidad de que el animal retire el transmisor (4,34).

Al diseñar el árnes se recomienda, para la protección de los individuos, que no supere el 6% de su peso vivo, que cuente con dispositivos flexibles para animales en crecimiento, y que incluya correas de protección para el equipo (34). Algunos autores, al hacer recientemente una evaluación de los impactos que pueden causar los equipos de rastreo sobre los hormigueros, señalaron, entre otros aspectos, que el equipo GPS influyó en la frecuencia de distribución de algunos comportamientos, aunque no existe reporte de que alguno de ellos fuera atípico (4).

Entre los individuos evaluados en el estudio en mención, dos de ellos soltaron el arnés, cinco quitaron la parte delantera de la estructura y tres sufrie-

ron lesiones en la piel (4). En Colombia, en el marco del proyecto Hormigueros de la Fundación Cunaguaro también se evidenció un individuo que soltó el collar y tres que presentaron lesiones cutáneas al retirar los arneses. Además, se han observado dificultades con algunos materiales, que pueden ser rígidos o endebles.

A pesar de lo anterior, hasta la fecha no se ha informado sobre efectos adversos severos de los dispositivos de rastreo GPS fijados a arneses para *M. tridactyla* y se respalda el uso continuo de este método para monitorear osos hormigueros gigantes, resaltando la importancia de continuar con la investigación que ayude a mejorar las técnicas de telemetría y monitoreo (4,17,34).

A continuación, se presentan algunos diseños de arneses utilizados por diferentes autores para el seguimiento de hormigueros con telemetría:

Myrmecophaga tridactyla: los arneses utilizados en el oso palmero consisten en una banda central sobre la cual se adiciona el equipo de rastreo y se anclan las bandas delanteras, traseras y ventrales que sirven de soporte (Figura 3 y 4).

Foto: Robin Poches



Figura 3. Arnés para oso hormiguero gigante elaborado por Telenax y Pochitroniks. Se observa la banda central con el anclaje de las bandas frontales, caudales y ventrales.

Foto: Robin Poches



Figura 4. Arnés para oso hormiguero gigante elaborado por Telenax y Pochitroniks. Se observa la banda central con el anclaje de las bandas frontales, caudales y ventrales.

Las medidas de cada una de las bandas que componen este arnes se encuentran descritas en la siguiente ilustración, las que le permiten al investigador ajustarlas de acuerdo con el tamaño de los individuos objeto de estudio (Figura 5).

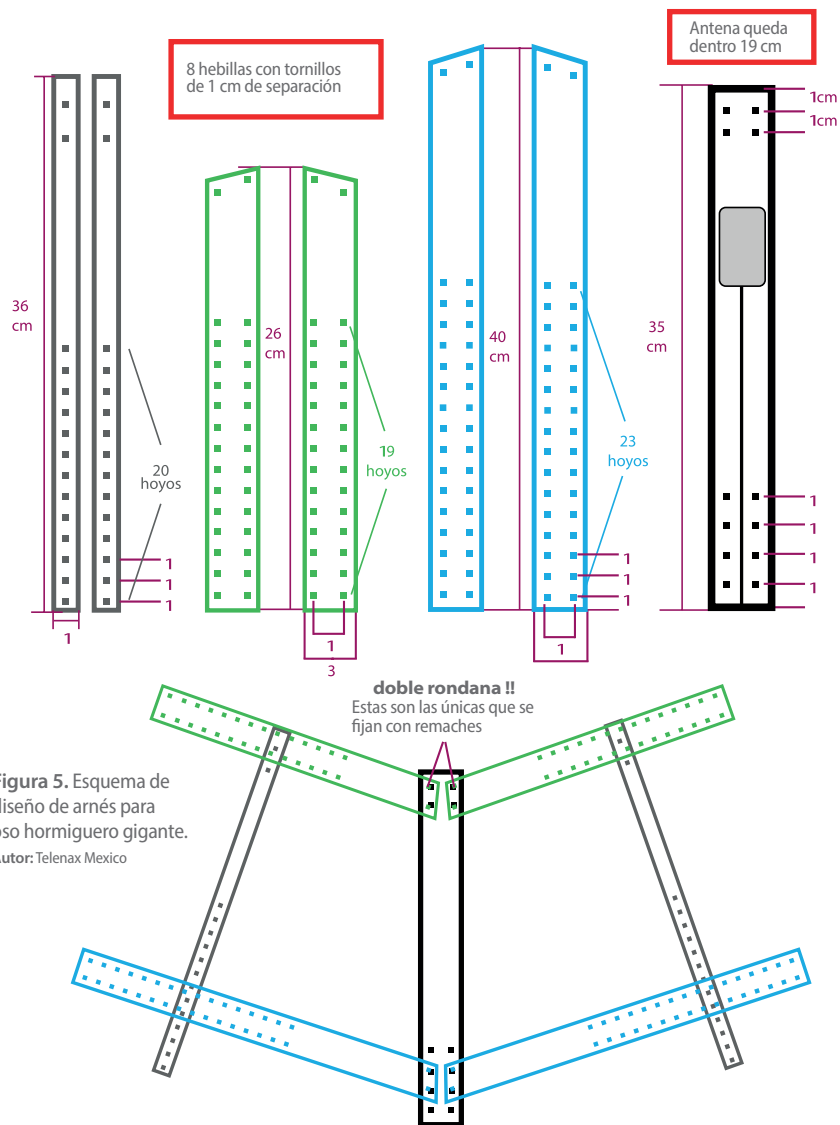


Figura 5. Esquema de diseño de arnés para oso hormiguero gigante. Autor: Telenax Mexico

BANDA ELÁSTICA

22 cm para que 1 cm de cada lado sea para las hebillas, y 20 cm efectivos extendida. Se coloca elástico para que retraído mida 15 cm

El elástico se agarra algunas placas de latón delgado con los hoyos y dientes para "morder" el elástico. Estas son para las hebillas y luego el elástico se cose a la cinta tubular por dentro. Este elástico es para agarrarse a la banda torácica (la Azul)

El material más recomendado para el arnés es el Biothane®, por ser resistente, flexible y no generar abrasiones como otros compuestos. Además, tiene resistencia a la luz ultravioleta y es a prueba de agua (Figura 6). En el mercado se consiguen, como accesorios adicionales, los sistemas de auto liberación o auto caída (*drop off*), que permiten que los equipos se liberen sin necesidad de recapturar los especímenes, lo cual genera un ahorro en los costos de campo y se evitan los riesgos inherentes a una restricción química.

Foto: Andrés Muñoz



Figura 6. Arnés elaborado en Biothane®, utilizado para instalar un equipo VHF+GPS+Iridium en Casanare, Colombia.

Otros materiales empleados incluyen el cuero natural, sintético, la reata de algodón, y fibras sintéticas de alta resistencia (Figura 7), que permite que el equipo de telemetría se mantenga fijo en el dorso del ejemplar, sin ocasionarle lesiones ni afectar su comportamiento o bienestar.

Foto: Mario Alves, Projeto Rodovias e bandeiras



Figura 7. Diseño de arnés en cuero para *M. tridactyla*.

Tamandua sp.: En los osos hormigueros de menor tamaño se mantienen las mismas recomendaciones que para *Myrmecophaga*. Las dimensiones del arnés y

el equipo varían en función del tamaño y peso del individuo; sin embargo, se recomienda seguir el esquema que a continuación se presenta (Figura 8).

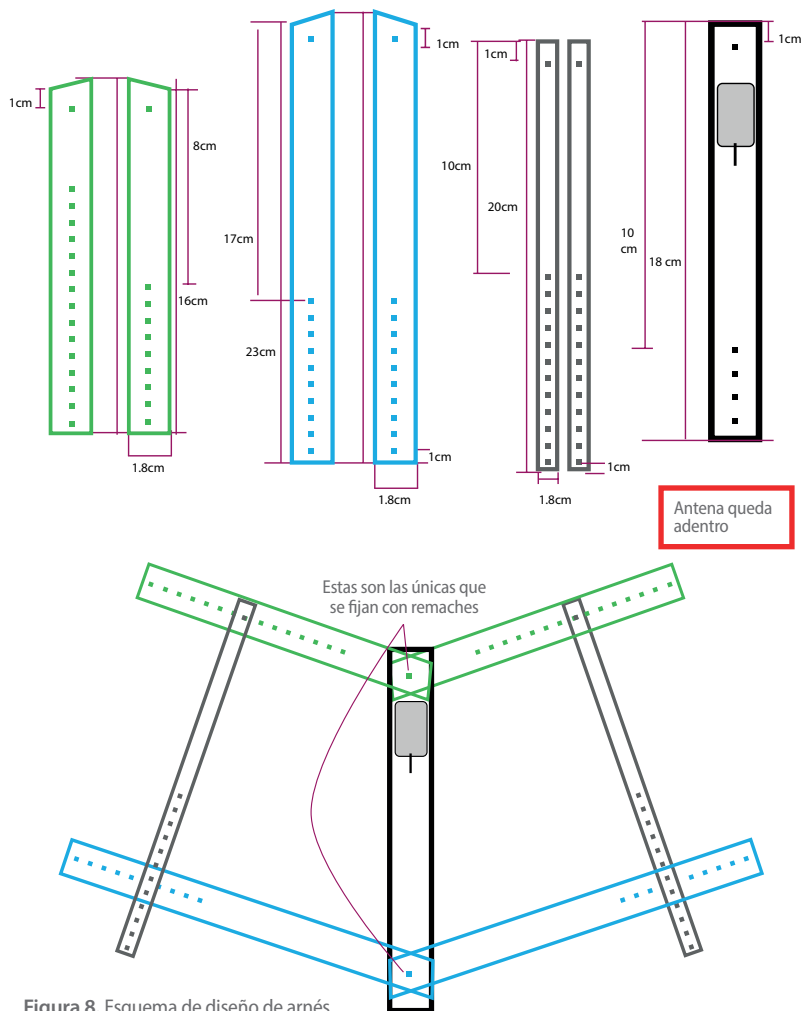


Figura 8. Esquema de diseño de arnés para *Tamandua* sp.
Autor: Telenax Mexico



Diversos materiales han sido utilizados en los últimos años, incluyendo reata de algodón comercial, fibras sintéticas (Figura 9) y el Biothane®, entre otros. Algunos investigadores han usado pegamento epóxico debajo del arnés para darle más fijación y durabilidad (Figura 10), ya que esta especie es reacia mantener en su cuerpo este tipo de estructuras.

Figura 9. Diseño de arnés en TPU, Poliuretano Termo Plástico para *T. tetradactyla*.



Figura 10. Arnés de perro en reata modificado para monitorear *T. mexicana* en Panamá.

Cyclopes sp.: son pocas las experiencias de monitoreo con telemetría reportadas en este género. El Instituto Tamandua en Brasil utilizó una correa hecha de reata de algodón, con un cierre metálico, a la cual adicionaron el transmisor (Figura 11). Este arnés cubría la zona pectoral del animal y permaneció con el individuo durante un corto periodo.



Figura 11. Radiotransmisor utilizado por el Instituto Tamandua para monitorear *Cyclopes* sp., en Brasil.

Foto: Alexandre Martins - Instituto Tamandua Brasil.

OTRAS CONSIDERACIONES

Entre las precauciones a tener en cuenta, está el correcto almacenamiento de equipos de los diferentes sistemas de telemetría, dado que algunos tienen activación por medio de imanes, encendiéndose por accidente y perdiendo vida útil innecesariamente. Además, estos equipos no están diseñados para estar almacenados por periodos largos y los fabricantes solicitan sean instalados en el menor tiempo posible. También, se recomienda a los investigadores calcular

sus cronogramas de trabajo con la fabricación de los equipos, ya que las casas matrices tienen tiempos de fabricación que oscilan entre las 8 hasta 13 semanas, adicional a los de importación en aduanas.

Por otro lado, es altamente recomendable que se haga el reconocimiento a la zona de investigación, involucrando a la comunidad en esta actividad, para fijar las estaciones de toma de datos o detectar cobertura de

señal celular. Acorde con las circunstancias de orden público reinantes en la zona de trabajo, se recomienda contactar a las autoridades locales (estación de policía, batallón militar, secretarías ambientales, juntas de acción comunal entre otras) para dar aviso de las actividades a desarrollar.

Finalmente, si existen dudas sobre el método de fijación, diseño, material, dimensiones o peso de los equipos pueden contactar a los centros de conservación ex situ (zoológicos, bioparques, Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre, hogares de paso) para el solicitar permiso para tomar medidas y ensayar dichos dispositivos.

CONCLUSIONES

La telemetría y sus diversos sistemas de seguimiento animal han permitido el entendimiento de la ecología de los hormigueros en toda su área de distribución. No obstante, es una ciencia compleja, que debe ser analizada con detenimiento por los investigadores, para así establecer cuál método cumple con los requerimientos del estudio y de la especie. Para los Vermilingua, se recomienda tener en cuenta la anatomía de cada taxón, debido a que la forma del cuello y el cráneo impiden la utilización de collares tradicionales. Los materiales seleccionados deberán soportar el peso del transmisor, pero también ser seguros y confortables para los individuos, evitando así la presentación de comportamientos anómalos y lesiones. Finalmente, se recomienda una planificación adecuada del trabajo de campo y de los tiempos de entrega de equipos para evitar inconvenientes y sobrecostos.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Whitney K. History of Wildlife Tracking Technologies [Internet]. Oxford University Press; 2022 [citado 3 de marzo de 2023]. (Oxford Research Encyclopedias). Disponible en: <https://>
2. Johansson Ö, Kachel S, Weckworth B. Guidelines for Telemetry Studies on Snow Leopards. *Animals*. enero de 2022;12(13):1663.
3. White G, Garrott R. Analysis of Wildlife Radio-Tracking Data [Internet]. 1era edición. New York, USA: Academic Press; 1990 [citado 3 de marzo de 2023]. Disponible en: <https://www.elsevier.com/books/analysis-of-wildlife-radio-tracking-data/white/978-0-08-092657-5>
4. Bertassoni A, Caixeta-Oliveira D, Macedo Magnino Silva J, Gonçalves de Castro V, Lopes do Amaral G, Regina Yogui D, et al. Do telemetry harnesses affect giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) behavior and welfare? *Eur J Wildl Res*. 26 de mayo de 2022;68(3):40.
5. Brooks C, Bonyongo C, Harris S. Effects of Global Positioning System Collar Weight on Zebra Behavior and Location Error. *J Wildl Manag*. 2008;72(2):527-34.
6. Saraux C, Le Bohec C, Durant JM, Viblanc VA, Gauthier-Clerc M, Beaune D, et al. Reliability of flipper-banded penguins as indicators of climate change. *Nature*. enero de 2011;469(7329):203-6.
7. Moreno GR. 75 - Xenarthra Immobilization and Restraint. En: Miller RE, Lamberski N, Calle PP, editores. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine Current Therapy*, Volume 9 [Internet]. W.B. Saunders; 2019 [citado 3 de marzo de 2023]. p. 527-34. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780323552288000758>
8. Cooke SJ, Nguyen VM, Kessel ST, Hussey NE, Young N, Ford AT. Troubling issues at the frontier of animal tracking for conservation and management. *Conserv Biol J Soc Conserv Biol*. octubre de 2017;31(5):1205-7.
9. Katzner TE, Arlettaz R. Evaluating Contributions of Recent Tracking-Based Animal Movement Ecology to Conservation Management. *Front Ecol Evol* [Internet]. 2020 [citado 3 de marzo de 2023];7. Disponible en: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fevo.2019.00519>
10. Burt WH. Territoriality and Home Range Concepts as Applied to Mammals. *J Mammal*. 1943;24(3):346-52.
11. Silva I, Fleming CH, Noonan MJ, Alston J, Folta C, Fagan WF, et al. Autocorrelation-informed home range estimation: A review and practical guide. *Methods Ecol Evol*. 2022;13(3):534-44.
12. Boitani L, Fuller T. *Research Techniques in Animal Ecology: Controversies and Consequences*. Columbia University Press; 2000. 477 p.
13. Murray DL, Sandercock BK. *Population Ecology in Practice*. John Wiley & Sons; 2019. 452 p.
14. Krausman P. Some basic principles of habitat use, grazing behavior of livestock and wildlife. *Ida For Wildl Range Exp Stn Bull*. 1999;70:85-90.
15. Stamps J. *Habitat*. En: Fath B, editor. *Encyclopedia of Ecology (Second Edition)* [Internet]. Oxford: Elsevier; 2008 [citado 14 de abril de 2023]. p. 395-7. Disponible en: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/B9780444637680005023>
16. Bertassoni A, Mourão G, Ribeiro RC, Cesário CS, Oliveira JP de, Bianchi R de C. Movement patterns and space use of the first giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) monitored in São Paulo State, Brazil. *Stud Neotropical Fauna Environ*. 2 de enero de 2017;52(1):68-74.
17. Giroux A, Ortega Z, Oliveira-Santos LGR, Attias N, Bertassoni A, Desbiez ALJ. Sexual, allometric and forest cover effects on giant anteaters' movement ecology. *PLOS ONE*. 18 de agosto de 2021;16(8):e0253345.
18. Mourão G, Medri ÍM. Activity of a specialized insectivorous mammal (*Myrmecophaga tridactyla*) in the Pantanal of Brazil. *J Zool*. 2007;271(2):187-92.
19. Bertassoni A, Mourão G, Bianchi R de C. Space use by giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in a protected area within human-modified landscape. *Ecol Evol*. 2020;10(15):7981-94.
20. Bertassoni A, Ribeiro MC. Space use by the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*): a review and key directions for future research. *Eur J Wildl Res*. 2019;65(6):93.
21. Rojano C, López-Giraldo ME, Miranda-Cortés L, Ávila-Avilán R. Área de vida y uso de hábitats de dos individuos de oso palmero (*Myrmecophaga tridactyla*) en Pore, Casanare, Colombia. *Edentata*. 2015;16:37-45.
22. Di Blanco YE, Desbiez ALJ, Jiménez-Pérez I, Kluyber D, Massocato GF, Di Bitetti MS. Habitat selection and home-range use by resident and reintroduced giant anteaters in 2 South American wetlands. *J Mammal*. 1 de agosto de 2017;98(4):1118-28.
23. Di Blanco YE, Spørring KL, Bitetti MSD. Daily activity pattern of reintroduced giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*): effects of seasonality and experience. *Mammalia*. 1 de enero de 2017;81(1):11-21.
24. Camilo-Alves C de S e P, Mourão G de M. Responses of a Specialized Insectivorous Mammal (*Myrmecophaga tridactyla*) to Variation in Ambient Temperature 1. *Biotropica*. 2006;38(1):52-6.
25. Giroux A, Ortega Z, Bertassoni A, Desbiez ALJ, Kluyber D, Massocato GF, et al. The role of environmental temperature on movement patterns of giant anteaters. *Integr Zool*. 2022;17(2):285-96.
26. Ascensão F, Desbiez ALJ. Assessing the impact of roadkill on the persistence of wildlife populations: A case study on the giant anteater. *Perspect Ecol Conserv*. 1 de julio de 2022;20(3):272-8.
27. Noonan MJ, Ascensão F, Yogui DR, Desbiez ALJ. Roads as ecological traps for giant anteaters. *Anim Conserv*. 2022;25(2):182-94.
28. Rodrigues FHG, Marinho-Filho J, Santos HG dos. Home ranges of translocated lesser anteaters *Tamandua tetradactyla* in the cerrado of Brazil. *Oryx*. abril de 2001;35(2):166-9.
29. Brown DD. Fruit-Eating by an Obligate Insectivore: Palm Fruit Consumption in Wild Northern Tamanduas (*Tamandua mexicana*) in Panamá. *Edentata*. diciembre de 2011;12(1):63-5.
30. Brown DD. Activity Patterns and Space Use of Northern Tamandua Anteaters (*Tamandua mexicana*) on Barro Colorado Island, Panamá [Internet] [Tesis doctoral]. [Davis, California]: University of California, Davis; 2011 [citado 3 de marzo de 2023]. Disponible en: <https://www.proquest.com/openview/9c2062455851f775609833a10c6b4ec1/1?pq-origsite=gscholar&cbl=18750>
31. Trovati RG, Brito BA de. Nota sobre deslocamento e área de uso de tamandua-mirim (*Tamandua tetradactyla*) translocado no Cerrado brasileiro. *Neotropical Biol Conserv*. 2009;4(3):144-9.
32. Molina KT. Características dos locais de descanso de tamanduas mirins, *Tamandua tetradactyla*, Linnaeus 1758 (Pilosa: Vermilingua) em zona costeira do delta do Parnaíba. 2021;92-92.
33. Sunquist ME, Montgomery GG. Activity Pattern of a Translocated Silky Anteater (*Cyclopes didactylus*). *J Mammal*. 31 de agosto de 1973;54(3):782.
34. Blanco YED, Pérez JJ, Díaz P, Spørring YK. Cinco Años de Radiomarcaje de Osos Hormigueros (*Myrmecophaga tridactyla*): Mejoras Implementadas y Lecciones Aprendidas. *Edentata*. diciembre de 2012;13(1):49-55.



Foto: July A. González

EVALUACIÓN DE IMPACTOS DE LAS VÍAS SOBRE LOS HORMIGUEROS Y MONITOREO DE MEDIDAS DE MITIGACIÓN

Autores:

Carmen E. Barragán-Ruiz, Fernanda Abra & Cesar Rojano

Los Vermilingua hacen parte del listado de los vertebrados con mayor vulnerabilidad a las muertes por colisión con vehículos en toda su área de distribución. No obstante, la información disponible sobre estos impactos es escasa y focalizada en pocos tramos viales; por lo tanto, se requiere adelantar investigaciones que resuelvan preguntas complejas sobre estas dinámicas y el impacto que causan sobre las poblaciones en el corto y largo plazo. Este capítulo propone algunas preguntas de investigación que pueden ser abordadas por los investigadores en el tema y sugiere algunas metodologías para el seguimiento de los impactos de las vías sobre los hormigueros y la valoración de la efectividad de las medidas de mitigación.

Durante los últimos años, la expansión de la infraestructura vial en todo el planeta se ha constituido en uno de los impactos más severos sobre los entornos naturales. Sin lugar a dudas, se ha convertido en un problema global con enormes implicaciones para la vida silvestre (1). Desde el año 2000 hasta 2017 fueron construidos más de doce millones de kilómetros de carreteras en el mundo, y se prevé que para el 2050 se diseñen más de veinticinco millones adicionales, especialmente en regiones tropicales que hoy albergan una alta biodiversidad (2).

De esta forma, debido al desarrollo vial y sus interacciones con el paisaje, surgió, en los años 70 del siglo pasado, la ecología de carreteras, que se ocupa de estudiar las modificaciones que la biodiversidad -a todas sus escalas- sufre al ser intervenida por una estructura lineal, haciendo un levantamiento de las posibles consecuencias en el entorno (3). Es a través de esta ciencia como se ha podido evidenciar los efectos de las carreteras y su tráfico en la vida silvestre, incluyendo la pérdida de hábitat (4), la reducción de la calidad del hábitat en áreas adyacentes (p. ej., ruido, iluminación artificial, contaminación y perturbaciones visuales) (4-6). También ha hecho evidente otras consecuencias, como el efecto barrera, que provoca la interrupción de migraciones de individuos entre fragmentos (7-9), y las dispersiones frustradas debido a la mortalidad causada por colisiones con vehículos (10,11).

Actualmente, se reconoce a la pérdida de individuos causada por atropellamientos en las vías como uno de los mayores impactos humanos sobre el entorno natural, debido a que tiene la posibilidad de alterar la estructura demográfica y genética de las comunidades, poblaciones y ecosistemas a lo largo del tiempo (1,12). Las consecuencias de estos impactos dependen principalmente de las características de la infraestructura vial (la densidad de la

vía, el volumen de tráfico, entre otras) así como de las zonas adyacentes a ésta (la estructura del paisaje, la proximidad a las áreas protegidas, las diferentes especies de animales que ahí habitan) (13-17).

Adicionalmente, las colisiones entre vehículos y fauna, también perjudican la seguridad humana (18). A través de un estudio realizado en Brasil se logró estimar que alrededor de 39.605 mamíferos de mediano y grande porte fueron atropellados en las principales vías del estado de São Paulo, de los

cuales, un quinto de estos accidentes llegaron a generar víctimas humanas, produciendo, además, daños estimados en USD \$25.000.000 por año para el estado (19). Esta situación no es exclusiva de Brasil. En el departamento de Casanare, en Colombia, se tiene el reporte de tres accidentes viales en los últimos cuatro años, donde el oso palmero fue la especie silvestre involucrada, dejando a cuatro personas heridas y dos vehículos afectados severamente.

Teniendo en cuenta que este tipo de accidentes comprometen la seguridad humana y afectan la viabilidad de las poblaciones silvestres, se hace necesario entender los factores que ocasionan esta problemática y mitigarlos. Por eso, a través del presente capítulo se pretende brindar herramientas a los investigadores para que puedan evaluar el impacto que tiene la infraestructura vial sobre los hormigueros -especies particularmente vulnerables a esta amenaza- y poder monitorear la efectividad de las medidas de control que se implementen.



Foto: Cesar Rojano.

Figura 1. Las carreteras generan impactos sobre las poblaciones de hormigueros, pero también pueden causar problemas de seguridad vial para los usuarios de carreteras en Suramérica.

LOS HORMIGUEROS Y LAS CARRETERAS: PROBLEMAS Y PERSPECTIVAS

Los Vermilingua hacen parte del listado de los vertebrados con mayor vulnerabilidad a los atropellamientos en toda su área de distribución (20–25). En Brasil, en el Estado de Mato Grosso do Sul (Centro Oeste del país), fueron reportados más de 600 osos hormigueros (*Myrmecophaga tridactyla* y *Tamandua tetradactyla*) atropellados en aproximadamente 1,600 km de vías principales, durante cinco años de estudio (26). Mientras que, en la Orinoquía de Colombia, se estima que anualmente mueren 1100 osos palmeros y 3300 osos meleros por colisiones con vehículos.

Algunos modelos de viabilidad poblacional adelantados para *M. tridactyla* indican que la frecuente mortalidad en carreteras podría disminuir hasta en un 50% la tasa de crecimiento estocástico de las poblaciones locales (25). Incluso, varios análisis hechos en el Brasil, reportan que los hormigueros que viven en zonas aledañas a las vías tienen una menor probabilidad de supervivencia, con una pérdida estimada del 20% de los individuos de la población al año, convirtiéndose en focos permanentes de pérdida de ejemplares para esta especie (23).

Foto: Cesar Rojano.



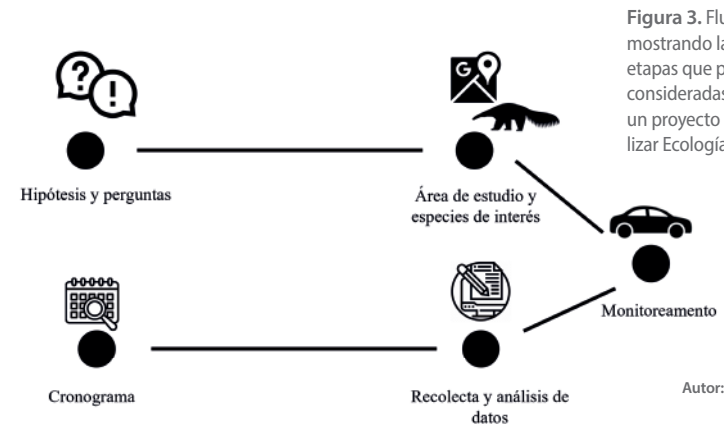
Figura 2. Los impactos de las carreteras sobre los hormigueros se dan en toda su distribución, incluyendo individuos de distintas edades, como este juvenil en Casanare.

Es probable que la alta frecuencia de mortalidad de las especies *M. tridactyla*, *T. mexicana* y *T. tetradactyla* en vías ubicadas en su área de distribución, se deba a factores como su alta capacidad de dispersión y a que pueden llegar a ser abundantes en áreas adyacentes a diversas carreteras (27). No obstante, la información disponible es escasa y focalizada en pocos tramos viales; por lo tanto, se requiere adelantar investigaciones que resuelvan preguntas complejas sobre estas dinámicas y el impacto que causan sobre las poblaciones en el corto y largo plazo. Para esto, se deberán agregar variables como comportamiento, razón sexual, dispersión, diversidad genética, y otras características biológicas básicas de cada uno de los taxones, aportando así información efectiva para la resolución de esta amenaza.

DESARROLLO DE UN ESTUDIO EN ECOLOGÍA DE CARRETERAS: IMPLICACIONES PARA LA CONSERVACIÓN DE VERMILINGUA

Debido a la fragilidad conceptual y los pocos reportes existentes acerca de los impactos de las vías sobre los Vermilingua, se hace necesario plantear algunas premisas que le permitan a cualquier profesional interesado en el tema desarrollar un estudio sobre este grupo de mamíferos.

Por lo tanto, se presenta un *workflow* (Figura 3) que muestra, de manera general, las etapas que deben ser consideradas, igualmente, se resaltan en cada parte las características correspondientes a cada etapa, apuntando en ellas las fortalezas, dificultades y perspectivas.



Autor: Carmen Barragaán

Hipótesis y preguntas

Al trabajar con monitoreo de fauna atropellada, se deben plantear preguntas que consideren diversas características del estudio, como el tiempo de seguimiento y su objetivo (pudiendo ser aprovechado todo el material biológico encontrado), y los modelos biológicos que pueden ser utilizados. De esta manera, pensando en resultados que generen datos relevantes que puedan auxiliar otras áreas de investigación, se presentan algunas alternativas de preguntas que pueden ser formuladas para una hipótesis y que permitan el levantamiento de datos.

Ecología

- ¿Cómo afecta la pérdida de individuos a una población o especie?
- El perder individuos de un único sexo ¿cómo afecta la población o especie?
- ¿Cómo está relacionado el paisaje con la mortalidad por atropellamiento?
- ¿Cuáles de las características de la carretera podrían estar aumentando la mortalidad?

- ¿Las condiciones ambientales afectan la mortalidad de los individuos?
- ¿Qué tipo de estructuras de mitigación podrían resolver la mortalidad en ciertos fragmentos?
- ¿Qué características biológicas de la especie pueden estar aumentando la mortalidad de los individuos?

Salud

- ¿Los individuos enfermos tienen más probabilidad de ser atropellados?
- ¿Los individuos que utilizan ambientes cercanos a las carreteras son más propensos a desarrollar enfermedades?
- ¿El volumen del tráfico influye en el estrés y el estado físico de los individuos cerca de las carreteras?
- ¿Los individuos pueden desarrollar miedo a la carretera?

Genética

- ¿Los atropellamientos disminuyen la diversidad genética de una población?

- ¿El efecto barrera, causado por la carretera, provoca una estructuración genética en la población?
- Los individuos atropellados son mayoritariamente hembras/machos? ¿Cómo afecta esto la población?
- En cien años ¿cómo estará la diversidad genética de las poblaciones después del impacto de las carreteras?

Estas preguntas y sus respuestas permitirán, además de la integración entre áreas diversas de estudio, la coordinación entre investigadores participantes en las diferentes etapas de la investigación, contribuyendo, de esa manera, a la construcción de resultados diversos, precisos y robustos.

Área de estudio y especies de interés

En algunos casos, al evaluar e identificar con anterioridad el patrón de cobertura asociado a la vía, podría aumentar la asertividad al escoger el área de estudio. Además, es importante analizar con precaución la información recolectada en los paisajes que han sido recientemente fragmentados y modificados por la infraestructura vial,

ya que solo suelen evidenciar el impacto de carreteras a partir de la mortalidad de individuos. Esto se debe a que en estas zonas se dificulta entender otro tipo de impactos más específicos y que suelen estar correlacionados con el tiempo, como la fragmentación o el efecto sobre la genética poblacional.

Por otro lado, es importante evaluar la especie que será utilizada como modelo biológico para responder nuestra pregunta, considerando aspectos como:

- Área de vida de la especie.
- Dispersión de los individuos por sexo (machos/hembras).
- Tiempo generacional, considerando el periodo que dura para tornarse maduro reproductivamente;
- Características comportamentales (p.ej. dieta, apareamiento y selección sexual).
- Proporción o razón sexual de nacimientos para la especie.

En el caso de los Vermilingua, deben considerarse las áreas importantes para el desarrollo ecológico de las especies, como

las que tienen suministro de alimento (nidos de hormigas y termitas) y que poseen cuerpos de agua cercanos con poca influencia de ambientes urbanos (28–30).

Cronograma de ejecución

El cronograma de ejecución varía según el área de estudio y el objetivo propuesto; sin embargo, muchos de los estudios reportados varían entre uno y cuatro años de monitoreo de una carretera de no menos de 10 km (26,31–33), siendo el año de recorrido el más común. Se recomienda, además, que el levantamiento de información en campo se realice posibilitando las réplicas en tiempo y espacio, así como de periodos climáticos, considerando las comparaciones estadísticas cuando el objetivo se basa en evaluación zonal o de paisaje de los atropellamientos.

Recorridos para la recolección de información

El monitoreo en vías puede realizarse de múltiples formas: en carro, a pie, bicicleta, motocicleta; en el caso de que el recorrido se realice en automóviles o motocicletas, deben ser seguidas algunas pautas, como el mantener un ritmo constante, entre 40 km/h y 60 km/h (según la vía).

Además, se recomienda contar con más de un investigador en campo, para observar a cada lado de la carretera, y en lo posible, que estos sean los mismos durante todo el tiempo de monitoreo, para así disminuir el sesgo en la capacidad de detección.

En cuanto al monitoreo a pie, si bien este produce mejores resultados porque se realiza una exploración detallada a los tramos por donde se anda, consiguiendo en la mayoría de los casos registrar individuos pequeños, es importante considerar que tiene limitaciones como la distancia recorrida por el observador y el tiempo invertido para hacerlo.

Obtención de datos en campo

Una correcta recolección de información en campo es decisiva para el análisis de datos y la robustez de los resultados encontrados. Sin embargo, el tipo de información a obtener depende principalmente de la hipótesis, la pregunta y el objetivo definido al inicio del estudio. En muchos de los casos, el solo registro de ubicación (GPS, Latitud/Longitud) para cada punto de atropellamiento es válido. En otros, el registro fotográfico y la caracterización de las zonas aledañas al punto de la colisión son cruciales.



Figura 4. Durante los recorridos en campo es necesario recopilar información sobre diferentes variables como las coberturas a cada lado de la vía y el flujo vehicular.

Foto: Cesar Rojano

No obstante, lo más importante a considerar es el registro específico de la especie a la cual pertenece el individuo encontrado y, cuando sea posible, el sexo biológico determinado a partir de caracteres morfológicos secundarios. Sin embargo, no siempre se logra determinar en campo, principalmente por el estado en el que quedan los cadáveres producto de la colisión. Sumado a esto, se recomienda obtener datos de cada ejemplar, como peso, medidas morfométricas, distancia del centro de la vía, orientación del cadáver, e incluso, el tiempo estimado desde que ocurrió el accidente. Toda esta información debe ser consigna-

da en una planilla o una aplicación digital disponible. Con estos datos se pueden incluir otras variables y análisis al modelo.

Recolección de material biológico

Recolectar muestras biológicas es, tal vez, uno de los procesos más importantes para la ecología de carreteras, aunque es poco realizado por los investigadores. Actualmente, para muchos estudios en diversas áreas, la obtención de material o tejidos de cualquier especie, es considerada una de las tareas más arduas y difíciles, debido a que requiere de tiempo y dinero en campo y,

sobre todo, de talento humano especializado para hacerlo. Sin embargo, un buen recurso para obtener este material biológico pueden ser las víctimas por colisiones con vehículos. Para muchos investigadores esta fuente ha sido la oportunidad para alcanzar buenos resultados con especies como primates o serpientes, y encontrar respuestas a diversas preguntas en múltiples áreas tales como la toxicología, la parasitología, la biología molecular (33,34).

Son muchos los factores ambientales y morfológicos que juegan un papel importante en la recolección del material biológico por tal motivo, al hacerlo es crucial tener en cuenta la temperatura ambiente, la exposición del animal al suelo (después la colisión con el automóvil), tamaño del espécimen atropellado y del efecto del atropellamiento sobre el cuerpo. De esta forma, dependiendo del objetivo del estudio, es posible recolectar órganos (después de que no hayan sido afectados), partes como oreja, lengua, y hasta músculo, para, a partir de ella, identificar la especie, el sexo y hasta sus características genéticas.

Para realizar una recolección de muestras biológicas adecuada en animales atropellados, se

Foto: Carmen Barragán.



Figura 5. Recolección de material biológico en *Vermilingua*. Imagen mostrando el corte de tejido de la oreja de un oso palmero atropellado para análisis molecular.

presenta una lista de materiales que se deben tener a la mano. Sin embargo, para muchas áreas de estudio (patología, parasitología) los materiales citados en la Tabla 1 pueden sufrir variaciones, por lo que es necesario buscar en la literatura o contactar con un especialista en el área.

Para los métodos de recolección de material o tejido, se recomienda leer el capítulo, de este mismo manual sobre toma de muestras biológicas en hormigueros.

Tabla 1. Material básico para realizar la recolección de muestras biológicas de animales atropellados en un estudio de ecología de carreteras.

| Material | Uso |
|-----------------------------------|--|
| Recolección | |
| Tijeras | Corta el material biológico requerido |
| Pinzas | Asegura (sostiene) el material biológico requerido |
| Guantes | Deben ser usados antes de la recolección de material |
| Algodón | Limpia los utensilios usados a cada recolección |
| Pipetas plásticas | Para el llenado de microtubos con reactivo |
| Almacenamiento de muestras | |
| Microtubos (1.5mL) | Recipiente para el almacenamiento de material |
| Alcohol (90%) | Reactivo para almacenamiento del material |
| Papel Parafilm | Envolver los microtubos y evitar fugas de reactivos que puedan afectar la muestra |
| Información ecológica | |
| Rapidógrafo | Marcación y clasificación del material resistente al agua, calor, luz y algunos disolventes. |
| Lápiz | Marcación y clasificación del material |
| Cuaderno | Marcación y clasificación del material |
| GPS | Obtención de coordenadas geográficas del material colectado* |

ANÁLISIS DE DATOS COLECTADOS

El análisis de datos depende exclusivamente de la calidad de la información disponible, ya sea a partir de trabajo de campo o a través de registros obtenidos a partir de plataformas colaborativas. Esto significa que la recolección de datos de campo debe ser precisa y contener la información necesaria para ser utilizadas en los análisis. A continuación, se describen brevemente algunas de las posibilidades de estimativos, empero, se recomienda al lector indagar con mayor profundidad sobre cada una de ellas para poder determinar si es de utilidad para su estudio.

Frecuencia de animales atropellados

La cuantificación de hormigueros atropellados puede ser considerada de diferentes formas, siendo uno de los métodos más comunes el de evaluar los índices de accidentalidad a partir del conteo de los organismos encontrados durante un recorrido determinado. Es posible establecer el número de especies afectadas, de individuos muertos por día, y de ejemplares de cada especie muertos por kilómetro cada día. Para esto se recomienda utilizar algunas plataformas de análisis disponibles como Siriema, donde es posible agregar algunas variables a este análisis, como el tiempo que permanece el cadáver en la vía de acuerdo a su peso corporal, y la capacidad de los observadores teniendo en cuenta el vehículo en el que se movilizan (35).

Igualmente, se pueden utilizar modelos no paramétricos como el test *chi-squared* (2) que pueden contribuir a evaluar la frecuencia de los atropellamientos observados entre diferentes estaciones (seca-húmeda) y hasta en sitios con diferentes coberturas (36), utilizando únicamente la frecuencia de atropellamientos.

Evaluación espacial y ambiental de los atropellamientos

Para este tipo de evaluación, deben ser consideradas dos variables: espacio y tiempo, cuya eficacia resolutoria dependerá de la precisión con que estas hayan sido estimadas o recolectadas. En muchos casos, las que tienen que ver con el espacio son obtenidas con ayuda de sistemas de información geográfica que facilitan la espacialidad y captura de datos de cobertura o distancias lineales.

De la misma manera, la resolución de cada una dependerá del taxón, siendo las específicas aquellas calculadas en cuadrículas que concuerden con el área de vida de cada especie, mientras que las generalizadas son las determinadas a partir de transectos de 50 km hasta 200 km, arbitrariamente establecidos (37,38). Para esto, se utilizan *softwares* de información geográfica, permitiendo calcular desde coberturas vegetales, a partir de clasificaciones estipuladas, hasta distancias lineales entre coberturas (como distancia entre cuerpos de agua y cobertura vegetal nativa).

Otro aspecto importante a tener en cuenta son los análisis estadísticos que permiten determinar

agrupaciones de atropellamientos u *hotspots*. Algunas alternativas incluyen los modelos *Generalized Additive Models* (GAM), estimaciones de densidad de *Kernel*, análisis K de Ripley lineales y 2D, así como la identificación lineal y 2D de *hotspots*. La información generada a partir de estos datos permite determinar las áreas críticas para el atropellamiento de hormigueros y a partir de eso, definir las medidas de mitigación.

En cuanto a las variables ambientales, deben ser consideradas las especificaciones del área de estudio. Además, contar con información sobre la variación de temperatura y humedad de la localidad, que permita llevar a cabo un análisis teniendo como variable los diferentes periodos climáticos. Este tipo de datos, pueden ser obtenidos en Colombia a partir del catálogo establecido por el Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales (IDEAM) en el cual están relacionadas las estaciones hidrometeorológicas de la nación.

El análisis de esta información se hace, en cierta medida, comparando las frecuencias de atropellamiento y los valores de cada variable (temperatura relativa, humedad relativa, brillo

solar, pluviosidad, entre otros) (34,37). No obstante, la eficacia de los resultados está relacionado con la clasificación resolutoria de los atropellamientos, lo que permite explicar en mejor medida la relación de estas variables con los puntos calientes de atropellamientos (*hotspot*) y determinar si los modelos de hipótesis creados son más delimitados (34).

Ecología molecular

Los marcadores moleculares han sido recientemente utilizados para los análisis de comunidades y poblaciones afectadas por las carreteras, principalmente cuando a los especímenes no se les pueda practicar la identificación taxonómica (vertebrados de porte pequeño), o requieren de una evaluación exhaustiva para identificación del sexo, como los *Vermilingua*. De esta forma, partiendo del uso de técnicas como barcode, que permite la identificación taxonómica específica del individuo, hasta marcadores nucleares codominantes como los microsatélites, que permiten la valoración de los índices de diversidad genética (endogamia, migración, estructuración y hasta viabilidad poblacional), es posible realizar una estimación más precisa de los impactos.

MONITOREO DE MEDIDAS DE MITIGACIÓN DISEÑADAS PARA VERMILINGUA

Actualmente, en todo el mundo hay disponible más de cuarenta tipos de medidas de mitigación de los impactos de las vías sobre las especies silvestres. Estas poseen dos roles distintos: primero, bloquear, por medio de las cercas, el acceso de los animales a la vía y guiarlos a una estructura de cruce segura; segundo, restablecer la conectividad estructural y funcional entre hábitats atravesados por carreteras. De esta forma se puede saber que cercar la vía o secciones específicas de estas puede ser altamente efectivo, llegando, incluso, a reducir la mortalidad de grandes mamíferos hasta en un 86% (39). Sin embargo, cuando las partes largas de las cercas no se combinan con oportunidades de cruce seguro, pueden aumentar el efecto de barrera (39,40).

De todas las medidas disponibles, las más comunes y sólidas son la combinación de vallas con pasos subterráneos y elevados, que brindan oportunidad de cruce seguro, y que se utilizan ampliamente en América del Norte y Europa (41–46). Cuando se implementan y mantienen correctamente, estos pasajes cercados pueden llegar a reducir hasta el 97% de las

colisiones entre vehículos y mamíferos grandes, especialmente los ungulados norteamericanos y europeos (45,47,48).

Sin embargo, los pasos subterráneos o elevados sin cercas adecuadas no reducen la mortalidad en las carreteras de manera efectiva, incluso, si algunos pocos individuos eventualmente aprenden a usarlos en lugar de cruzar la carretera (39,49)

El conocimiento, la implementación, y los estudios sobre la eficiencia de las medidas de mitigación, se han concentrado en los países desarrollados de regiones templadas mientras que, en países tropicales en desarrollo como los de América Latina, este conocimiento aún está en construcción, por lo tanto, se deben considerar aspectos intrínsecos de la ecología de la vida silvestre tropical y sus hábitats (20,46,50).

Teniendo en cuenta la magnitud del impacto de las vías sobre los hormigueros, para los géneros *Myrmecophaga* y *Tamandua*, en Brasil se han utilizado pasos inferiores en carreteras, con evidencia de uso en el bioma cerrado (51), Pantanal (Rodovia

BR-262, entre Miranda y Corumbá - datos no publicados) y en el Cerrado y en áreas de transición del Bosque Atlántico (Abra et al. en preparación). En cuanto a Colombia, se ha reportado el uso de pasos subterráneos por parte del *M. tridactyla* en carreteras de Meta y Casanare en la Orinoquía. No obstante, se debe considerar también la posibilidad de que especies como la *Tamandua* sp., y *Cyclopes* usen estructuras de cruce aéreo.

Foto: Fernanda Abra-ViaFAUNA/ICAS



Figura 6. Evidencia de usos de osos hormigueros en estructuras inferiores de carreteras cercadas. A) Oso hormiguero gigante usando drenaje celular en una carretera en el Estado de São Paulo/Brasil (ViaFAUNA), B) Oso hormiguero gigante usando puente cercado en la Carretera BR-262 en el Estado de Mato Grosso do Sul (ViaFAUNA/ICAS), C) Oso hormiguero usando un pasaje de fauna en una carretera en el Estado de São Paulo (ViaFAUNA), D) Oso hormiguero usando un puente cercado en la Carretera BR-262 en el Estado de Mato Grosso do Sul (ViaFAUNA/ICAS).

Para el monitoreo de la efectividad de estas estructuras se recomienda el uso de dos metodologías:

Fototrampeo en estructuras subterráneas y aéreas

La primera, y de uso frecuente, es la instalación de cámaras trampa en los accesos o la pasarela del paso subterráneo o aéreo. Para la ubicación de los equipos se debe tener en cuenta, además de las variables convencionales del fototrampeo, otros aspectos como la vulnerabilidad a ser hurtados o dañados por personas que transitan o usan puentes y pontones. Además, en estructuras hidráulicas, existe la posibilidad de que crecientes de cuerpos de agua afecten las cámaras, por lo que es necesario identificar zonas seguras.

Foto: Fundación Cunaguaro- Covoriente



Figura 7. Registro de oso palmero con cría cruzando un paso de fauna en el corredor vial Villavicencio-Yopal, Colombia.

Otra recomendación es la orientación de los equipos dentro de la estructura, evitando que apunten hacia la carretera, debido a que es posible que las farolas de los vehículos activen las cámaras, generando el consumo innecesario de baterías y disminuyendo la capacidad de las tarjetas de memoria. Por otro lado, en pasos aéreos, es relevante considerar

que las ramas, troncos o postes donde se sujete la máquina sean lo suficientemente rígidos para que no se active el mecanismo.

En referencia al tiempo de monitoreo, se recomienda que los equipos permanezcan por lo menos 30 días activos por cada temporada climática, para que puedan generar datos confiables.

Además, considerando que las condiciones ambientales (radiación solar, lluvia, altas temperaturas) en los lugares donde se instalan las cámaras pueden ser adversas para el funcionamiento adecuado, se recomienda revisarlas por lo menos cada 30 días, para evitar perder la información recolectada. Con estos datos se deberán estimar tasas o frecuencias de uso por cada una de las especies, teniendo en cuenta las distintas metodologías de análisis planteadas en la actualidad (45,49,52).

Detección de huellas y rastros

Para esta metodología se recomienda seguir las indicaciones presentadas en el capítulo sobre técnicas de detección de hormigueros, entre ellas el registro de huellas en los accesos a lado y lado del paso. En aquellas estructuras que cuentan con pasarelas, es posible establecer trampas de impresiones, siguiendo los protocolos estándar, con el fin de identificar si son utilizadas por los animales, o por el contrario se desplazan por el suelo de la estructura hidráulica. La detección de rastros permite determinar la presencia de hormigueros, pero no la frecuencia de uso de los pasos, por lo cual no siempre es de utilidad.

CONCLUSIONES

El impacto de las vías sobre los hormigueros se ha evidenciado en una parte importante de su área de distribución. Solo en la Orinoquía de Colombia se estima que anualmente mueren 1100 osos palmeros y 3300 osos meleros por colisiones con vehículos. Ante la magnitud de esta amenaza, las investigaciones deberán agregar variables de estudio como el comportamiento, razón sexual, dispersión, diversidad genética, y otras características biológicas básicas de cada uno de los taxones, aportando así información efectiva para su resolución. De igual forma, se deberá fortalecer el monitoreo de las medidas de mitigación, lo cual permitirá no solo hacer una mejor valoración de los recursos invertidos en su construcción, sino una optimización de los diseños, para así poder incrementar su utilidad.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Trombulak SC, Frissell CA. Review of ecological effects of roads on terrestrial and aquatic communities. *Conservation Biology*. 2000;14(1):18-30.
- Alamgir M, Campbell MJ, Sloan S, Goosem M, Clements GR, Mahmoud MI, et al. Economic, Socio-Political and Environmental Risks of Road Development in the Tropics. *Curr Biol*. 23 de octubre de 2017;27(20):R1130-40.
- Kroll G. An Environmental History of Roadkill: Road Ecology and the Making of the Permeable Highway. *Environmental History*. enero de 2015;20(1):4-28.
- Forman R, Sperling D, Bissonette J, Clevenger A, Cutshall K, Dale V, et al. *Road Ecology: Science and Solutions* [Internet]. Washington y Londres: Island Press; 2003 [citado 4 de mayo de 2023]. Disponible en: <https://islandpress.org/books/road-ecology>
- Eigenbrod F, Hecnar SJ, Fahrig L. Quantifying the Road-Effect Zone: Threshold Effects of a Motorway on Anuran Populations in Ontario, Canada. *Ecology and Society* [Internet]. 2009 [citado 4 de mayo de 2023];14(1). Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/26268024>
- Parris KM, Velik-Lord M, North JMA. Frogs Call at a Higher Pitch in Traffic Noise. *Ecology and Society* [Internet]. 2009 [citado 4 de mayo de 2023];14(1). Disponible en: <https://www.jstor.org/stable/26268025>
- Nellemann C, Vistnes I, Jordhøy P, Strand O. Winter distribution of wild reindeer in relation to power lines, roads and resorts. *Biological Conservation*. 1 de octubre de 2001;101(3):351-60.
- Vistnes I, Nellemann C, Jordhøy P, Strand O. Effects of Infrastructure on Migration and Range Use of Wild Reindeer. *The Journal of Wildlife Management*. 2004;68(1):101-8.
- Lesbarrères D, Fahrig L. Measures to reduce population fragmentation by roads: what has worked and how do we know? *Trends in Ecology & Evolution*. 1 de julio de 2012;27(7):374-80.
- Forman RTT, Alexander LE. Roads and Their Major Ecological Effects. *Annual Review of Ecology and Systematics*. 1998;29(1):207-31.
- Rytwinski T, Fahrig L. Effect of road density on abundance of white-footed mice. *Landscape Ecol*. 1 de diciembre de 2007;22(10):1501-12.
- Steen DA, Gibbs JP. Effects of roads on the structure of freshwater turtle populations. *Conservation Biology*. 2004;18(4):1143-8.
- Fahrig L, Pedlar JH, Pope SE, Taylor PD, Wegner JF. Effect of road traffic on amphibian density. *Biological Conservation*. 1995;73(3):177-82.
- Ament R, Clevenger AP, Yu O, Hardy A. An assessment of road impacts on wildlife populations in U.S. national parks. *Environmental Management*. 2008;42(3):480-96.
- Frair JL, Merrill EH, Beyer HL, Morales JM. Thresholds in landscape connectivity and mortality risks in response to growing road networks. *Journal of Applied Ecology*. 2008;45(5):1504-13.
- de Freitas SR, de Oliveira AN, Ciocheti G, Vieira MV, Matos DM da S. How landscape features influence road-kill of three species of mammals in the Brazilian savanna? *Oecologia Australis*. 2015;18(January):35-45.
- Rytwinski T, Fahrig L. Why are some animal populations unaffected or positively affected by roads? *Oecologia*. 2013;173(3):1143-56.
- Conover MR, Pitt WC, Kessler KK, Dubow TJ, Sanborn A, Dubow TJ, et al. Review of Human Injuries, Illnesses, and Economic Losses Caused by Wildlife in the United States Published by: Wiley on behalf of the Wildlife Society Stable URL: <http://www.jstor.org/stable/3782947> REFERENCES Linked references are available on JSTOR. *Wildlife Society Bulletin*. 1995;23(3):407-14.
- Ascensão F, Yogui DR, Alves MH, Alves AC, Abra F, Desbiez ALJ. Preventing wildlife roadkill can offset mitigation investments in short-medium term. *Biological Conservation*. 2021;253(December 2020).
- Abra FD, Canena A da C, Garbino GST, Medici EP. Use of unfenced highway underpasses by lowland tapirs and other medium and large mammals in central-western Brazil. *Perspectives in Ecology and Conservation*. 2020;18(4):247-56.
- Rojo Bolaño C, Ávila Avilán R. Mortalidad de vertebrados silvestres por atropellamiento en el departamento de Casanare, Colombia. *Revista de Medicina Veterinaria*. 12 de mayo de 2021;1(42):7-8.
- Meza FL, Ramos E, Cardona D. Spatio-Temporal Patterns of Mammal Road Mortality In Middle Magdalena Valley, Colombia. *Oecologia Australis* [Internet]. 6 de septiembre de 2019 [citado 15 de julio de 2020];23(3). Disponible en: <https://revistas.ufjr.br/index.php/oa/article/view/20642>
- Ascensão F, Desbiez ALJ. Assessing the impact of roadkill on the persistence of wildlife populations: A case study on the giant anteater. *Perspectives in Ecology and Conservation*. 1 de julio de 2022;20(3):272-8.
- Arguedas R, LÁpez EC, Ovares L. Bone fractures in roadkill Northern Tamandua *Tamandua mexicana* (Mammalia: Pilosa: Myrmecophagidae) in Costa Rica. *Journal of Threatened Taxa*. 26 de noviembre de 2019;11(14):14802-7.
- Desbiez ALJ, Bertassoni A, Traylor-Holzer K. Population viability analysis as a tool for giant anteater conservation. *Perspectives in Ecology and Conservation*. 1 de abril de 2020;18(2):124-31.
- Barragán-Ruiz CE, Silva-Santos R, Saranholi BH, Desbiez ALJ, Galetti PM. Moderate Genetic Diversity and Demographic Reduction in the Threatened Giant Anteater, *Myrmecophaga tridactyla*. *Frontiers in Genetics*. 1 de julio de 2021;12(July).
- Miranda FR, Bertassoni A, Abba AM. *Myrmecophaga tridactyla*. The IUCN Red list of Threatened Species 2014: e. T14224A7441961. [Internet]. 2014 [citado 9 de agosto de 2019]. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN>
- UK.2014-1.RLTS.T14224A7441961.en. Downloaded on 09 August 2019
- Desbiez ALJ, Medri IM. Density and Habitat use by Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) and Southern Tamanduas (*Tamandua tetradactyla*) in the Pantanal Wetland, Brazil. *Edentata*. noviembre de 2010;11(1):4-10.
- Pinto FAS, Bager A, Clevenger AP, Grilo C. Giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) conservation in Brazil: Analysing the relative effects of fragmentation and mortality due to roads. *Biological Conservation*. diciembre de 2018;228:148-57.
- Pinto FAS, Clevenger AP, Grilo C. Effects of roads on terrestrial vertebrate species in Latin America. *Environmental Impact Assessment Review*. 2020;81(April 2019):106337.
- Barragán-Ruiz CE, Paviotti-Fischer E, Rodríguez-Castro KG, Desbiez ALJ, Galetti PM. Molecular sexing of Xenarthra: a tool for genetic and ecological studies. *Conservation Genetics Resources*. 4 de marzo de 2021;13(1):41-5.
- Karen Giselle RC, Frederico Gemesio L, Fernanda Cavalcanti A, Mozart Caetano FJJ, Arnaud Léonard Jean D, Pedro Manoel GJ, et al. Human highly modified landscapes restrict gene flow of the largest neotropical canid, the maned wolf. *Biodiversity and Conservation*. 1 de marzo de 2022;31(4):1229-47.
- Rodríguez-Castro KG, Ciocheti G, Ribeiro JW, Ribeiro MC, Galetti PM. Using DNA barcode to relate landscape attributes to small vertebrate roadkill. *Biodiversity and Conservation*. 16 de mayo de 2017;26(5):1161-78.
- Barragán-Ruiz CE. Molecular sex in Xenarthras, spatio-temporal evaluation of anteaters roadkill and genetic diversity in *Myrmecophaga tridactyla*: implications for conservation. *Federal University of São Carlos*; 2020.
- Coelho AVP, Coelho IP, Teixeira FZ, Kindel A. Siriema: road mortality software. *User's Manual V. 2.0*. En 2017.
- Zanzini AC da S, Machado FS, de Oliveira JE, de Oliveira ECM. Roadkills of medium and large-sized mammals on highway BR-242, midwest Brazil: A proposal of new indexes for evaluating animal roadkill rates. *Oecologia Australis*. 2018;22(3):248-57.
- Ascensão F, Yogui D, Alves M, Medici EP, Desbiez A. Predicting spatiotemporal patterns of road mortality for medium-large mammals. *Journal of Environmental Management*. octubre de 2019;248(June):109320.
- Ferreira CMM, De Aquino Ribas AC, Casella J, Mendes SL. Variação espacial de atropelamentos de mamíferos em área de restinga no estado do Espírito Santo, Brasil. *Neotropical Biology and Conservation*. 2014;9(3):125-33.
- Rytwinski T, Soanes K, Jaeger JAG, Fahrig L, Findlay CS, Houlihan J, et al. How effective is road mitigation at reducing road-kill? A meta-analysis. *PLoS ONE*. 2016;11(11):1-25.
- Jaeger JAG, Fahrig L. Effects of road fencing on population persistence. *Conservation Biology*. 2004;18(6):1651-7.
- Gloyne CC, Clevenger AP. Cougar Puma concolor use of wildlife crossing structures on the Trans-Canada highway in Banff National Park, Alberta. *Wildlife Biology*. 2001;7(2):117-24.
- Cain AT, Tuovila VR, Hewitt DG, Tewes ME. Effects of a highway and mitigation projects on bobcats in Southern Texas. *Biological Conservation*. 2003;114(2):189-97.
- Clevenger AP, Waltho N. Performance indices to identify attributes of highway crossing structures facilitating movement of large mammals. *Biological Conservation*. 2005;121(3):453-64.
- Mata C, Hervás I, Herranz J, Suárez F, Malo JE. Complementary use by vertebrates of crossing structures along a fenced Spanish motorway. *Biological Conservation*. 2005;124(3):397-405.
- Huijser MP, Fairbank ER, Camel-Means W, Graham J, Watson V, Basting P, et al. Effectiveness of short sections of wildlife fencing and crossing structures along highways in reducing wildlife-vehicle collisions and providing safe crossing opportunities for large mammals. *Biological Conservation*. 2016;197:61-8.
- González-Gallina A, Hidalgo-Mihart MG, Castelazo-Calva V. Conservation implications for jaguars and other neotropical mammals using highway underpasses. *PLoS ONE*. 2018;13(11):1-20.
- Sawyer H, Lebeau C, Hart T. Mitigating roadway impacts to migratory mule deer—a case study with underpasses and continuous fencing. *Wildlife Society Bulletin*. 2012;36(3):492-8.
- Gagnon JW, Loberger CD, Sprague SC, Ogren KS, Boe SL, Schweinsburg RE. Cost-effective approach to reducing collisions with elk by fencing between existing highway structures. *Human-Wildlife Interactions*. 2015;2(9):248-64.
- Banhos A, Fontes BL, Yogui DR, Alves M, Ardeno NC, Valls R, et al. Highways are a threat for giant armadillos that underpasses can mitigate. *Biotropica*. 2020;(January):1-6.
- Abra FD. Monitoramento e Avaliação das Passagens Inferiores de Fauna Presentes na Rodovia SP-225 no Município de Brotas, São Paulo. *Dissertation*. 2012;70.
- Abra FD, Garbino GST, Prist PR, Nascimento FO, Lemos FG. New occurrences of hoary fox, lyncalopex vetulus (Lund, 1842), and pantanal cat, leopardus braccatus (cope, 1889) (mammalia, carnivora), in a cerrado-caatinga-atlantic forest ecotone in northeastern Brazil. *Check List*. 2020;16(6):1673-7.
- Clevenger AP. Conservation Value of Wildlife Crossings: Measures of Performance and Research Directions. *GAIA - Ecological Perspectives for Science and Society*. 1 de junio de 2005;14(2):124-9.



Foto: Daniel Restrepo Marín

MÉTODOS DE ESTIMACIÓN DE DIETA Y DISPONIBILIDAD DE PRESAS EN HORMIGUEROS

Autores:
Ariel Parrales Ramírez, Andrés F. Sánchez Restrepo,
Cesar Rojano

Durante los últimos años han sido utilizadas diversas técnicas de estudio para establecer la dieta de los hormigueros en vida silvestre. No obstante, la información recopilada es incipiente y focalizada en algunas pocas localidades de estudio. De igual forma, las metodologías no se han estandarizado, lo que impide la comparación de datos. El presente capítulo recopila las técnicas utilizadas en la actualidad para identificar los componentes de la dieta de hormigueros, y propone protocolos para la estimación de la disponibilidad de presas en vida libre.

DETERMINACIÓN DE DIETA DE HORMIGUEROS EN VIDA LIBRE

Durante los últimos años han sido utilizadas en Centro y Suramérica diversas técnicas de estudio para establecer la dieta de los hormigueros en vida silvestre. Es producto del empleo de estos procedimientos como se ha logrado determinar que los Vermilingua pueden consumir una amplia variedad de alimentos, incluyendo hormigas (Hymenoptera: Formicidae), termitas (Isoptera: Blattaria), escarabajos (Coleoptera), larvas de abejas (Hymenoptera), larvas de moscas (Diptera), lombrices de tierra (Crassiclitellata), huevos de aves y reptiles, carroña e incluso frutos como sandía (*Citrullus lanatus*), melón (*Cucumis melo*) y palma real (*Attalea butyracea*), siendo los tres últimos, reportes incidentales (1–11).

En este capítulo se busca proponer el uso de algunas metodologías para el estudio de la dieta de los hormigueros a partir de estimaciones en vida silvestre, por tal motivo, no se incluye información sobre el análisis de componentes nutricionales, sino que se plantea el empleo de técnicas que permitan identificar las especies de insectos que hacen parte de su alimentación y estimar su disponibilidad en ambientes donde se encuentran estos mamíferos.

Para recopilar la información sobre los componentes de la dieta de los Vermilingua se han utilizado, principalmente, tres metodologías que son descritas a continuación:

Recolección de contenido digestivo

Esta metodología consiste en la obtención del contenido digestivo a partir de cadáveres de hormigueros, principalmente de aquellos que han sido atropellados y cuyos cuerpos no se encuentran en avanzado estado de descomposición (Figura 1). Para la manipulación de los cadáveres se recomienda contar con permisos vigentes en los países donde se realiza la actividad.

Para realizar este procedimiento, es necesario con un equipo básico de necropsia que permita acceder al individuo en el menor tiempo posible. Otra alternativa es la conservación refrigerada del cadáver mientras se realiza el proceso. No obstante, cuando se trabaja con hormigueros gigantes, la logística puede ser compleja. Si la necropsia se lleva a cabo *in situ*, el equipo de trabajo debe contar, además de las medidas básicas de bioseguridad, con herramientas de seguridad vial como chalecos, conos, cascos y gafas de seguridad.

La evaluación del cadáver y la obtención de la muestra, exige que se cumplan los protocolos estándar de necropsia de hormigueros, como el hacer una incisión en la línea media a la altura



Foto: Cesar Rojano

Figura 1. Para la recolección de contenidos estomacales se recomienda obtenerlos de ejemplares atropellados en las vías, y sin avanzado estado de descomposición.

del abdomen con la finalidad de ubicar el estómago y recolectar el contenido que en él se encuentra, u obtener todo el órgano, atando previamente los extremos, para depositarlo en un recipiente (12). El contenido estomacal o el órgano deberán ser almacenados en alcohol etílico al 70%, que se deberá cambiar periódicamente para favorecer la conservación del material.

Adicional a esto, se recomienda utilizar el contenido del estómago

y no de los intestinos, debido a que los procesos digestivos degradan las hormigas y termitas e impiden su identificación. De igual manera, las larvas de otros insectos podrían haber sido digeridas completamente, ofreciendo una información parcial de la dieta del individuo.

Foto: Cesar Rojano



Figura 2. El contenido estomacal permite la identificación de hormigas, termitas y otros invertebrados de forma eficiente.

Posteriormente, el contenido deberá ser lavado con alcohol 70% y los invertebrados separados por frascos utilizando estereoscopios. Es importante resaltar que debido a que no existe una estimación del volumen de contenido estomacal para analizar, ni una metodología estandarizada para la revisión mismo, una solución es trabajar con una porción representativa de la muestra (p.ej.: 25%) para proceder a hacer la identificación de acuerdo con lo indicado más adelante en este capítulo.

De este tipo de material se pueden obtener datos como:

- Riqueza de invertebrados a nivel de género e incluso de especie.
- Frecuencia: conteo total de individuos de cada especie o género.
- Volumen digestivo.

Recolección de material fecal

Esta herramienta permite obtener información parcial sobre la dieta de los hormigueros. La principal desventaja de esta técnica es que los ejemplares suelen encontrarse incompletos, sin antenas, patas y otras partes claves en la identificación, debido a la degradación del material durante la digestión y la exposición a la intemperie.

La técnica consiste en recolectar muestras fecales en campo, las cuales suelen tener forma cilíndrica. Dependiendo de la especie de hormiguero, pueden ser identificadas teniendo en cuenta las siguientes características:

- La presencia de una cubierta mucosa o queratinosa (13)
- La digestión de presas incompletas y en algunos casos la presencia de ejemplares de hormigas casi intactas
- El tamaño, que permite descartar que correspondan a armadillos (*Dasyus* sp.) Además, al ser especies generalistas, no muestran preferencia específica por las hormigas y termitas (10).
- La presencia de sustrato en cantidades considerables, superando los 100 gr por muestra en los hormigueros gigantes (14)
- Coincidencias en la comparación con imágenes de referencia de heces de las especies presentes en la zona (2).

Aún existen amplios vacíos de información y no se cuenta con una metodología definida para la cantidad de muestra fecal que debe ser recolectada, dado que algunos autores no indican en sus trabajos si la usaron completamente (2), mientras que otros proponen utilizar 5 gr del total del material (15). En todo caso, sin importar el volumen, las heces deben ser almacenadas en alcohol etílico al 70%, para su posterior revisión e identificación en laboratorio.

De cada recolección se recomienda obtener datos sobre la especie, localidad, ecosistema, fecha, vegetación presente, y si es posible fotografías del terreno. De este tipo de material se pueden obtener datos como riqueza de invertebrados a nivel de género y ocasionalmente de especies.

Observación directa

La observación directa de individuos es una herramienta que permite la determinación de sus dietas y tradicionalmente ha estado ligada al seguimiento de individuos por radioteleetría, debido a que realizar el acompañamiento durante largos periodos permite analizar el material del cual se alimenta. No obstante, también se puede implementar a partir de la observación mientras forrajea en áreas abiertas.

Foto: Daniel Restrepo Marín



Figura 3. En las zonas abiertas se facilita la observación de los comportamientos de forrajeo de los hormigueros, permitiendo la identificación de componentes de su dieta.

La técnica consiste en hacer el acompañamiento cercano al ejemplar mientras se encuentra forrajeando, para ubicar los nidos de hormigas y termitas en los que se ha alimentado y recolectar muestras de los invertebrados (16). Una variante del método es la observación de los ejemplares alimentándose de frutos, como sucedió en Panamá con la *Tamandua mexicana*, mientras consumía *Attalea butyracea* (Palma real) (4).

Igual que en las metodologías anteriores, una vez se recolecten las muestras de invertebrados, haciendo uso de las técnicas convencionales para obtener hormigas y termitas, se deben almacenar en alcohol etílico al 70% para ser identificadas en el laboratorio

De este tipo de material se pueden obtener datos como:

- Riqueza de invertebrados en la dieta a nivel de género y especie.
- Consumo de frutas.
- Preferencia de consumo.

Estimaciones de disponibilidad de presas de Myrmecophagidae

Las hormigas, dentro de los insectos, hacen parte del orden Hymenoptera, junto con las avispas y las abejas. Además, pertenecen a una única familia, Formicidae, caracterizada por su compleja e intrincada organización social, por tener una de las mayores riquezas en términos de especies, y por conformar una biomasa que excede a la de las aves y mamíferos silvestres combinada (17,18).

La formación de colonias es una estrategia social para establecer la estructura, dinámica y composición de cada individuo de una especie de hormiga (19); aunque se conoce que algunas hormigas no nidifican en un solo sitio, sino en varias cámaras ligadas por largos túneles o caminos que pueden ser de varias decenas de metros (20). Además, pueden contar con múltiples reinas, nidos y una dieta variada, logrando un potencial de crecimiento y una extensión espacial que frecuentemente dominan los tipos de hábitats donde se encuentran (17).

Las hormigas juegan un papel fundamental en el funcionamiento de los ecosistemas, ya que actúan en la remoción y enriquecimiento del suelo, son depredadoras de artrópodos y pequeños invertebrados, e interactúan con plantas, logrando dispersar sus semillas, sirviendo como herbívoras defoliadoras y/o, colectoras de polen y néctar (21). De igual manera, dentro de la red trófica son una pieza clave al actuar como presas de una importante variedad de depredadores especialistas (mamíferos, reptiles y anfibios) (2).

Diversos estudios demuestran que las hormigas son un recurso concentrado de proteínas y grasas, además de ser asequibles debido a su concentración de biomasa terrestre comparado con otros artrópodos (18,22). Algunas especies como el oso palmero

(*M.tridactyla*) y el oso hormiguero (*Tamandua mexicana* o *T. tetradactyla*), pueden llegar a ingerir en un solo día cerca de 35.000 o 7.000 de ellas, (2,23); dieta que parece estar relacionada con la disponibilidad de presas y el tipo de hábitat.

La captura de hormigas con fines científicos cuenta con una amplia literatura en la que se detallan múltiples métodos de colecta y preservación. En Agosti y colaboradores (24) se propone una metodología comprensiva con el fin de cuantificar y monitorear la riqueza y abundancia de estas en suelo, el cual ha sido denominado como protocolo ALL por sus siglas en inglés (Ants of the Leaf Litter). Este plantea combinar diferentes técnicas estandarizadas de colecta para hacer una rápida y óptima evaluación de la diversidad de la mirmecofauna de forma comparable y capturando la mayor cantidad de especies posible.



Figura 4. Las hormigas del género *Camponotus* hacen parte importante de la dieta del oso palmero en Colombia.

Foto: Nicolás Medina

Este protocolo, adaptado a los particulares de monitoreo de hormigas en Colombia (21,28), ha sido utilizado para estudiar la riqueza y composición de estas comunidades en múltiples regiones del mundo (25–27). Recientemente, Guerrero y colaboradores (29) realizaron una amplia revisión de las diferentes metodologías y técnicas para su colecta, como también de su curación y preservación.

A continuación, se propone un protocolo basado en las metodologías existentes que permita conocer de forma rápida y económica a la comunidad de hormigas asociada a la dieta de Myrmecophagidae. Por lo tanto, si el estudio busca responder preguntas más amplias, debe ser ajustado a los requerimientos de acuerdo con las referencias mencionadas.

Protocolo

Este protocolo busca conocer la oferta potencial de hormigas en la región de estudio para la especie de hormiguero terrestre de interés, y maximizar los esfuerzos metodológicos establecidos. Además, se enfoca en la colecta en las hormigas del suelo, empleando tres técnicas complementarias. En caso de que se requiera evaluar la comunidad de arbóreas o subterráneas, debe incluirse alguna técnica de colecta específica.

La estructura básica de este protocolo consiste en la instalación de transectos o cuadrantes con múltiples estaciones de colecta. La decisión de usarlos depende de las características físicas del área de estudio, ya que una zona amplia permite trabajar con mayor facilidad en transectos lineales, mientras que la de topografía accidentada quizá sea la adecuada para un cuadrante.

El número de transectos dependerá del tiempo y la mano de obra disponible para su instalación y monitoreo, como también de las diferentes unidades de paisaje en los que se realice el estudio. Los transectos deben tener al menos 10 estaciones o puntos de muestreo separados aproximadamente a 10 metros de distancia. En el caso de los cuadrantes se deben establecer cinco estaciones de muestreo, cuatro ubicadas en las esquinas y una central, separadas al menos a 10 metros entre sí. A su vez, se recomienda instalar el mismo número de transectos o cuadrantes en cada unidad de paisaje. La instalación de estos puede facilitarse mediante la demarcación con cuerdas o marcas de sus límites y estaciones de recolección de muestras, como con el uso del compás o sistema de geoposicionamiento global (GPS).

Un aspecto importante antes de iniciar la aplicación y la metodología de este protocolo es el registro de los datos relacionados con

la vegetación, la ubicación de lugar, coordenadas, altitud, unidad de paisaje y demás información que permitan caracterizar la zona donde se realiza el muestreo y los puntos de colecta. También se debe agregar a cada muestra una etiqueta con un código único y/o parte de esta información, con el fin de garantizar la trazabilidad del material recolectado.

En cada estación de muestreo se seguirá el siguiente procedimiento:

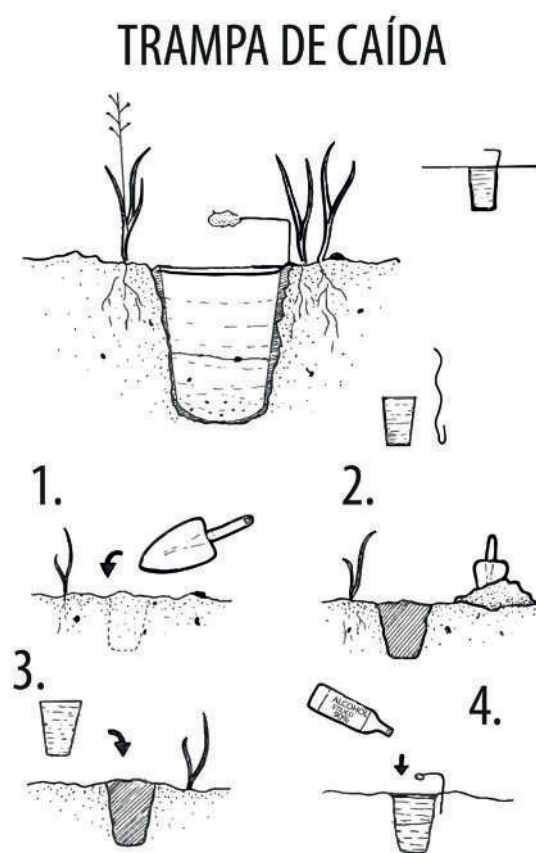
A. Se instalará una trampa de caída (o Pitfall), que es una de las más usadas para la captura de hormigas y otros artrópodos del suelo, durante un lapso de 48 horas. Este mecanismo de aprehensión consiste en un recipiente abierto en forma de vaso, enterrado a ras del suelo, en cuyo fondo se encuentra un líquido, que no sobrepasa la mitad de la capacidad del contenedor, el cual permite atrapar y preservar las hormigas.

Se recomienda agregar un cobertor elevado del suelo para evitar que caiga hojarasca y otro tipo de material a la trampa. La elección del líquido preservante depende del tiempo en que esté instalada la trampa y de los análisis posteriores que se quieran de las hormigas capturadas. El agua, con algunas gotas de detergente o etanol al 95%, es uno de los preservantes que se pueden usar. Para la recolección de los especímenes se aconseja cambiarlos a un recipiente agregándole una etiqueta que indique la estación de muestreo y transecto correspondiente.

B. A una distancia mínima de un metro de cada estación de muestreo se seleccionará un metro cuadrado (m^2) de hojarasca y vegetación de suelo para ser cernida y luego procesada en sacos Mini-Winkler.

C. Finalmente, alrededor de cada estación se debe realizar una colecta activa de hormigas buscando los caminos de forrajeo y nidos por un lapso de 15 minutos

A continuación, se describe en qué consiste cada técnica:



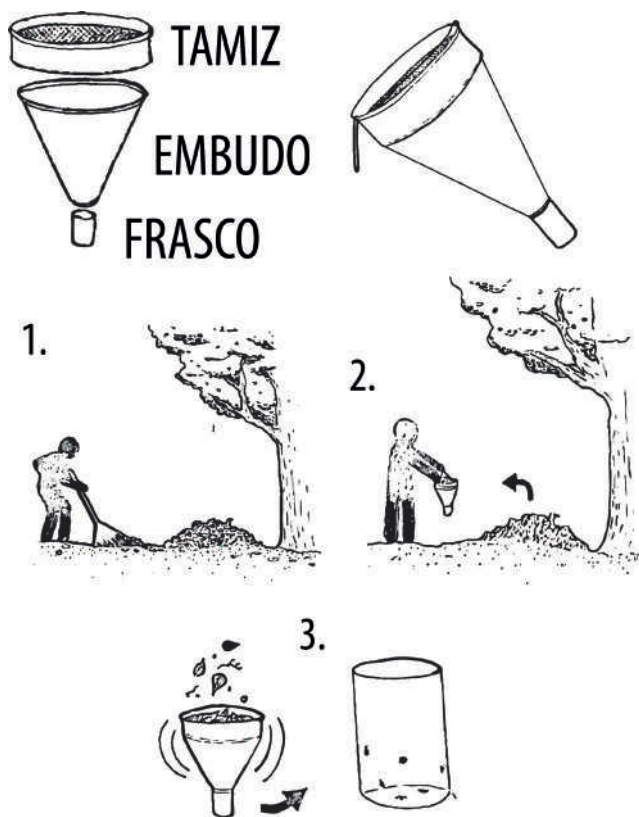
Autor: Nicolas Medina

Trampas de caída: se trata de un recipiente de boca abierta enterrado al nivel de la superficie del suelo, que contiene un líquido preservante. Su mecánica consiste en que las hormigas que forrajean por el suelo caigan dentro de él quedando atrapadas tanto por la profundidad del señuelo como por la tensión superficial del líquido preservante.

Los siguientes son los pasos para instalar una trampa de caída. 1. Se selecciona el espacio donde se ubicará el recipiente; 2. Luego, se hace una excavación para introducirlo a nivel del suelo; 3. Se introduce el recipiente en el orificio excavado y 4. Después, se llena con alcohol etílico o agua con jabón.

Figura 5. Esquema de instalación de una trampa pitfall para hormigas.

Hojarasca, Mini-Winkler: este sistema permite obtener de forma pasiva las hormigas que se encuentran en la hojarasca. Para realizarlo es necesario tamizar, mediante un embudo, 1 m² de hojarasca. Luego el material cernido se ubica en mallas dentro de los sacos Mini-Winkler. La mecánica es que a medida que se seca el forraje, las hormigas, a causa de la desecación, salgan y caigan en el frasco colector que se encuentra debajo del costal, que contiene alcohol o algún líquido preservante.

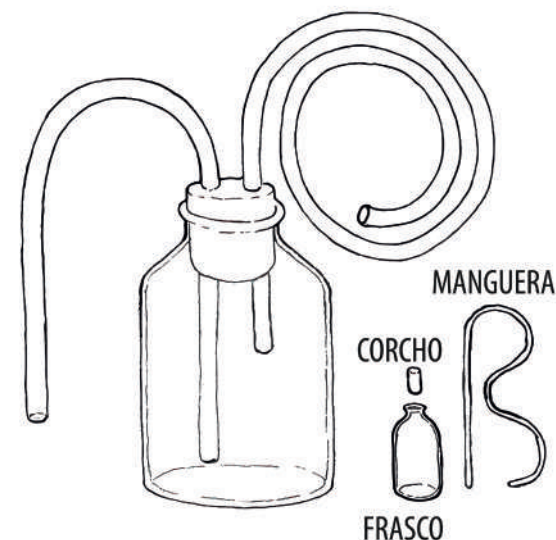


Autor: Nicolas Medina

Figura 6. Extracción de hormigas de hojarasca mediante el procesamiento de hojarasca, cernido y extracción en sacos (Mini-Winkler).

Figura 7. Esquema del aspirador herramientas empleadas para la colecta manual de hormigas.

ASPIRADOR



Autor: Nicolas Medina

Colecta manual: esta metodología, como lo dice su nombre, consiste en capturar hormigas con la ayuda de pinzas, un aspirador y otros elementos similares. Para poner en práctica esta manera de capturarlas, se debe tener en cuenta que existen diferentes esquemas de colecta manual dependiendo si se quiere evaluar la densidad de nidos, la abundancia o solo recolectar especies que no sean apresadas con otros métodos.

Si se quiere evaluar la densidad de nidos o la abundancia, se recomienda diseñar una metodología específica, como la instalación de cuadrantes que permitan cuantificar los nidos presentes en un área determinada. Para este protocolo se propone el tipo de colecta directa, es decir, enfocada en ubicar nidos y/o caminos de forrajeo con el fin de coleccionar el mayor número de especies posible y a su vez identificar la potencial oferta para los hormigueros.

Identificación y generación de colección referencia

El material se deberá procesar en forma secuencial, muestra por muestra, procurando mantener un flujo de trabajo. Además, se recomienda separar las hormigas del resto de otros artrópodos y animales, para luego identificar las subfamilias, los géneros y finalmente las especies (o morfoespecie en caso de que haya dificultades para su identificación). Para el reconocimiento de las hormigas de Colombia se cuenta con claves taxonómicas recientes a subfamilia y género disponibles en el libro de hormigas de Colombia (30).

Para niveles taxonómicos más específicos se recomienda revisar la literatura especializada en cada género, la cual puede ser consultada en la página AntWeb (<https://www.antweb.org/>). Este portal, mantenido por sistemáticos y taxónomos de todo el mundo, contiene un amplio catálogo fotográfico de las hormigas, como también cuenta con la información taxonómica completa desde el nivel de subfamilia hasta especies, lo que permite encontrar las referencias relacionadas con algún grupo específico. Es recomendable elaborar una colección de referencias de montaje en seco (en alfiler entomológico más triángulo) de por

lo menos un espécimen, de ser posible por casta, así como de cada una de las especies/morfoespecies identificadas.

Esta colección de referencia debe ser depositada en una colección biológica registrada. Posterior a la identificación de los especímenes es recomendable verificar las identidades encontradas con algún taxónomo, así como comprobar que la distribución geográfica de las especies identificadas corresponda con la región en que se realizó el estudio (herramientas como <https://antmaps.org/> pueden ser útiles para esta labor).

Finalmente, se recomienda verificar que los nombres de las especies sean válidos a la fecha, así como revisar en AntWeb, y mencionar a los autores de las claves usadas en los informes y/o publicaciones.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Fuster A, Diodato L, Contreras JH. Dieta de *Myrmecophaga tridactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae) en pastizales y bosques del noreste de Santiago del Estero y su relación con las hormigas. *Acta Zoológica Lilloana*. 7 de junio de 2018;1-9.
- Sandoval-Gómez VE, Ramérez-Chaves HE, Marín D. Registros de Hormigas Y Termitas Presentes en la Dieta de Osos Hormigueros (Mammalia: Myrmecophagidae) en Tres Localidades de Colombia. *eden*. diciembre de 2012;13(1):1-9.
- Toledo N, Bargo MS, Vizcaino SF, Iulius GD, Pujos F. Evolution of body size in anteaters and sloths (Xenarthra, Pilosa): phylogeny, metabolism, diet and substrate preferences. *Earth and Environmental Science Transactions of The Royal Society of Edinburgh*. diciembre de 2015;106(4):289-301.
- Brown DD. Fruit-Eating by an Obligate Insectivore: Palm Fruit Consumption in Wild Northern Tamanduas (*Tamandua mexicana*) in Panamá. *eden*. diciembre de 2011;12(1):63-5.
- Stahl M, Osmann C, Ortmann S, Kreuzer M, Hatt JM, Claus M. Energy intake for maintenance in a mammal with a low basal metabolism, the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*. 2012;96(5):818-24.
- Gallo JA, Abba AM, Elizalde L, Nucci DD, Rios TA, Ezquiaga MC. First study on food habits of anteaters, (*Myrmecophaga tridactyla* and *Tamandua tetradactyla*, at the southern limit of their distribution: Mammalia. 1 de noviembre de 2017;81(6):601-4.
- Rojano C, Padilla H, Almentero E, Alvarez G. Percepciones y Usos de los Xenarthra e Implicaciones para su Conservación en Pedraza, Magdalena, Colombia. *eden*. diciembre de 2013;14(1):58-65.
- Braga FG, Souza NJ, Batista AC, Lima PP dos S. Consumo de Formigas Cortadeiras por Tamanduá-Bandeira (*Myrmecophaga tridactyla* (Linnaeus, 1758) em Plantios de Pinus spp. no Paraná, Brasil. *eden*. diciembre de 2014;15(2014):1-8.
- Lubin YD, Montgomery GG. Defenses of Nasutitermes Termites (Isoptera, Termitidae) Against Tamandua Anteaters (Edentata, Myrmecophagidae). *Biotropica*. 1981;13(1):66-76.
- Redford KH. Dietary specialization and variation in two mammalian myrmecophages (variation in mammalian myrmecophagy). *Revista chilena de historia natural*. 1986;59(2):201-8.
- Cunha HF da, Carrijo TF, Prestes AC, Arruda LS, Rezen de PB, Santos T, et al. Food preference of giant anteater and collared anteater (Pilosa, Myrmecophagidae) regarding the termite defense strategies. *Biosci j* (Online). 2015;234-41.
- Silva MM, Esbérard CEL, Mayhé-Nunes AJ, Bueno C. Ants in the diet of Collared Anteater, *Tamandua tetradactyla* (Linnaeus, 1758) (Pilosa, Myrmecophagidae), in the state of Rio de Janeiro, Brazil. *Check List*. 31 de diciembre de 2019;15(6):1145-51.
- Montgomery G. Movements, foraging and food habits of the four extant species of neotropical vermilinguas (Mammalia: Myrmecophagidae). En: Montgomery GG, editor. *The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas* [Internet]. Washington y Londres: Smithsonian Institution Press; 1985 [citado 5 de abril de 2023]. Disponible en: https://www.si.edu/object/siris_sil_361502
- Gull JM, Stahl M, Osmann C, Ortmann S, Kreuzer M, Hatt JM, et al. Digestive physiology of captive giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*): determinants of faecal dry matter content. *J Anim Physiol Anim Nutr* (Berl). junio de 2015;99(3):565-76.
- Jiménez NL, Blanco YED, Calcaterra LA. Ant diversity in the diet of giant anteaters, (*Myrmecophaga tridactyla* (Pilosa: Myrmecophagidae), in the Iberá nature reserve, Argentina. *Mastozoología Neotropical*. 2018;25(2):305-18.
- Medri ÍM, Mourão G, Harada A. Dieta de Tamanduá-Bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) no Pantanal da Nhecolândia, Brasil. *Edentata*. 2003;5:29-34.
- Fernández F, editor. Introducción a las hormigas de la región Neotropical [Internet]. Vol. 26. Bogotá D.C.: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt; 2003 [citado 5 de abril de 2023]. Disponible en: <http://repository.humboldt.org.co/handle/20.500.11761/32961>
- Schultheiss P, Nooten SS, Wang R, Wong MKL, Brassard F, Guénard B. The abundance, biomass, and distribution of ants on Earth. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 4 de octubre de 2022;119(40):e2201550119.
- Fernández F. Breve introducción a la biología social de las hormigas. En: Fernández F, editor. *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*. Bogotá D.C.: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt; 2003. p. 89-96.
- Kaspari M. Introducción a la ecología de las hormigas. En: Fernández F, editor. *Introducción a las hormigas de la región Neotropical*. Bogotá D.C.: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt; 2003. p. 97-112.
- Pérez L, Fagua G. Monitoreo de hormigas (HYMENOPTERA: FORMICIDAE) en estudio de ecología y conservación. En: *Técnicas de campo en ambientes tropicales: Manual para el monitoreo de ecosistemas acuáticos y artrópodos terrestres*. 1a ed. Bogotá D.C.: Pontificia Universidad Javeriana.; 2009. p. 215.
- Redford KH, Dorea JG. The nutritional value of invertebrates with emphasis on ants and termites as food for

mammals. *Journal of Zoology*. 1984;203(3):385-95.

23. Moeller W. Modern Xenarthrans. En: Parker P, editor. *Grzimek's encyclopedia of mammals*. New York, USA: McGraw-Hill Publishing Company; 1990. p. 583-627.

24. Agosti D, Majer J, Alonso L, Schultz T, editores. *Ants: Standard Methods for Measuring and Monitoring Biodiversity*. *Biological Diversity Handbook Series*. [Internet]. Washington D.C., USA: Smithsonian Institution Press; 2002 [citado 5 de abril de 2023]. Disponible en: <https://www.journals.uchicago.edu/doi/abs/10.1086/343974>

25. Guerrero RJ, Sarmiento CE. Distribución altitudinal de hormigas (Hymenoptera, Formicidae) en la vertiente noroccidental de la Sierra Nevada de Santa Marta (Colombia). *Acta zoológica mexicana*. agosto de 2010;26(2):279-302.

26. Silva RR da, Silvestre R. Riqueza da fauna de formigas (Hymenoptera: Formicidae) que habita as camadas superficiais do solo em Seara, Santa Catarina. *Pap Avulsos Zool*. 2004;44:1-11.

27. Smith MA, Hallwachs W, Janzen DH. Diversity and phylogenetic community structure of ants along a Costa Rican elevational gradient. *Ecography*. 2014;37(8):720-31.

28. Villareal H, Álvarez, Córdoba-Córdoba S, Escobar F, Fagua G, Gast F, et al. Insectos. En: Villa C, editor. *Manual de métodos para el desarrollo de inventarios de biodiversidad*. Bogotá D.C.: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt; 2014. p. 149-69.

29. Guerrero R, Thibaut R, Wouter D. Métodos de recolección y curaduría. En: *Hormigas de Colombia* [Internet]. Bogotá D.C.: Universidad Nacional; 2019. p. 319-70. Disponible en: <https://doi.org/10.21676/9789587837650>

30. Fernandez F, Guerrero R, Delsinne T. *Hormigas de Colombia*. Bogotá D.C.: Universidad Nacional de Colombia, Universidad del Magdalena, IAVH, Universidad del Valle; 2019. 1200 p.



TÉCNICAS DE CAPTURA Y CONTENCIÓN QUÍMICA DE HORMIGUEROS EN CAMPO

Autores:

Gianmarco Rojas-Moreno; Gedienson Ribeiro de
Araujo & Cesar Rojano

La captura de hormigueros es necesaria para el desarrollo de proyectos de investigación, estudios de comportamiento, genética y salud de las poblaciones en la naturaleza. En este capítulo se presentan los métodos principales para la captura y contención química de hormigueros, así como recomendaciones para el manejo adecuado de los animales y el equipo de campo.

TÉCNICAS DE CAPTURA

La captura de hormigueros en el campo, en desarrollo de proyectos de investigación, requiere del cumplimiento de procedimientos entre los que se destacan la manipulación de ejemplares silvestres, así como del permiso de las autoridades estatales para hacerlo. Además, es necesario que los procesos sean adelantados por personas con experiencia en el manejo de estos mamíferos (ya sea en cautiverio o en vida libre), con el fin de minimizar los riesgos.

Algunos estudios sobre comportamiento y ecología de hormigueros en general, suelen requerir tecnologías como la telemetría para generar datos de calidad, debido a las bajas densidades y hábitos crípticos de estas especies. En estos casos, la instalación de los collares requiere de un manejo adecuado de los ejemplares capturados con el fin de hacer el procedimiento de forma segura tanto para los investigadores, como para los animales.

Igual sucede en el desarrollo de estudios sobre genética y salud de las poblaciones en la naturaleza, en los que se hace necesaria la contención física y farmacológica de hormigueros, para recolectar sangre, pelos, saliva, entre otros, e implica una manipulación completa de los individuos.

Teniendo en cuenta lo anterior, en el presente capítulo se presenta un análisis de los métodos recomendados para la contención física de hormigueros arborícolas y terrestres.

Captura de *Myrmecophaga tridactyla*

Los hormigueros gigantes son especímenes complejos de capturar en la naturaleza, debido a que son difíciles de avistar y no tienen la tendencia a caer en trampas convencionales. Por eso, se manejan dos esquemas generales de captura: la búsqueda activa y la captura con trampas de lazo.

A continuación, se presenta un esquema general de cómo realizar estos procedimientos:

Búsqueda activa

Esta técnica ha sido implementada por diversos autores (1–4), quienes han hecho modificaciones de acuerdo las características de los ecosistemas donde trabajan, en las cuales resumen en este capítulo. Sin embargo, pese a estas variaciones, la búsqueda activa consiste en hacer una exploración intensa de los sitios donde podrían estar presente los hormigueros, a través de transectos que se pueden llevar a cabo en vehículos, a caballo, a pie, e incluso con drones.

El esfuerzo de muestreo se debe concentrar en las horas del día de mayor actividad de los animales para favorecer su visualización. Para esta especie, se pueden presentar picos de actividad y forrajeo entre las 5:00 pm y las 7:00 am, por lo tanto, se sugiere que

durante este horario se busque en áreas abiertas, en los pastizales, senderos, o en los bordes de los bosques. Una vez observado el animal, se recomienda tener listo el equipo de contención para luego hacer el acercamiento.

El grupo de captura deberá estar integrado por no menos de tres personas con el fin de contar con suficiente apoyo para realizar un procedimiento seguro. El acercamiento deberá hacerse de forma silenciosa, en contra del viento, evitando que el animal perciba el olor del grupo de trabajo, y de esta forma, desplegar la estrategia de contención, que podrá ser:

- **Captura con lazo:** esta herramienta funciona de forma óptima en ecosistemas de sabana o áreas de potreros donde se facilita enlazar los ejemplares. Tradicionalmente, lo hacen guías locales o baquianos, que se movilizan en caballos, con experiencia en enlazar ganado doméstico, lo que ayuda a que los hormigueros sean restringidos de forma segura. Se recomienda que se use por lo menos dos lazos, para que uno sujete al animal desde la cola, y el otro lo enlace con la técnica conocida en los llanos colombianos como “paletiado”. Esta consiste en pasar el lazo por detrás de uno de los miembros anteriores del animal y sobre el cuello, quedando la cuerda alrededor del pecho y uno de los omóplatos, evitando que se genere una presión innecesaria sobre la tráquea. La captura con lazo ha sido usada en la Orinoquía colombiana (3) y en áreas abiertas de Brasil (4–6), para facilitar la aplicación de dardos anestésicos.



Ilustración: Javier Piragauta

Figura 1. La técnica de restricción con lazo permite aplicar anestésicos de forma segura. Se sugiere no ejercer presión en el cuello del ejemplar para evitar complicaciones respiratorias durante la restricción química.

- **Con pértiga o Ketch-All pole:** Desde 2017, el grupo Reprocon utiliza pértigas para captura activa en áreas abiertas y cerradas, totalizando más de 30 restricciones. La técnica consiste en el uso de un tubo de aluminio de 150 cm de largo que cuenta con un cable de acero en un extremo giratorio de 360° y en el otro con un dispositivo para bloquear y soltar el lazo de forma rápida y segura. Cuando el investigador está cerca del animal,

coloca el lazo de la pértiga en el cuello y con la otra mano, engancha su cola, de esta manera, el tubo de la herramienta lo mantiene estirado, trabándolo e impidiendo que gire para atacar al investigador o lesionarse. Como el cuello del hormiguero tiene forma cilíndrica, no estará sujeto si la cola no está unida al tubo de la pértiga.

En caso de que el animal perciba la presencia del investigador y corra, el investigador debe correr cerca de él y tocarlo con la pértiga, el animal se detendrá y quedará en posición de ataque, lo cual facilita la postura del lazo y luego el bloqueo con la cola unida al tubo (Figura 2). En caso de que haya más personas en el equipo, pueden rodearlo para que deje de correr y contenerlo. Inmediatamente después de la contención, el investigador debe realizar la aplicación de la anestesia, colocándola con una jeringa en los músculos profundos del muslo.



Foto: Reprocon

Figura 2. Contención física con pértiga para anestesia de hormiguero gigante.

- **Captura con nasa y/o lanzarredes:** son funcionales si durante la búsqueda activa se tiene la posibilidad de acercarse al individuo hasta una distancia segura, que permita su restricción física gracias al uso de estas trampas. Algunos autores no recomiendan las nasas debido a que pueden ocasionar lesiones en la boca de los individuos (7). No obstante, en los últimos años decenas de ellos han sido capturados en Brasil usándola

con un tubo de 1,5 m de largo, y un aro de 0,7 de diámetro (2). Por su parte, los lanzarredes evitan lastimar al animal, pero se debe contar con entrenamiento previo en su uso para evitar accidentes de los que, incluso, pueden ser víctima los miembros del equipo de trabajo.



Figura 3. El uso de redes facilita la captura de hormigueros en áreas abiertas. Se recomienda usar dos de estas herramientas para realizar un procedimiento seguro para el animal y el personal.

Ilustración: Javier Piragauta

Trampas de lazo

La trampa de lazo es una antigua técnica de captura de animales de interés (8), de bajo costo, sencilla y con facilidad de mantenimiento. Con base en adaptaciones desarrolladas para la seguridad del animal, esta metodología ha sido empleada en proyectos de conservación, especialmente para la aprehensión de carnívoros silvestres (9), además, demostró ser efectiva en la detención del *Myrmecophaga tridactyla* en áreas abiertas y, especialmente, en bosques,

donde es recomendada como primera y casi que única elección (Figura 4).

Esta técnica, descrita por de Araujo y colaboradores (9), consiste en la utilización de un conjunto de estructuras mecánicas modificadas a partir de un modelo utilizado en África para capturar *Panthera leo* (10). La trampa está compuesta por tres sistemas: de catapulta, de contención, y de monitoreo.

La catapulta es la encargada de lanzar la trampa (Figura 5A), para



Figura 4. Primer hormiguero gigante capturado con trampa de lazo en el bioma Caatinga, en Brasil.

Foto: Reprocon

lo cual cuenta con un resorte de torsión de dos cuerpos (5,0 x 40 cm), que propulsa un brazo que contiene un mecanismo de disparo. El dispositivo de disparo está compuesto por un pedal de 25 cm de largo unido a la base de fijación, el que describe un movimiento hacia abajo cuando está bajo presión, permitido por la compresión de un bloque de espuma ubicado debajo.

El sistema de contención se encarga del propio aseguramiento del animal, siendo un mecanismo de desbloqueo fijado al suelo.

Este consta de un lazo de 1,20 metros, una base amortiguadora y un anclaje (Figura 5B), que son asegurados con anillos de aluminio de 3/16". Finalmente, un dispositivo en forma de "L". (2 x 3 cm) de acero al carbono que se utiliza como mecanismo de bloqueo, que permite que el bucle se mueva en una sola dirección, evitando así que se abra después de cerrarse (Figura 5B).

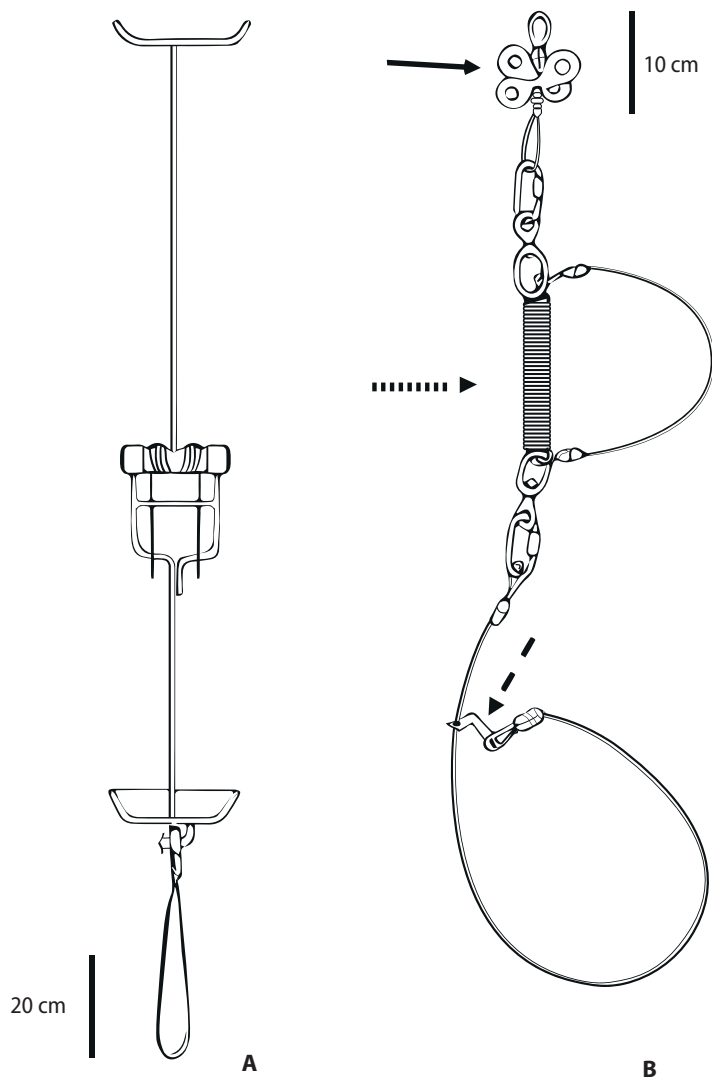


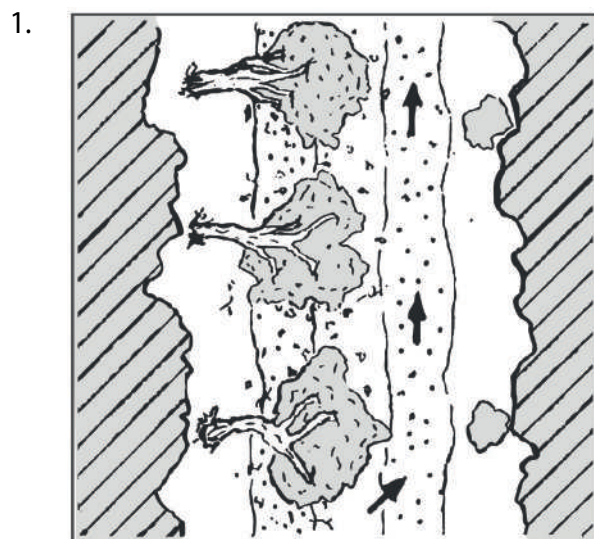
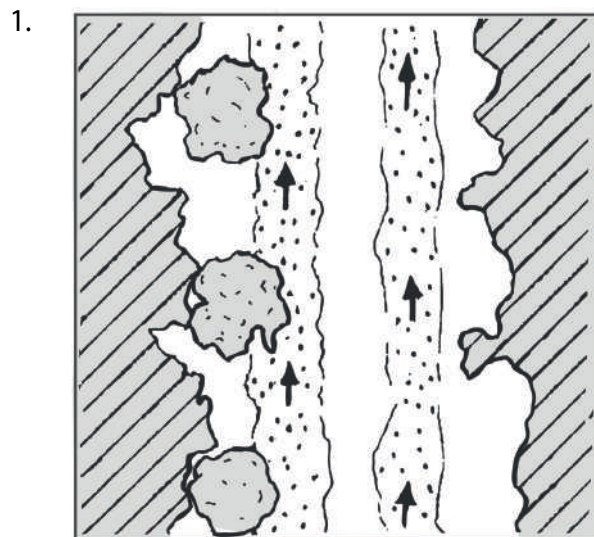
Figura 5. Trampa de lazo según Araujo et al. (2020), que contiene: Sistema de catapulta (A) y sistema de contención (B) formado por el lazo que posee un dispositivo de freno (flecha trenzada), base de amortiguación (flecha punteada) y aseguramiento (flecha completa).

Por su parte, el monitoreo consta de un transmisor VHF que tiene la posibilidad de elegir entre dos frecuencias de pitido, una lenta (una cada tres segundos) y una rápida (uno por segundo). El cambio de frecuencia se desencadena mediante la activación de un interruptor de palanca accionado magnéticamente, por lo tanto, al eliminar un artefacto magnetizado (imán) del cuerpo del transmisor, cambia de la frecuencia lenta (reposo) a la frecuencia rápida (activación). El transmisor se monta mediante un cable (línea multifilamento) que conecta el lazo con el imán, así, cuando se capta el movimiento de escape del animal, se produce la retirada del imán y el consiguiente cambio en la frecuencia de los pitidos. Para monitorear la frecuencia del sonido del aparato, se utiliza un dispositivo de recepción de radio equipado con una antena omnidireccional.

Estas trampas se deben instalar en senderos, caminos, y ser monitoreadas a intervalos máximos de dos horas, observando la presencia de signos de uso en estos como huellas o heces, o después de monitorear las áreas con el empleo de cámaras trampa.

El montaje de la trampa se inicia con la apertura del suelo donde se introduce la espuma, para apoyar el pedal de la catapulta. Posteriormente, se instala la base de esta, fijándola al suelo mediante dos estacas de hierro, una junto al gatillo para evitar que se desbloquee, y la otra a lado del muelle de torsión para no permitir que se desplace al frente durante la operación. Luego se coloca el lazo sobre el gatillo formando un círculo de aproximadamente 30 cm de diámetro y se pone su extremo sobre la varilla transversal del brazo de la lanzadora (Figura 6).

Finalmente, la trampa se camufla con arena, tierra y hojas, y se utilizan, pequeños troncos dispuestos transversalmente y equidistantes sobre el camino como reductores de velocidad, bloqueadores primarios y secundarios, para dirigir al animal hacia el pedal de la trampa (Figura 6). Los obstáculos bloqueadores primarios y secundarios se construyen con ramas secas, troncos, bambú y hojas. Los primeros se deben disponer transversalmente en el sendero, específicamente en el lugar donde se montan los lazos, mientras que, los secundarios se ubican antes y después de la trampa a una distancia de al menos cuatro metros, cuando se ha instalado en caminos o senderos anchos.



Bosque



Camino



Trampa

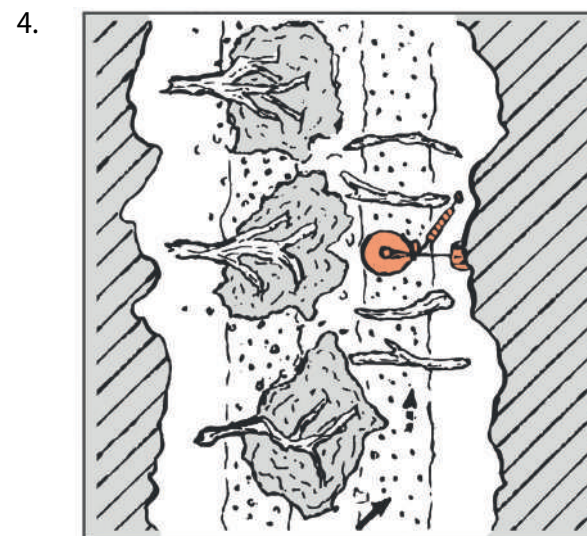
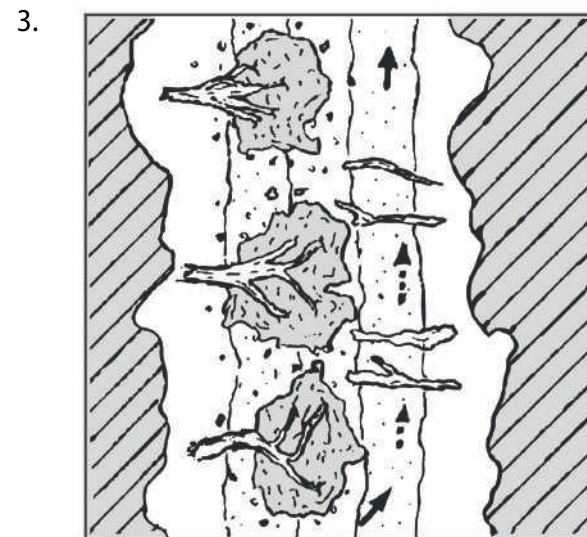


Figura 6. Disposición de los componentes de la trampa de lazo según Araujo et al. (2020), conteniendo: reductores de velocidad (flecha punteada), Bloques primarios (flecha sólida) y Bloque secundario (flecha espaciada).

Autor: Nicolas Medina
(adaptado de de Araujo y colaboradores(9))

Captura de *Tamandua* sp.

Las técnicas para capturar osos meleros (Género *Tamandua*) son similares a las descritas anteriormente. La búsqueda activa ha sido usada por diferentes autores para encontrar y posteriormente restringir físicamente a los hormigueros arborícolas.

Se recomienda hacer rastreo al final de la tarde (3:30 a 6:00 pm) y durante las primeras horas de la mañana (5:30 a 8:00 am), para tener suficiente luz solar que permita encontrar al animal, que frecuentemente se encuentra en la copa de un árbol.

Teniendo en cuenta lo anterior, se deberán implementar estra-

tegias que permitan asegurar al animal en el dosel y un descenso seguro. En Panamá (11) y el Caribe colombiano se utilizan pértigas para restringir a los animales y aplicarles anestésicos, ya sea con dardos o bastones inyectoros, para luego, permitir la caída segura del animal hacia una red o lona.

Además, se recomienda contar con personal entrenado en ascenso de árboles, así como usar todas las medidas de seguridad para evitar accidentes. Al emplear esta técnica se necesitan por lo menos cuatro personas entrenadas para cumplir las funciones de ascenso, apoyo logístico y recepción del ejemplar desde el dosel.

En caso de que el animal se encuentre en el suelo, se pueden usar nasas, lanzarredes, pértigas o, incluso, lazos, teniendo en cuenta las medidas de seguridad pertinentes. En este caso se sugiere seguir las recomendaciones que se presentan para el *M. tridactyla*.

CONTENCIÓN FARMACOLÓGICA

La contención farmacológica es una herramienta complementaria y, en algunas oportunidades, primaria, para capturar vermilinguas en vida libre, debido a que esta técnica facilita la manipulación de estos, y reduce los efectos del estrés asociados a la contención física.

Además, anestesiarse los animales permite la realización de procedimientos seguros para el equipo de campo, libera del dolor y la incomodidad a los individuos capturados, permitiendo, incluso, la toma de muestras biológicas y las intervenciones quirúrgicas menores (biopsias o colocación de dispositivos de monitoreo intraabdominal).

Debido a la diferencia de tamaños y comportamientos que existen entre los tres géneros de hormigueros, los métodos de captura y aplicación de los fármacos anestésicos deben ser adaptados a las características de cada uno de ellos, a fin de reducir los riesgos de lesiones provocados durante la captura y los accidentes al personal de campo que va a participar en la intervención.

◀ **Figura 7.** Para individuos del género *Tamandua* que se encuentren en dosel, se recomienda el uso de pértigas que faciliten el descenso seguro del ejemplar.

Ilustración: Javier Piragauta



Métodos de contención farmacológica en Vermilingua

a) Contención Farmacológica para los Géneros *Tamandua* y *Cyclopes*

En campo, lo que se busca es realizar contenciones farmacológicas de corto periodo de duración, que pueden lograrse con combinaciones de anestésicos que incluyen técnicas de neuroleptoanalgesia (protocolos totalmente reversibles en su mayoría) y de anestesia disociativa que incluyen el uso de derivados de la fenciclidina como la ketamina o la tiletamina, asociados a benzodiazepinas, agonistas alfa2 y opioides (Tabla 1).

b) Contención Farmacológica para los Género *Myrmecophaga*

En cuanto al uso de combinaciones anestésicas en hormigueros gigantes de vida libre, se recomiendan aquellas que tengan una acción rápida y que no generen cuadros de depresión cardiovascular o respiratoria que pongan en riesgo su vida. En este contexto, los protocolos de anestesia disociativa y sus variantes son las opciones más empleadas para la inmovilización farmacológica en este tipo de hormigueros en vida libre, ya que, permiten contenciones rápidas y seguras, además de ser parcialmente reversibles (Tabla 1).

Foto: Rachele Mackintosh



Figura 8. Durante la contención farmacológica de *Tamandua* se recomienda contar con el peso exacto del individuo, con el fin de evitar estimaciones erradas y ajustar la dosis inicial.

Foto: Santiago Chiquito



Figura 9. Contención farmacológica de *Myrmecophaga tridactyla* en Casanare para obtención de muestras, en el marco del Proyecto Hormigueros.

Tabla 1. Protocolos anestésicos usados en para inmovilización farmacológica de vermilinguas en vida libre.

| Especies | Droga | Dosis (mg/Kg) | Dosis de antagonista (mg/Kg) | Comentarios |
|----------------------|--|--------------------------|--|---|
| <i>M. tridactyla</i> | Ketamina | 11 | Ninguno | Provoca rigidez muscular |
| | Ketamina Xilacina | 5 - 10 0.5 - 1.5 | Yohimbina /0.12 0.2 | Salivación excesiva |
| | Ketamina Medetomidina | 2 - 4 0.02 - 0.04 | Atipamezol/ 5x dosis de medetomidina. | Buen relajamiento muscular |
| | Ketamina Midazolam | 5 - 10 0.2 | Flumazenilo / 0.01 - 0.02 | Procedimientos cortos |
| | Ketamina Dexmedetomidina Midazolam | 4 0.015 0.1 | Atipamezol/0.15 | Rápida inducción y recuperación |
| | Tiletamina/Zolazepam | 2.5 | Ninguno | Sedación rápida y recuperación prolongada |
| <i>Tamandua sp.</i> | Ketamina | 10 - 20 | Ninguno | Provoca catatonía |
| | Ketamina Xilacina | 20 1 | Yohimbina /0.12 0.2 | Buen relajamiento muscular con algunas alteraciones leves |
| | Ketamina Dexmedetomidina Midazolam | 4 - 5 0.02 0.1 | Atipamezol/0.15 | Rápida inducción y recuperación |
| <i>Cyclopes sp.</i> | Ketamina Midazolam | 8 - 12 0.4 | Ninguno | Procedimientos cortos y no cruentos |
| | Ketamina Dexmedetomidina Midazolam | 4 0.015 - 0.03 0.1 | Atipamezol/0.15 | Rápida inducción y recuperación |

Monitoreo y soporte anestésico

Todo animal bajo anestesia debe tener sus parámetros vitales monitoreados constantemente con el fin de evaluar tres puntos importantes: (a) la estabilidad hemodinámica y ventilatoria del paciente bajo anestesia, (b) la calidad y profundidad anestésica y, (c) las posibles alteraciones en los signos vitales que pueden poner en riesgo la vida del paciente.

Debido a que en condiciones de campo hay limitantes en cuanto a cantidad y tamaño de equipos de monitoreo, es recomendable usar equipos portátiles que puedan ser transportados fácilmente y que no requieran

de una fuente de energía directa (Figura 10A).

Los parámetros que se recomienda por registrar son: frecuencia cardíaca, pulso, saturación de oxígeno (SO₂), presión arterial, frecuencia respiratoria, capnografía/capnometría (EtCO₂) y temperatura rectal.

Ante la ausencia de equipos de monitoreo y/o para corroborar el funcionamiento correcto de los mismos, se recomienda verificar los parámetros mediante la inspección clínica convencional como la observación de mucosas, auscultación torácica para evaluación cardio pulmonar, presencia/ausencia de reflejos de defensa, entre otros (Figura 10B).

Complicaciones anestésicas en *Vermilingua* en campo

Todo procedimiento anestésico, inclusive en situaciones controladas como un quirófano, tiene riesgos para la vida del paciente, entre otras razones, por no ser siempre fácil de controlar. Entre las principales complicaciones anestésicas asociadas a la contención farmacológica en hormigueros se pueden mencionar las siguientes: hipoxia e hipercapnia, hipotensión y bradicardia, Acidosis metabólica, Hipertermia o Hipotermia.

a) Hipoxia e hipercapnia

Estas complicaciones se caracterizan por una disminución de los niveles de O₂ circulante y el aumento de los niveles de CO₂ espirado que provocan diferentes grados de depresión respiratoria, la cual se asocia al efecto de algunos anestésicos usados a dosis altas o de manera repetida, como fármacos agonistas alfa 2, opioides e inclusive Ketamina.

La suplementación con oxígeno al 95 % o más puede reducir los impactos de la hipoxia o la

hipercapnia, igualmente, el uso de antagonistas como la yohimbina, atipamezol y/o naltrexona pueden reducir los efectos indeseables de agonistas alfa2 y los opioides respectivamente. Además, el uso de doxapram puede estimular a una mejora en la ventilación provocada por efectos a nivel central.

b) Hipotensión y bradicardia

El uso de algunos agonistas alfa2 y opioides pueden ocasionar cuadros de bradicardia e hipotensión momentánea o persistente reduciendo la adecuada perfusión tisular/celular y provocando complicaciones hemodinámicas en diferentes órganos. A pesar del uso de fluidos, estos per se no reducen significativamente los efectos asociados a la vasodilatación provocada por los anestésicos, por lo que el uso de antagonistas es la mejor manera de revertir los efectos deletéreos provocados por los anestésicos.

c) Acidosis Metabólica

Esta puede presentarse como consecuencia de la hipoventilación y la hipoperfusión sanguínea, que generan alteración en los procesos metabólicos a nivel celular provocando un aumento en la liberación de

Foto: Gianmarco Rojas - Proyecto Iberá, Argentina.



◀Figura 10. (A) Monitoreo anestésico del hormiguero gigante con mini monitor multiparamétrico portátil. (B) Evaluación clínica de parámetros fisiológicos y profundidad anestésica de hormiguero gigante en campo.

radicales libres, ácido láctico muscular y acúmulo de CO_2 . El uso de soluciones de Ringer lactato o acetato pueden ser empleadas como agentes taponantes para revertir la acidosis, en conjunto con los procedimientos de mitigación de las causas probables.

d) Hipotermia e Hipertermia

Las alteraciones de la temperatura pueden estar asociadas al proceso de captura, por complicaciones provenientes del uso de algunos fármacos, o inclusive asociados a las condiciones climáticas existentes al momento de la captura. La hipotermia se produce en animales

anestesiados en horarios nocturnos o en ambientes fríos, y es más común que se registre en aquellas especies de tamaño pequeño como los géneros *Tamandua* y *Cyclopes*, debido a la facilidad que tienen de perder temperatura producto de que su superficie de exposición es grande considerando el tamaño de estos. La hipertermia se produce en capturas demoradas y estresantes, y también por el uso repetitivo de algunos anestésicos como la ketamina. Toda metodología de disipación de calor puede ser empleada acompañada del monitoreo constante de la temperatura del animal hasta su total recuperación.

Recuperación

Durante el proceso de recuperación se recomienda hacer acompañamiento del individuo, para verificar que no ingrese a cuerpos de agua o sufra lesiones con ramas o troncos producto de caídas. Se sugiere hacer seguimiento al individuo por un periodo mínimo de 30 minutos luego de aplicar el antagonista farmacológico.

Foto: Santiago Chiquito.



Figura 11. Durante el proceso de recuperación, es necesario hacer acompañamiento del ejemplar para verificar que no sufra lesiones por caídas o muerte por inmersión en un cuerpo de agua.

CONCLUSIONES

La contención física y la restricción farmacológica de hormigueros permiten el desarrollo de estudios de considerable valor sobre la biología y salud de estas especies. Se recomienda desarrollar protocolos seguros para la restricción de cada especie, teniendo en cuenta las particularidades de cada taxón, los fármacos disponibles en cada país, y el ecosistema donde se realiza el procedimiento, dado que se pueden presentar variaciones considerables. La información recopilada a partir de cada captura podrá ser de utilidad para el proyecto en cuestión, pero también para otros investigadores que trabajen con hormigueros, por lo cual se recomienda publicar o compartir los datos generados, con el fin de avanzar en los protocolos de manejo de estos mamíferos.

Foto: Santiago Chiquito.



Figura 12. Monitoreo de constantes fisiológicas en oso palmero en vida libre.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Bertassoni A, Mourão G, Bianchi R de C. Space use by giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in a protected area within human-modified landscape. *Ecology and Evolution*. 2020;10(15):7981-94.
2. Kluyber D, Attias N, Alves MH, Alves AC, Massocato G, Desbiez ALJ. Physical capture and chemical immobilization procedures for a mammal with singular anatomy: the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Eur J Wildl Res*. 12 de julio de 2021;67(4):67.
3. Rojano C, Lopez-Giraldo M, Miranda-Cortés L, Avilán Á. Home range and habitat use of two giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in Pore, Casanare, Colombia. *Edentata*. 1 de diciembre de 2015;
4. Miranda F. Pesquisa de anticorpos contra bactérias do gênero *Brucella* spp, *Leptospira* spp, *Chlamydophila* spp em Tamanduás-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*), da RPPN SESC Pantanal, Parque Nacional Serra da Canastra e Parque Nacional das Emas. 2008.
5. Clozato CL, Miranda FR, Lara-Ruiz P, Collevatti RG, Santos FR. Population structure and genetic diversity of the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*: Myrmecophagidae, Pilosa) in Brazil. *Genet Mol Biol*. 2017;40(1):50-60.
6. Luba C do N, Boakari YL, Costa Lopes AM, da Silva Gomes M, Miranda FR, Papa FO, et al. Semen characteristics and refrigeration in free-ranging giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Theriogenology*. diciembre de 2015;84(9):1572-80.
7. Deem S, Fiorello C. Capture and Immobilization of Free-Ranging Edentates | IVIS [Internet]. 2002 [citado 29 de septiembre de 2022]. Disponible en: <https://www.ivis.org/library/zoological-restraint-and-anesthesia/capture-and-immobilization-of-free-ranging-edentates>
8. Boddicker ML. Snares for predator control. *Proceedings of the Vertebrate Pest Conference* [Internet]. 1982 [citado 27 de octubre de 2022];10(10). Disponible en: <https://escholarship.org/uc/item/71p354z5>
9. Araujo GR, de Deco-Souza T, Morato RG, Crawshaw Jr. PG, da Silva LC, Jorge-Neto PN, et al. Use of foot snares to capture large felids. *Methods in Ecology and Evolution*. 2021;12(2):322-7.
10. Frank L, Simpson D, Woodroffe R. Foot Snares: An Effective Method for Capturing African Lions. *Wildlife Society Bulletin* (1973-2006). 2003;31(1):309-14.
11. Brown DD. Activity Patterns and Space Use of Northern Tamandua Anteaters (*Tamandua mexicana*) on Barro Colorado Island, Panamá [Internet] [Tesis doctoral]. [Davis, California]: University of California, Davis; 2011 [citado 3 de marzo de 2023]. Disponible en: <https://www.proquest.com/openview/9c2062455851f775609833a-10c6b4ec1/1?pq-origsite=gscholar&cbl=18750>.





Foto: Santiago Chiquito

TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS EN HORMIGUEROS

Autores:
Santiago Monsalve, Danilo Kluyber & Mario Alves

La restricción física o química durante el trabajo de campo brindan una oportunidad, única e irrepetible, de obtener información biológica procedente de un ejemplar silvestre. Por este motivo, debe ser aprovechada al máximo, obteniendo el material necesario para el estudio actual e incluso investigaciones futuras. Para esto se hace necesario contar con personal capacitado y protocolos claros de manipulación y almacenamiento de los tejidos con distintos fines. Este capítulo presenta algunas consideraciones generales para la obtención de muestras en hormigueros y su manejo adecuado, que asegure los mejores resultados posibles.

La toma de muestras es fundamental para el estudio biológico y sanitario de animales silvestres. Gracias a la obtención de tejidos, sangre, orina y otros fluidos, se pueden realizar análisis genéticos, detectar indicadores de estrés, evaluar la salud poblacional, y monitorear la circulación y detección de algunas enfermedades zoonóticas, tanto emergentes como reemergentes, que comprometen la salud pública y ecosistémica. Todo este proceso permite generar trazabilidad y aportar información valiosa en procesos de conservación y manejo de la vida silvestre.

Para la toma de muestras, es importante tener en cuenta que la oportunidad, única e irrepetible, de obtener información biológica procedente de un ejemplar silvestre en vida libre, debe ser aprovechada, debido a las dificultades logísticas propias de la manipulación de fauna en campo. Pero, para lograrlo se debe contar con un protocolo de toma de material, que aporte datos plausibles y replicables. Por lo tanto, la planeación previa

y el entrenamiento del equipo son tan importantes como el uso de protocolos de recolección, traslado y almacenamiento, dado el alto valor científico (biológico y clínico) de las muestras.

En la toma de muestras biológicas o de cualquier procedimiento que requiera la manipulación de un animal, se deben respetar estrictamente los principios de bioseguridad y de uso de los implementos y equipos de protección personal. El responsable de hacerla no debe subestimar el riesgo constante de transmisión de patógenos, ya que las especies silvestres, incluyendo a los osos hormigueros, pueden ser portadoras de diversos agentes zoonóticos (1).

La toma de muestras biológicas en osos hormigueros puede ser realizada siguiendo los mismos métodos adoptados para la mayoría de los mamíferos medianos y grandes; sin embargo, en este apartado son consideradas las particularidades anatómicas que diferencian a estas especies de otros taxones.



Foto: Rachele Mackintosh

Figura 1. Anestesia de *Tamandua tetradactyla* para obtención de muestras biológicas en Casanare.

MEDIDAS DE SEGURIDAD PARA LA TOMA DE MUESTRAS

Los hormigueros no son considerados especies agresivas; sin embargo, poseen fuertes garras que utilizan para cavar o fragmentar termiteros (Figura 2), así como para defenderse cuando se sienten amenazados y/o acorralados, pudiendo, incluso, causar la muerte de seres humanos, como ha sido documentado en

áreas silvestres de Brasil (2,3). Debido a esto, se recomienda que, para la restricción química se utilicen cintas o vendas para envolver las garras (Figura 3), con el fin de evitar accidentes por ataques directos, o en el caso de que el animal despierte de manera repentina (4).



Foto: Danilo Kluyber

Figura 2. Garras del miembro torácico de Oso hormiguero adulto.



Figura 3. Cintas de seguridad en miembros torácicos de Oso hormiguero durante sedación.

Foto: Danilo Kluyber

TOMA DE MUESTRAS

Antes de hacer la toma de muestras, se recomienda la revisión del capítulo sobre restricción química y física de *Vermilingua* A continuación, se describen los métodos de recolecta de material.

Venopunción

La vena cefálica es la elegida para la toma de muestras de sangre en hormigueros, debido a que es visible en la parte medial del miembro torácico (Figura 4). Para el acceso, el animal debe estar posicionado en decúbito lateral, con los miembros estirados. Tratándose de *Myrmecophaga* y *Tamandua*, sus vasos sanguíneos están más cerca de la piel que la mayor parte de los mamíferos, por lo tanto, son susceptibles a la formación de hematomas.

Foto: Mario Alves



Figura 4. Toma de muestra de sangre en vena cefálica de Oso hormiguero adulto.

En este proceso hay que tener en cuenta que algunos productos antisépticos tópicos facilitan la visualización de la zona de venopunción. Adicional, se recomienda el uso de Vacutainer™ de calibre 23G, ya que las características de la aguja utilizada disminuyen la posibilidad de formación de hematomas. Sin embargo, podría causar hemólisis, y en algunas circunstancias de campo, la pérdida del acceso venoso, causado por movimientos propios de las manos del operario, o del animal restringido.

El abordaje desde la vena coccígea media ventral también ha sido reportado con buenos resultados en los géneros *Myrmecophaga*, *Tamandua* sp. y *Cyclopes* sp. en vida libre en Brasil (5) y Colombia. El método de recolección es similar al realizado en otros mamíferos y serpientes. Se recomienda que el individuo se encuentre decúbito lateral, para levantar la cola, y palpar el espacio entre la segunda y tercera vértebra coccígea. La aguja debe ingresar lenta y progresivamente, haciendo un ángulo de 90 grados, hasta obtener la

muestra. En algunos casos, la punción debe ser relativamente profunda, lo que puede comprometer el bienestar de los individuos muestreados (ocasionando dolor e inflamación) si no se realiza correctamente.

La vena safena medial es considerada útil para la extracción de



Foto: Mario Alves

Figura 5. Toma de muestra de sangre de vena safena medial en oso hormiguero juvenil.

sangre, sin embargo, es menos visible, en comparación con la cefálica (Figura 5). Para obtener una muestra en este punto, el animal debe posicionarse en decúbito lateral.

La toma, abordando la vena yugular, es descrita por diversos autores (5,6); sin embargo, el riesgo de punción de glándulas

salivares es elevado, por lo tanto, tomarla de esta zona anatómica, solo debe ser realizado en situaciones excepcionales.

La vena facial se ha reportado como una opción de fácil acceso y de calibre óptimo (7); sin embargo, a pesar del registro, no se considera un sitio práctico en ejemplares juveniles y/o de vida libre, ya que la posibilidad de que se formen hematomas, y/o edemas, es frecuente, y la localización en esta zona anatómica puede comprometer el bienestar de los animales a muestrear.

Hemograma y bioquímica

Para evaluar la salud de los ejemplares y comprender el potencial impacto de enfermedades en individuos y poblaciones, es fundamental determinar los valores de referencia considerados normales en técnicas como el hemograma y la bioquímica sanguínea (8,9). A diferencia de las especies domésticas y de los humanos, en fauna de vida libre es un desafío establecer estos parámetros, debido a la escasez de individuos, a las limitaciones para acceder a ellos y los pocos recursos disponibles (10).

Es fundamental que al momento de tomar las muestras se documente la mayor cantidad de datos del animal, incluyendo el estado de salud, lesiones activas, condición corporal, grado de deshidratación, entre otros, dado que todos estos factores afectan de alguna manera los valores de un hemograma y una bioquímica.

Determinarlos es relevante dado que otras técnicas de diagnóstico, como las imágenes, suelen estar limitadas (11). Además, estos valores son esenciales para evaluar y comparar el estado de salud de los individuos en centros de rescate y zoológicos.

La cantidad de sangre a obtener puede variar acorde con el número de análisis a realizar, pero se recomienda que la muestra no supere el 1% del peso total del animal (12). Para el hemograma y la bioquímica básica, se deben utilizar tubos con anticoagulante EDTA (tapa morada), con activador de la coagulación (tapa roja/ amarilla) o con fluoruro de sodio y EDTA (tapa gris), respetando el volumen indicado por el fabricante (relación sangre/aditivo).

Si se recoge la sangre con jeringa y aguja, se debe abrir el tubo (no inyectarla con la aguja para evitar la hemólisis) y dejar que caiga lentamente sobre la pared del recipiente. Es importante

identificar los tubos o frascos con datos que permitan trazabilidad, como, por ejemplo, la fecha y hora de recolección, número de identificación del individuo, microchip, collar o sello identificativo.

El frotis sanguíneo es recomendado para realizar recuentos celulares manuales y diferenciales, especialmente en situaciones de campo donde no sea posible enviar la muestra al laboratorio en menos de 48 horas (debido a procesos de lisis celular). Además, se recomienda hacer, por lo menos, tres láminas con sangre fresca (sin contacto con el anticoagulante), utilizando una gota que haya

Tabla 1. Tiempo de conservación y estabilidad de algunos bioquímicos (\leq establecido en humanos, sin datos en animales).

| Parámetro | Temp Ambiente (18 A 28°C) | Temp Refrigeración (2° A 8°C) | Temp Congelación (< -18°C) |
|--------------------|---------------------------|-------------------------------|----------------------------|
| Albumina | \leq 7 días | \leq 1 mes | infinito |
| ALT | \leq 3 días | \leq 1 semana | no recomendado |
| Amilasa | \leq 7 días | \leq 1 mes | no recomendado |
| AST | \leq 3 días | \leq 7 días | \leq 3 meses |
| Bilirrubina total | \leq 4 horas | \leq 7 días | \leq 6 meses |
| Calcio | \leq 4 horas | \leq 22 días | \leq 1 año |
| CK total | \leq 4 horas | \leq 5 días | \leq 1 mes |
| Cloruros | \leq 7 días | \leq 4 semanas | infinito |
| Colesterol | no recomendado | \leq 3 días | \leq 3 semanas |
| Creatinina | \leq 5 días | \leq 1 mes | infinito |
| Hierro | \leq 4 días | \leq 7 días | \leq 3 meses |
| Fosfatasa alcalina | \leq 4 días | \leq 4 días | \leq 4 días |
| Fósforo | \leq 6 horas | \leq 2 días | \leq 6 meses |
| Gama GT | \leq 7 días | \leq 7 días | \leq 2 meses |
| Glucosa | \leq 1 días | \leq 7 días | \leq 1 año |
| HDL colesterol | \leq 3 días | \leq 3 semanas | no recomendado |
| IDH | \leq 2 días | no recomendado | no recomendado |
| Lipasa | \leq 7 días | \leq 3 semanas | \leq 5 meses |
| Magnesio | \leq 7 días | \leq 7 días | \leq 1 mes |
| Potasio | \leq 6 semanas | \leq 6 semanas | \leq 1 año |
| Proteína total | \leq 4 horas | \leq 3 días | \leq 6 meses |
| Sodio | \leq 4 días | \leq 7 días | \leq 6 meses |
| Triglicéridos | \leq 3 días | \leq 7 días | \leq 6 meses |
| Urea | \leq 1 días | \leq 5 días | \leq 6 meses |

quedado en la jeringa o aguja. El líquido debe secarse rápidamente a temperatura ambiente y almacenarse en un recipiente seguro al mismo clima. Se sugiere teñir al menos dos portaobjetos con un kit panóptico y fijar el tercero solo con la solución #1 (triarilmetano al 0,1%), reservando una muestra para que el laboratorio realice la tinción según un protocolo estandarizado.

Tabla 2. Comparación de parámetros hematológicos para osos hormigueros gigantes (*Myrmecophaga tridactyla*) con intervalos de referencia reportados en la literatura. Los valores de los parámetros están representados por el valor medio \pm desviación estándar (número de muestras/número de individuos).

| Parámetro | Unidad | Alves et al.2023 (13) | ZIMS (2022) | Di Nucci et al. (2014; 18) |
|-------------|----------|---|---------------------|----------------------------|
| | | Media \pm desvío estándar (número de muestras / número de animales) | | |
| Eritrocitos | x106/mm3 | 2.36 \pm 0.42 (40/40) | 2.2 (481/156) | 2.38 \pm 0.38 (30/30) |
| Hemoglobina | g/Dl | 12,4 \pm 1.32 (41/41) | 12,8 (542/161) | 13,8 \pm 1.69 (27/27) |
| Hematocrito | % | 35 \pm 6 (42/42) | 33 (489/152) | 34,9 \pm 5,45 (30/30) |
| VCM | Fl | 146,1 \pm 16,8 (41/41) | 150,5 (211/96) | 147,9 \pm 7,22 (27/27) |
| HCM | Pg | 53,6 \pm 6,6 (18/18) | 60,5 (188/86) | 56,6 \pm 3,2 (27/27) |
| CHCM | % | 36,1 \pm 4,71 (41/41) | 38,9 (210/92) | 38,4 \pm 1,25 (27/27) |
| WBC | x103/mm3 | 8,7 \pm 4,5 (43/43) | 8,3 (519/159) | 8,55 \pm 2,69 (30/30) |
| Eosinófilos | % | 17 \pm 12 (42/42) | 9,3 (195/80) | 2,5 \pm 2,3 (30/30) |
| Neutrófilos | % | 61,5 \pm 15,7 (42/42) | 68,2 (183/75) | 59,6 \pm 9,9 (30/30) |
| Linfocitos | % | 21,7 \pm 9,9 (42/42) | 17,6 (198/77) | 35 \pm 9,12 (30/30) |
| Monocitos | % | 3 \pm 3,67 (42/42) | 3,6 (191/77) | 3,2 \pm 1,74 (30/30) |
| Plaquetas | x103/mm3 | 180 \pm 100 (41/41) | 118 \pm (352/125) | 93,3 \pm 41,13 (27/27) |

Tabla 3. Comparación de parámetros bioquímicos para osos hormigueros gigantes (*Myrmecophaga tridactyla*) con intervalos de referencia informados en la literatura. Los valores de los parámetros están representados por el valor medio \pm desviación estándar (número de muestras/número de individuos).

| Parámetro | Unidad | Alves et al 2023. (13) | ZIMS (2022) | Nucci et al. (2016; 14) |
|-------------------|------------|---|----------------|---------------------------|
| | | Media \pm desvío estándar (número de muestras / número de animales) | | |
| Proteína total | g/dL | 6.5 \pm 1.26 (52/52) | 6.2 (521/164) | 7.66 \pm 1.08 (26/26) |
| Albumina | g/dL | 1.5 \pm 0.76 (44/44) | 2.8 (43/32) | 3.62 \pm 0.5 (22/22) |
| Globulina | g/dL | 4.8 \pm 0.82 (44/44) | 3.7 (470/147) | - |
| A/G | ratio | 0.31 \pm 0.23 (44/44) | 0.8 (201/88) | 0.95 \pm 0.21 (21/21) |
| Urea | mg/dL | 35.73 \pm 10.11 (51/51) | 17.1 (514/167) | 40.3 \pm 15.95 (27/27) |
| Creatinina | mg/dL | 0.72 \pm 0.24 (52/52) | 1.1 (508/165) | 1.17 \pm 0.63 (27/27) |
| AST | U/L | 29 \pm 25.7 (29/29) | 33 (433/148) | 35.8 \pm 10.8 (25/25) |
| ALT | U/L | 77.9 \pm 32 (51/51) | 47 (508/166) | 42 \pm 15.2 (27/27) |
| ALP | U/L | 30.3 \pm 59.4 (51/51) | 17 (433/146) | 22.8 \pm 13.27 (23/23) |
| GGT | U/L | 17 \pm 13.2 (30/30) | 25 (335/124) | 24.3 \pm 21.6(21/21) |
| Bilirrubina total | mg/dL | 0.2 \pm 0.11 (47/47) | 0.1 (458/143) | 0.28 \pm 0.1 (19/19) |
| Amilasa | U/L | 579 \pm 216.5 (29/29) | 625 (287/115) | 1018 \pm 309.6 (26/26) |
| CK | U/L | 193 \pm 625 (28/28) | 133 (364/134) | 171.7 \pm 67.26 (27/27) |
| Triglicéridos | mg/dL | 23.89 \pm 43.4 (27/27) | 16 (130/56) | 16.3 \pm 10.1 (28/28) |
| Colesterol | mg/dL | 71.81 \pm 28.18 (28/28) | 80 (415/146) | 93.1 \pm 19.7 (27/27) |
| Sodio (Na) | mEq/L | 132.8 \pm 7.1 (28/28) | 138 (499/151) | 129.1 \pm 10.5 (24/24) |
| Potasio (K) | mEq/L | 5.32 \pm 0.54 (21/21) | 5 (495/150) | 10.6 \pm 5.5 (23/23) |
| Calcio (Ca) | mg/dL | 8.82 \pm 1.08 (51/51) | 9.3 (489/150) | 9.84 \pm 1.25 (26/26) |
| Fosforo (P) | mg/dL | 6.85 \pm 1.84 (27/27) | 5.6 (479/151) | 4 \pm 1.48 (25/25) |
| Hierro (Fe) | μ g/dL | 191.62 \pm 65.36 (16/16) | 174 (51/26) | 136.9 \pm 26.25 (28/28) |
| Glucosa | mg/dL | 88.1 \pm 26.7 (19/19) | 73 (518/162) | - |

Orina y líquido peritoneal

Debido a las particularidades anatómicas de los hormigueros, especialmente por la presencia de los testículos intraabdominales, la recolección de muestras de orina y líquido peritoneal requieren el uso de ultrasonido para realizar la cistocentesis. Esto convierte el procedimiento en uno de los más delicados y desafiantes en la práctica de campo. Para la punción del líquido peritoneal, el lugar de elección para llevar a cabo este procedimiento es el sitio más ventral de la línea media del abdomen (5). Se recomienda que quien lleve a cabo el procedimiento cuente con entrenamiento suficiente, pues podría generar ruptura vesical e incluso peritonitis

Ectoparásitos

Las garrapatas deben recolectarse retirándolas del cuerpo del animal con pinzas metálicas, girando el ectoparásito, preservando así las piezas bucales, que son esenciales para su identificación (14,15). Estas, junto a las pulgas, ácaros y larvas de moscas se pueden conservar en alcohol al 70% con el fin de examinar sus características anatómicas; sin embargo, si no se desea identificar la especie del vector (por ejemplo, al analizar la detección

de enfermedades únicamente) se puede mantener congelada hasta el momento del análisis.

Heces

Para realizar el análisis coproparasitológico, es necesario que las heces estén frescas y sean recolectadas directamente del recto. El método de almacenamiento puede variar desde la refrigeración hasta la dilución 1:1 en dicromato de potasio.

El análisis de la presencia de microplásticos requiere que las heces no hayan estado en contacto con ninguna superficie plásti-

Figura 6. Heces de oso hormiguero de vida libre.

Foto: Mario Alves



ca y que se mantengan en viales de vidrio. Los frascos deben estar debidamente cerrados y mantenerse congelados hasta el momento del análisis.

Las heces congeladas recolectadas directamente del recto se pueden analizar para detectar la presencia de microsporidios. La textura de la muestra de heces normal del oso hormiguero debe ser firme (Figura 6).

Pelo

Las muestras de pelo con bulbo son importantes para el análisis de isótopos y los estudios de genética. Estas pueden ser almacenadas a temperatura ambiente en bolsas resellables o de papel, o crioviales. Para el análisis toxicológico se deben recolectar y congelar muestras de pelo sin raíz (16).

Tejido

Para realizar un análisis genético, se puede recolectar un fragmento de tejido de 0,5 a 1,0 cm de la oreja y conservarlo en alcohol etílico absoluto a temperatura ambiente. Al hacerlo en regiones vascularizadas y periféricas, es importante ser cauteloso, ya que el corte puede provocar dolor y sangrado intenso. Además, se recomienda utilizar una

pinza hemostática para proceder con la hemostasia y un bisturí o tijeras para retirar el fragmento deseado.

Además, es recomendable realizar este procedimiento durante los momentos iniciales de la anestesia para reducir el estímulo doloroso. Los fragmentos de tejido almacenados en alcohol etílico al 70% se pueden utilizar para la determinación de patógenos mediante el método de PCR.

Para el estudio histopatológico en tejidos con lesiones, el fragmento debe contener ambos epitelios (con lesiones e intactos y/o adyacentes) sin los 2 cm³, y sin que el volumen total de muestras supere al 10% del total de la solución fijadora. Se recomienda, además, el uso de formalina al 10% para la fijación de las muestras, pero si los análisis son de inmunohistoquímica o moleculares, es indispensable que la muestra permanezca congelada. No se debe olvidar que la formalina puede degradar el material genético.

Cultivo de hongos

Es común encontrar hongos en el pelaje, la piel y el conducto auditivo de los animales. Para recolectar muestras fúngicas, se puede usar hisopos estériles

sobre la piel y/o pelaje, lo que permite aislar dermatofitos.

Para la toma de material del canal auditivo, se pueden utilizar bastones que contengan medios de transporte (Stuart), que deben mantenerse a temperatura ambiente si se envían al laboratorio en poco tiempo (3-5 días), o se proporciona un medio de cultivo para su posterior análisis.

Coprocultivo

El examen de coprocultivo es utilizado para identificar el agente infeccioso responsable de patógenos que causen posibles alteraciones gastrointestinales. Normalmente, es útil este examen cuando se quiere detectar *Salmonella* spp. *Campylobacter* spp. *Escherichia coli* o *Shigella* spp. Las muestras rectales (heces) también se pueden obtener con hisopos, que deben mantenerse refrigerados en el medio de transporte y enviarse para su análisis.

Aunque no es necesario realizar una preparación especial para el examen, es importante tener en cuenta que al recolectar la muestra no se alteren los resultados, ni se genere contaminación cruzada. En caso de que se visualice sangre, moco u otras alteracio-

nes en las heces del oso hormiguero, se recomienda tomar una muestra de esta traza, pues, existe mayor posibilidad de que sean identificados los microorganismos responsables por la infección.

Citología vaginal y recolección de semen

Para el análisis del ciclo estral y posibles trastornos reproductivos, se pueden recolectar hisopos vaginales de la pared interna de la vulva, que es la región mucosa con mayor presencia de células. Después se debe limpiar la superficie externa y alrededor de la vulva con solución salina y/o clorhexidina para evitar la contaminación de la muestra. Luego de esto, se realiza un frotis en un portaobjetos de microscopio al momento de la recolección. El hisopo debe girarse y frotarse de un extremo al otro mientras se desliza longitudinalmente para formar líneas en la lámina. La muestra debe fijarse con un kit panóptico, similar al método de frotis de sangre. El análisis de progesterona en el suero obtenido del mismo animal puede ayudar en el diagnóstico complementario del ciclo estral.

La recolección de semen se puede obtener mediante anestesia

profunda y con la ayuda de un electroeyaculador, o a través del protocolo anestésico descrito por Silva y colaboradores (17) (Figura 7). Hasta el momento, hay pocos métodos descritos para la recolección y criopreservación de semen de osos hormigueros gigantes (17). Sin embargo, en caso de eyaculación espontánea durante el procedimiento, se puede recolectar el semen con una pipeta y extenderlo en portaobjetos de microscopio para su análisis morfológico posterior. Es de anotar que se pueden obtener diferentes muestras biológicas de estos mamíferos, pero existen diversos procedimientos para almacenar y el analizar el material de forma adecuada.

Foto: Maitê Cardoso Coelho da Silva



Figura 7. Colecta de semen de oso hormiguero por cateterización uretral post inducción farmacológica con Medetomidina.

Técnicas Moleculares

En las últimas dos décadas, el uso de técnicas moleculares como la PCR ha permitido una mejor comprensión de la epidemiología de enfermedades infecciosas y su relevancia en animales silvestres y artrópodos vectores. La detección temprana de patógenos en vida libre puede ayudar a prevenir la propagación de enfermedades a la fauna doméstica y a los seres humanos.

La PCR es una técnica molecular basada en la amplificación de una región específica del ADN del patógeno, obtenido a partir de una muestra biológica, y mediante el uso de cebadores (*primers*), que permite amplificar el material genético de un microorganismo específico.

En numerosos casos, el diagnóstico de enfermedades infecciosas en hormigueros silvestres es difícil de hacer debido a la ausencia

de signos clínicos o simplemente porque se necesitan tomar muestras invasivas; sin embargo, gracias a la detección molecular de la amplificación de fragmentos de genes, es posible identificar los patógenos en una muestra, incluso en animales que no presenten signos, como puede suceder con algunos agentes saprófitos comensales.

Otra ventaja de esta técnica es la de facilitar la obtención de material a partir de trazas o fluidos como la sangre, saliva, heces, entre otras, cuando por estrés o por el riesgo inherente de los anestésicos, no sea posible tomar muestras de sangre. Las pruebas moleculares pueden detectar el ADN o ARN de un patógeno y a diferencia de otros exámenes, el método PCR puede detectar signos de una enfermedad, incluso en las fases más tempranas de la infección.

Las muestras necesarias para realizar estas pruebas dependen en gran medida de los objetivos y del organismo que se quiere detectar. Por ejemplo, si se busca determinar la presencia de *Leptospira* spp., se recomienda recolectar orina y no sangre, ya que el agente infeccioso suele encontrarse en el parénquima renal y no en el torrente circulatorio. Para la toma de orina,

se pueden utilizar tubos con o sin anticoagulante, aunque se recomienda usar con EDTA para evitar la obstrucción de las columnas durante el proceso de extracción de ADN. Es importante llenarlos a 2/3 de su capacidad y etiquetarlos claramente para evitar confusiones al manipular la cadena de frío.

En el caso de la detección de ADN, se sugiere transportarlas en cavas térmicas o en refrigeración a 4 °C (o más frío) hasta su envío al laboratorio. Para la detección de virus ARN, se aconseja congelar el material en campo en termos de nitrógeno debido a su inestabilidad durante el manejo y mantenimiento del material nucleotídico. Los hisopados pueden ser útiles para obtener muestras en otras zonas anatómicas diferentes a las células del sistema sanguíneo, como la mucosa bucal, nasal u ocular. Para ello, se debe frotar enérgicamente el hisopo en la membrana y depositarlo en un tubo apropiado estéril o en un medio de transporte adecuado.

Las técnicas serológicas no se deben utilizar en osos hormigueros debido a que los kits de diagnóstico están diseñados para ser específicos en una especie. Algunos de los reactivos utilizados en los procedimientos

inmunodiagnósticos requieren anticuerpos monoclonales, que son específicos de cada taxón. Por lo tanto, las pruebas serológicas en este caso serían especie-específicas y actualmente no existen kits disponibles en el mercado para xenartros.

CONCLUSIONES

La toma de muestras para el análisis genético y de salud es fundamental para comprender la salud y la biología de las especies. En el caso de los hormigueros, la recopilación de información a través de la toma de muestras es importante debido al desconocimiento veterinario de las especies existentes. Además, como ocurre con otros animales silvestres, la obtención de datos en vida libre es complicada y requiere de un esfuerzo considerable. En este contexto, la obtención de material es una herramienta valiosa para el estudio de la circulación de patógenos y la investigación sobre genética de poblaciones.

En el contexto actual, pasada la crisis de distintos órdenes causada por el COVID 19, el análisis de patógenos es importante, debido a que se ha demostrado que los animales silvestres pueden ser relevantes como reservorios de infecciones, por lo que la

identificación de los microorganismos considerados pandémicos permite diseñar programas de prevención y control de enfermedades que pueden afectar la salud de estos y de los humanos, y, en última instancia, su supervivencia.

Vale la pena resaltar que la obtención de muestras para el análisis genético es importante para entender la diversidad y la evolución de la especie. Los estudios de variabilidad genética permiten el diseño de estrategias de conservación que comprendan la variedad de la población, la estructura genética y la identificación de posibles parentescos entre los individuos. Además, el análisis genético también puede contribuir a la comprensión de la historia evolutiva y la filogenia de la especie.

Finalmente, es importante recalcar la necesidad de establecer un banco de muestras con organizaciones no gubernamentales, zoológicos, universidades y entes gubernamentales, para facilitar futuras investigaciones.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Damas J, Hughes GM, Keough KC, Painter CA, Persky NS, Corbo M, et al. Broad host range of SARS-CoV-2 predicted by comparative and structural analysis of ACE2 in vertebrates. *Proc Natl Acad Sci.* 8 de septiembre de 2020;117(36):22311-22.
2. Haddad V, Reckziegel GC, Neto DG, Pimentel FL. Human Death Caused by a Giant Anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) in Brazil. *Wilderness Environ Med.* 1 de diciembre de 2014;25(4):446-9.
3. Haddad V, Nunes JF. Report of a New Human Death Caused by a Giant Anteater in Brazil. *Wilderness Environ Med.* 1 de diciembre de 2016;27(4):535-7.
4. Kluyber D, Attias N, Alves M.H. et al. Physical capture and chemical immobilization procedures for a mammal with singular anatomy: the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). *Eur J Wildl Res* 67, 67 (2021). <https://doi.org/10.1007/s10344-021-01503-4>
5. Miranda F. Cingulata (Tatu), Pilosa (Preguicas e Tamanduas). En: *Tratado de animais selvagens*. 2.a ed. Sao Paulo: Roca; 2014.
6. Gillespie D, Adams C. Anatomy, husbandry, and anesthesia of the giant anteater *Myrmecophaga tridactyla*. *Am Assoc Zoo Vet Annu Proc.* 1985;35-6.
7. Pires JR, afbra, afe, Pachaly JR. Novo método para acesso vascular em tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) nota técnica. *MEDVEP Rev Cient Med Vet.* 2009;76-8.
8. Geffré A, Friedrichs K, Harr K, Concordet D, Trumel C, Braun JP. Reference values: a review. *Vet Clin Pathol.* septiembre de 2009;38(3):288-98.
9. Friedrichs KR, Harr KE, Freeman KP, Szladovits B, Walton RM, Barnhart KF, et al. ASVCP reference interval guidelines: determination of de novo reference intervals in veterinary species and other related topics. *Vet Clin Pathol.* diciembre de 2012;41(4):441-53.
10. Kelly TR, McNeill JB, Avens L, Hall AG, Goshe LR, Hohn AA, et al. Clinical pathology reference intervals for an in-water population of juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in Core Sound, North Carolina, USA. *PloS One.* 2015;10(3):e0115739.
11. Steyrer C, Miller M, Hewlett J, Buss P, Hooijberg EH. Reference Intervals for Hematology and Clinical Chemistry for the African Elephant (*Loxodonta africana*). *Front Vet Sci.* 2021;8:599387.
12. Ott Joslin J. Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals. *J Exot Pet Med.* 1 de abril de 2009;18(2):117-39.
13. Alves, M.H., Kluyber, D., Alves, A.C. et al. Hematology and biochemistry reference intervals in chemically immobilized free-ranging giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Eur J Wildl Res* 69, 37 (2023). <https://doi.org/10.1007/s10344-023-01663-5>
14. Kluyber D, Martins TF, Desbiez AJL, Amorim M, Mascocato G, Labruna MB. Ticks (Acari: Ixodidae) infesting armadillos (Cingulata: Dasypodidae) in the Pantanal wetland, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Syst Appl Acarol.* 2016;1087-91.
15. Martins, Thiago F. et al. Surveillance of ticks (Acari: Ixodidae) on monitored free-ranging giant anteaters and on road-killed anteaters and armadillos in the State of Mato Grosso do Sul, Midwestern Brazil. *Syst. and Appl. Acarology*; 2023; 28(4): 641-646
16. Carvalho GO de, Meire RO, Lino AS, Yogui DR, Desbiez ALJ, Torres JPM, et al. Biomonitoring mercury contamination using fur from roadkilled giant anteaters. *Chemosphere.* 1 de mayo de 2021;270:128644.
17. De Araújo GR de, Jorge-Neto PN, Salmão-Júnior JA, Silva MCC da, Zanella R, Csermak-Júnior AC, et al. Pharmacological semen collection in giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*): A feasible option for captive and free-living animals. *Theriogenology Wild.* 1 de enero de 2023;2:100030.
18. Di Nucci DL, Marc LB, Jimeno GP, Scapini JP, Masso RJD. Valores Hematológicos y Bioquímica Sanguínea en Osos Hormigueros Gigantes (*Myrmecophaga tridactyla*) Cautivos en Argentina. *Edentata.* 2014;15:39-51.



Foto: Carlos Bran

