

CAPÍTULO

# 21

## MAMÍFEROS TERRESTRES



Jutía conga (*Capromys pilorides*)

## MAMÍFEROS TERRESTRES

CARLOS A. MANCINA<sup>1</sup>

VICENTE BEROVIDES ÁLVARES<sup>2</sup>

HECTOR M. DÍAZ PERDOMO<sup>1</sup>

LIDA SÁNCHEZ SÁNCHEZ<sup>3</sup>

TATIANA HOMAR GARCÍA<sup>1</sup>

MARGARITA SÁNCHEZ-LOSADA<sup>4</sup>

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Facultad Biología, Universidad de La Habana

3. Universidad de Tohoku, Japón

4. Centro Oriental de Ecosistemas y Biodiversidad



Almiquí (*Solenodon cubanus*). © L. Echenique-Díaz.

### INTRODUCCIÓN

Por ser una isla oceánica, la fauna de mamíferos de Cuba es poco diversa, tanto en número de especies como en las categorías taxonómicas superiores. Por otra parte, la isla ha tenido una elevada tasa de extinción en los últimos 20 mil años, de las 59 especies de mamíferos conocidas 42 % son extintas. En la actualidad en el archipiélago cubano habitan 34 especies nativas o autóctonas, incluidas en los órdenes Soricomorpha, Rodentia y Chiroptera (Fig. 21.1, Anexo 21.1). Similar a otras faunas insulares, casi la mitad de las especies son endemismos y algunas especies muestran poblaciones poco numerosas y de distribución muy restringida. Comparado con otros grupos de la fauna de Cuba, el estado del conocimiento de los mamíferos es aceptable, pues se han publicado varias monografías que brindan información sobre su sistemática, distribución y ecología (e. g. Gundlach, 1877; Varona, 1974; Silva, 1979; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Mancina, 2011).

Además de su valor intrínseco, muchas especies de mamíferos, debido a su abundancia y biomasa, tienen un papel funcional importante en los ecosistemas cubanos. Por ejemplo, las jutías que habitan los bosques de mangles convierten la materia vegetal de las hojas de estas plantas en compuestos asimilables por consumidores secundarios

(Berovides y Comas, 1997a). Es conocida la importancia de los murciélagos como polinizadores y dispersores de semillas, por lo que son elementos claves para el restablecimiento natural de los bosques; además son importantes depredadores de insectos, incluyendo plagas de cultivos. Por otra parte, en los ecosistemas cavernícolas, los murciélagos son los responsables de la entrada de energía de la que dependen muchas especies de invertebrados guanobios. Debido a su carisma, algunas especies de mamíferos (e. g. *Solenodon cubanus*), podrían constituir especies banderas que permitirían atraer fondos de instituciones internacionales para desarrollar programas de conservación que permitan la consolidación de áreas protegidas, así como el manejo y conservación de los ecosistemas (Noss, 1990). Adicionalmente, las jutías de mayor tamaño, principalmente la jutía conga, tienen valor para la subsistencia, pues son fuente de proteínas para pobladores de numerosas localidades rurales y costeras de Cuba (Berovides y Comas, 1993).

El “Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba” incluyó diez especies de mamíferos terrestres dentro de categorías de amenaza (Mancina, 2012), lo que significa que 30 % de las especies de mamíferos cubanos se encuentran en peligro de extinción. Teniendo en consideración la peculiaridad evolutiva (e. g. linajes exclusivos de islas) y micro-localización

geográfica, cinco especies de mamíferos terrestres cubanos (e.g. *Solenodon cubanus*, *Mesocapromys nanus*, *M. sanfelipensis*, *M. angelcabrerai* y *M. auritus*) podrían incluirse en las 101 especies de mamíferos más amenazadas del planeta (Issac *et al.*, 2007). Entre las mayores amenazas a las poblaciones de mamíferos se encuentran la pérdida y fragmentación de sus hábitats naturales (e.g. deforestación, cambios en el uso de la tierra, contaminación de los bosques de mangles, etc.), la sobreexplotación, así como la competencia y depredación por mamíferos invasores. Esta última constituye en la actualidad una de las principales amenazas; en Cuba se han introducido 44 especies de mamíferos, 11 de las cuales, muestran un grado de interacción alto o medio con las poblaciones nativas (Borroto-Páez y Mancina, 2017).

Las jutías (Fig. 21.1A-E) son los únicos roedores autóctonos de Cuba no extintos y pertenecen a la familia Capromyidae, la cual incluye a un grupo de roedores exclusivos de las Antillas Mayores y Bahamas. El archipiélago cubano representa el centro de radiación de la familia, dado que de las 10 especies de jutías, siete solo viven en Cuba. De éstas en la actualidad existen poblaciones más o menos estables de cinco especies, ya que la jutía enana (*Mesocapromys nanus*) y la jutía de San Felipe (*M. sanfelipensis*) posiblemente se encuentren extintas. No obstante, no se descarta la posibilidad de nuevas especies, no descritas para la ciencia, en la cayería y las regiones montañosas más orientales de la isla. Cuatro especies de jutías se encuentran en peligro de extinción, de estas *Mesocapromys auritus*, *M. sanfelipensis* y *M. angelcabrerai* habitan en pequeños cayos (Berovides y Comas, 1991; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Mancina, 2011). La jutía conga (*Capromys pilorides*) es la de mayor amplitud ecológica y la de mayor masa corporal, pudiendo llegar a los 6 kg. Esta especie es la que muestra las poblaciones más numerosas y se distribuye por casi toda la isla y sus cayos adyacentes; es frecuente en las formaciones vegetales de mangles, bosques siempreverde, semideciduos y secundarios y en vegetación xerofítica (Fig. 21.2). Puede ocurrir en densidades tan altas como

30 individuos/ha en manglares, pero por lo común en los bosques las densidades son menores de 10 ind/ha (Berovides y Comas, 1997a, b).

El almiquí (*Solenodon cubanus*) (Fig. 21.1F) pertenece a la familia Solenodontidae, un linaje antiguo del orden Soricomorpha (Eulipotyphla) exclusivo de Cuba y La Española (Sato *et al.*, 2016). En la actualidad sus poblaciones se encuentran restringidas a zonas boscosas montañosas del Este de Cuba y posiblemente fragmentadas entre los parques nacionales “Pico Cristal” (provincia Holguín) y “Alejandro de Humboldt” (Holguín y Guantánamo). El almiquí está categorizado como en Peligro Crítico y según Issac *et al.* (2007), podría estar entre las especies de mamíferos más amenazados del mundo. Es de hábitos nocturnos y excava madrigueras, alimentándose fundamentalmente de invertebrados del suelo (Eisenberg y González, 1985; Abreu *et al.*, 1988, 1990). Entre las mayores amenazas que presenta se encuentran la pérdida de sus hábitats producto de la agricultura, minería y la depredación por mamíferos exóticos (e. g. perros) (Borroto-Páez y Begue, 2011).

Los murciélagos (orden Chiroptera) constituyen el grupo de mamíferos más diverso del archipiélago cubano, en la actualidad la quiropterofauna cubana está representada por 26 especies (Fig. 21.1G-L; Anexo 21.1). La mayoría muestran amplia distribución y 16 especies utilizan las cuevas como refugio (Silva, 1979). Aunque solo cuatro especies se encuentran amenazadas de extinción (Mancina, 2012), varias muestran una alta especialización ecológica (Silva, 1979), lo que las hace sensible a la extinción de poblaciones locales (Silva, 2002; Mancina *et al.*, 2007). Entre las principales amenazas a los murciélagos se encuentran la pérdida de hábitats boscosos y las perturbaciones a las cuevas (e. g. extracción de guano, modificaciones para su uso como almacenes y refugios).

## MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

Existen muchos métodos descritos en la literatura para los inventarios y el monitoreo



Figura 21.1. Representatividad de la fauna de mamíferos de Cuba. A. *Capromys pilorides*, B. *Mysateles prehensilis*, C. *Mesocapromys melanurus*, D. *M. auritus*, E. *M. angelcabrerai*, F. *Solenodon cubanus*, G. *Monophyllus redmani*, H. *Brachyphylla nana*, I. *Phyllonycteris poeyi*, J. *Pteronotus quadridens*, K. *Chilonatalus macer* y L. *Macroctus waterhousei*. © J. A. Larramendi (A, C, D, E), © R. Borroto-Páez (F), © C. A. Mancina (G, H, I, L) y © M. D. Tuttle (J, K).



Figura 21.2. Formaciones vegetales donde habitan jutías. A. Bosques de mangles, B. vegetación de costa arenosa, C. vegetación xerofítica y D. bosques siempreverde y riparios. © J. A. Larramendi (A, B), © C. A. Mancina (C, D).

de los mamíferos (*e. g.* Wilson *et al.*, 1996; Kunz y Parsons, 2009). El presente capítulo se centra en aquellos que han sido utilizados en Cuba y han mostrado adecuada eficacia para los inventarios y la valoración de las poblaciones de mamíferos autóctonos. Para cada uno de los tres órdenes de mamíferos se brindan por separado los principales métodos; su empleo dependerá de los objetivos, la disponibilidad de equipamiento y personal, así como las características del sitio de estudio. Debido a las diferencias intrínsecas (*e.g.* hábitats, conducta, etc.) de las especies, todos los métodos están sesgados hacia una fracción de la fauna de mamíferos; para poder obtener listas de especies más completas se sugiere la combinación de métodos a fin de poder detectar la mayor cantidad de especies que habitan un sitio.

Como parte del trabajo de captura y manipulación de los mamíferos ocasionalmente podríamos ser mordidos o heridos con las uñas de los animales. Se recomienda a aque-

llos que van a capturar o extraer animales de trampas o redes, utilizar guantes apropiados y prestar adecuada atención al momento de la manipulación. En el caso de ocurrir heridas estas deberán ser limpiadas y desinfectadas rápidamente. Se deberá evitar tener contacto directamente con los fluidos corporales del animal (*e. g.* saliva, orina o sangre) y se recomienda a los que habitualmente trabajen con mamíferos que estén vacunados contra la rabia y la leptospirosis. Por otra parte, cuando se realicen capturas o inventarios de murciélagos en cuevas se recomienda utilizar protectores bucales para evitar inhalar esporas de *Histoplasma capsulatum* y tener precaución al entrar en las cuevas de calor debido a que en muchas los niveles de gases tóxicos y la falta de oxígeno pudieran ser dañinos.

### JUTÍAS (RODENTIA)

La abundancia de los individuos de jutías, como la de cualquier otra especie, puede estimarse como abundancia absoluta o relativa.

La absoluta o densidad se refiere al número de individuos o sus huellas individuales por unidad de espacio (e.g. individuos/km<sup>2</sup>). La abundancia relativa se refiere al número de individuos detectados por unidad de tiempo o una distancia lineal (e.g. individuos/hr. o individuos/km). Para determinar la densidad, se elige un área conocida donde habita la población y dentro de ella se delimitan al azar parcelas de muestreos fijas, donde se realizaran las estimaciones. De acuerdo con la especie, tipo de formación vegetal, el relieve y el tiempo disponible, debe decidirse de antemano la ubicación, número, forma y área de cada parcela. Una variante de la parcela son los transectos, que constituyen parcelas de mayor longitud que ancho, por lo que debe ser recorrido a lo largo de esa longitud, anotando todos los individuos vistos, oídos o sus huellas individuales. A continuación se brindan métodos para estimar valores de densidad o abundancia relativa en poblaciones de jutías en determinados tipos de hábitats.

#### MÉTODO PARA DETERMINAR DENSIDAD DE JUTÍA CONGA EN BOSQUES Y VEGETACIÓN ARBUSTIVA

Las densidades de poblaciones de jutía conga pueden estimarse por conteo directo de los individuos en las parcelas o transectos, o por el conteo de sus heces (Comas *et al.*, 1989; Berovides y Pimentel, 2000; Hernández *et al.*, 2005; Linares *et al.*, 2010). Todos estos métodos podrían dar resultados similares, pero el más exacto es el de las heces, por la posibilidad de que se cumpla el requisito fundamental de estos métodos, que se registren todos los individuos dentro de la parcela o transecto. La jutía conga (Fig. 21.3) se caracteriza por producir heces sólidas en forma de dátil (Fig. 21.4) y por su conducta de defecación. Esta se realiza mayormente en el horario nocturno y en sitios limpios, como rocas planas y senderos, donde deja grupos de heces perfectamente distinguibles unos de otros.

La estimación del número de jutías basado en el conteo de heces se puede estimar por la fórmula:  $N = (E \times D) / F$ ; donde  $N$  es el número de animales,  $E$  es el número de gru-



Figura 21.3. Jutía conga (*Capromys pilorides*). © V. Berovides.

pos fecales,  $D$  la tasa de descomposición de las heces y  $F$  es el tasa de defecación diaria. Basado en estudios de campo y observaciones de individuos en cautiverio esta fórmula, para el caso de la jutía conga, se puede simplificar. Si se consideran sólo grupos fecales frescos,  $D$  no entra en la ecuación, y si se asume que los grupos fecales son individuales y que cada individuo produce diariamente dos de tales grupos  $F$  tendría un valor de 2. Por lo que la fórmula simplificada sería:

$$N = \frac{1}{2} \times E.$$

Para su determinación se deben seguir los siguientes pasos:

1. Se delimitan  $n$  parcelas (10 como mínimo) en varias localidades del área de estudio (tres como mínimo en áreas de vegetación homogénea). Cada parcela debe tener una superficie mínima de 2500 m<sup>2</sup> y deben ser tomadas al azar, a una distancia de 100 m cada una de la precedente.
2. El inventario de grupos fecales se realiza por cuatro contadores en el horario comprendido entre las 6:00 a.m. y las 8:00 a.m. El hallazgo de las heces frescas no presenta problemas dado que los grupos se encuentran separados y la coloración, consistencia y humedad son diferentes a las producidas con 12 – 14 horas de antelación, lo cual evita contar varias veces el mismo grupo fecal. No debe postergarse dicho conteo para horas más avanzadas ya que los rayos del sol y las altas temperaturas modifican sus característi-

cas externas y podrían confundirse con heces de más de 14 horas.

3. Se debe hacer el esfuerzo máximo por contar todos los grupos fecales frescos dentro de la parcela.

4. Si se asume que cada jutía deja dos grupos de heces por día, el total de dichos grupos no debería ser un número impar, así que si este número total daría impar se le suma uno.

5. Se registran como grupos fecales los conformados por más de cinco heces y que sean de tamaño apreciable, de esta forma se asegura que se de la densidad solo para individuos adultos.

6. Para asegurarse que los grupos fecales sean frescos, puede realizarse una visita previa a las parcelas a muestrear y eliminar todos los grupos fecales que se encuentren en ellas.



Figura 21.4. Heces de jutía conga (*Capromys pilorides*).

#### MÉTODO PARA DETERMINAR LA DENSIDAD DE JUTÍA CONGA EN MANGLARES

En el manglar debe tenerse en cuenta si las áreas a evaluar, generalmente cayos, están ocupadas en toda su extensión por manglar o si presentan zonas de vegetación arbustiva costera con suelo. En el primer caso puede emplearse el método de batida (Berovides y Comas, 1997) y en el segundo el de conteo de grupos fecales ya explicado con anterioridad, el cual da resultados similares y es menos exte-

nuante. El método de batida se desarrolla con el siguiente protocolo:

1. Se verifica la posibilidad de acceso al área a muestrear y se determina el área total del cayo en ha y las áreas en específico a muestrear.

2. Los conteos deben realizarse durante la marea alta, lo que obliga a las jutías a mantenerse visibles; se detectan bien por su corta distancia de huida.

3. Las áreas a muestrear se deben recorrer por un transecto en línea recta por cuatro observadores, moviéndose equidistantes y alineados entre 5 a 10 m en dependencia de la visibilidad en el área.

4. Cada observador contará solo los individuos detectados a su derecha para evitar repeticiones. Cuando sea posible se registrará el sexo, hembras con crías y subadultos (deducido por su menor tamaño); la densidad se estimará solo para los individuos adultos

5. Después del conteo, determinar el área de muestreo en ha, marcándola con señales adecuadas y sumar el total de individuos registrados. Los valores de densidad estimados para cada transecto o parcelas podrán ser extrapolados a toda la superficie del hábitat potencialmente ocupada por la población en el cayo.

Como ejemplo, en la Tabla 21.1, se brindan valores de densidad (individuos/ha) de jutía conga para siete localidades de Cuba, donde se emplearon los métodos de batida, conteo directo y conteo indirecto por grupos fecales. Se destacan la alta densidad en los manglares de Jardines de la Reina, los resultados prácticamente idénticos en los estimados de densidad en Najasa por los métodos de conteo directo y grupos fecales, y las bajas densidades en áreas muy antropizadas como son Mil Cumbres y Sierra de Cubitas.

#### MÉTODO PARA DETERMINAR DENSIDAD DE JUTÍAS CARABALÍ Y ANDARAZ EN BOSQUES

Estas dos especies son de hábitos fundamentalmente arborícolas, nocturnas y extremada-

Tabla 21.1. Densidad (individuos/ha) de jutía conga (*Capromys pilorides*) en siete localidades de Cuba basadas en tres métodos: batida, grupos fecales (GF) y conteo directo (CD).

Localidad	Vegetación	Densidad	Método
Jardines de la Reina	Manglar	130,8	Batida
Archipiélago de Sabana	Manglar	17,6	GF
Najasa	Bosque	49,2	CD
Najasa	Bosque	47,4	GF
Sur de la Isla de Juventud	Bosque	4,3	GF
Cayo Saetía	Bosque	2,5	GF
Mil Cumbres	Bosque	2,5	CD
Sierra de Cubitas	Bosque	1,3	GF

mente ariscas, así que recomendamos que las estimaciones de sus abundancias se realicen de forma relativa, es decir, individuos registrados por hora, lo que se conoce como tasa de encuentros. Para ambas especies puede estimarse su abundancia como tasa de encuentro de grupos familiares y por hora, ya que estas son territoriales y cada familia ocupa un árbol individual. Para esto es necesario disponer de una persona conocedora del área con un perro entrenado en la detección de jutías. Para ello se procederá de la siguiente manera:

1. Se debe delimitar un área extensa a recorrer donde se haya registrado la presencia de la especie, de tal modo que dicho recorrido dure como mínimo cinco horas.
2. Recorrer el área y durante cada período de una hora, registrar los árboles donde el perro marcó la presencia de jutías; con la ayuda de binoculares tratar de determinar el número de animales que se encuentran en el árbol.
3. La abundancia se puede estimar como grupos familiares por hora o de forma aproximada como individuos por hora, si se tienen estimaciones seguras del tamaño promedio de las familias (TPF) registradas, se puede determinar el TPF por hora.

#### MÉTODO PARA DETERMINAR LA DENSIDAD DE JUTÍAS RATA Y CONGUINO

Estas especies construyen nidos comunales habitados por varios individuos (Fig. 21.5). Aprovechando esta conducta, se puede evaluar su abundancia delimitando parcelas de área conocida y contar todos los nidos dentro de ellas, para estimar la densidad de nidos por ha. Puede conocerse también el número promedio de individuos por nidos. Esto se logra abriendo un mínimo de 10 nidos y capturando a sus habitantes, esto permitirá, además, estimar la proporción de sexos, de adultos y tomar medidas corporales. Esta operación no debe destruir el nido, aunque los daños podrían ser reparados inmediatamente por sus ocupantes. Conocido el número promedio de jutías por nido, una estimación aproximada de la densidad de individuos se puede calcular como el número de nidos/ha por el promedio de sus habitantes.

De manera general, los métodos para estimar la densidad o abundancia relativa de poblaciones de jutías no requieren de ningún equipamiento especial para su realización. Es muy importante, una vez seleccionada la región para realizar las estimaciones de densidad, definir los sitios y tiempo de muestreo, lo que se conoce como diseño de muestreo. Los sitios a muestrear, al igual que el número de parcelas o transectos dentro de cada sitio, se deciden en función del tamaño del área total a estudiar. Por ejemplo, en una cayería de 12 cayos se seleccionan cinco de ellos y en



Figura 21.5. Nido comunal de jutía rata (*Mesocapromys auritus*) en Cayo Fragoso. © J. A. Larramendi

cada uno con tres transectos, o un área protegida con varias zonas de bosques, se seleccionan tres de dichas zonas y en cada una se establecen cuatro parcelas. Preferiblemente, todo el análisis de selección de los sitios de muestreo deberá realizarse previamente mediante el uso de mapas actualizados y sistemas de información geográfica. Los períodos de tiempo para realizar los muestreos deben estar en función de los ciclos reproductivos de las especies y cambios estacionales anuales. El diseño ideal tendría un mínimo de un muestreo en cada trimestre, en función de las épocas de seca y lluvia, o sea: inicio de la temporada de seca (noviembre – enero), finales de la temporada seca (febrero – abril), inicio de la temporada lluviosa (mayo – julio) y finales de la temporada lluviosa (agosto – octubre).

### ALMIQUÍ (SORICOMORPHA)

En la actualidad la presencia del almiquí (*Solenodon cubanus*), al parecer, está limitada a zonas montañosas del macizo Nipe-Sagua-Baracoa. Esta especie tiene un tamaño corporal relativamente grande cuando es comparada con otros miembros del orden Soricomorpha (el que incluye, además, a las musarañas y topos); sin embargo, sus hábitos nocturnos y fosoriales, así como su baja densidad poblacional, los hacen extremadamente difíciles de detectar en el campo. Es por eso que el empleo de métodos directos, como la observación de individuos a través de recorridos o transectos, se hace prácticamente imposible. Debido a que el almiquí se encuentra entre las especies de mamíferos más raras y amenazadas del mundo, el empleo de algunos métodos de captura, como son las trampas de lazos y de caída, podrían ser inapropiados, ya que podrían dañar a los individuos o hacerlos vulnerables a la depredación por mamíferos exóticos. Por otra parte, aunque existen diseños de trampas que permiten la captura de los animales sin daños aparentes, al parecer el almiquí es poco proclive a ser capturado en estas trampas. Por ejemplo, Fa *et al.* (2000) utilizaron en 11 sitios de Sierra del Cristal líneas de 100 trampas Tomahawks separadas a 10 m, para un esfuerzo de muestreo total de 1

477 trampas-noche y solo lograron capturar un individuo.

No obstante, existen métodos indirectos, que basados en técnicas observacionales, pueden ser usados para confirmar su presencia en los hábitats adecuados. Al parecer el almiquí habita preferencialmente en bosques montañosos de media a elevada altitud (300 – 800 msnm) y altos valores de humedad relativa. Entre los métodos indirectos que podrían ser empleados para registrar la presencia del almiquí se encuentran la búsqueda de sus hozaduras, la presencia de madrigueras y heces (Fig. 21.6A). Las hozaduras representan señales de la alimentación del almiquí y son hendiduras en la tierra que dejan como resultado de su actividad alimentaria (Fig. 21.6B); estas hozaduras son abiertas con sus patas delanteras para extraer invertebrados del suelo (*e. g.* lombrices, moluscos, diplópodos, etc.). Por otra parte, las madrigueras por lo general se encuentran en zonas con



Figura 21.6. Heces (A) y hozaduras (B) de Almiquí (*Solenodon cubanus*). © L. Echenique-Díaz.

grandes acumulaciones de hojarasca y están asociadas a los sistemas radiculares de grandes árboles (Abreu *et al.*, 1990; Silva *et al.*, 2007; Borroto-Páez y Begué, 2011).

Para aplicar estos métodos se deben hacer recorridos de manera sistemática a través de transectos o caminos en hábitats adecuados o donde exista sospecha de la presencia de la especie. La búsqueda de evidencia por cuadrantes en regiones relativamente grandes permitiría poder hacer estimaciones de la distribución. Debido a que en ocasiones estas evidencias pueden ser mal interpretadas o difíciles de distinguir, Hill *et al.* (2005) sugirieron confirmar la presencia de la especie cuando al menos dos de estas evidencias indirectas (*e. g.* hozaduras y heces o madrigueras y heces, etc.) estén presentes en el sitio. Estos métodos son muy simples y permitirían muestrear grandes áreas, aunque solo brindan información de la presencia de la especie.

Existen otros métodos que podrían ser aplicados para detectar la presencia del almiquí, entre estos se encuentran las cámaras trampa y las trampas de pelo. Las cámaras trampa son un método cada vez más empleado para la detección de especies esquivas y raras en muchas áreas tropicales (O'Connell *et al.*, 2011); el mayor inconveniente que tiene son los costos de estas cámaras y las baterías. En el caso del almiquí, un equipo de investigadores cubanos y japoneses, demostraron la eficacia de estas cámaras para confirmar su presencia en áreas del Parque Nacional "Alejandro de Humboldt" (Fig. 21.7).

Por otra parte, las trampas de pelos son una alternativa menos costosa. Estas se basan en colocar en sitios apropiados materiales con cintas adhesivas o de velcro, que al hacer contacto con los mamíferos permiten "capturar" muestras de sus pelos. Estas posteriormente se llevan al laboratorio y son comparadas con muestras de referencia previamente identificadas basadas en las características microanatómicas de la cutícula y la médula del pelo. Estas características del pelo permiten la identificación de especies de mamíferos, a modo de comparación, la Figura 21.8 mues-



Figura 21.7. Almiquí (*Solenodon cubanus*) detectado con una cámara trampa en El Toldo, Parque Nacional Alejandro de Humboldt. © Proyecto Almiquí Cuba-Japón.

tra la estructura de la cutícula de un pelo de guardia dorsal de tres especies de mamíferos autóctonos que pueden vivir en simpatria: la jutía conga, la jutía andaraz y el almiquí. Diferentes modalidades de trampas de pelo han sido empleadas para detectar la presencia de especies de mamíferos raras en varias regiones de América (*e. g.* Bremner-Harrison *et al.*, 2006; Castro-Arellano *et al.*, 2008). Adicionalmente, la identificación de mamíferos nativos mediante el análisis de los pelos tam-

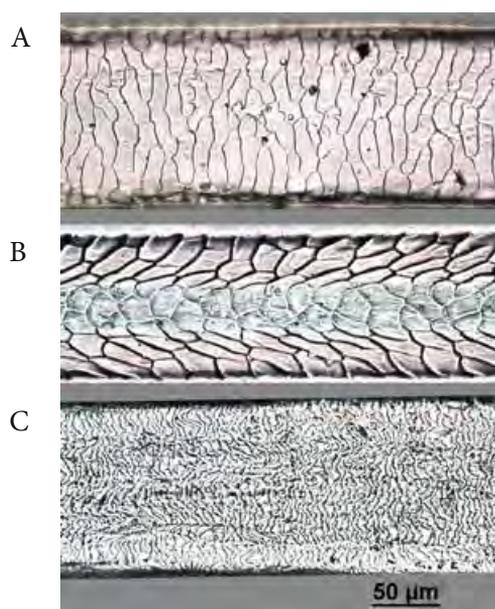


Figura 21.8. Estructura de la cutícula de un pelo de guardia dorsal de A. *Capromys pilorides*, B. *Mesocapromys melanurus* y C. *Solenodon cubanus*. © H. M. Díaz y C. A. Mancina.

bién puede aplicarse a muestras obtenidas de heces de mamíferos carnívoros exóticos (*e. g.* perros, gatos y mangostas) encontradas en las áreas de muestreo.

## MURCIÉLAGOS (CHIROPTERA)

El objetivo de un inventario de murciélagos está relacionado con la estimación de la riqueza y la abundancia relativa de las especies en una localidad. Los resultados de los inventarios permiten determinar áreas de distribución, la presencia de especies amenazadas y refugios diurnos importantes, información clave para el manejo y la conservación del grupo en el contexto de las áreas protegidas. Estos inventarios si se replican en el tiempo permitirán el monitoreo de las poblaciones. Debido a sus hábitos de vida (*e.g.* nocturnos, voladores, emiten sonidos no audibles al hombre) los inventarios de murciélagos son complejos y en muchos casos se requiere de la combinación de varios métodos. Cada uno de estos métodos muestra ventajas particulares que dependen del objetivo y las características del área de trabajo. En esta sección se brindan algunos de los métodos de inventarios empleados en Cuba y las situaciones en que son más adecuados, así como los posibles sesgos que presentan. Estos métodos no son excluyentes, pues la combinación de estos podrá dar la información más completa acerca de la diversidad de murciélagos de un sitio.

Varios de los métodos de inventarios y monitoreo de murciélagos se basan en la captura de los individuos. Las herramientas más comunes para la captura son las redes de nieblas, los “jamos” o redes manuales y las trampas de arpas (Kunz *et al.*, 2009). El empleo de cada una de ellas dependerá, además de su disponibilidad, de las condiciones y características de los sitios a muestrear. Como se verá más adelante, existen métodos que no necesariamente requieren de la captura de los animales; sin embargo, la captura provee una identificación precisa y la obtención de especímenes testigos, además de información relacionada con el sexo, la edad relativa, la condición reproductiva, datos morfológicos, de la dieta a través del análisis de muestras

fecales, la recolecta de muestras de parásitos y tejidos para estudios genéticos.

## REDES DE NIEBLA

La red de niebla o japonesa constituye la herramienta más utilizada para capturar murciélagos al vuelo. Estas son fabricadas de un monofilamento muy fino de nylon o poliéster, generalmente de color negro. Las redes varían en longitud, las más comerciales son las de 6, 9 y 12 metros, aunque las hay más largas; la altura generalmente es de 2,5 metros. Las redes pueden ser empleadas en diversas situaciones, emplazadas atravesando o a lo largo de caminos o senderos que existen dentro de la vegetación, sobre arroyos o pequeños cuerpos de agua (Fig. 21.9A), en los claros del bosque y en la cercanía de árboles fructificados o florecidos para capturar murciélagos fitófagos. Las redes pueden ser ubicadas al nivel del suelo (Fig. 21.9B), o pudieran izarse para muestrear los estratos medio y el dosel del bosque (Kunz *et al.*, 2009). No recomendamos el empleo de redes en las cercanías de las entradas de cuevas con alta densidad de murciélagos, como aquellas que presentan salones de calor. En estas situaciones es muy probable que se capture gran número de individuos, por lo que se hace muy difícil sacarlos o desenredarlos rápidamente sin maltratarlos o sin que se dañe la red.

Las redes deben ser abiertas antes del crepúsculo ya que en ese período muchas especies comienzan su actividad nocturna. Se deben evitar muestrear en noches muy frías o lluviosas, con viento o durante la luna llena o cuarto creciente. Existen especies que pueden detener su actividad en noches frías o reducir considerablemente su actividad en noches claras debido a un fenómeno conocido como fobia lunar (Mancina, 2008). Recomendamos, una vez abiertas, revisarlas cada 10 ó 15 minutos para evitar que los murciélagos escapen, se enreden demasiado y dañen las redes o sean atacados por depredadores. La duración del muestreo deberá englobar los diferentes períodos de actividad nocturna de las especies (Silva, 1979; Mancina y Castro-Arellanos, 2013). Los datos de muestreo

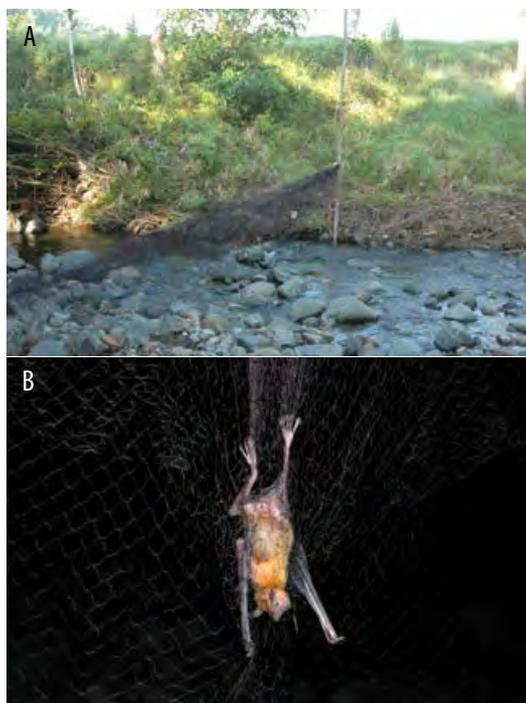


Figura 21.9. Red de niebla emplazada sobre un arroyo de montaña (A), donde se capturó una hembra de murciélago pescador (*Noctilio leporinus*) (B). © M. Sánchez-Losada.

en áreas boscosas del occidente de Cuba, indicaron que individuos de todas las especies pudieron ser capturados en las tres primeras horas pasado el crepúsculo; no obstante, las mayores tasas de captura ocurren entre tres y seis horas después de la puesta del sol

**EXTRAYENDO LOS MURCIÉLAGOS DE LA RED.** Para sacar los murciélagos de las redes se requiere de paciencia y una vez obtenida cierta habilidad es posible desenredarlos en unos pocos minutos. Ante todo debemos cerciorarnos de la dirección por la que el murciélago entró a la red para extraerlo desde ese lado. Lo primero que se liberan son las patas, ya que generalmente es la última parte del cuerpo en entrar a la red. El murciélago debe ser sujetado por las patas y separado ligeramente de la red para posteriormente ir liberando las alas y el resto del cuerpo. Durante todo este proceso el murciélago debe ser sujetado firme pero suavemente para evitar dañar los huesos delicados de las alas. Algunos podrían encontrar útil emplear un guante de tela para

sujetar el murciélago y dejar la más diestra para ir desarrendando el resto de las partes del cuerpo (Fig. 21.10A).

Para manipular y sostener a los murciélagos se pueden agarrar por ambos antebrazos sobre la espalda, para este agarre el dedo índice debe ir sobre la espalda del murciélago y el pulgar y el dedo del medio ayudan a sostener ambas alas plegadas sobre la espalda (Fig. 21.10B). En el caso de las especies pequeñas los murciélagos pueden ser sostenidos suave-



Figura 21.10. Forma adecuada de desenredar un murciélago de la red (A) y de sostenerlo para su manipulación (B). © H. H. Díaz.

mente sobre la palma de la mano. En el caso que nos interesara retener por un tiempo a los murciélagos (*e.g.* para tomar medidas morfológicas, recolectar sus heces o parásitos) estos pueden introducirse individualmente en bolsas de tela antes de ser liberados. No deben mezclarse en la misma bolsa individuos de diferentes especies porque podrían morderse entre ellas. A los individuos capturados se les pueden tomar diferentes datos que pueden ser útiles en monitoreos a largo plazo, como son el sexo, la edad relativa y el estado reproductivo, así como la masa y medidas corporales.

**ESTIMACIÓN DE LA ABUNDANCIA.** Para cada noche de muestreo se debe registrar la fecha, la cantidad y tamaño de las redes utilizadas, las horas de apertura y cierre de las redes, las condiciones climáticas y fase lunar. Con los datos de captura es posible estimar la riqueza de especies así como la abundancia relativa, tanto a nivel del ensamble como al nivel de especies. Para esto se divide el número de individuos capturados entre el esfuerzo de captura. El esfuerzo de captura para cada noche puede ser expresado como metros de red por horas de muestreo. Por ejemplo, en una localidad que se utilizan cinco redes (dos redes de seis metros y tres de nueve metros) y se mantienen abiertas por seis horas consecutivas, el esfuerzo de muestreo es de  $234 \text{ m} \times \text{h}$  ( $12 \text{ m} + 27 \text{ m} \times 6 \text{ h}$ ); si se capturan 16 individuos de una especie *x*, su abundancia relativa será de 0,068 individuos/ $\text{m} \times \text{h}$ .

Una de las mayores desventajas del uso de las redes de niebla es que requieren ser revisadas constantemente para evitar que los murciélagos escapen o sean depredados. Generalmente existe una reducción en la tasa de captura después de la segunda noche porque los individuos evitan el encuentro con las redes una vez que han sido capturados; por lo que se sugiere cambiar la posición de las redes si vamos a muestrear por varios días consecutivos. En noches muy frías o con mucho viento la tasa de captura en las redes se reduce notablemente. Las redes son más efectivas para la captura de especies que vuelan o forrajean en los estratos más bajos de la

vegetación. En Cuba las más capturadas son las de la familia Phyllostomidae, que en su mayoría son de hábitos fitófagos, y especies de la familia Mormoopidae que son insectívoros que pueden forrajear en claros dentro de la vegetación. El resto de las especies son capturadas eventualmente a no ser que las redes se encuentren ubicadas en las cercanías a sus refugios diurnos.

Para el inventario de cualquier área boscosa o parche de vegetación se recomienda la captura con redes al nivel del suelo. El número de redes dependerá del área a muestrear y de la cantidad de personas en el equipo de trabajo. Entre 5 y 8 redes separadas aproximadamente a 50 metros pueden ser una cantidad apropiada para ser atendidas por un equipo de dos o tres personas. Las redes de 6 ó 9 metros de largo son las más útiles ya que pueden ser ubicadas en un mayor número de lugares, incluyendo senderos dentro de zonas de vegetación densa. Para inventarios rápidos se recomienda emplazar las redes durante dos días consecutivos en cada sitio de muestreo por cinco horas consecutivas, posterior a la puesta de sol, y atendidas cada 10 o 15 minutos. En áreas extensas de muestreo las redes pueden ser reubicadas cada dos noches, dado que después de la segunda noche la tasa de captura se reduce notablemente. Se recomienda para cualquier sitio realizar muestreos que abarquen el período seco y lluvioso; se han observado en muchas áreas de Cuba variaciones estacionales en la composición de especies de murciélagos, al parecer relacionados con la época reproductiva y a cambios en la disponibilidad de los recursos tróficos en las áreas.

#### TRAMPAS DE ARPAS

Este tipo de implemento de captura, junto a las redes de nieblas, son de los más empleados en los inventarios y monitoreo de poblaciones de murciélagos. Consiste en uno o dos marcos rectangulares (generalmente 2 m de alto y 1,5 de ancho) de tubos de aluminio en los que se ensartan verticalmente hilos de nylon de pescar muy finos separados a dos o tres centímetros (Fig. 21.11A). Cuando los

murciélagos en vuelo golpean los hilos verticales caen hacia una bolsa de plástico posicionada en la parte inferior de la trampa. Una de las ventajas de este instrumento de captura, respecto a las redes, es que no necesitan ser constantemente atendidas, pues una vez que los murciélagos caen en la bolsa rara vez logran escapar y pueden ser capturados varios a



Figura 21.11. Trampa de arpa ubicada dentro de una cueva (A), detalle de la bolsa con un grupo de murciélagos capturados (B). © J. Monzón.

la vez (Fig. 21.11B). Algunos autores señalan que las trampas de arpas son más eficientes que las redes de niebla (Kunz *et al.*, 2009). Sin embargo, tienen el inconveniente de ser más costosas y en el caso de las trampas más grandes se necesita de transportación para moverlas hacia los sitios de estudio.

A diferencia de las redes, las trampas son apropiadas para la captura de murciélagos cavernícolas durante el éxodo, dado que no existe el riesgo de que se enreden y los murciélagos pueden ser manipulados y liberados más rápidamente. También pueden ser empleadas en protocolos de exclusión de murciélagos que habitan edificios u otros tipos de instalaciones. En Cuba este tipo de implemento ha sido empleado con éxito en la captura de mormópidos, natálidos y filostómidos en cuevas, incluyendo salones de calor. Además, las trampas pueden ser colocadas en corredores naturales o caminos dentro de la vegetación o sobre pequeños arroyos; en estas situaciones las trampas han permitido complementar los inventarios de zonas boscosas del occidente de Cuba, ya que han permitido capturar especies de murciélagos insectívoros que raramente son capturadas en las redes de niebla.

#### INVENTARIOS ACÚSTICOS

Un método que cada vez es más utilizado en los inventarios y el monitoreo de murciélagos es mediante el registro de sus llamadas de ecolocalización utilizando detectores de murciélagos (Parsons y Szewczak, 2009). La ecolocalización es el sistema de orientación que poseen algunas especies de murciélagos y delfines para orientarse en el espacio y obtener alimentos. Este sistema se basa en la emisión de vocalizaciones, en su gran mayoría ultrasónicas y en la recepción de los ecos que retornan. Los detectores de murciélagos son equipos que tienen micrófonos que permiten convertir el sonido de las llamadas ultrasónicas en señales eléctricas, las que posteriormente pueden ser escuchadas, visualizadas, almacenadas y analizadas (Parsons y Szewczak, 2009). Existen varios tipos de detectores y micrófonos (Fig. 21.12) que difieren en sus

mecanismos para transformar los ultrasonidos en frecuencias audibles al humano y extraer su contenido espectral (Brigham *et al.*, 2004). El análisis de las llamadas de un sitio permite identificar un número significativo de las especies presentes y hacer estimaciones sobre los niveles de actividad o uso del hábitat basado en índices de actividad relativa (Miller, 2001; Sueur *et al.*, 2014).

El inventario con detectores tiene la ventaja de muestrear en sitios donde los métodos de captura podrían ser ineficientes o muy difíciles de emplear, como son el dosel del bosque, sobre grandes cuerpos de agua y en pastizales. El mayor inconveniente de este método es el costo de los equipos y que algunos diseños de muestreo requieren de soporte técnico, como una computadora y programas especializados para el procesamiento de las llamadas. No obstante, se ha demostrado que el uso simultáneo de métodos de captura y detectores de murciélagos puede incrementar notoriamente el número de especies detectadas en un sitio (*e.g.* MacSwiney *et al.*, 2008).

Las características de las señales obtenidas en el campo posteriormente son comparadas, de forma cualitativa o cuantitativa, con bibliotecas de sonidos o con llamadas de identidad conocidas. No obstante, en ocasiones la discriminación de especies puede ser difícil dada la similitud inter-específica de las llamadas

entre algunas especies. Los murciélagos producen dos tipos de señales básicas, las cuales difieren en sus propiedades funcionales: las señales de frecuencia constante (FC) y las de frecuencia modulada (FM). Las de frecuencia constante (Fig. 21.13 I) son señales relativamente largas (> 20 milisegundos) de un valor de frecuencia constante. Por otra parte, las de frecuencia modulada (Fig. 21.13 IV), son llamadas que generalmente comienzan en valores altos de frecuencia y descienden en un corto intervalo de tiempo (generalmente alrededor de 2 ms) (Limpens, 2004).

Una de las limitaciones de este método es que en muchos casos no se dispone de bibliotecas o repositorios de llamadas conocidas para la identificación de las especies. No obstante, a diferencia de la mayoría de los países del Caribe insular, en Cuba se han caracterizado las llamadas de muchas especies (*e.g.* Macías *et al.*, 2005; Macías *et al.*, 2006; Rodríguez y Mora, 2006; Mora *et al.*, 2011) lo que facilitaría la implementación de este tipo de métodos en los inventarios y el monitoreo de especies de murciélagos. La Figura 21.13 y el Anexo 21.2 compendian información que podría servir de base para la identificación de algunas especies de murciélagos cubanos cuando se empleen métodos acústicos. Los valores y patrones espectrales que se muestran reflejan las situaciones más comunes en ambos casos. Esto es importante debido a que las especies de murciélagos presentan una gran flexibilidad en su patrón vocal y algunas veces este puede ser diferente, relacionado fundamentalmente con la conducta de forrajeo y las características del hábitat.

Con los detectores se pueden implementar dos tipos de diseño de muestreo: los activos y los pasivos (Britzke, 2004; Jones *et al.*, 2004). En los activos el investigador sostiene el detector con la mano y puede ir orientando la dirección del micrófono del detector respecto al murciélago. Este tipo de diseño permite obtener señales de mejor calidad y se emplea para generar bibliotecas de llamadas, además se puede utilizar a través de transectos y en puntos fijos cercanos a los sitios de capturas para combinar los resultados de ambos mé-



Figura 21.12. Algunos tipos de detectores de murciélagos: Pettersson D 1000 × (A), Pettersson D 240 × (B), Pettersson D500x (C), EM3 Active Ultrasonic (D), Anabat (E) y SM2Bat (F). Los detectores C, E y F pueden emplearse en inventarios y monitoreos pasivos.

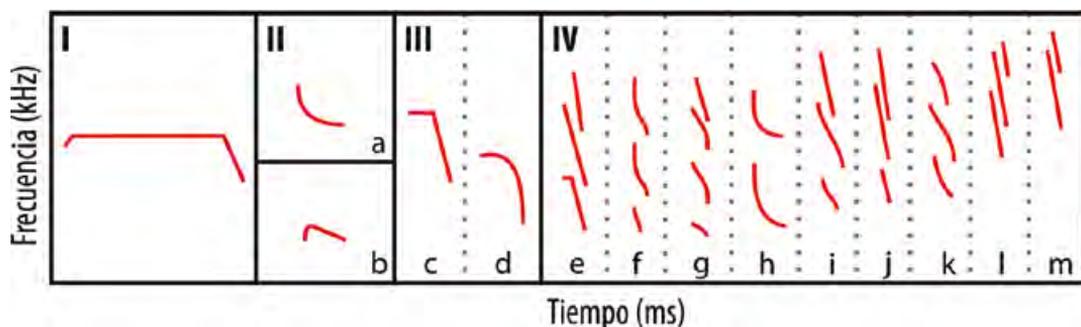


Figura 21.13. Esquema de los cuatro diseños típicos de llamadas de ecolocalización presente en murciélagos cubanos; I. Llamadas con un gran segmento de frecuencia constante (FC) y cortos segmentos de frecuencia modulada (FM), que es típica de *Pteronotus parnelli*; II. Llamadas con un componente cuasi-constante [e. g. *Nycticeius cubanus* (a), *Eptesicus fuscus* (a), *Eumops ferox* (b), *Molossus molossus* (b), *Tadarida brasiliensis* (b)]; III. Llamadas de FM con un pequeño segmento de FC y donde el segmento de FM varían poco en frecuencia [e. g. *Pteronotus quadridens* (c), *Noctilio leporinus* (d)] y IV. Llamadas de FM descendente compuestas por múltiples armónicos [e. g. *Natalus primus* (e), *Nyctiellus lepidus* (f), *Mormoops blainvillei* (g), *Nyctinomops macrotis* (h), *Phyllonycteris poeyi* (i), *Brachyphylla nana* (j), *Artibeus jamaicensis* (k), *Macrotus waterhousei* (l) y *Monophyllus redmani* (m)]. En el Anexo 2 se muestran datos cuantitativos de algunos parámetros de las llamadas de ecolocalización de este grupo de especies de murciélagos cubanos.

todos. En los muestreos pasivos se utilizan equipos (e. g. Anabat, SM2-4) que tienen incorporados grabadoras automáticas y no requieren de la presencia del investigador. Este método tiene la ventaja de que se pueden muestrear varios sitios o hábitats a la vez y permite obtener información continua sobre los patrones de actividad de las especies (e. g. Mancina *et al.*, 2012). El mayor inconveniente que tiene el muestreo pasivo es que la dirección del micrófono (la cual es fijada al inicio de los muestreos) puede repercutir en la calidad y cantidad de las llamadas grabadas (Britzke, 2004). De manera general se sugiere colocar los micrófonos en un ángulo de 45° y a una altura mayor de 1 m respecto al suelo y para incrementar el número de especies detectadas podrían estar dirigidos hacia los caminos, claros dentro de la vegetación y cuerpos de agua.

#### RECOLECTA Y ANÁLISIS DE EGAGRÓPILAS

Las egagrópilas son cuerpos esféricos constituidos por elementos no digeridos (e. g. pelos, plumas, huesos, exoesqueletos de insectos) que son regurgitados por algunas aves. El análisis del contenido de las egagrópilas es un método que ha sido empleado para estimar la presencia y composición de comunidades

de pequeños mamíferos (roedores y murciélagos) en muchas regiones del mundo (Yom-Tov y Wool, 1997; Torre *et al.*, 2004). En Cuba la Lechuza (*Tyto alba*) y la Siguapa (*Asio stygius*) son algunos de los depredadores de murciélagos que forman egagrópilas. Éstas pueden ser recolectadas en nidos activos y/o bajo perchas y refugios de alimentación, que en el caso de la Lechuza son frecuentes en zonas vestibulares de cuevas a través de todo el país.

Para este método se sugiere primeramente indagar en el área la existencia de sitios conocidos de nidificación y/o perchas. Estas especies muestran fidelidad a los sitios de anidamiento y utilizan las perchas por varios años, por lo que es frecuente encontrar gran cantidad de egagrópilas así como de restos de presas (e. g. cráneos y huesos post-craneales) disgregados en el suelo (Fig. 21.14). Las egagrópilas, así como otros restos de presas que se encuentran disgregados, deben ser recolectados y guardados en bolsas de nylon o papel. Es esencial incorporar a las bolsas, etiquetas con la mayor cantidad de información (e. g. fecha, nombre de la localidad, coordenadas geográficas, tipo de refugio: cueva, árbol o construcción antrópica, vegetación predominante que circunda el lugar, etc.). Las

muestras de una misma localidad podrían incorporarse en las mismas bolsas; no obstante, no deben mezclarse egagrópilas de diferentes sitios o recolectadas en diferentes años.

En el laboratorio, las egagrópilas podrán ser desmenuzadas en seco con la ayuda de pinzas o sumergirlas en un recipiente con agua. Los restos de los diferentes tipos de presas (e.g. aves, anfibios, insectos, mamíferos) deberán ser separados y agrupados. El empleo de lupas o microscopios estereoscópicos, en algunos casos, podrán facilitar la separación del material. Una vez separado el material deberá ser identificado hasta el más bajo nivel taxonómico posible, para esto es importante auxiliarnos de material óseo de referencia, colecciones zoológicas, claves de campo o enviar las muestras a especialistas. Nosotros sugerimos siempre conservar las muestras y si es posible incorporarlas a alguna colección, sobre todo cuando se hayan encontrado especies raras o existan dudas acerca de la identificación taxonómica. Silva (1979) publicó claves que permiten la identificación al nivel de especies de cráneos y mandíbulas de la mayoría de las especies de murciélagos cubanos.

En Cuba los roedores múridos (ratas y guayabito) al parecer constituyen los mamíferos más frecuentes en la dieta actual de la Lechuza; sin embargo, se han identificado al menos 17 especies de murciélagos como parte de su dieta (Hernández y Mancina, 2011) y



Figura 21.14. Egagrópilas sobre restos de huesos de pequeños mamíferos y aves en una percha de Lechuza (*Tyto alba*) en la sierra del Chorillo, Camagüey © H. M. Díaz

la composición de las presas puede variar notablemente entre localidades. Además de la presencia de especies, la cuantificación del número de individuos podría servir para inferir la abundancia de las poblaciones de presas, así como un indicador de posibles refugios diurnos cercanos. En Cuba las especies de murciélagos más frecuentes en las egagrópilas son generalmente las fitófagas de mayor tamaño, como *Artibeus jamaicensis*, *Brachyphylla nana*, *Phyllonycteris poeyi* y *Phyllops falcatus*; los insectívoros pequeños, como los mormópidos del género *Pteronotus*, raramente se encuentran. No obstante, especies muy raras, como *Antrozous koopmani* y *Dasypterus insularis*, aparecen con relativa mayor frecuencia en las egagrópilas que en muestreos convencionales con redes.

#### INVENTARIOS DE MURCIÉLAGOS EN CUEVAS

Más de 70 % de la superficie de Cuba está cubierta de rocas calizas y las cuevas son elementos muy comunes en el paisaje de la isla. Con la excepción de unas pocas especies que se refugian en los árboles o en estructuras hechas por el hombre, 16 utilizan las cuevas como refugio y de éstas, 10 son exclusivamente cavernícolas. Las cuevas pueden ser habitadas por una especie o por colonias de varias especies. Los inventarios de murciélagos cavernícolas se pueden realizar en el interior de las cuevas, mediante la observación directa y la captura con redes manuales (jamos) o durante el éxodo, donde no es necesario entrar al refugio y los murciélagos son capturados en las cercanías de la entrada durante la salida nocturna.

Al momento de realizar inventarios en un área es importante indagar sobre la presencia de cuevas y tratar de inventariarlas todas. Dentro de algunos tipos de cuevas los murciélagos podrán ser detectados por inspección visual; de tenerlos disponible, se podrán usar equipos de visión nocturna, lámparas de luz infrarroja (para reducir la perturbación dentro de las colonias), así como cámaras fotográficas o de video. Los que realicen esta actividad deben contar con una fuente de luz apropiada y segura, preferentemente

lámparas de cabeza (frontales) para tener libres las manos y libertad de movimientos, ya sea para caminar dentro de la cueva, realizar anotaciones o para la toma de fotografías. Las fotos podrían ser útiles para la identificación de especies que no puedan ser observadas de cerca o identificadas *in situ* por falta de luz. Es importante destacar que dentro de las cuevas las diferentes especies de murciélagos pueden segregarse espacialmente; existen algunas que son más tolerantes a la luz y a las fluctuaciones de la temperatura, y utilizan las zonas vestibulares o más cercanas a las entradas y otras prefieren las galerías o salones más profundos. Es por eso que es necesaria la inspección de la mayor cantidad de salones y galerías dentro de las cuevas; en ocasiones la presencia y acumulación de guano en el piso de la cueva podría indicar hacia donde observar.

En cuevas grandes y con puntales altos, y donde se hace imposible el inventario por observación directa, se realizarán capturas dentro de las cuevas mediante los métodos antes mencionados (*e. g.* trampas de arpas, redes de niebla) o empleando redes manuales o jamos. Es importante señalar que el trabajo de inspección y captura dentro de las cuevas inevitablemente provoca perturbaciones a las colonias de murciélagos que allí habitan. Estas alteraciones son particularmente grandes

en aquellas cuevas o salones utilizadas por las hembras de algunas especies para formar colonias de maternidad. Es por eso que se recomienda que los inventarios sean realizados por un mínimo de personas (preferentemente dos) y evitar hacerlos entre abril y julio, meses que coinciden con el período de lactancia de la mayoría de las especies de murciélagos cavernícolas en Cuba (Silva, 1979). De realizarlo durante este período se corre el riesgo de provocar mortalidad en los neonatos de estas especies.

Además de la presencia de la especie, en ocasiones interesa tener estimados del número de individuos. Los dos métodos más factibles en Cuba para hacer estimaciones del tamaño de las colonias de murciélagos es a través del conteo directo en los refugios y el conteo de los individuos cuando salen de los refugios a forrajear (*e.g.* cuevas, construcciones). En cuevas donde habitan grandes colonias (habitualmente miles de individuos) el conteo directo de los individuos desde el interior es casi imposible, pues los murciélagos se mantienen activos todo el año (no hibernan) y una mínima perturbación provoca que comiencen a volar. El conteo directo solo podría ser realizado en cuevas que albergan pequeñas colonias, las que generalmente se concentran en campanas de disolución y en grietas de las paredes. Una alternativa para



Figura 21.15. Fotografía tomada en el interior de una cueva de calor para hacer estimaciones del tamaño de la colonia basada en el área de pared ocupada.

estimar el número de individuos en colonias numerosas es realizando extrapolaciones basadas en la densidad de los individuos y el área de pared y/o techo ocupada (Hayes *et al.*, 2009). Tomar varias fotografías de áreas de superficie conocida del techo o paredes cubiertas por murciélagos (Fig. 21.15) podría facilitar tener estimados de la densidad promedio de murciélagos (*e.g.* individuos/m<sup>2</sup>); no obstante, estos valores de densidad serán dependientes de la conducta de agrupamiento y tamaño de los individuos, por lo que los valores son especie-específico.

Para estimar el número de individuos cuando están emergiendo de los refugios se han empleado varias técnicas; por ejemplo, Rodríguez-Durán y Lewis (1987) usaron fotografías del éxodo para hacer estimaciones del tamaño de las poblaciones de murciélagos que habitaban una cueva de calor en Puerto Rico. En la actualidad existen dispositivos, como las cámaras de visión nocturna y técnicas que usan imágenes del infrarrojo-térmico que permiten el conteo individual de murciélagos (Betke *et al.*, 2008); no obstante, estas técnicas requieren una infraestructura técnica que las hace costosas en el contexto cubano. Otro método consiste en utilizar detectores de murciélagos para registrar las llamadas de ecolocalización de las especies cuando estas salen del refugio. Mora *et al.* (2002) utilizaron este método y determinaron índices de actividad relativa en especies que habitan una cueva del occidente de Cuba.

La captura de los individuos durante el éxodo (*e.g.* redes manuales, trampas arpas), aunque no permite determinar el número de individuos, posibilita obtener un estimado de la abundancia relativa de las especies, al dividir el número de individuos capturados de una especie entre el total de capturas. Las capturas deben hacerse en intervalos regulares (*e.g.* 10 -15 min) y espaciadas en el tiempo, para abarcar la variación temporal de la salida de las especies (Silva, 1979). Estos muestreos también posibilitan estimar la proporción de sexos, la presencia de juveniles, masa corporal (como una aproximación del estado nutricional), dieta (cuando se capturan de regreso

al refugio), etc. Varios de los métodos señalados anteriormente, cuando son replicados en el tiempo, permiten el monitoreo de las poblaciones de murciélagos en determinado refugio. Existen otros métodos que posibilitan evaluar de forma indirecta los cambios temporales en las poblaciones de murciélagos. Entre los métodos indirectos que se pudieran aplicar en cuevas cubanas está el de cuantificar los cambios en la deposición de guano o restos de alimentación (*e.g.* frutos o restos de insectos) que podrían brindar un índice del uso relativo de los refugios (Hayes *et al.*, 2009).

#### INVENTARIOS EN OTROS TIPOS DE REFUGIOS

Además de las cuevas, los murciélagos en Cuba utilizan una amplia variedad de lugares donde pasan las horas diurnas, estos pueden incluir fundamentalmente edificaciones (*e.g.* falsos techos, puentes, grietas en las paredes, etc., Fig. 21.16A) y árboles (Silva, 1979) (Fig. 21.16B). Una forma de muestrear las especies de un área es localizando posibles lugares de refugios, ya sea a través de recorridos o entrevistas a moradores locales. La detección de estos refugios permitirá no solo señalar la presencia de algunas especies y el tamaño de sus poblaciones, sino identificar posibles sitios de importancia para el manejo y la conservación de estos mamíferos, ya que su presencia en el área podrá estar determinada por la preservación y el manejo de sus refugios. Varias de las especies más amenazadas de murciélagos de Cuba muestran hábitos de refugio arborícolas (Mancina, 2012), por lo que la preservación de sus plantas-refugio es un elemento clave para la conservación de estas especies.

La captura de los murciélagos que se refugian, ya sea en árboles o construcciones, se puede realizar durante las salidas crepusculares o nocturnas mediante los métodos de capturas anteriormente señalados (*e.g.* redes, trampas de arpas, redes manuales) o durante el reposo diurno. En este último caso, los murciélagos podrán capturarse durante las últimas horas de la mañana, que es cuando están menos activos, con la mano y en el caso que se refugien



Figura 21.16. Grupo de murciélagos (*Molossus molossus*) en una grieta de un edificio (A), colonia de murciélagos pescadores (*Noctilio leporinus*) utilizando una palma hueca como refugio (B). © C. A. Mancina (A) y © C. A. Borrego (B).

en grietas estrechas de techos y paredes (Fig. 21.16A), se podrán utilizar pinzas largas (cuidando de no dañar al animal). No obstante, al igual que ocurre con las especies cavernícolas, es importante seleccionar la época no reproductiva para no alterar las colonias; la continuada perturbación a éstas podría provocar que los murciélagos abandonaran los refugios.

#### MARCAJE

Existen métodos que basados en la capturas, el marcaje de los murciélagos y eventos de recaptura permiten estimar el tamaño de la población de determinada especie, así como otros parámetros poblacionales como las tasas de supervivencia, reclutamiento y crecimiento (O'Donnell, 2009). El análisis de los datos de captura-recaptura involucra el uso de modelos y programas de computación, como MARK (White y Burnham, 1999). Existen dos tipos de modelos, los que asumen que la población bajo estudio es cerrada o la población es abierta. Una población se considera cerrada cuando no existan eventos de nacimientos, mortalidad, emigraciones o inmigraciones. Una colonia de murciélagos adultos podría considerarse cerrada solo entre el final de la gestación e inicios de la lactación, periodo previo en que las crías comienzan a volar y donde las hembras muestran una elevada fidelidad al sitio de refugio (Kunz *et al.*, 2009). El método más sencillo requiere de dos secciones de captura, en la primera los murciélagos capturados son marcados y liberados, y en la segunda, que debe ser lo más cercana posible a la primera, los murciélagos son remuestreados. Cuando se considera que la población es abierta (ocurren nacimientos, muertes, inmigración, etc.) se emplean modelos para poblaciones abiertas (Lettink y Armstrong, 2003) que permiten estimar además del tamaño, la probabilidad de supervivencia de la población, entre otros parámetros. Todos estos modelos asumen que: (1) no existen diferencias en la mortalidad de individuos marcados y no marcados, (2) ambos grupos tienen la misma probabilidad de ser recapturados, (3) las marcas no se perderán y (4) los animales marcados se mezclarán libre y aleatoriamente en la población estudiada.

En varias localidades de Cuba se han empleado protocolos de marcajes de poblaciones de murciélagos (Mancina, 2011; H. Vela, com. pers., J. Monzón, com. pers.), fundamentalmente para realizar estudios conductuales (e. g. movimiento entre refugios, fidelidad a las áreas de alimentación y de refugio, etc.). Existen varios métodos de marcajes (Kunz y

Weise, 2009), entre los empleados en Cuba se encuentran los collares plásticos o metálicos con anillos metálicos numerados o de colores (Fig. 21.17A) y las bandas metálicas de aluminio y acero inoxidable en los antebrazos y falanges (Fig. 21.17B). A pesar de la información que podría brindar el marcaje, este método debe usarse con precaución y solo en los estudios de monitoreo que lo requieran. En ocasiones las bandas y collares provocan irritación y peladuras en la piel, y muchas veces los murciélagos se muerden y dañan el antebrazo tratando de liberarse de estas marcas.



Figura 21.17. Individuo de murciélago lengüilargo (*Monophyllus redmani*) recapturado portando un collar plástico con un anillo numerado (A), murciélagos fruteros (*Artibeus jamaicensis*) con bandas numeradas en el antebrazo (B). © C. A. Mancina.

Como se ha señalado anteriormente, la combinación de diferentes métodos de muestreo es la forma más efectiva para conocer la diversidad de murciélagos que habita o utiliza un área. La Figura 21.18 muestra la complementariedad de los métodos en un monitoreo a largo plazo en la sierra del Rosario, cordillera de Guaniguanico (Mancina *et al.*, 2007; Mancina, 2011). De las 19 especies de murciélagos registradas durante los muestreos, ocho solo fueron detectadas por un método. El empleo de detectores de murciélagos (Anabat) permitió registrar tres especies de murciélagos insectívoros que habitualmente forrajean en los estratos más altos de la vegetación o por encima del dosel. De manera general, la selección de los métodos a emplear en un sitio dependerá de los objetivos y las características (e. g. cobertura boscosa, presencia de cuevas, etc.), así como de la disponibilidad del equipamiento y de personal técnico o de apoyo. En la actualidad el Programa para la Conservación de los Murciélagos de Cuba (PCMCu) implementa un protocolo que combina los métodos incluidos en este capítulo para el inventario rápido de especies dentro del Sistema Nacional de Áreas Protegidas de la isla.



Figura 21.18. Esquema que representa el número de especies registradas en bosques de sierra del Rosario, cordillera de Guaniguanico, mediante tres métodos de muestreo, se ilustran las especies detectadas de manera única y compartida entre los métodos.

## PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA USO CIENTÍFICO Y COLECCIONES ZOOLOGICAS

En muchas ocasiones, durante los inventarios, se capturan individuos que no pueden ser identificados en el campo o constituyen localidades muy lejanas del ámbito de distribución conocido de la especie. En el caso de los mamíferos terrestres cubanos la mayor probabilidad de que esto ocurra es cuando se capturan murciélagos; no obstante, aún existen localidades donde la recolecta de jutías podría ser necesaria (*e. g.* cayería que rodea a la isla principal de Cuba, zonas montañosas de la región oriental). La recolecta y preservación de estos ejemplares podría permitir la posterior identificación o representar especímenes testigos de localidades de interés biogeográfico (Sikes *et al.*, 2011). Por otra parte, estos ejemplares y sus datos asociados representan una fuente de información permanente para muchas otras ramas de la biología (*e. g.* anatomía, morfología, parasitología, etc.). Aquí es conveniente destacar que todas las especies de mamíferos autóctonos se encuentran identificadas en el anexo de la Resolución 160 del Consejo de Estado de Cuba como especies de especial significación para la diversidad biológica en el país. Esto significa que, para la captura y posterior recolecta de individuos es necesario contar con permisos que son otorgados por el Centro de Inspección y Control Ambiental (CICA), perteneciente a la Oficina de Regulación Ambiental y Seguridad Nuclear.

El sacrificio de los animales para su posterior preservación debe ser rápido y lo menos doloroso posible (Sikes *et al.*, 2011). Aunque se han descrito varios métodos de eutanasia, como son varios tipos de sustancias inhalantes (*e. g.* éter, cloroformo, halotano, etc.), estas generalmente son difíciles de conseguir en Cuba y en muchos casos son tóxicas. En nuestra experiencia la vía más efectiva para el sacrificio, al menos de murciélagos, es la dislocación cervical. Para esto se pueden usar pinzas planas (para no cortar la piel) o directamente con la mano, el murciélago se sostiene con una mano poniendo el pulgar sobre la parte posterior del cuello y con la otra mano

se jala el animal rápidamente hacia atrás, la presión del pulgar causa la separación de las vertebrae cervicales (Simmons y Voss, 2009).

Un ejemplar sin datos de recolecta carece de valor, por lo que se sugiere adjuntarle la mayor cantidad de información relacionada con el sitio de captura y otros datos del individuo (*e. g.* masa corporal, longitud del cuerpo, longitud del antebrazo, condición reproductiva, etc.). Entre los datos de recolecta que no deben faltar se encuentran: el nombre de la localidad (*e. g.* nombre de la cueva, poblado más cercano, municipio, etc.) o las coordenadas geográficas del sitio tomadas con un sistema de posicionamiento global (GPS), la fecha de captura y el nombre del recolector. Estos datos deben plasmarse en una etiqueta (preferentemente de cartulina resistente al agua) que podrá sujetarse a las extremidades posteriores del ejemplar para evitar que se extravíe o se mezcle con la de otros. Los datos se deben escribir con un lápiz para evitar que estos se borren por la acción del líquido preservante.

La técnica de preservación que se explicará en este capítulo será la conservación en líquido, la cual es muy ventajosa, práctica y relativamente fácil de realizar, sobre todo teniendo en cuenta las condiciones poco favorables de trabajo que pueden presentarse en el campo. Esta técnica consta de tres pasos fundamentales: la preparación para la fijación, la fijación y por último la transferencia al medio de almacenamiento (Simmons y Voss, 2009). Durante la preparación, antes de que comience el *rigor mortis*, se insertará dentro de la cavidad bucal una pequeña bolita de algodón o de papel, lo suficientemente grande como para que la boca quede abierta y hacer visible los dientes, los que tienen carácter diagnóstico. Posteriormente, el animal debe ser colocado en una postura que facilite el examen de caracteres morfológicos importantes y otras estructuras externas (*e. g.* órganos reproductivos, glándulas). Las patas han de quedar extendidas dejando libre la zona abdominal en el caso de las traseras y las delanteras no deben superponerse con el cuello o mandíbula inferior; en el caso de los murciélagos las alas

deberán quedar plegadas a ambos lados del cuerpo. Para facilitar y fijar la posición de las alas se pueden utilizar cordeles o alambritos finos. El cuello debe extenderse en sentido anterior para que la garganta quede visible.

Para la fijación se requerirá la inmersión total del individuo en alcohol etílico concentrado (80 – 95 %). Para evitar la descomposición de las vísceras a los murciélagos se le debe inyectar en la cavidad abdominal un volumen de este alcohol hasta que se note llena y firme, o se le podrá realizar un pequeño corte para facilitar que entre la solución fijadora. En el caso de las jutías, además, se le deberá inyectar etanol concentrado en la región pectoral y en los músculos más grandes y el cuello para garantizar una mejor fijación. El tiempo de inmersión en esta solución alcohólica depende del tamaño del animal y del número de muestras que se fijen a la vez, aunque en el caso de los murciélagos dos días podría ser suficiente.

Para determinar si la muestra se ha fijado adecuadamente se presionan el abdomen y los músculos y deben sentirse firmes al tacto. Después de la fijación las muestras pueden transferirse al frasco donde serán almacenadas permanentemente. El medio preservante más apropiado es alcohol etílico 70 %. En el caso de los quirópteros, estos podrán ser colocados individualmente en pequeñas bolsas de nylon para poder realizar la recolecta de ectoparásitos sin que ocurra la “contaminación” entre ejemplares. En muchas ocasiones no se cuenta en el campo con todo el material necesario para la adecuada recolecta de una especie. Existen otros medios que podría permitir a los especialistas la identificación de una especie, como son fotografías, carcasas o restos óseos. Estos también pueden constituir material importante a ser incorporados a las colecciones mastozoológicas.

## LITERATURA CITADA

Abreu, R., A. Rams y J. de la Cruz. 1990. El almiquí (*Solenodon cubanus*). Algunos aspectos de su historia, biología, y conservación. *Poeyana* 410: 1-20.

- Abreu, R., J. de la Cruz y A. Rams. 1988. Algunos datos sobre la alimentación del almiquí (*Solenodon cubanus*; Insectivora, Solenodontidae) en vida libre. *Garciana* 10: 2-3.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas González. 1991. The critical condition of hutias in Cuba. *Oryx* 25: 206-208.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas González. 1993. Valoración de la jutía conga, *Capromys pilorides* (Rodentia, Capromyidae), como recurso natural. *Biología* 7 (2-3): 125 – 138.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas. 1997a. Densidad y productividad de la Jutía Conga (*Capromys pilorides*) en mangles cubanos. *Caribbean Journal of Science* 33: 121-123.
- Berovides Álvarez, V. y A. Comas. 1997b. Abundancia de la jutía conga, *Capromys pilorides* (Rodentia: Capromyidae) en varios hábitats de Cuba. *Revista Biología* 11: 25-30.
- Berovides Álvarez, V. y O. Pimentel. 2000. Densidad y coexistencia de tres especies de roedores caviomorfos en el área protegida “Mil Cumbres”, Pinar del Río, Cuba. *Revista Biología* 14: 22-26.
- Betke, M., D. E. Hirsh, N. C. Makris, G. F. McCracken, M. Procopio, N. I. Hristov, S. Tang, A. Bagchi, J. D. Reichard, J. W. Horn, S. Crampton, C. J. Cleveland y T. H. Kunz. 2008. Thermal imaging reveals significantly smaller Brazilian free-tailed bat colonies than previously estimated. *Journal of Mammalogy* 89: 18-24.
- Borroto-Páez, R. y C. A. Mancina. 2017. Biodiversity and conservation of Cuban mammals: past, present, and invasive species. *Journal of Mammalogy* 98 (4): 964-985.
- Borroto-Páez, R. y C. A. Mancina (eds.). 2011. *Mamíferos en Cuba*. UPC Print, Vaasa, Finland, 271 pp.
- Borroto-Páez, R. y G. Begué Quiala. 2011. El almiquí. Pp. 64-71. En: *Mamíferos en Cuba* (R. Borroto-Páez y C. A. Mancina, eds). UPC Print, Vaasa, Finland, 271 pp.
- Bremner-Harrison, S., S. W. R. Harrison, B. L. Cypher, J. D. Murdoch, J. Maldonado y S. K. Darden. 2006. Development of a single-sampling noninvasive hair snare. *Wildlife Society Bulletin* 34: 456-461.
- Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons y H. J. G. A. Limpens (eds.). 2004. *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Brinkløv, S., E. K. V. Kalko y A. Surlykke. 2009. A. Intense echolocation calls from two ‘whispering’ bats, *Artibeus jamaicensis* and *Macrophy-*

- llum macrophyllum* (Phyllostomidae). *Journal Experimental Biology* 212: 11–20 (2009).
- Britzke, E. R. 2004. Designing monitoring programs using frequency-division bat detectors: active versus passive sampling. Pp. 79–83. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Comas González, A., R. González Brito, G. Cepero La Rosa y V. Berovides Álvarez. 1989. Densidad de la jutía conga, *Capromys pilorides* (Rodentia: Capromyidae), en el área protegida Sierra del Chorrillo, Camagüey. *Ciencias Biológicas* 21-22:115-129.
- Castro-Arellano, I., C. Madrid-Luna, T. E. Lacher y L. León-Paniagua. 2008. Hair trap efficacy for detecting medium and large carnivores in the Tropics. *Journal of Wildlife Management* 72: 1405-1412.
- Eisenberg, J. F. y N. González. 1985. Observations on the natural history of *Solenodon cubanus*. *Acta Zoologica Fennica* 173: 275-277.
- Gundlach, J. 1877. *Contribución a la mamalogía cubana*. C. Montiel y Co., La Habana, 53 pp.
- Hayes, J. P., H. K. Ober y R. E. Sherwin. 2009. Survey and monitoring of bats. Pp. 112-132. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Hernández Martínez, F. R.; J. L. Linares Rodríguez; R. Sotolongo Sospedra y H. Barrero Medel. 2005. Densidad y distribución de la jutía conga (*Capromys pilorides* Say) a través de diferentes formaciones vegetales de la Reserva de la Biosfera Península de Guanahacabibes, Cuba. *Revista electrónica de Veterinaria* VI (9). <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n090905.html>
- Hernández Muñoz, A. y C. A. Mancina. 2011. La dieta de la Lechuza (*Tyto alba*) (Aves: Strigiformes) en hábitat naturales y antropógenos de la región central de Cuba. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 82: 309-318.
- Hill, D., M. Fasham, G. Tucker, M. Shewry y P. Shaw (eds.). 2005. *Handbook of Biodiversity Methods. Survey, evaluation and Monitoring*. Cambridge University Press, 573 pp.
- Isaac, N. J. B., S. T. Turvey, B. Collen, C. Waterman y J. E. M. Baillie. 2007. Mammals on the EDGE: Conservation Priorities Based on Threat and Phylogeny. *Plos One* 2: e296. doi:210.1371/journal.pone.0000296.
- Jones, G., N. Vaughan, D. Russo, L. P. Wickramasinghe y S. Harris. 2004. Designing bat activity surveys using time expansion and direct sampling of ultrasound. Pp. 83 – 89. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Kunz, T. H., R. Hodgkinson y C. D. Weise. 2009. Methods of capturing and handling bats. Pp. 3-35. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Kunz, T. H. y C. D. Weise. 2009. Methods and devices for marking bats. Pp. 36-56. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Kunz, T. H. y S. Parsons (eds). 2009. *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Lettink, M. y D. P. Armstrong. 2003. An introduction to mark-recapture analysis for monitoring threatened species. *Department Conservation Technical Series* 28A: 5-32.
- Limpens, H. J. 2004. Field identification: using bat detectors to identify species. Pp. 44 -57. En: *Bat Echolocation Research: tools, techniques and analysis*. Bat Conservation International. Austin, Texas (Brigham, M., E. K. V. Kalko, G. Jones, S. Parsons, y H. J. G. A. Limpens, eds). Bat Conservation International. Austin, Texas, 167 pp.
- Linares Rodríguez, J. L., V. Berovides Álvarez, A. Rojas Valdés, L. Márquez Llauger, D. Cobián Rojas, J. A. Camejo Lamas y A. Sosa Prieto. 2010. Morfometría, densidad y alimentación de la jutía conga (*Capromys pilorides* Say) en la Reserva de Biosfera Península de Guanahacabibes. *Cubazoo* 21: 61-65.
- Macías, S. y E. C. Mora. 2006. Variability in the echolocation behavior of the big fruit-eating bat *Artibeus jamaicensis parvipes* (Chiroptera: Phyllostomidae) in Cuba. *Revista Biología* 20: 24-29.
- Macías, S., E. C. Mora, A. García e Y. Macías. 2006. Echolocation behavior of *Brachyphylla nana* (Chiroptera: Phyllostomidae) under laboratory conditions. *Caribbean Journal of Science* 42: 114-120.

- Macías, S., E. C. Mora, C. Koch y O. von Helversen. 2005. Echolocation behavior of *Phyllops falcatus* (Chiroptera: Phyllostomidae): unusual frequency range of the first harmonic. *Acta Chiropterologica* 7:275-283.
- Macías, S., E. Mora y A. García. 2006. Acoustic identification of mormoopid bats: a survey during the evening exodus. *Journal of Mammalogy* 87: 324-330.
- MacSwiney, M. C., F. M. Clarke y P. A. Racey. 2008. What you see is not what you get: the role of ultrasonic detectors in increasing inventory completeness in Neotropical bat assemblages. *Journal of Applied Ecology* 45:1364-1371.
- Mancina, C. A. 2008. Effect of moonlight on nocturnal activity of two Cuban nectarivores: the Greater Antillean Long-tongued bat (*Monophyllus redmani*) and Poey's Flower bat (*Phyllonycteris poeyi*). *Bat Research News* 49: 71-74.
- Mancina, C. A. 2011. Los murciélagos de la Reserva de la Biosfera "Sierra del Rosario", Cuba: un proyecto de monitoreo a largo plazo. *Boletín RELCOM* 2:5-9.
- Mancina, C. A. 2012. Mamíferos. Pp. 268-274. En: *Libro rojo de los vertebrados de Cuba* (H. González; L. Rodríguez; A. Rodríguez; C.A. Mancina y I. Ramos, eds). La Habana: Editorial Academia, La Habana, 303 pp.
- Mancina, C. A. y I. Castro-Arellano. 2013. Unusual temporal niche overlap in a phytophagous bat ensemble of western Cuba. *Journal of Tropical Ecology* 29: 511-521.
- Mancina, C. A., L. Echenique, A. Tejedor, L. García, A. Daniel y M. Ortega. 2007. Endemics under threat: An assessment of the conservation status of Cuban bats. *Hystrix, Italian Journal of Mammalogy* 18: 3-15.
- Mancina, C. A., L. García y R. Capote. 2007. Habitat use by phyllostomid bat assemblages in secondary forests of the "Sierra del Rosario" Biosphere Reserve, Cuba. *Acta Chiropterologica* 9:203-218.
- Mancina, C. A., L. García y B. W. Miller. 2012. Wing morphology, echolocation, and resource partitioning in syntopic Cuban mormoopid bats. *Journal of Mammalogy* 93: 1308-1317.
- Miller, B. W. 2001. A method for determining relative activity of free flying bats using a new activity index for acoustic monitoring. *Acta Chiropterologica* 3: 93-105.
- Mora, E. C., S. Macías, D. Rojas, A. Rodríguez, I. Quiñones, A. García, A. Cádiz y B. Boburg. 2002. Aplicación de métodos bioacústicos y convencionales en la caracterización de la comunidad de murciélagos de la Cueva del Indio, Tapaste, La Habana, Cuba. *Revista Biología* 16: 159-166.
- Mora, E. C., S. Macías, M. Vater, F. Coro y M. Kossel. 2004. Specializations for aerial hawking in the echolocation system of *Molossus molossus* (Molossidae, Chiroptera). *Journal of Comparative Physiology A* 190: 561-574.
- Mora, E. C. y L. Torres. 2007. Echolocation in the large molossid bats *Eumops glaucinus* and *Nyctinomops macrotis*. *Zoological Science* 25: 6-13.
- Mora, E. C. y S. Macías. 2006. Echolocation calls of Poey's flower bat (*Phyllonycteris poeyi*) unlike those of other phyllostomids. *Naturwissenschaften* 94: 380-383.
- Mora, E., C. Ibáñez, S. Macías, J. Juste B, I. López y L. Torres. 2011. Plasticity in the echolocation inventory of *Mormopterus minutus* (Chiroptera, Molossidae). *Acta Chiropterologica* 13:179-187.
- Murray, K. L., E. Fraser, C. Davy, T. H. Fleming y M. B. Fenton. 2009. Characterization of the echolocation calls of bats from Exuma, Bahamas. *Acta Chiropterologica* 11: 415-424.
- Noss R. F. 1990. Indicators for monitoring biodiversity: A hierarchical approach. *Conservation Biology* 4: 355-364.
- O'Donnell, C. F. 2009. Population dynamics and survivorship in bats. Pp. 158-176. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edition (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- O'Connell, A.F., J. D. Nichols y K. U. Karanth (Eds.). 2011. *Camera traps in animal ecology. Methods and analyses*. Springer, 271 pp.
- Parsons, S. y J. M. Szewczak. 2009. Detecting, recording, and analyzing the vocalizations of bats. Pp. 91 - 111. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edition (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Rodríguez, A. y E. C. Mora. 2006. The Echolocation repertoire of *Eptesicus fuscus* (Chiroptera: Vespertilionidae) in Cuba. *Caribbean Journal of Science* 42:121-128.
- Rodríguez-Durán, A. y A. R. Lewis. 1987. Patterns of population size, diet, and activity time for a multispecies assemblage of bats at a cave in Puerto Rico. *Caribbean Journal of Science* 23:352-360.
- Sánchez, L., C. R. Moreno y E. C. Mora. 2017. Echolocation calls of *Natalus primus* (Chiroptera: Natalidae): Implications for conservation monitoring of this species. *Cogent Biology* 3: 1355027.

- Sato, J. J., S. D. Ohdachi, L. M. Echenique-Díaz, R. Borroto-Páez, G. Begué-Quiala, J. L. Delgado-Labañino, J. Gámez-Díez, J. Alvarez-Lemus, S. T. Nguyen, N. Yamaguchi y M. Kita. 2016. Molecular phylogenetic analysis of nuclear genes suggests a Cenozoic over-water dispersal origin for the Cuban solenodon. *Scientific Reports* 6: 31173.
- Schnitzler, H., E. K. V. Kalko, I. Kaipf y A. D. Grinnell. 1994. Fishing and echolocation behavior of the Greater Bulldog bat, *Noctilio leporinus*, in the field. *Behavior Ecology and Sociobiology* 35: 327-345.
- Sikes, R. S., W. L. Gannon y “Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogist”. 2011. Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research. *Journal of Mammalogy* 92(1): 235-253.
- Silva Taboada, G. 1979. *Murciélagos de Cuba*. Editorial Academia, La Habana, 423 pp.
- Silva Taboada, G. 2002. Mamíferos de Cuba. Pp. 255-270. En: *Diversidad y conservación de los mamíferos neotropicales*. (G. Ceballos y J. A. Simonetti, eds.). CONABIO. UNAM, México, D. F.
- Silva Taboada, G., W. Suárez-Duque y S. Díaz-Franco. 2007. *Compendio de los mamíferos terrestres autóctonos de Cuba vivientes y extinguidos*. Ediciones Boloña, La Habana, 465 pp.
- Simmons, N. B. y R. S. Voss. 2009. Collection, preparation, and fixation of bats specimens and tissues. Pp. 849 – 867. En: *Ecological and behavioral methods for the study of bats*, 2da edición (T. H. Kunz y S. Parsons, eds.). The Johns Hopkins University Press, Baltimore, 901 pp.
- Sueur, J., A. Farina, A. Gasc, N. Pieretti y S. Pavoine. 2014. Acoustic indices for biodiversity assessment and landscape investigation. *Acta Acustica United with Acustica* 100: 772-781.
- Tejedor, A. 2011. Systematics of Funnel-eared bats (Chiroptera: Natalidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* 353: 1-140.
- Torre, I., A. Arrizabalaga y C. Flaquer. 2004. Three methods for assessing richness and composition of small mammal communities. *Journal of Mammalogy* 85: 524-530.
- Varona, L. S. 1974. *Catálogo de los mamíferos vivientes y extinguidos de las Antillas*. Academia de Ciencias de Cuba, La Habana, 139 pp.
- Walters, C. L., R. Freeman, A. Collen, C. Dietz, M. B. Fenton, G. Jones, M. K. Obrist, S. J. Puechmaille, T. Sattler, B. M. Siemers, S. Parsons y K. E. Jones. 2012. A continental-scale tool for acoustic identification of European bats. *Journal of Applied Ecology*.
- White G. C. y K. P. Burnham. 1999. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study* 46 (Supplement): 120–138.
- Wilson, D. E., F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster. 1996 (eds.). 1996. *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for Mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington, 409 pp.
- Yom-Tov, Y. y D. Wool. 1997. Do the contents of Barn Owl pellets accurately represent the proportion of prey species in the field? *The Condor* 99: 972-976.



*Monophyllus redmani*. © M. D. Tuttle

Anexo 21.1. Lista de especies de mamíferos vivientes de Cuba. Para cada especie se brinda el apéndice en el que aparecen en la Resolución 160 y la categoría de amenaza según el Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba (Mancina, 2012). Los endemismos se indican con un asterisco después del nombre científico.

Orden/Familia	Especies	Res. 160	Amenaza
Rodentia/ Capromyidae	<i>Capromys pilorides</i> (Say, 1822) *	I y II	
	<i>Mysateles prehensilis</i> (Poepig, 1824) *	I	
	<i>Mesocapromys melanurus</i> (Poey, 1865) *	I	Vu
	<i>Mesocapromys angelcabrerai</i> (Varona, 1979) *	I	CR
	<i>Mesocapromys auritus</i> (Varona, 1970) *	I	CR
	<i>Mesocapromys nanus</i> (G. M. Allen, 1917) *	I	CR
	<i>Mesocapromys sanfelipensis</i> (Varona y Garrido, 1970) *	I	CR
Chiroptera/ Noctilionidae	<i>Noctilio leporinus</i> (Linnaeus, 1758)	I	
Chiroptera/ Phyllostomidae	<i>Macrotus waterhousei</i> Gray, 1843	II	
	<i>Brachyphylla nana</i> Miller, 1902	I	
	<i>Phyllonycteris poeyi</i> Gundlach, 1861 *	I	
	<i>Erophylla sezekorni</i> (Gundlach, 1861)	I	
	<i>Monophyllus redmani</i> Leach, 1821	II	
	<i>Artibeus jamaicensis</i> Leach, 1821	II	
	<i>Phyllops falcatus</i> (Gray, 1839)	II	
Chiroptera/ Mormoopidae	<i>Mormoops blainvillei</i> Leach, 1821	II	
	<i>Pteronotus macleayi</i> (Gray, 1839)	II	
	<i>Pteronotus quadridens</i> (Gundlach, 1840)	II	
	<i>Pteronotus parnelli</i> (Gray, 1843)	II	
Chiroptera/ Natalidae	<i>Natalus primus</i> Anthony, 1919 *	I	CR
	<i>Nyctiellus lepidus</i> (Gervais, 1837)	I	
	<i>Chilonatalus macer</i> (Miller, 1914) *	I	
Chiroptera/ Vespertilionidae	<i>Nycticeius cubanus</i> (Gundlach, 1862)*	I	
	<i>Eptesicus fuscus</i> (Beauvois, 1796)	II	
	<i>Dasypterus insularis</i> (Hall y Jones, 1961) *	I	Vu
	<i>Lasiurus pfeifferi</i> (Gundlach, 1862) *	II	
	<i>Antrozous koopmani</i> Orr y Silva, 1960 *	I	Vu
Chiroptera/ Molossidae	<i>Molossus molossus</i> (Pallas, 1766)	II	
	<i>Tadarida brasiliensis</i> (I. Geoffroy, 1824)	II	
	<i>Mormopterus minutus</i> (Miller, 1899) *	I	Vu
	<i>Nyctinomops laticaudatus</i> (E. Geoffroy, 1805)	II	
	<i>Nyctinomops macrotis</i> (Gray, 1840)	II	
	<i>Eumops ferox</i> (Gundlach, 1862)	II	
Soricomorpha/ Solenodontidae	<i>Solenodon cubanus</i> Peters, 1861 *	I	CR

Anexo 21.2. Breve descripción del patrón de vocalizaciones de algunas especies de murciélagos presentes en Cuba, se incluyen algunas de las variables acústicas más usadas para reconocer las llamadas: Duración (Dur.) en milisegundos, frecuencia mínima (Fmín., kHz), frecuencia máxima (Fmáx., kHz) y frecuencia de máxima energía (FME). Estas variables pueden diferir ligeramente debido a los ajustes para realizar dichas mediciones. Entre paréntesis se identifican con letras el patrón de la llamada que se presenta en la Figura 13 y con números las referencias.

Grupo	Descripción	Dur	Fmín	Fmáx	FME	Familia	Especies
I	Llamadas con un gran segmento de FC, y cortos de FM; compuestas por múltiples armónicos	21	59	60	60	Mormoopidae	<i>Pteronotus parnelli</i> <sup>1</sup>
		3	33	62	42	Vespertilionidae	<i>Eptesicus fuscus</i> (a) <sup>2</sup>
II	Llamadas con un componente cuasi-constante	5	33	47	36	Vespertilionidae	<i>Nycticeius cubanus</i> (a) <sup>3</sup>
		14	15	23	18	Molossidae	<i>Eumops ferox</i> (b) <sup>4</sup>
		6	31	60	40	Molossidae	<i>Mormopterus minutus</i> (b) <sup>5</sup>
		4	21	58	38	Molossidae	<i>Tadarida brasiliensis</i> (b) <sup>6</sup>
		11	32	35	34	Molossidae	<i>Molossus molossus</i> (b) <sup>7</sup>
III	Llamadas de FM con un pequeño segmento de FC; llamadas de FM que varían poco la frecuencia	4	69	83	80	Mormoopidae	<i>Pteronotus quadridens</i> (c) <sup>1</sup>
		4	56	71	70	Mormoopidae	<i>Pteronotus macleayi</i> (c) <sup>1</sup>
		9	-	55	-	Noctilionidae	<i>Noctilio leporinus</i> (d) <sup>8</sup>
IV	Llamadas de FM descendente, compuestas por múltiples armónicos	2	46	104	79	Natalidae	<i>Natalus primus</i> (e) <sup>13</sup>
		3	71	114	83	Natalidae	<i>Nyctiellus lepidus</i> (f) <sup>6</sup>
		2	51	67	61	Mormoopidae	<i>Mormoops blainvillei</i> (g) <sup>1</sup>
		14	16	29	20	Molossidae	<i>Nyctinomops macrotis</i> (h) <sup>4</sup>
		5	34	46	39	Phyllostomidae	<i>Phyllonycteris poeyi</i> (i) <sup>3</sup>
		2	33	60	45	Phyllostomidae	<i>Erophylla sezekorni</i> (i) <sup>6</sup>
		2	34	89	59	Phyllostomidae	<i>Brachyphylla nana</i> (j) <sup>9</sup>
		1	66	90	-	Phyllostomidae	<i>Artibeus jamaicensis</i> (k) <sup>10,11</sup>
		5	23	73	-	Phyllostomidae	<i>Phyllops falcatus</i> (j) <sup>12</sup>
		4	54	107	79	Phyllostomidae	<i>Macrotus waterhousei</i> (l) <sup>14</sup>
4	61	96	92	Phyllostomidae	<i>Monophyllus redmani</i> (m) <sup>14</sup>		

Referencias: 1. Macías *et al.* (2006), 2. Rodríguez y Mora (2006), 3. Mora y Macías (2006), 4. Mora y Torres (2008), 5. Mora *et al.* (2011), 6. Murray *et al.* (2009), 7. Mora *et al.* (2004), 8. Schnitzler *et al.* (1994), 9. Macías *et al.* (2006), 10. Macía y Mora (2006), 11. Brinkløv *et al.* (2009), 12. Macías *et al.* (2005), 13. Sánchez *et al.* (2017) y 14. Lida Sánchez, datos inéditos.

Anexo 21.3. Claves para la identificación de familias y especies de murciélagos presentes en Cuba.

Las siguientes claves están diseñadas para la identificación de especies de murciélagos capturados vivos y en la mano. Para facilitar su uso se trataron de emplear fundamentalmente caracteres cualitativos externos; no obstante, para separar algunas especies fue necesario incorporar la longitud del antebrazo. Esta es una medida estándar en los estudios con murciélagos y es fácil de medir, ya sea con una regla o un pie de rey (calibrador). Esta medida es la distancia mínima entre el codo y la muñeca de las extremidades anteriores (alas).



Forma de medir la longitud del antebrazo con un calibrador.

CLAVE PARA LA IDENTIFICACIÓN DE FAMILIAS

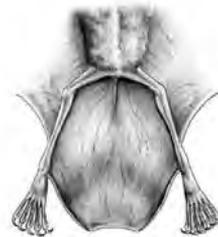
- 1 (a). Hojuela nasal presente o rudimentaria \_\_\_\_\_ **PHYLLOSTOMIDAE**  
 1 (b). Hojuela nasal ausente \_\_\_\_\_ 2
- 2 (a). Cola gruesa y extendida más allá del uropatagio \_\_\_\_\_ **MOLOSSIDAE**  
 2 (b). Cola delgada y sin extenderse más allá del uropatagio, si se extiende nunca es más de la mitad de su largo \_\_\_\_\_ 3
- 3 (a). Cola se extiende hasta el borde del uropatagio \_\_\_\_\_ 4  
 3 (b). Con cola que no se extiende hasta el borde del uropatagio y que sobresale dorsalmente cerca del centro del uropatagio \_\_\_\_\_ 5
- 4 (a). Con orejas formando un embudo y ojos diminutos; los machos poseen un órgano glandular sobre el hocico, patas alargadas y uropatagio ancho \_\_\_\_\_ **NATALIDAE**  
 4 (b). Con orejas sin formar un embudo y uropatagio en forma de V \_\_\_\_\_ **VESPERTILIONIDAE**
- 5 (a). Labio superior profundamente hendido y labio inferior de apariencia normal; uñas de las patas traseras largas \_\_\_\_\_ **NOCTILIONIDAE**  
 5 (b). Labio superior de apariencia normal y labio inferior con pliegues irregulares y pequeñas verrugas \_\_\_\_\_ **MORMOOPIDAE**



Molossidae



Vespertilionidae



Noctilionidae

Clave para la identificación de las especies de la familia Phyllostomidae.

1 (a). Hojuela nasal presente _____	2
1 (b). Hojuela nasal ausente _____	6
2 (a). Hojuela nasal grande _____ 3	
2 (b). Hojuela nasal pequeña _____ 5	
3 (a). Cola más larga que el fémur, uropatagio amplio y espolón desarrollado, orejas grandes unidas en la base por una membrana _____	<i>MACROTUS WATERHOUSEI</i> (Fig. A1)
3 (b). Cola ausente y uropatagio reducido, orejas relativamente pequeñas y bien separadas en la cabeza _____	4
4 (a). Antebrazo menor de 49mm, trago de color amarillo, parches blancos en los hombros, hojuela nasal lanceolada _____	<i>PHYLLOPS FALCATUS</i> (Fig. A2)
4 (b). Antebrazo mayor de 49mm, labio inferior con lóbulos dérmicos alrededor de un cojinete central, hojuela nasal prominente y puntiaguda _____	<i>ARTIBEUS JAMAICENSIS</i> (Fig. A3)
5 (a). Antebrazo mayor de 43 mm, hocico largo y fino, hojuela nasal puntiaguda _____	<i>MONOPHYLLUS REDMANI</i> (Fig. A4)
5 (b). Antebrazo menor de 43 mm, repliegue dérmico alrededor de los nostrilos con una proyección puntiaguda pequeña en su borde superior, espolón diminuto _____	<i>EROPHYLLA SEZEKORNI</i> (Fig. A5)
6 (a). Verruga pequeña pero conspicua delante del nacimiento de la oreja, extremidades inferiores muy largas _____	<i>PHYLLONYCTERIS POEYI</i> (Fig. A6)
6 (b). Sin cola, labio inferior con numerosas verrugas pequeñas, verruga pequeña detrás del ángulo de la boca _____	<i>BRACHYPHYLLA NANA</i> (Fig. A7)

Familia Noctilionidae. Solo está representada en Cuba por una especie, el murciélago pescador (*NOCTILIO LEPORINUS*). Tiene orejas relativamente largas y puntiagudas y bien separadas entre sí. Los belfos están bien desarrollados y el labio superior está profundamente hendido dándole una apariencia de “bulldog” (Fig. A8). Las extremidades posteriores son largas, robustas y con calcáneos bien desarrollados; uñas alargadas y comprimidas lateralmente.

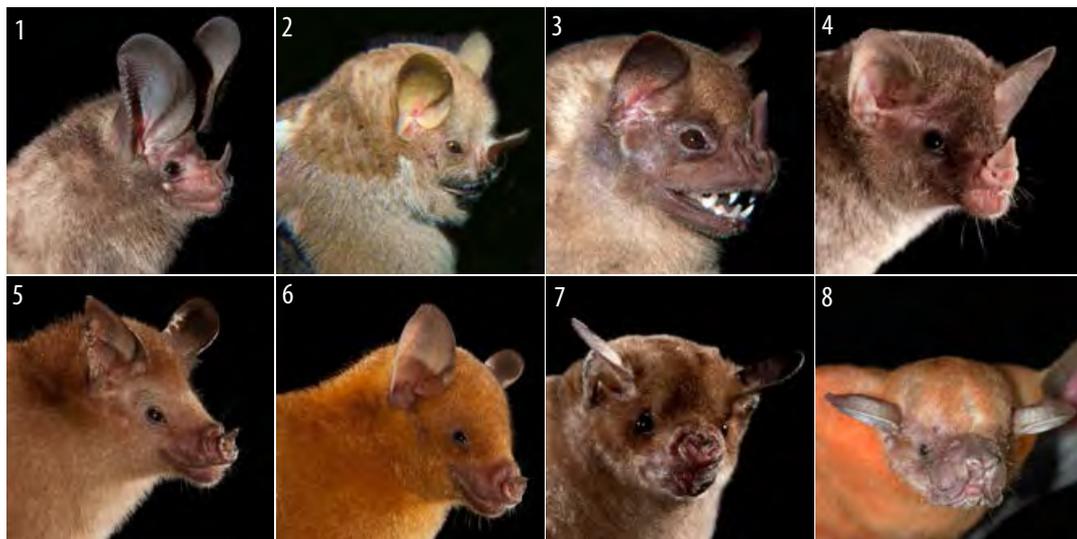


Figura A. Especies de la familia Phyllostomidae y Noctilionidae. 1. *Macrotus waterhousei*, 2. *Phyllops falcatus*, 3. *Artibeus jamaicensis*, 4. *Monophyllus redmani*, 5. *Erophylla sezekorni*, 6. *Phyllonycteris poeyi*, 7. *Brachyphylla nana* y 8. *Noctilio leporinus*. © C. A. Mancina (1, 2, 3), © M. D. Tuttle (4, 5, 6, 7) y © A. Hernández (8).

Clave para la identificación de las especies de la familia Mormoopidae.

- 1 (a). Longitud del antebrazo mayor de 70mm \_\_\_\_\_ 2  
 1 (b). Longitud del antebrazo menor de 70 mm \_\_\_\_\_ 3

2 (a). Hocico corto y abultado con protuberancias carnosas al dorso, excrescencias cutáneas encima de los nostrilos, doble repliegue dérmico anterior en el labio inferior con múltiples lóbulos diminutos, orejas cortas y puntiagudas, metacarpianos 4to y 5to del mismo largo \_\_\_\_\_ *PTERONOTUS PARNELLI* (Fig. A9)

2 (b). Labio inferior con complicados pliegues y dobleces, placa central del labio inferior en forma de escudo cubierta de tubérculos verrugosos, orejas llegan hasta la parte anterior del rostro, metacarpianos 4to y 5to del mismo largo \_\_\_\_\_ *MORMOOPS BLAINVILLEI* (Fig. A10)

3 (a). Tramo medio del borde libre del uropatagio presenta entre 7 y 10 pequeñas rayas perpendiculares al borde, antebrazo de 39-45 mm, proyecciones cuadradas sobre los nostrilos \_\_\_\_\_ *PTERONOTUS MACLEAYI* (Fig. A11)

3 (b). Tramo medio del borde libre del uropatagio liso, antebrazo de 34-41 mm, hocico con lengüeta carnosa a los lados de la nariz y diminutos lobulillos sobre cada nostrilo \_\_\_\_\_ *PTERONOTUS QUADRIDENS* (Fig. A12)



Figura A (continuación). Especies de la familia Mormoopidae. 9. *Pteronotus parnelli*, 10. *Mormoops blainvillei*, 11. *Pteronotus macleayi*, 12. *Pteronotus quadridens*. © C. A. Mancina (9, 10, 11, 12).

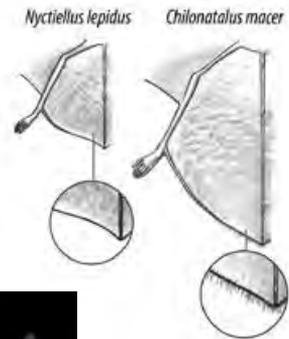
Clave para la identificación de las especies de la familia Natalidae.

1 (a). Antebrazo mayor de 45 mm, masa corporal mayor 6g \_\_\_\_\_ *NATALUS PRIMUS* (Fig. A13)

1 (b). Antebrazo menor de 40 mm, masa corporal menor 6g \_\_\_\_\_ 2

2 (a). Plagiopatagio terminado en la mitad o más arriba de la tibia, el borde libre del uropatagio presenta flecos de pelos \_\_\_\_\_ *CHILONATALUS MACER* (Fig. A14)

2 (b). Plagiopatagio terminado más debajo de la mitad de la tibia, el borde libre del uropatagio es desnudo \_\_\_\_\_ *NYCTIELLUS LEPIDUS* (Fig. A15)



Detalle de la vista dorsal del uropatagio de *Nyctiellus* y *Chilonatalus*, tomado de Tejedor (2011).



Figura A (continuación). Especies de la familia Natalidae. 13. *Natalus primus*, 14. *Chilonatalus macer*, 15. *Nyctiellus lepidus*. © H. M. Díaz (13), © R. López-Silvero (14) y © C. A. Mancina (15).

Clave para la identificación de las especies de la familia Vespertilionidae.

1 (a). Orejas muy largas que llevadas hacia delante sobresalen el extremo anterior del hocico, hocico ancho y corto, trago muy largo y el color del pelaje es amarillo pálido **ANTROZOUS KOOPMANI** (Fig. A16)

1 (b). Orejas cortas o medianas que no sobresalen el hocico cuando son llevadas hacia delante \_\_\_\_\_ 2

2 (a). Longitud del antebrazo menor de 36 mm, hocico corto algo abultado lateralmente entre el ojo y los nostrilos, cojinete dérmico en el centro del labio inferior, color pardo **NYCTICEIUS CUBANUS** (Fig. A17)

2 (b). Longitud del antebrazo mayor de 36 mm, hocico ancho y corto \_\_\_\_\_ 3

3 (a). Metacarpianos 3ro más corto que el antebrazo, patagios cubiertos de pelos a los lados del cuerpo y en la base de la cola, color pardo oscuro **EPTESICUS FUSCUS** (Fig. A18)

3 (b). Metacarpianos 3ro más largo que el antebrazo \_\_\_\_\_ 4

4 (a). Antebrazo mayor de 52 mm, pólce largo (9-11mm, incluida la uña), pelaje de color amarillo dorado **DASYPTERUS INSULARIS**

4 (b). Antebrazo menor de 52 mm, membranas alares oscuras y ornamentadas con reticulaciones, pelaje de color rojizo **LASIURUS PFEIFFERI** (Fig. A19)



Figura A (continuación). Especies de la familia Vespertilionidae. 16. *Antrozous koopmani*, 17. *Nycticeius cubanus*, 18. *Eptesicus fuscus* y 19. *Lasiurus pfeifferi*. © C. A. Mancina (16), © H. M. Díaz (17, 19) y © J. Monzón (18).

Clave para la identificación de las especies de la familia Molossidae.

1 (a). Antebrazo mayor de 50 mm \_\_\_\_\_ 2

1 (b). Antebrazo menor de 50 mm \_\_\_\_\_ 3

2 (a). Labio superior con pliegues verticales y arrugas, orejas unidas sobre la frente; con una notable quilla longitudinal en la cara ventral, proyectada sobre el ojo **NYCTINOMOPS MACROTIS**

2 (b). Tamaño grande, hocico muy estrecho, labio superior liso, orejas más anchas que largas **EUMOPS FEROX** (Fig. A20)

3 (a). Hocico alargado o medianamente alargado \_\_\_\_\_ 4

3 (b). Hocico estrecho \_\_\_\_\_ 5

4 (a). Labio superior sobresale del inferior, pólce provisto de un cojinete carnoso discoidal en su base **MORMOPTERUS MINUTUS** (Fig. A21)

4 (b). Hocico agudo en su porción anterior, orejas pequeñas y replegadas con sus márgenes internos naciendo de un mismo punto sobre la frente **MOLOSSUS MOLOSSUS** (Fig. A22)

5 (a). Labio superior profundamente arrugado con pliegues verticales, las orejas son grandes y redondeadas con los bordes superiores unidos en la frente **NYCTINOMOPS LATICAUDATUS**

5 (b). Labio superior con surcos verticales **TADARIDA BRASILIENSIS** (Fig. A23).



Figura A (continuación). Especies de la familia Molossidae. 20. *Eumops ferox*, 21. *Mormopterus minutus*, 22. *Molossus molossus* y 23. *Tadarida brasiliensis*. © C. A. Mancina (20, 21, 22 y 23).