

Mamíferos pequeños

Manual de técnicas de captura, preparación
preservación y estudio



María de Lourdes Romero-Almaraz
Cornelio Sánchez-Hernández
Carlos García-Estrada
Roberto D. Owen



En México, el estudio formal de los mamíferos se ha realizado por investigadores nacionales y extranjeros desde hace más de 100 años. Sin embargo, este conocimiento es aún restringido en los centros de investigación y universidades estatales, debido, entre otras razones, a la centralización de la información en el Distrito Federal. Así pues, uno de los principales objetivos de este libro es el de difundir algunas técnicas básicas para la captura, preparación, preservación y estudio de los mamíferos pequeños entre los estudiantes interesados en su conocimiento formal y que no cuenten con un asesor especializado.

En el manual se señalan algunos aspectos que deben conocerse previos a la captura de los mamíferos; cómo se debe registrar la información de campo; los materiales y métodos que se emplean comúnmente para su captura; cómo se puede obtener y registrar la información básica sobre la historia natural de los mamíferos; los cuidados que se deben tener con los animales; los procedimientos para incorporar los especímenes a una colección científica y cuál es la importancia de ésta; las técnicas que se deben seguir para realizar estudios citogenéticos o de proteínas de manera inicial, así como algunos estudios que se realizan con animales vivos en el campo.

Fundamentalmente, este trabajo se enfoca al estudio de los mamíferos pequeños, pero las técnicas que se señalan pueden ser utilizadas en general en el estudio de los otros grupos de vertebrados. Por la información que contiene se recomienda como libro de consulta para cursos de mamíferos y otros vertebrados.



Mamíferos pequeños

Manual de técnicas de captura, preparación, preservación y estudio

María de Lourdes Romero-Almaraz,
Cornelio Sánchez-Hernández,
Carlos García-Estrada
y Robert D. Owen



Mamíferos pequeños. Manual de técnicas de captura,
preparación, preservación y estudio.
1ª edición, 2000
2ª edición, 2007

D. R. © Universidad Nacional Autónoma de México,
Facultad de Ciencias, Instituto de Biología.
Circuito exterior, Ciudad Universitaria
México 04510, D. F.
cse@fciencias.unam.mx

Diseño de portada: Laura Uribe
Fotografía de portada: *Liomys pictus* de Lourdes Romero Almaraz

ISBN: 978-970-32-4709-7

Impreso y hecho en México

Al Dr. Rollin H. Baker y Mary Baker †
Por su amistad y enseñanzas en el trabajo de campo (CSH)

A los Dres. Gary D. Schnell y Michael L. Kennedy
quienes me iniciaron en la mastozoología de campo,
en México (RDO) y con quienes hemos aprendido y compartido
múltiples experiencias (MLRA, CSH, RDO, CGE)

AGRADECIMIENTOS:

A los M. en C. Carlos Juárez y Livia León Paniagua, quienes revisaron críticamente la versión original del manuscrito y realizaron sugerencias que mejoraron la presentación de la segunda edición del manual. A la Pasante de Biología Anacaren Morales Ortiz, quien nos apoyó en la realización de este trabajo y aportó las figuras 3, 19 y 20. A la M. en C. Helisama Colín Martínez, por su apoyo para la descripción de la técnica de recolecta de ectoparásitos. A la bióloga Sara Beatriz González Pérez y a las pasante de biología Laura Angélica Lara Ortiz por su interés y apoyo constante durante la revisión del manuscrito. A la Sra. Mercedes Perelló y a las autoridades de la Facultad de Ciencias y del Instituto de Biología, UNAM, así como a la Asociación Guyra de Paraguay por su apoyo para la publicación del trabajo.

ÍNDICE

11 INTRODUCCIÓN

15 CAPÍTULO 1

¿CÓMO SE ADQUIEREN LAS BASES PARA ESTUDIAR DE MANERA FORMAL A LOS MAMÍFEROS Y QUÉ ASPECTOS DEBEN CONOCERSE PREVIAMENTE A SU CAPTURA?

15 Consulta bibliográfica.

16 Ética profesional.

17 Justificación de la captura de animales.

17 Tamaño de la muestra.

18 Especies endémicas.

19 Leyes para la captura y protección de los mamíferos.

20 Listados o actas internacionales.

21 CAPÍTULO 2

¿EN DÓNDE Y CÓMO SE DEBE REGISTRAR LA INFORMACIÓN DE CAMPO Y DE LOS ESPECÍMENES?

21 Papel.

22 Tinta.

22 Rotulación de los ejemplares.

22 Etiquetas para la piel.

24 Etiquetas para el cráneo y esqueleto.

24 Etiquetas para órganos preservados en fluidos.

25 Rótulos para frascos y cajas.

26 Registro de la información.

26 Diario de campo.

26 Catálogo de campo.

- 29 Tipos de preparación.
- 29 Registros por especie.
- 29 Formas impresas.
- 29 Localidad de captura.
- 32 Mapas.
- 32 Fecha de captura.
- 32 Número de espécimen.
- 33 Sexo.
- 33 Condiciones reproductoras.
- 34 Nombre científico.
- 34 Medidas somáticas.
- 35 Medidas craneales.
- 36 Edad.

39 CAPÍTULO 3

¿CUÁLES SON LOS MATERIALES Y MÉTODOS QUE SE EMPLEAN COMÚNMENTE PARA LA CAPTURA DE LOS MAMÍFEROS PEQUEÑOS?

- 39 Captura manual.
- 39 Trampas de golpe.
- 40 Trampas Víctor.
- 40 Trampas Museum Special.
- 40 Cepos.
- 41 Trampas Sherman.
- 41 Trampas Sherman con una cámara para nido.
- 41 Trampas volke para tuzas.
- 43 Trampas Tomahawk.
- 43 Ventajas y desventajas de las trampas para animales vivos.
- 43 Tipos de cebos.
- 43 Hora de colocación y revisión de las trampas.
- 44 Redes de niebla o nilon.
- 45 Trampas de arpa.
- 46 Sistema detector de murciélagos.
- 46 Redes entomológicas.
- 47 Redes de malla.
- 47 Uso de armas.
- 47 Recolección de especímenes muertos.
- 47 Criterios de selección del área de captura.
- 48 Criterios de selección del método de trampeo.
- 48 Tipos de marcas.
- 53 Evidencias indirectas de la presencia de los mamíferos.

59 CAPÍTULO 4

¿CÓMO SE PUEDE OBTENER INFORMACIÓN BÁSICA SOBRE LA HISTORIA NATURAL DE LOS MAMÍFEROS?

- 60 Éxito de trampeo.
- 60 Noche-trampa.
- 60 Metros cuadrados-red.
- 60 Densidad y abundancia.
- 61 Hábitat.
- 61 Alimentación.
- 64 Reproducción.
- 64 Actividad.
- 64 Asociación.

67 CAPÍTULO 5

¿QUÉ CUIDADOS SE DEBEN TENER CON LOS ANIMALES QUE SE VAN A PREPARAR EN TAXIDERMIA Y QUE SE TIENEN QUE MANTENER VIVOS HASTA SU PROCESO Y CÓMO SE PROCESAN LOS ESPECÍMENES CAPTURADOS?

- 67 Materiales para el campo.
- 68 Mantenimiento temporal de animales vivos.
- 69 Preservación temporal de especímenes.
- 69 Sacrificio de los animales.
- 70 Preparación del espécimen.
- 70 Recolección de ectoparásitos.
- 73 Registro de la información.
- 73 Taxidermia.
- 76 Secado de las pieles.
- 76 Limpieza de cráneos y esqueletos.
- 77 Establecimiento y mantenimiento de una colonia de derméstidos
- 79 Limpieza final.
- 80 Fumigación.
- 80 Preservación de especímenes en fluidos.
- 81 Preservación de órganos en fluidos.

83 CAPÍTULO 6

¿CUÁLES SON LOS PROCEDIMIENTOS PARA INCORPORAR LOS ESPECÍMENES A UNA COLECCIÓN CIENTÍFICA Y CUÁL ES SU FINALIDAD?

- 84 Determinación del material.
- 84 Catálogo cronológico.
- 84 Computarización de la colección.

- 85 Catálogo sistemático.
- 85 Catálogo geográfico.
- 85 Mapas.
- 85 Orden de los ejemplares en la colección.
- 85 Gavetas para los especímenes.
- 86 Almacenamiento de pieles, cráneos y esqueletos.
- 87 Manejo de la colección.
- 87 Funciones del curador.

- 91 *CAPÍTULO 7*
¿CUÁL ES LA IMPORTANCIA DE UNA COLECCIÓN CIENTÍFICA?

- 94 Estándares mínimos de las colecciones sistemáticas.
- 96 Problemas de las colecciones científicas.

- 99 *CAPÍTULO 8*
¿QUÉ TÉCNICAS SE DEBEN SEGUIR PARA REALIZAR ESTUDIOS CITOGÉNÉTICOS O DE PROTEÍNAS DE MANERA INICIAL?

- 99 Preservación de órganos, tejidos o sueros.
- 100 Muestras de tejidos para ADN.
- 101 Preservación de la masa encefálica.
- 101 Conservación de sangre o suero.
- 101 Preparaciones para cariotipos básicos.
- 104 Procedimiento para obtener bandas G.
- 105 Obtención de las bandas C.
- 106 Conservación en Lysis Buffer.
- 106 Colección de la muestra para aislar el ADN.
- 107 Técnicas moleculares.

- 109 *CAPÍTULO 9*
¿QUÉ TIPO DE ESTUDIOS SE REALIZAN CON ANIMALES VIVOS EN EL CAMPO?

- 109 Estudios poblacionales.
- 112 Análisis de la dinámica poblacional.
- 114 Análisis de la distribución espacial.
- 115 Análisis de las comunidades.

- 117 *RECOMENDACIONES*
- 117 Preparación de la salida al campo.

- 119 Seguridad del vehículo.
- 119 Seguridad con los pobladores.
- 119 Seguridad durante el desarrollo del trabajo de campo.
- 120 Cuidado dentro de los refugios de los murciélagos.
- 121 Cuidado con las armas de fuego.
- 121 Cuidado del equipo de trabajo.
- 122 Trampas para roedores.
- 122 Cuidado de las redes.
- 123 Cuidado de los animales cuando se marcan y liberan.
- 124 Cuidados con el marcaje de los especímenes.
- 125 Seguridad con los animales que podrían estar enfermos.
- 125 Precauciones para sacar a los roedores de la trampa.
- 125 Precisión en el trabajo.
- 126 Cuidado del material en la caja con derméstidos.

- 127 *PRIMEROS AUXILIOS*
- 127 Quemaduras químicas.
- 127 Lesiones por contacto con plantas tóxicas.
- 128 Mordidas y piquetes.
- 130 Fiebre.
- 131 Heridas y cortadas.
- 132 Lesiones en ojos.
- 133 Fracturas y dislocaciones.
- 134 Envenenamiento.
- 135 Enteritis por *Escherichia coli*.
- 136 Obstrucción aguda de las vías respiratorias (asfixia; ahogamiento).
- 139 Botiquín.
- 140 Prevención de enfermedades.
- 141 Prevención contra la rabia.

- 145 *CONSIDERACIONES FINALES*
- 147 *LITERATURA CITADA*
- 173 *LISTA DE FIGURAS Y LÁMINAS*
- 177 *LÁMINAS*
- 191 *APÉNDICE*
- 195 *GLOSARIO*

RESÚMENES CURRICULARES DE LOS AUTORES

■ El *Dr. Cornelio Sánchez Hernández* realizó sus estudios de licenciatura, maestría y doctorado en la Facultad de Ciencias, de la Universidad Nacional Autónoma de México. Desde 1969 labora en UNAM, en donde es Investigador Titular “C” del Instituto de Biología, y Profesor de asignatura “B” definitivo en la Facultad de Ciencias. Sus líneas de investigación versan sobre los mamíferos pequeños y cubren aspectos sobre su sistemática, distribución, historia natural, ecología, demografía y conservación. Es miembro del Sistema Nacional de Investigadores. The Southwestern Association of Naturalist lo distinguió con el Donald W. Tinkle Research Excellence Award, por sus contribuciones a la comprensión de la biota. Fue Consejero Universitario y miembro de la Comisión del Mérito Universitario, de la UNAM. Sus actividades han estado relacionadas principalmente con el trabajo de campo, en prácticamente toda la República Mexicana. cornelio@servidor.unam.mx.

■ La *Dra. María de Lourdes Romero Almaraz* realizó sus estudios de licenciatura, maestría y doctorado en la Universidad Nacional Autónoma de México. Es profesora de asignatura en la Facultad de Ciencias. Sus trabajos de investigación se relacionan con la distribución, sistemática, historia natural, ecología y conservación de los mamíferos pequeños. Actualmente está desarrollando trabajos sobre los mamíferos de los estados de Colima, Jalisco, Michoacán, Guerrero, Tabasco, Chiapas y Veracruz, en colaboración con diferentes investigadores nacionales y extranjeros. Ha publicado en colaboración varios artículos y los libros: Murciélagos de Tabasco y Campeche. Una propuesta para su conservación; Mastofauna silvestre del área de la Reserva de la Sierra de Huautla (con énfasis en la región noreste); Murciélagos benéficos y vampiros: sus características, importancia, rabia, control y conservación; y la primera edición de este manual. lourdes_romero@correo.unam.mx.

■ El *Dr. Carlos García Estrada*, realizó sus estudios de licenciatura en biología, en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, los de Maestría en Ciencias en la Facultad de Ciencias de la UNAM, y los de Doctorado en El Colegio de la Frontera Sur, unidad Tapachula. Actualmente es profesor-investigador en la Universidad del Mar, campus Puerto Escondido. Sus principales áreas de interés son los estudios de diversidad, demografía, alimentación y área de actividad de mamíferos pequeños, con énfasis en roedores y murciélagos. Desde 1992 ha colaborado en diversos proyectos de investigación con mamíferos en los estados de Morelos, Michoacán, Tabasco, Colima, Jalisco, Chiapas y Oaxaca. cargarest@hotmail.com.

■ El *Dr. Robert D. Owen* es profesor adjunto de biología en la Universidad de Texas Tech, EUA, y vive en Paraguay. Sus trabajos de investigación incluyen evaluaciones filogenéticas de los murciélagos de la subfamilia Stenodermatinae, y de las familias Rhinolophidae e Hipposideridae, y sobre la mastofauna de Paraguay. El Dr. Owen colabora en varias investigaciones enfocadas a la sistemática, biogeografía, y ecología de mamíferos pequeños de regiones neotropicales en México y Paraguay. Sus investigaciones han sido apoyadas por la National Science Foundation y el National Institutes of Health de Estados Unidos, la Secretaría del Ambiente de Paraguay y el Consejo Nacional para la Ciencia y Tecnología de México. Además se encuentra trabajando por el desarrollo de un programa de Maestría en Ciencias en Biología en la Universidad Nacional de Asunción, y por el mejoramiento de los colecciones científicas en el Museo Nacional de Historia Natural del Paraguay. rowem@conexion.com.py.

INTRODUCCIÓN

El estudio de los mamíferos en México ha tenido diferentes etapas de desarrollo. De acuerdo con Martín del Campo (1943), culturas como la Azteca en Tenochtitlán y la Maya en el sureste de México conocían bien a la mayoría de los mamíferos del territorio mexicano, y una muestra del interés por estos animales puede percibirse porque establecieron el zoológico más antiguo de América, además de que con frecuencia las características o propiedades más sobresalientes de estos animales formaban parte del nombre que se les asignaba. La llegada de los españoles y su subsiguiente conquista sobre los naturales mexicanos así como el afán por destruir nuestra cultura para la imposición de la suya, evitó que el conocimiento que hasta entonces tenían los indígenas trascendiera hasta nuestros días, de manera que en la actualidad sólo se pueden interpretar algunos aspectos del mismo, a través de los restos arqueozoológicos encontrados en contextos arqueológicos, y por sus representaciones en códices, monumentos arqueológicos e ídolos, así como en la lingüística.

Durante la conquista, los mamíferos quedaron prácticamente olvidados y sólo Fray Bernardino de Sahagún, Fray Toribio de Benavente y Francisco Hernández realizaron descripciones de ellos (León P., 1989). Durante los siglos XVI y XVII, las grandes expediciones de naturalistas europeos y la comparación de la flora y fauna de ambos continentes dieron un gran impulso al conocimiento de los mamíferos, realizándose en este período descripciones de una gran cantidad de géneros y especies (Trabulse, 1985).

El período de independencia trajo consigo nuevamente un atraso en el estudio de las ciencias durante sus primeros años. Sin embargo, a partir de 1830 llegaron a nuestro país numerosos investigadores europeos y norteamericanos como Baird, quién escribió la obra *The Mammals of North America* (1859), y más tarde C. H. Merriam, J. A. Allen, O. Thomas, E. W. Nelson, G. S. Miller, H. de Saussuré y H. Allen, quienes además de describir numerosas taxa de nuestro país conservaron miles de ejemplares en colecciones de los Estados Unidos de América, Alemania, Inglaterra y Francia. El conocimiento de la zoología en México recobró interés a mediados del siglo XIX con José de Jesús Sánchez y Alfonso Herrera (padre), y a finales del mismo siglo con Alfonso L. Herrera (hijo), abriendo nuevas posibilidades de divulgación a los investigadores mexicanos (León P., 1989). Sin embargo, no fue sino hasta la década de 1950 cuando los estudios sobre mamíferos realizados por mexicanos comenzaron a efectuarse sistemáticamente y con nuevas técnicas y perspectivas.

El creciente interés por los mamíferos en México, ha invadido lentamente el ámbito universitario y los centros de investigación a nivel nacional, por lo que los especialistas en mastozoología todavía están concentrados en instituciones localizadas en la capital del país, o de las ciudades más importantes (Guadalajara, Monterrey, Morelia y Cuernavaca, entre otras). Lo que aunado al bajo presupuesto que se asigna a la investigación, y en ocasiones a la falta de interés que tienen las autoridades para impulsar el desarrollo de esta línea de trabajo, ha hecho difícil profundizar el conocimiento local.

Por esta causa, la finalidad de este manual es que los interesados en el estudio de los mamíferos pequeños (aquellos que pesan menos de 5 kg, y que comprenden más de 85% de la diversidad nacional y mundial de la clase Mammalia), conozcan los aspectos básicos para su estudio, como son: el registro de información biológica, algunas técnicas para la captura y preservación de ejemplares, y estudios básicos que pueden desarrollarse en el campo o en el laboratorio. Lo que aunado a la asesoría de algún especialista, permitirá que los jóvenes interesados avancen en el conocimiento y desarrollo de esta línea de conocimiento. El énfasis del trabajo con mamíferos pequeños se debe a que debido a la diversidad de especies, así como a la facilidad de trabajar con ellos, y a que los costos del material necesario

para su estudio son relativamente bajos, es en este grupo donde se concentra la mayor parte de la investigación con mamíferos. Para responder a diferentes inquietudes que los estudiantes puedan tener se plantean nueve preguntas y sus respuestas, además de algunas recomendaciones y consideraciones finales:

1. ¿Cómo se adquieren las bases para estudiar de manera formal a los mamíferos y qué aspectos deben conocerse previamente a su captura?
2. ¿En dónde y cómo se debe registrar la información de campo y de los especímenes?
3. ¿Cuáles son los materiales y métodos que se emplean comúnmente para la captura de los mamíferos pequeños?
4. ¿Cómo se puede obtener información básica sobre la historia natural de los mamíferos?
5. ¿Qué cuidados se deben tener con los animales que se van a preparar en taxidermia y que se tienen que mantener vivos hasta su proceso y cómo se procesan los individuos capturados?
6. ¿Cuáles son los procedimientos para incorporar los especímenes a una colección científica y cuál es su finalidad?
7. ¿Cuál es la importancia de una colección científica?
8. ¿Qué técnicas se deben seguir para realizar estudios citogenéticos o de proteínas de manera inicial?
9. ¿Qué tipo de estudios se realizan con animales vivos en el campo?

¿CÓMO SE ADQUIEREN LAS BASES PARA ESTUDIAR DE MANERA FORMAL A LOS MAMÍFEROS Y QUÉ ASPECTOS DEBEN CONOCERSE PREVIAMENTE A SU CAPTURA?

Consulta bibliográfica. Sin lugar a dudas la manera más generalizada y accesible para manejar conceptos básicos de mastozoología es a través de la consulta de manuales y libros de zoología de vertebrados o de mamíferos (Castro-Campillo y Ortega, 2004; Ceballos y Oliva, 2005; Ceballos y Simonetti, 2002; Feldhamer *et al.*, 2004; Grzimek, 1975; Lira *et al.*, 1994; Medellín y Ceballos, 1993; Pirlot, 1976; Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b; Romero-Almaraz *et al.*, 2006; Sánchez-Cordero y Medellín, 2005; Vaughan, 1988, 2000; Villa-R., 1967; Villa y Cervantes, 2003; Young, 1975). Para conocer los nombres de los mamíferos que habitan determinada zona, se pueden consultar diferentes listados estatales o locales (Anderson y Jones, 1984; Hall, 1981; León Paniagua y Romo Vázquez, 1993; Núñez Garduño *et al.*, 1981; Ramírez-Pulido *et al.*, 1986, 2000, 2005; Ramírez-Pulido y Castro-Campillo, 1990, 1994; Sánchez Hernández, 1978, 1984; Sánchez-Hernández y Romero-Almaraz, 1995a, 1995b; Zepeda-González *et al.*, 1997) e incluso mundiales (Wilson y Reeder, 2005).

Sin embargo, para tener un conocimiento actualizado del desarrollo y dinámica de la mastozoología como ciencia, se deben consultar revistas o series especializadas. Entre las más importantes se encuentran: *Acta Chiropterologica*, *Acta Theriologica*, *Bat Research*

News, Journal of Mammalian Evolution, Journal of Mammalogy, Lynx, Mammal Review, Mammalia, Mammalian Species, Mastozoología Neotropical, Myotis, Revista Mexicana de Mastozoología, Zetschrift für Säugetierkunde (Mammalian Biology).

También hay revistas no exclusivas de mamíferos que publican estudios al respecto, como: *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie), Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Biological Conservation, Biotropica, Bulletin of the American Museum of Natural History, Canadian Journal of Zoology, Ciencias, Cladistics, Conservation Biology, Ecology, Evolution, Fieldiana Zoology, Journal of Animal Ecology, Journal of Applied Ecology, Journal of Biogeography, Journal of Heredity, Journal of Parasitology, Molecular Phylogenetics, Nature, Occasional Papers Bell Museum Natural History, Occasional Papers of the Museum Texas Tech University, Oikos, Revista Mexicana de Biodiversidad (Anales del Instituto de Biología), Vertebrata Mexicana, Science, Systematic Biology (Systematic Zoology) y The Southwestern Naturalist*, entre otras.

Ética profesional. La mayoría de los estudiantes tienen su primer contacto con los mamíferos cuando realizan prácticas de campo asociadas a los cursos de la licenciatura, y muchos de ellos continúan con las salidas y captura de animales por cuenta propia, por lo que es necesario saber que toda recolecta científica debe tener objetivos establecidos, porque con frecuencia la falta de experiencia provoca que se capturen animales sólo con la finalidad de conocerlos, pero la escasa experiencia que se tiene para registrar la información biológica y para preservarlos provoca el sacrificio innecesario de los mismos, y terminan olvidados en un frasco con etanol, en una piel mal preparada o, en el peor de los casos, en la basura.

Cuando un estudiante tiene interés en el conocimiento de los mamíferos, es recomendable que se relacione con un especialista, o si lo hubiera, con el responsable de la colección mastozoológica de su universidad o estado, y solicitarle asesoría para el desarrollo de un proyecto de trabajo. Si hubiera alguna persona interesada en trabajar en la misma área y tema de interés, pueden participar juntas; si esto fuera difícil, se debe evitar en lo posible sobreponer los sitios de trabajo a fin de no tener conflictos posteriores.

Justificación de la captura de animales. El trabajo de campo y la consecuente captura de animales permite conocer su biología, identificarlos de manera precisa y establecer sus relaciones sistemáticas y evolutivas; v. gr., los fenómenos genéticos, la dinámica de poblaciones y la estructura de la comunidad; así como realizar estudios de anatomía comparada, fisiología, comportamiento y parásitos, entre otros. Lo anterior es necesario para promulgar políticas de manejo e identificar a las especies amenazadas, de importancia económica, plagas o transmisoras de enfermedades (*Ad Hoc Committee For Acceptable Field Methods in Mammalogy*, 1987; *Animal Care And Use Committee*, 1998; Rudran y Kunz, 1996).

No obstante esto, el número de investigaciones mastozoológicas que se realizan en México es reducido, y a la fecha no se conoce completamente la distribución de algunas especies, la cual podría ser más amplia de lo que se ha registrado, porque podrían vivir en lugares aún no estudiados, o se han usado métodos inapropiados para su captura, mientras que otras especies son endémicas y requieren de hábitats exclusivos para su sobrevivencia. De manera que podría pensarse que una población es abundante cuando localmente podría no serlo, o bien, pensar que están en riesgo de extinción o amenazadas, dado que no se han registrado en un lapso largo, aunque en la realidad, ni siquiera se ha intentado su captura en los últimos años, o no se ha determinado su hábitat con exactitud. Por esta causa, todas las capturas de los animales deben de tener una justificación y ésta deberá determinar la cantidad de individuos a capturar, el sitio y el método de captura.

Tamaño de la muestra. Una muestra adecuada puede definirse como el número de especímenes o de otros datos necesarios para asegurar la validez empírica y estadística de una pregunta o hipótesis. De manera que el tamaño de muestra requerida para un estudio dependerá de la naturaleza de la investigación, y del grado de variación de los parámetros que se estudien. En general los estudios de campo requieren de muestras más grandes que los de laboratorio, porque se tiene menos control en el campo. Por ejemplo, si se quiere conocer la distribución de una especie en un área determinada, se deben capturar pocos individuos en un gran número de localidades. Mientras que un estudio de la variación individual dentro de una población puede

requerir mayor número de individuos de pocas localidades; e incluso en los trabajos de anatomía, parasitología y análisis cladístico, entre otros, uno o dos especímenes pueden comprender una muestra aceptable. Hall (1962) recomendó preparar por lo menos dos especímenes por localidad, y dependiendo de los objetivos del trabajo cuando se trate de especies con densidades altas, hasta 30 especímenes, entre machos y hembras de todas las clases de edad.

Si se necesitara capturar alguna especie de manera intensiva, debe documentarse no sólo su distribución, sino también su patrón reproductivo, alimentación, hábitat, actividad, comportamiento y tamaño poblacional, entre otros aspectos; esto permitirá tener un mejor éxito en su captura y más reserva en cuanto al número de animales a sacrificar, de modo que la captura afecte lo menos posible las poblaciones muestreadas (se debe tratar de evitar sacrificar en lo posible, animales que tengan evidencias de estar en un periodo de lactancia o preñez, así como de no alterar su organización social). Con los resultados de esta información en el futuro las autoridades podrán integrar normas apropiadas sobre el tiempo y número de especímenes que se pueden capturar de una especie.

Especies endémicas. Son aquellas cuyo ámbito de distribución natural se encuentra circunscrito al territorio nacional y las zonas donde la Nación ejerce su soberanía y jurisdicción (NOM-059-ECOL-2001). Son de gran importancia porque constituyen parte del patrimonio nacional y mundial, y son una muestra de la gran diversidad y riqueza de nuestros recursos, por lo que es nuestra obligación protegerlas. De las 485 especies de mamíferos terrestres que hay en México, 160 son endémicas (Ceballos y Oliva, 2005), y de éstas, más de 90 % se encuentra bajo algún estatus de protección (NOM-059-ECOL-2001) y su captura está limitada o prohibida. Por este motivo, cuando se trabaje con ellas los estudios deben estar diseñados para alterar lo menos posible el hábitat y las poblaciones de estas especies, y se recomienda fundamentalmente: 1) que se trampee sólo en un pequeño porcentaje del hábitat; 2) que los sitios de trabajo esten separados unos de otros, para facilitar la recolonización de poblaciones cercanas; y 3) si los especímenes capturados se van a preservar en museos, debe hacerse un esfuerzo para registrar y conservar la mayor información posible de los especímenes. Si el investigador nota que se están alterando

demasiado las poblaciones, debe reducirse el tamaño de la muestra (Animal Care And Use Committee, 1998; Rudran y Kunz, 1996).

Leyes para la captura y protección de los mamíferos. Otro aspecto que es indispensable conocer es la legislación que las autoridades han establecido para la captura y protección de nuestros recursos naturales, y principalmente de las especies raras o en peligro de extinción, con el fin de normar la captura, transporte, venta, posesión o exportación de las especies que habitan nuestro país, y favorecer su conservación y aprovechamiento sustentable así como su hábitat en el territorio de la República Mexicana.

Entre éstas se encuentra la Ley General de Vida Silvestre, publicada en el Diario Oficial de la Federación el 3 de julio de 2000 (con la última reforma, del 26 de junio del 2006 [Diario Oficial de la Federación, 2006]) y la Norma Oficial Mexicana-059, que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestres, terrestres y acuáticas, en peligro de extinción, amenazadas, raras y sujetas a protección especial; y establece especificaciones para su protección (SEDESOL, 1994; SEMARNAT, 2002). Además, los investigadores nacionales o extranjeros que requieren recolectar mamíferos silvestres, deben de tramitar su permiso de colector científico en la Dirección General de Vida Silvestre del Instituto Nacional de Ecología (Cervantes *et al.*, 1995; Instituto Nacional de Ecología, 1995).

De acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-126-ECOL-2000 (SEMARNAT, 2000), el trámite incluye la licencia de colector científico y el permiso especial de colecta científica. La primera es una credencial plastificada refrendable, que faculta a su titular, así como a los estudiantes, técnicos de campo y asociados, nacionales o extranjeros que éste designe, para realizar la colecta científica de las especies de flora y fauna silvestres. El titular de la licencia de colector científico debe presentar anualmente un informe de las colectas científicas realizadas. Por otro lado, el permiso especial de colecta científica incluye la autorización a los investigadores para realizar colectas científicas en una vigencia no mayor a un año, dentro del territorio nacional, excluyendo las zonas protegidas, en donde se requiere un permiso especial.

Los estudiantes de nacionalidad mexicana que realizan sus estudios de posgrado, también pueden solicitar el permiso especial

de colecta científica para su trabajo de campo mediante una carta de apoyo de su institución. El titular del permiso especial debe presentar dentro de los 30 días naturales siguientes al término de la vigencia del permiso, un informe de las actividades de campo. Asimismo, el titular del permiso especial de colecta científica puede solicitar la ampliación de la vigencia del mismo, presentando por escrito una justificación de su solicitud y un informe de los avances de la colecta científica realizada.

Además de la autorización otorgada para la colecta de especímenes de flora y fauna silvestres, los investigadores tienen la obligación de respetar las leyes específicas de protección estatales y por supuesto pedir permiso a las autoridades locales y dueños de los predios, para evitar encontrarse en situaciones de conflicto.

Listados o actas internacionales. En éstos se clasifica a la mayor parte de las especies de flora y fauna de acuerdo con su estado de conservación (amenazadas, en peligro de extinción y raras, entre otras), como son: la Convención Internacional para el Comercio de Especies en Peligro de Extinción (CITES por sus siglas en inglés), que se utiliza principalmente para normar el comercio internacional y regular la importación o exportación de animales y sus productos (Anónimo, 1973, 1982; Jorgenson y Jorgenson, 1991). México es signatario de CITES y está sujeto a las disposiciones y decisiones de la Convención.

Aunque estas leyes con frecuencia son ignoradas o se tratan de evitar, no deben olvidarse, porque exponen al violador a una sanción (violar los acuerdos de la Norma Oficial sujeta al infractor a una multa en México, pero violar los acuerdos de CITES es más complicado porque están sujetos a las leyes internacionales), además de que se favorece la alteración y exterminio de las especies vulnerables. Más aún, la realización de un proyecto de investigación serio, conlleva la planificación adecuada de las áreas a estudiar, de las especies, del número de especímenes a capturar y de la obtención de los permisos correspondientes.

Por otra parte, actualmente una gran cantidad de revistas científicas solicitan que los especímenes en que se basa el trabajo hayan sido capturados de manera legal (esto es, con el permiso de colector científico otorgado por las autoridades), y que los animales hayan sido sacrificados de acuerdo a los criterios éticos del Animal (Care And Use Comité, 1998).

¿EN DÓNDE Y CÓMO SE DEBE REGISTRAR LA INFORMACIÓN DE CAMPO Y DE LOS ESPECÍMENES?

La clase de estudio que se desee realizar determinará el número y tipo de especímenes a trabajar, ya sean animales muertos y resguardados en una colección científica, o animales vivos en el campo o mantenidos en cautiverio. El registro de esta información requiere de un trabajo meticulado, porque en esta fase es cuando se anota la información indispensable, no sólo de nuestro trabajo, sino de trabajos futuros, que tengan como base los mismos especímenes. La información más valiosa como distribución, tamaño, abundancia, hábitat, hábitos alimentarios, reproducción, grado de alteración del ambiente en que viven y asociación con otras especies, se registra en ese momento. Por ello es necesario anotar las observaciones en un diario y un catálogo de campo, de manera ordenada y completa, en papel de buena calidad, con tinta indeleble al agua y a diferentes conservadores.

Papel. Debido a la importancia de conservar la información de los especímenes el mayor tiempo posible, es necesario que el papel que se utilice sea de buena calidad. Debe ser resistente al agua, etanol, aceite y formaldehído, con un alto contenido en algodón (de preferencia 100% algodón), de color blanco, libre de material ácido que acelere el deterioro de la celulosa y con un pH de 6.0 a 8.5 (Williams, 1990). El tamaño de las hojas para el catálogo y el diario de campo puede ser tamaño esquila, 21.59 x 14.60 cm (8 ½" x 5 ¾") o tamaño cuarto largo, 21.59 x 15.87 cm (8 ½" x 6 ¼"). Para mayor seguridad y

cuidado, las hojas deben colocarse en un portafolio o una carpeta gruesa de argollas. El uso de hojas de carpeta previene la pérdida de información, y en cada salida se lleva sólo la última hoja y las que se van a usar. Actualmente el papel tamaño esquila está discontinuado, o el que se consigue es de muy mala calidad, por lo que se pueden comprar pliegos de papel de algodón o un cuaderno de buena calidad y llevarlo a cortar al tamaño requerido.

Tinta. Para escribir las observaciones de campo y la información de las etiquetas de cada espécimen, la tinta debe ser preferentemente color negro e indeleble al agua, al etanol, al formaldehído, al amoníaco y a detergentes que puedan utilizarse para la limpieza del esqueleto y la preservación de los ejemplares. En la actualidad se encuentran a la venta marcadores indelebles de punto fino, de excelente calidad a precio accesible, aunque no se han realizado pruebas a largo plazo de la permanencia de la tinta; y se recomienda que se siga utilizando la tinta china, o en su caso hacer una prueba previa para asegurarse que la tinta no se va a borrar en poco tiempo.

Rotulación de los ejemplares. Cada una de las partes de los especímenes preservadas y registradas en el catálogo de campo deberá tener un rótulo, cuya forma, tamaño y material variará dependiendo de la parte del organismo que se vaya a preservar y del modo de preservación (capítulo 5). Este punto es muy importante porque en la actualidad para aprovechar mejor a los especímenes se conservan muestras de diferentes órganos o partes del cuerpo, además de que el intercambio o donación a nivel nacional e internacional de alguna de estas muestras obliga a tener un control estricto de todas ellas, lo cual no se podría realizar si desde un inicio no se rotula apropiadamente el material. Si los especímenes se van a conservar vivos, será necesario llevar una bitácora de trabajo, o anotar la información en el diario de campo si los especímenes son liberados. El museo o institución para la que se trabaja proporcionará las etiquetas con su leyenda. Si no existen etiquetas elaboradas o no son facilitadas, se recomienda usar el papel indicado, con todos los datos incluidos.

Etiquetas para la piel. Son de forma rectangular; miden 90 mm de largo por 25 mm de ancho; deben ser de papel de algodón o

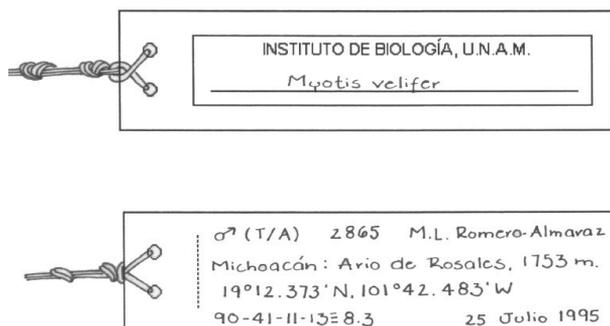


Figura 1. Etiquetas para piel y especímenes en fluidos.

de algún papel resistente, grueso (cartulina) y de color blanco. Para ejemplares preservados en fluidos se recomienda hacer las etiquetas en papel *albanene* o *herculene* de buena calidad. En la mayoría de las colecciones las etiquetas son blancas de un lado; y del otro, tienen impresa la leyenda del museo y una línea para escribir el nombre científico del espécimen.

En el extremo izquierdo de la etiqueta se hacen dos orificios por donde se introduce un hilo de algodón; a éste se le hacen dos nudos, uno lo más pegado posible al borde y el otro a 2 o 2.5 cm (fig. 1), esto le da firmeza a la etiqueta e impide que se desgarre fácilmente. El rótulo debe amarrarse a la pata posterior derecha, por arriba del tobillo, de la piel del espécimen cuidando de que el segundo nudo quede pegado a la piel (fig. 2). El orden de los datos registrados en la etiqueta se



Figura 2. Especimen con esqueleto previo a ser incorporado a la colección, observe la manera como está atado el rótulo a la piel.

observan en la figura 1, y de manera general llevan el siguiente orden: sexo, con las condiciones reproductoras entre paréntesis; número del colector e iniciales y apellido del colector y preparador (o de ambos, si es que fueran diferentes); localidad; medidas somáticas y fecha completa sin abreviar el año. Mayores detalles se pueden ver en Ramírez-Pulido *et al.* (1989b).

El arreglo de los datos en la etiqueta generalmente es el mismo en todas las colecciones mexicanas y norteamericanas, aunque algunas instituciones usan un formato establecido por ellas mismas y en Europa y Sudamérica puede variar. Los datos deberán escribirse con tinta indeleble, mientras que el nombre científico que va en el revés de la etiqueta deberá estar escrito con lápiz, porque es el único dato que puede cambiar con el tiempo. Es necesario que el nombre científico que se asigne sea el mismo que se anote en las etiquetas, catálogos, diarios de campo y publicaciones.

Etiquetas para el cráneo y esqueleto. Son de forma redonda y su diámetro es de 17 mm; a este tipo de etiqueta se le hace sólo una perforación, por donde se pasa un hilo de algodón; y al igual que a la etiqueta para la piel, se le hacen dos nudos (fig. 3). Es recomendable que estas etiquetas se elaboren en papel algodón de color blanco, o en su caso, en papel resistente del mismo color. En un lado de la etiqueta se anota el número y sexo del espécimen y las iniciales del preparador. Cuando el material se ingresa a la colección en el otro lado de la etiqueta se escribe el número del catálogo cronológico de la colección (Hall, 1962).

La etiqueta del cráneo se amarra a través de la mandíbula, la cual se queda unida al cráneo después de que se quita la piel del espécimen, para facilitar el paso del hilo, la lengua se quita previamente cortando los músculos de la misma desde la base, y jalándola con ayuda de unas pinzas. Al hilo se le hace un nudo firme pero no muy apretado para no romper la mandíbula y facilitar su limpieza posteriormente. En los esqueletos completos la etiqueta puede sujetarse al cráneo o a la pelvis, y todas las partes del esqueleto que estén desarticuladas deben asegurarse con un hilo.

Etiquetas para órganos preservados en fluidos. Pueden emplearse etiquetas de forma redonda o rectangular; su tamaño dependerá del frasco o recipiente donde se preserven los órganos. Es recomendable

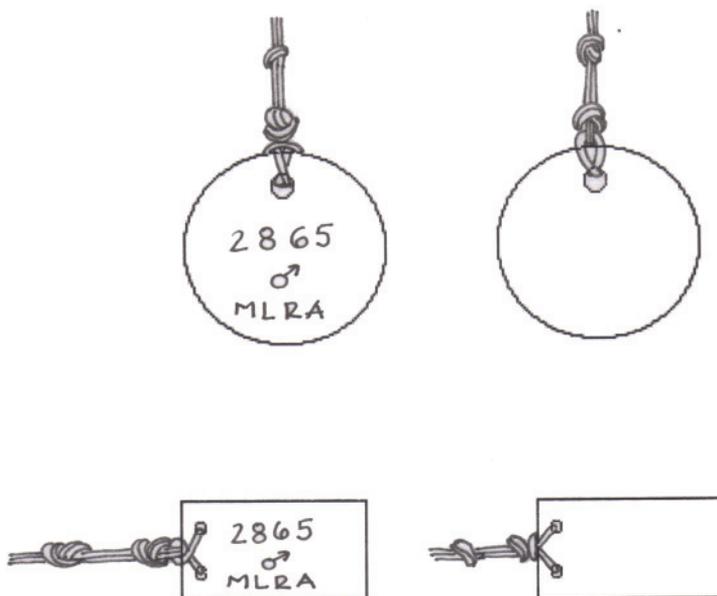


Figura 3. Etiquetas para cráneos y esqueletos.

que estas etiquetas se elaboren en papel de algodón o albanene de color blanco; o en su caso, en papel resistente del mismo color. En un lado de la etiqueta se anota el número y sexo del espécimen y las iniciales del preparador, y cuando el material se ingresa a la colección del otro lado se pone el número del catálogo cronológico de la colección.

Rótulos para frascos y cajas. Su tamaño varía con el tamaño del frasco o caja; se recomienda usar papel libre de ácido, con un porcentaje alto de algodón, color blanco. Son de forma rectangular y en ellos deberá ir la leyenda y logotipo de la institución y anotarse el número cronológico de la colección, número e iniciales del colector, sexo del espécimen, la localidad y fecha de captura y las medidas somáticas. Las etiquetas deberán colocarse en un lugar visible, para poder consultar los datos sin tener que sacar el espécimen y exponerlo al maltrato.

Registro de la información. El diario de campo y el catálogo de campo constituyen el registro completo y cronológico de las actividades y observaciones de un investigador en el campo, y en este se anota la información más relevante tanto del viaje como de las condiciones de captura de los especímenes.

Diario de campo. En la parte superior de cada hoja (papel de algodón, tamaño esquila o medio cuarto) se anota el nombre del responsable y la fecha completa (e.g. 1 de marzo de 1995). Posteriormente la localidad de donde salió la expedición de campo, el tipo de vehículo y la institución responsable de éste, el nombre de las personas que participaron, el lugar a donde se dirigieron, el nombre del proyecto y los objetivos del viaje, además de las observaciones que sirvan para documentar el trabajo de manera científica o de referencia si se quisiera regresar al lugar; entre otras: localidad de trabajo, coordenadas geográficas, ruta de acceso, número de trampas o redes que se colocaron, método y distancia que se siguió para su colocación, persona que las colocó, lugar donde se colocaron, número de especímenes y especies que se capturaron en cada sitio, hora de captura y revisión de trampas, tipo de vegetación, tipo de sustrato, topografía y observaciones climáticas, el lugar donde se acampó o se hospedaron, el nombre de las personas que dieron permiso para colocar las trampas o redes en el lugar, comentarios de los pobladores sobre el uso o biología de los animales y de ser posible un mapa del área de trabajo.

El registro de esta información se continuará hasta el momento en que se termine el trabajo de campo, con la fecha y el lugar en donde se separaron los integrantes de la salida (fig. 4). Asimismo, es recomendable anotar lugares para comer, descansar, gasolineras cercanas y hospitales o centros de auxilio médico.

Catálogo de campo. Se integra con una lista progresiva de todos los ejemplares preservados en pieles, esqueletos o en líquidos. En primer lugar se escribe el nombre del preparador, la localidad y la fecha completas. Después en una lista se pone el número del espécimen asignado en el catálogo, el sexo, la condición reproductora entre paréntesis, nombre del género y si es posible de la especie, medidas

H.L. Gómez-Almaraz. México: Jalisco, Chamela. 20-Septiembre-97

a filmar y fotografiar, cosa que fue muy difícil puesto que los murciélagos se escondieron en el interior de las gnetas y bajo las piedras. Enseguida iniciamos la captura. Dentro de la alcantarilla los Desmodus estaban acompañados por Glossophagas, aproximadamente unos 150 individuos y por Natalus, aproximadamente unos 20 individuos.

Finalizamos la captura a las 11:35 horas, se capturaron 38 especímenes, de los cuales 15 fueron hembras y 23 machos. De estos 4 fueron nuevos individuos, 3 subadultos y 1 adulto. De las hembras 7 estaban lactando, 4 con embrión, el resto estaban inactivas; de los machos 4 con testículos abdominales y el resto con testículos escrotados. Se terminó el trabajo de medición a las 16:00 horas.

El Sr. Vidrio nos llevó y nos recogió del regreso, cuando llegamos a la Estación fuimos a comer, después nos fuimos a la playa, salimos a las 17:00 horas, en el camino aproximadamente a unos 200 metros del Kilómetro 61 de la carretera Manzanillo - Puerto Vallarta encontramos un tejón muerto, este tenía ya rato de muerto, puesto que olía mal, las hormigas rojas casi le habían avanzado la cola y el estómago estaba hinchado. El espécimen era hembra, sin tetas notorias y debido a su estado de descomposición no pudimos determinar si estaba preñada, para que no la deshicieran la colocamos en el arroyo.

Fig. 4. Hoja de un diario de campo.

MEMPHIS STATE UNIVERSITY MUSEUM OF ZOOLOGY			
M.L. Romero-Almaniz			
México: Colima, Playa de Oro, 19° 08.03' N, 104° 29.91' W			
10 - January 2007			
TK 126611	♀ 4001	♀ (adult)	Ba10mg, 123-48-15-12 ≅ 11.5
México: Colima, Playa de Oro, 19° 08.14' N, 104° 29.87' W			
10 - January - 2007			
TK 126612	♀ 4002	♀ (S/A)	Ba10mg, 110-42-16-12 ≅ 8.0
TK 126613	♀ 4003	♀ (adult)	Ba10mg, 119-47-16-12 ≅ 8.5
TK 126614	♂ 4004	♂ (adult)	Ba10mg, 118-47-16-13 ≅ 9.0
TK 126615	♀ 4005	♀ (adult)	Ba10mg, 117-44-14-13 ≅ 8.0
México: Colima, Playa de Oro.			
12 - January - 2007			
TK 126769	♀ 4006	♀ (juv)	Ba10mg, 132-51-16-13 ≅ 13.5
TK 126771	♂ 4007	♂ (adult)	Ba10mg, 115-47-17-13 ≅ 12.0
TK 126783	♀ 4008	♀ (subadult)	Ba10mg, 115-55-16-11 ≅ 10.0
TK 126786	♀ 4009	♀ (post-juv)	Ba10mg, 126-48-16-12 ≅ 14.5
México: Jalisco, La Huerta, al cantón km 83 carretera Barra de Navidad - Puerto Vallarta			
19° 38' 39" N, 105° 10' 18" W, 106 m.			
3 - February - 2007			
♀ 4010	♀ (S/A)	Balantiopteryx	69-21-10-13 ≅ 6.0
♀ 4011	♂ (S/A)	Balantiopteryx	66-19-9-15 ≅ 5.5
♀ 4012	♀ (S/A)	Balantiopteryx	60-18-6-11 ≅ 5.8
♀ 4013	♂ (S/A)	Balantiopteryx	60-17-6-12 ≅ 6

Figure 5. Hoja de un catálogo de campo.

somáticas y peso (ver más adelante en el apartado de medidas); el tipo de preparación puede anotarse a un lado del número del espécimen (fig. 5).

Los números deben ser progresivos, y entre éstos se intercala la localidad y fecha, sin perder el orden numérico. Es importante recalcar que una misma persona no debe iniciar varios catálogos, y no deben sobreponerse números, porque eso sólo causaría confusiones futuras. Preferentemente, los catálogos deberán entregarse a la institución donde sean depositados los ejemplares.

Tipos de preparación. La manera más común de preparar a un espécimen es en piel (taxidermia) y cráneo o piel y esqueleto, sin embargo, existen otras formas: cráneo y esqueleto, espécimen en etanol, espécimen en etanol con el cráneo removido, piel en taxidermia y cuerpo en etanol, sólo piel, sólo esqueleto o sólo cráneo. La forma de preparación dependerá de los objetivos del proyecto o del tiempo y tipo de personal asociado a las actividades de campo.

Registros por especie. Esta sección es útil cuando se tienen observaciones importantes de una especie. En la parte superior de la página se anota el nombre científico y común del espécimen, la fecha, la localidad y las observaciones; aún aquellas que pudieran parecer insignificantes; con el tiempo se podrán reunir datos importantes de las mismas (Martin *et al.*, 2001).

Formas impresas. Se recomienda el uso de formas impresas con la información básica que debe registrarse en el campo; en la figura 6 se presenta una forma modificada de Ramírez-Pulido *et al.* (1989b). Las hojas deberán tener un número progresivo correspondiente al número asignado en el catálogo y se usará una forma para cada espécimen; la información a registrar es la siguiente:

Localidad de captura. Es el registro exacto del sitio de trabajo. La localidad se expresa con base en la entidad federativa, la dirección cardinal (norte, N; sur, S; este, E; oeste, O), la distancia en kilómetros (km) y la altitud en metros (m) sobre el nivel del mar. Es rutinario escribir primero las distancias relacionadas con el norte o con el sur que las relacionadas con el este o con el oeste.

Ramírez-Pulido *et al.* (1989b) señalan los siguientes pasos para determinar la dirección exacta de un sitio: 1) se ubica la localidad en cuestión en el mapa y se selecciona la población más próxima a ella, la cual se considera como localidad de referencia o índice; 2) las dos localidades se unen trazando a partir de la localidad de referencia una línea vertical y luego una horizontal formando un ángulo de 90° en el punto de intersección de las líneas; 3) se mide la longitud de cada línea y se hace la equivalencia respectiva a la escala métrica del mapa utilizando una regla de tres, y la dirección se establece con base en los cuatro puntos cardinales y se escribe utilizando las abreviaturas convencionales (N, S, E y O).

e.g. Puebla. 7 km N, 4 km O Teziutlán.

Si nada más es necesario trazar una línea vertical u horizontal para unir la localidad de referencia con la población índice, se usa una sólo dirección cardinal (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b).

e.g. Veracruz. 11 km N Martínez de la Torre.

Si la localidad queda en un ángulo de 45° con relación a la población de referencia, se considera la dirección correspondiente al cuadrante del eje de coordenadas que se compone por los dos puntos cardinales involucrados (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b).

e.g. Veracruz, 12 km NE Jalapa.

En la actualidad es común el uso de geoposicionadores, a través de los cuales se pueden recibir señales de los satélites más cercanos, y conocer (con un margen de error reducido) las coordenadas de la localidad de trabajo. Se recomienda escribir la localidad en el siguiente orden: País, estado, municipio, distancia, orientación geográfica, ciudad, altitud con relación al nivel del mar y coordenadas geográficas.

e.g. México: Michoacán, Mpio. Benito Juárez, 1 km N de Lajas del Bosque, 1,100 m; 19°14'33"N, 100°28'17"O.

Una vez que se considere un poblado como índice para una localidad determinada, se recomienda, en colectas sucesivas, reconocer siempre

ese mismo y no otro, como posible localidad de referencia. A este respecto, es conveniente que el poblado en cuestión esté en la misma entidad federativa en la que se ubica la localidad de captura, no obstante que exista otro más cercano pero en una entidad federativa distinta. Esta medida evita confusiones, y permite sistematizar las localidades de referencia que se muestrearon durante una salida al campo, lo que facilita su registro en los diversos documentos de la colección (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b).

Se debe evitar tomar como referencia las señales del kilometraje de la carretera o accidentes geográficos como ríos, barrancas o laderas de cerro, entre otros; porque los primeros pueden cambiar con el tiempo y los segundos dificultan la ubicación de la localidad cuando no son bien conocidos.

Mapas. Se recomienda su uso para la ubicación y registro de la localidad específica, para la planeación de estrategias en el muestreo y para el estudio de datos climáticos, topográficos y ecológicos. Los mapas más completos se encuentran en el Instituto Nacional de Geografía e Informática (INEGI), pero pueden encontrarse mapas publicados por otras dependencias como la Secretaría de Turismo, la Secretaría de Educación Pública, la UNAM, o por editoriales como Guía-Roiji y Patria.

Fecha de captura. Debe escribirse la fecha completa sin abreviaturas, porque el tiempo de resguardo en las colecciones puede incluir cientos de años y las fechas abreviadas podrían en un futuro interpretarse erróneamente. Cuando los especímenes se capturen vivos pero no se preparen sino tiempo después, se debe anotar la fecha de recolecta y la fecha de la muerte en el diario de campo, en el catálogo y en los rótulos de los especímenes.

Número de espécimen. Cuando una persona se inicia en las actividades de captura y preservación de especímenes, debe integrar su catálogo de campo. La numeración debe iniciarse en el número uno y ser progresiva; nunca deberá repetirse un número, ni tampoco podrá registrarse un espécimen en catálogos diferentes. De manera general, el material se registra en el catálogo del colector, pero si dos o más personas tuvieran su catálogo de campo y trabajaran juntas en la

colocación de las trampas o redes y la recolección de los especímenes, deben ponerse de acuerdo en el catálogo en el que se van a registrar los especímenes. Recuerde que un espécimen no debe tener nunca más de un número y que lo importante no son las iniciales que llevan los rótulos, sino la información que podrá generarse a partir de los especímenes.

Sexo. Se usan los símbolos tradicionales para cada sexo, ♂ machos, ♀ para las hembras y ? o s/d cuando no sea posible o no se haya determinado el sexo.

Condiciones reproductoras. Para las hembras se deben anotar las condiciones de la vagina: si es inactiva, se observa cerrada; si es receptiva, se ve abierta o inflamada. Las hembras de algunas especies recién copuladas presentan restos de semen endurecido, conocido como tapón vaginal (lámina 1, fig. 1). También debe registrarse la presencia de embriones (lámina 1, fig. 2), su número, tamaño (longitud y anchura del saco embrionario) y lugar de la implantación (derecha o izquierda del útero). Cuando el embrión estaba próximo a nacer se puede medir, pesar y registrar la información biológica como cualquier otro espécimen, y si se le asignara un número de catálogo, se recomienda indicar también el número correspondiente al de la hembra de la que se obtuvo.

Deben revisarse las glándulas mamarias; cuando el tamaño de éstas es pequeño indican inactividad; cuando son medianas, pueden estar desarrollándose para un período de lactancia (si están preñadas) o ser poslactantes. Cuando son de tamaño grande, de color rosado y tienen secreciones, están lactando. Las hembras de algunas especies presentan estros de posparto como una estrategia para maximizar las condiciones óptimas para la reproducción y dejar un mayor número de descendientes, por lo que es posible encontrar hembras lactado y receptivas al mismo tiempo (lámina 1, fig. 3) o lactando y preñadas.

Si el espécimen es macho, se debe anotar la posición de los testículos (abdominales, inguinales o escrotados), y las medidas de longitud y anchura de uno de éstos, y de ser posible el peso en gramos. Cuando el epidídimo es visible también puede medirse el largo y el ancho (lámina 1, fig. 4).

En algunas especies es difícil determinar externamente el sexo de los especímenes jóvenes, o los machos de otras especies

(vespertiliónidos), no tienen los testículos en el escroto. En tales casos el sexo se puede determinar por la distancia que existe entre el ano y el clítoris o el pene; en los machos esta distancia es relativamente más larga que en las hembras. Por otra parte, durante este tiempo algunos machos desarrollan glándulas sexuales que secretan sustancias para atraer a las hembras y sirven de dimorfismo sexual (lámina 2, figs. 1 y 2), o también pueden tener estructuras de queratina que posiblemente producen algún sonido para atraer a la hembra (lámina 2, figs. 3 y 4; Sánchez *et al.* 1990b).

Nombre científico. Su registro se anota con lápiz para poder borrarlo si hubiese cambios taxonómicos o de nomenclatura, como resultado de una mejor revisión.

Medidas somáticas. Los especímenes deben medirse antes de su preparación, porque este proceso así como el secado de la piel modifican las medidas; éstas se deben anotar en milímetros y el peso en gramos. Las medidas básicas que deben registrarse son: longitud total (LT), longitud de la cola vertebral (CV), longitud de la pata trasera (PT), longitud de la oreja (O) y peso (P); este último se separa por tres líneas horizontales (figs. 1, 5). Se anotan en ese orden para todos los especímenes, sin importar especie, tamaño o hábitos. En el caso de los murciélagos, se puede registrar además la longitud del trago (Tr) y la longitud del antebrazo (AB). Las medidas se toman normalmente del lado derecho de los animales, para reducir la varianza por la asimetría. Los parámetros para registrar estas medidas son los siguientes:

Longitud total (LT). El espécimen se coloca de espalda sobre la regla o escalímetro, estirándolo suavemente, y se mide desde la punta del rostro hasta la punta de la cola vertebral (sin incluir los pelos de la punta de la cola) (lámina 3, fig. 1).

Longitud de la cola (CV). La base del dorso de la cola se dobla suavemente sobre la regla, formando un ángulo recto con relación al cuerpo. Se mide desde la base hasta la punta de la cola (sin incluir los pelos de la punta) (lámina 3, fig. 2).

Longitud de la pata trasera (PT). Se mide la pata derecha desde el borde del talón hasta el extremo de la uña del dedo más largo (lámina 3, fig. 3).

Longitud de la oreja (O). Desde la muesca de la base de la oreja derecha hasta el punto más alejado de la misma (lámina 3, fig. 4).

Peso (P). Se registra en gramos, y tan pronto el espécimen se haya sacrificado.

Longitud del trago (Tr). Se mide desde su base hasta la punta.

Longitud del antebrazo (AB). Se dobla el ala y se mide desde la parte externa de la muñeca hasta la parte externa del codo.

Las medidas se anotan en el catálogo en el siguiente orden: LT, CV, PT, O \equiv P. Si se anotarán las medidas del Tr y AB, se deberán citar antes del peso: LT, CV, PT, O, Tr, AB \equiv P. El orden que se sigue para anotar las medidas es constante, por lo que no son necesarias las abreviaturas, y sólo se escriben en esta secuencia separándolas por un guión. De esta forma, las medidas de un roedor podrían ser: 310-150-35-18 \equiv 250 g, y las de un murciélago 110-45-9-15-6-50 \equiv 15 g. Si alguna parte del individuo faltara o se hubiera roto, la medida debe registrarse entre paréntesis. De esta forma, si la punta de la cola de un espécimen se hubiera roto, las medidas de LT y CV deberán anotarse entre paréntesis: (270)-(110)-35-18 \equiv 250 gr. Obsérvese que el daño en la cola afectó también la medida de la longitud total (Martin *et al.*, 2001). Cuando los murciélagos no tienen cola se usa cero y no se pone entre paréntesis.

Medidas craneales. Algunas de ellas son necesarias para determinar la especie, pero en la mayoría de los casos se utilizan para estudios de dimorfismo sexual y morfometría. Las medidas se registran cuando el cráneo está limpio; las más importantes se representan en la figura 7 y son:

Longitud mayor (LM). Distancia máxima de la punta del incisivo o de las nasales a la parte más distal del cráneo.

Longitud cóndilo basal (LCB). Distancia entre la parte más anterior del cóndilo occipital y la proyección más anterior de los huesos de la premaxila.

Longitud cóndilo canino (LCC). Distancia entre el cóndilo occipital y la base anterior del cuerpo del canino.

Longitud cóndilo incisivo (LCI). Distancia entre el cóndilo occipital y la parte más anterior de las puntas de los incisivos.

Anchura cigomática (AC). Distancia máxima entre los arcos cigomáticos.

Anchura de la caja craneana (ACC). Anchura máxima a través de la caja craneana, posterior a los arcos cigomáticos.

Anchura mastoidea (AM). Distancia entre los procesos mastoideos.

Anchura del rostro (AR). Se mide generalmente en la sutura entre la premaxila y la maxila.

Longitud y anchura de la bula auditiva. Longitud y anchura mayor de la bula timpánica.

Constricción interorbitaria (CI). Distancia más corta de la parte superior del cráneo a través de las órbitas.

Constricción postorbitaria (CO). Distancia mínima a través de la parte posterior del cráneo, posterior a los procesos postorbitales.

Hilera maxilar de dientes (HMD). Distancia entre la base anterior del canino y el último molar superior.

Longitud de la mandíbula (Im). Distancia máxima de la base de la mandíbula al proceso angular.

Hilera mandibular de dientes (hmd). Distancia entre la base anterior del canino y el último molar inferior.

Longitud de la diastema. Distancia del margen posterior del alvéolo del último incisivo presente al margen anterior del alvéolo del primer diente molariforme que esté presente (en roedores), o del margen posterior del alvéolo del canino al margen anterior del alvéolo del primer diente molariforme que esté presente.

Longitud palatal. Distancia de la punta anterior de la premaxila a la parte más anteroposterior de la punta posterior del palatal.

Longitud nasal. Distancia del punto más anterior de los huesos nasales al punto más posterior tomado de la línea media del cráneo.

Anchura de los nasales. Mayor anchura a través de los nasales.

Edad. Uno de los parámetros fundamentales a investigar en los mamíferos es la edad relativa, porque es un aspecto imprescindible para el manejo de las poblaciones (Morris, 1972; Taber, 1969), y para entender la variación geográfica, morfológica y el dimorfismo sexual

de las especies, así como la estructura de edades y las estrategias de historia de vida de una población (Gaona, 1997; Martínez Coronel *et al.*, 1997; Ramírez-Pulido *et al.*, 1991; Wilson, 1975).

La edad relativa de los especímenes se podrá reconocer con la práctica. Varía en cada especie, pero se puede determinar al comparar el tamaño y color de un individuo con el de otros especímenes de una población; ello permite agruparlos en adultos, subadultos, jóvenes y crías. La categoría de adulto se asigna a los individuos más grandes y potencialmente aptos para reproducirse. Un subadulto es un espécimen joven o un individuo de menor tamaño que un adulto, que aún no alcanza la madurez reproductora; generalmente su pelaje es más claro. Un joven es más pequeño que un subadulto y tiene una coloración diferente que las otras edades (Sánchez Hernández y Romero Almaraz, 1995a). Para conocer de una manera confiable la edad relativa de los especímenes, se puede obtener el tamaño de algunos individuos a edades específicas y comparar después el tamaño del espécimen al cual se le desea asignar edad con el promedio de tamaño de un espécimen a cierta edad específica. De manera general, el color del pelo en individuos jóvenes es gris y su consistencia suave; en los subadultos es moreno negruzco y en los adultos adquiere los tonos característicos de la especie a la que corresponden; el pelo a esta edad generalmente es más grueso y áspero que en los jóvenes o subadultos.

En algunos roedores la edad relativa puede establecerse durante las primeras semanas después de su nacimiento por el patrón de erupción de los dientes. La edad relativa de un adulto puede deducirse al examinar el grado de desgaste de la superficie oclusal de los molares (Genoways, 1973). Pero hay que tener cuidado porque Spinage (1973) observó que el patrón de desgaste de los dientes generalmente sigue una curva exponencial negativa, de manera que los individuos jóvenes frecuentemente se agrupan con individuos más viejos que su verdadera edad. En los murciélagos, la edad relativa puede reconocerse cuando se observan a contraluz las articulaciones de las falanges de las alas, o las epífisis de los huesos largos en los esqueletos. Cuando el cartílago es transparente, son individuos jóvenes; cuando está parcialmente osificado, subadultos; y cuando está completamente osificado, son adultos.

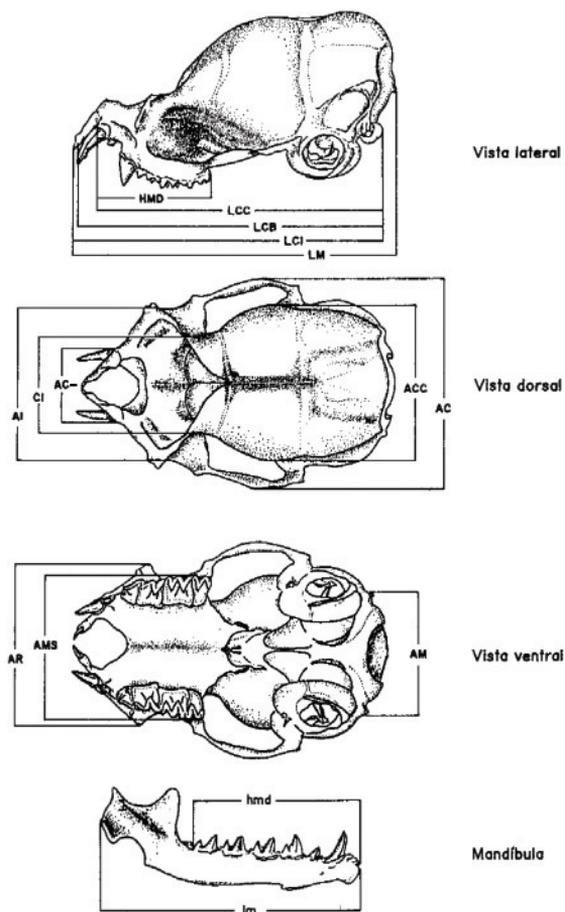


Figura 7. Algunos parámetros craneales de un murciélago. *Vista lateral:* HMD=hilera mandibular de dientes; LCC=longitud cóndilo canino; LCB=longitud cóndilo basal; LCI=longitud cóndilo incisivo; LM=longitud mayor. *Vista dorsal:* AI=anchura interorbitaria; CI=constricción interorbitaria; AC= anchura a través de los caninos; ACC=anchura de la caja craneal; AC=arco cigomático. *Vista ventral:* AR=anchura del rostro; AMS=anchura a través de los molares superiores; AM=anchura mastoidea. *Mandíbula:* hmd=hilera mandibular de dientes; lm=longitud mayor de la mandíbula (Reproducido de Sánchez Hernández y Romero Almaraz, 1995a).

¿CUÁLES SON LOS MATERIALES Y MÉTODOS QUE SE EMPLEAN COMÚNMENTE PARA LA CAPTURA DE LOS MAMÍFEROS PEQUEÑOS?

La captura de mamíferos pequeños requiere de equipo que permita recolectarlos de manera científica y humana. Si se utilizan trampas que los mantengan vivos, deben conservarlos en buenas condiciones y en un microambiente confortable. Si las trampas provocan la muerte de los animales, ésta debe ser rápida y de preferencia no causar daño a las partes del cuerpo requeridas para investigación (*Ad Hoc Committee For Acceptable Field Methods in Mammalogy, 1987*). De manera general hay dos procedimientos: la captura manual y el uso de trampas (*Jones et al., 1996*).

Captura manual. Una gran cantidad de mamíferos nocturnos pueden capturarse con las manos, deslumbrándolos con una lámpara, o bien rodeándolos entre varias personas, y en estos casos es conveniente usar guantes para prevenir mordeduras. Los animales capturados de esta forma pueden meterse en un saco de manta para seguridad de las personas y el manejo posterior de los especímenes, o bien meterlos en una jaula segura.

Trampas de golpe. Son efectivas y económicas. Tienen la desventaja de que con frecuencia fracturan los cráneos de los especímenes, y si se colocan durante el día las hormigas u otros invertebrados pequeños

pueden comerse el cebo, o dañar a los organismos capturados. Por lo que es conveniente colocar las trampas al atardecer y revisarlas por la noche, porque se disminuye la acción de los depredadores sobre los especímenes capturados y se aumenta el éxito de captura. Al momento de recoger las trampas, aquellas que no fueron disparadas se levantan con cuidado, para evitar accionarlas por accidente, y se desactivan realizando los mismos pasos que al ponerlas, pero en sentido inverso. También pueden dispararse con ayuda de una rama y después quitarla con cuidado.

Aunque hay diferentes tipos de trampas de golpe, en la mayoría de ellas se coloca una cantidad pequeña de cebo en la lámina y se ajusta el mecanismo para dispararla con un golpe ligero. Se recomienda, si el tiempo lo permite, amarrar las trampas con un cordel a un árbol cercano o a una estaca para que no se pierda, porque en el caso de atrapar un roedor grande o de capturarlo sólo por la cola o alguna extremidad, éste puede arrastrarla. El uso de este tipo de trampas es cada vez menos frecuente, pero entre los modelos más utilizados están los siguientes:

Trampas Víctor. Son de golpe y se utilizan para capturar roedores de tamaño grande como ratas domésticas (*Rattus*); ratas de campo (*Neotoma*); ardillas (*Tamias*, *Eutamias*, *Spermophilus*) y otros mamíferos de tamaño similar. Requieren de cebo para atraer a los animales (lámina 4, fig. 1)

Trampas Museum Special. Son de golpe y están diseñadas para capturar roedores y mamíferos pequeños con propósitos científicos. En estas trampas el resorte tiene menor fuerza que en las trampas Víctor y los daños que provocan al espécimen se reducen. También requieren de cebo.

Cepos. Estas trampas son de metal; pueden o no requerir de cebo; al activarse presionan alguna de las patas de los especímenes, por lo que los animales capturados se lastiman mucho, y si se quedan por un tiempo prolongado en la trampa deben sacrificarse. También pueden colocarse dentro del agua para capturar mamíferos semiacuáticos o dentro de los túneles para capturar roedores hipogeos (fig. 8).



Figura 8. Cepo utilizado para la captura de mamíferos pequeños.

Trampas Sherman. Tienen forma rectangular; pueden ser plegadizas; son de aluminio o lámina galvanizada. En el centro de la base del piso tienen una lámina que al pisarse acciona un sistema de resorte que cierra la puerta de entrada de la trampa, de manera que el animal queda atrapado sin sufrir daños (ocasionalmente parte de la cola queda presionada con la puerta de la trampa y se rompe). Estas trampas se venden en diferentes tamaños y modalidades y con ellas pueden capturarse musarañas, roedores y algunos lagomorfos y carnívoros pequeños. Requieren de cebo para atraer a los animales (lámina 4. fig. 2).

Trampas Sherman con una cámara para nido. Del mismo tipo que las trampas Sherman, pero con una cámara independiente donde el animal puede acomodarse y aislarse mejor. Se utilizan generalmente en lugares fríos o donde llueve mucho, y permiten que el animal capturado esté protegido de las inclemencias ambientales. Requieren de cebo.

Trampas volke para tuzas. Son de metal y al activarse el seguro se disparan dos puntas de alambre que atraviesan el cuerpo o alguna extremidad del animal, lo que les provoca dolor y en ocasiones la

muerte. Para su colocación se busca primero un montículo reciente que indique la presencia de las tuzas (se reconoce porque la tierra está recién removida, no está compacta y su color es generalmente más oscuro (lámina 4, fig. 3); se busca la salida del túnel, se quita el montículo, después se escarba el túnel (de preferencia con ayuda de guantes porque ocasionalmente puede haber alacranes, arañas e incluso víboras, dentro de los túneles) hasta encontrar una bifurcación del mismo, y en el interior de cada entrada se coloca una trampa (fig. 9). Ambas trampas se amarran entre sí y a su vez a una estaca, para evitar que la tuza se las lleve al tratar de escapar. El hoyo se tapa con vegetación y un poco de tierra, para que no entre luz o corrientes de aire demasiado fuertes que alerten a los animales; la revisión de las trampas debe ser constante, aunque la actividad ocurre generalmente por la mañana y tarde. Cabe destacar que tanto estas trampas como los cepos, deben manipularse con mucho cuidado para evitar accidentes. No requieren de cebo.

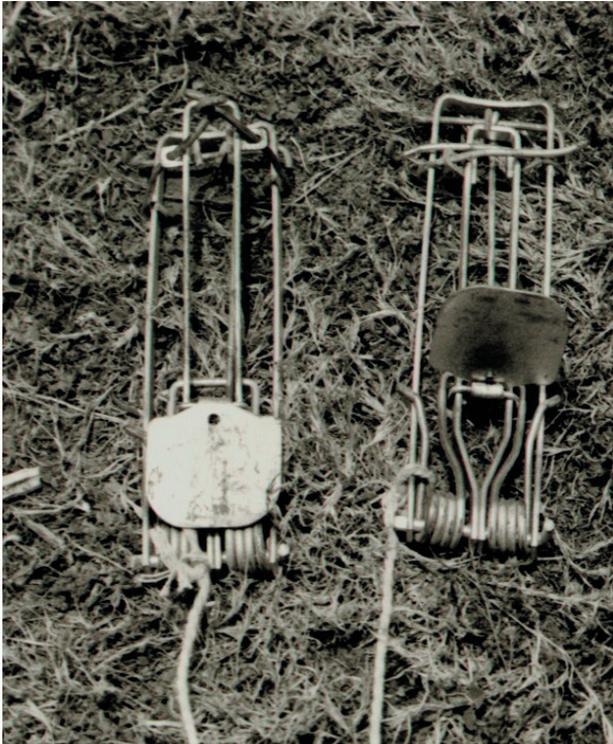


Figura 9. Trampas volke para tuzas.

Trampas Tomahawk. Son rectangulares, de reja de alambre y pueden ser plegadizas (lámina 4, fig. 4); su sistema es parecido al de las trampas Sherman y se utilizan generalmente para capturar mamíferos de tamaño menor a 1 o 2 kg. Se utilizan con cebos de olores fuertes como sardina, atún o tocino, o bien una mezcla de estos.

Ventajas y desventajas de las trampas para animales vivos. Las trampas para animales vivos tienen las siguientes ventajas sobre las que se utilizan para animales muertos: 1) cuando son plegadizas requieren de poco espacio, 2) pueden llevarse y colocarse con poco esfuerzo, y 3) el riesgo de dañar a los especímenes se reduce notablemente. La principal desventaja es su costo elevado.

Tipos de cebos. El más utilizado para la captura de roedores es la avena en hojuelas, aunque con frecuencia se utiliza una mezcla de avena y plátano, avena y crema de cacahuete, u hojuelas de avena, plátano, crema de cacahuete, extracto de vainilla y semillas de trigo, girasol o maíz molido, entre otros. Es decir, existe una gran variedad de alimentos y se utilizan al gusto o experiencia del investigador. Para mamíferos insectívoros se recomienda utilizar avena mezclada con un poco de pescado (sardina o atún) o tocino (Baker y Sánchez Hernández, 1973; Martin *et al.*, 2001), de acuerdo con nuestra experiencia, para los roedores arborícolas se puede usar mezcla de avena, plátano y vainilla, mientras que los roedores terrestres se atrapan fácilmente sólo con hojuelas de avena.

Hora de colocación y revisión de las trampas. Depende de la especie que se desee estudiar; para mamíferos de hábitos crepusculares o nocturnos, las trampas se colocan durante la tarde; su revisión dependerá de los objetivos del proyecto, pero es necesario en todo caso recebarlas diariamente si se dejaran varios días. Asimismo, es conveniente recoger los especímenes capturados por la mañana, para evitar que se lastimen por la acción de insectos, del sol, lluvia, frío o depredadores; de ser posible se deben revisar por lo menos una vez durante la noche. Para capturar mamíferos de hábitos diurnos, las trampas se colocan por la mañana y se revisan varias veces en el día (Sánchez Hernández *et al.*, 1981). Si se quisieran dejar varios días y no se quiere capturar mamíferos nocturnos, deberán levantarse o cerrarse por la tarde y volver a activarlas y recebarlas por la mañana.

Redes de niebla o nylon. Se utilizan para capturar murciélagos; se colocan entre la vegetación, sobre o a los lados del camino y cauces de cuerpos de agua y en el interior y exterior de los refugios diurnos, entre otros. Son de diferentes tamaños y están elaboradas con hilos de nylon o seda; tienen cinco líneas principales unidas entre sí por una malla de hilos. En cada extremo de la red a la altura de las líneas principales se encuentra un cordón, con el cual se ata a un par de postes (lámina 5, fig. 1). Los postes también pueden tener tamaños diferentes y se acoplan entre sí, de manera que la red puede colocarse tan alto como se desee. Su número, disposición, frecuencia, días y horas de captura dependerá de los objetivos del proyecto. Para mayores detalles se puede consultar a Kunz y Kurta (1988).

Tradicionalmente, las redes de nylon se han colocado desde 0.5 a 2.5 metros, capturando principalmente a los murciélagos que forrajean en el sotobosque, y descartando aquellos que vuelan cerca o arriba del dosel. De esta manera, son pocos los estudios que han abordado el estudio de la estratificación vertical de los murciélagos en áreas tropicales, los cuales preferentemente se han enfocado a los megaquirópteros de Asia y África (Cosson, 1995; Francis, 1994; Zubaid, 1994). Recientemente este tipo de trabajos se han comenzado a realizar con microquirópteros de América (Bernard, 2001; García Estrada *et al.*, 2006; Kalko y Handley, 2001).

De manera general en la mayoría de los estudios las redes se dejan puestas de cuatro a seis horas después de oscurecer. Durante el período de muestreo el tiempo de revisión de las redes dependerá de que tan activos y abundantes sean los murciélagos, en ocasiones deberá realizarse cada 5, 15 o 20 minutos y ocasionalmente cada hora. Normalmente los murciélagos son muy activos al comenzar la noche, y disminuyen progresivamente conforme esta avanza, por lo que la frecuencia de la revisión puede variar. En cualquier caso se debe liberar al murciélago lo más rápido posible para reducir su estrés, además de que esto evita o reduce los daños que los murciélagos le ocasionan a la red cuando la muerden. Para liberar a los murciélagos se recomienda utilizar guantes suaves de piel o sintéticos, lo suficientemente gruesos para que sus dientes no los traspasen y evitar de esta manera ser mordido por ellos.

Para liberar a los murciélagos de la red, primero se debe ver el lado por el cual entró el murciélago y empezar a sacarlo, se recomienda

extender suavemente la red para liberar tanto como sea posible las partes del cuerpo que estuvieran atoradas ligeramente. Posteriormente se procede a liberar las extremidades inferiores, cuidando de quitar los hilos que se encuentren entre o alrededor de los dedos, una vez liberadas las patas se sostienen para que no se vuelvan a enredar, y se puede jalar suavemente para tratar de soltar el cuerpo, después se inicia a desatorar una de las alas, si el murciélago no está muy enredado al sacar el hilo que atora el antebrazo, los dedos y las falanges quedan a su vez liberados, si no fuera el caso se debe de quitar hilo por hilo lastimando lo menos posible al organismo, una vez liberada un ala se procede a hacer lo mismo con la otra, al final se libera la cabeza cuidando de que los hilos de la red no se encuentren atorados entre los dientes, si este fuera el caso se puede aflojar suavemente el cuello del murciélago para que abra la boca y los hilos se suelten. El murciélago liberado se puede mantener temporalmente en una bolsa de manta bien cerrada.

En ocasiones los estudiantes o mastozoólogos poco entrenados en el campo utilizan tijeras para cortar los hilos de la red y liberar a los murciélagos (especialmente cuando se trata de vampiros), pero esto deteriora las redes muy pronto y eleva significativamente el costo del proyecto. Liberar a un murciélago no es difícil y se aprende muy pronto a hacerlo, sin embargo, en caso de que éste estuviera demasiado atorado, se puede contemplar la posibilidad de cortar uno o dos hilos de la red para no lastimarlo demasiado (lámina 5, fig.2).

Trampas de arpa. Están diseñadas para capturar murciélagos altamente especializados en la ecolocación durante el vuelo sin que se enreden sus alas, o bien cuando se quiere atrapar la mayor parte de una población en cuyo caso se coloca a la salida del refugio. La trampa consiste de dos marcos de aluminio, normalmente de 2x2 metros (pero el tamaño puede variar, de acuerdo con el objetivo del trabajo o tipo de refugio), de los cuales se suspenden hilos de pescar (nilon) separados aproximadamente por 2.5 centímetros, con la tensión adecuada para que los murciélagos se resbalen sin sufrir daños. En la base del marco se encuentra una bolsa de plástico en donde los murciélagos caen y no pueden escapar (Finnemore y Richardson, 1999). La principal desventaja de este tipo de trampas es su costo elevado en comparación con las redes de nilon, aunque es posible construirla con materiales

similares más económicos. Por otra parte, el peso, volumen y el tiempo que requiere su armado son considerablemente mayores que en las redes de nylon.

Por otra parte, una ventaja de las trampas de arpa es que requieren poca atención, sin embargo, es conveniente revisarlas ocasionalmente para prevenir que los murciélagos sean atacados por algunos depredadores, o que se lastimen entre ellos mismos. Además es importante poner atención a las condiciones climáticas porque la lluvia o el frío podrían provocar que los murciélagos se mojaran o disminuyeran mucho su metabolismo y murieran.

Sistema detector de murciélagos. Esta técnica utiliza un sistema electrónico de detección de las ondas de sonido que emiten los murciélagos, los cuales están altamente especializados en la ecolocación. El sistema capta las señales ultrasónicas intensas y continuas de los murciélagos, disminuye su frecuencia y permite que sean escuchadas por el oído humano. Dependiendo de la calidad del sistema, este puede consistir de tres componentes: un detector, el cual capta los sonidos de ecolocación de los murciélagos; el módulo de interfase que recibe los sonidos; y un programa de computadora que grafica los sonidos de ecolocación recibidos a través del módulo de interfase (Olivera, 1998). La identificación de los sonidos de las especies se puede realizar al compararlos con los archivos de ecolocación grabados, con una base de información de señales preexistentes en programas como Analook y BatSound, entre otros (O'Farrel *et al.*, 1999). Los sistemas detectores de murciélagos se pueden colocar en áreas abiertas y cerradas, y son una herramienta adicional para realizar inventarios basados en la detección ultrasónica (Ávila-Flores y Fenton, 2005), además de que han servido para evaluar los patrones de actividad y forrajeo de especies de murciélagos insectívoros (Fenton *et al.*, 1997; 1998).

Redes entomológicas. Se utilizan para capturar a los murciélagos en el interior de los refugios. Deben de ser livianas y tener la posibilidad de acoplar varios postes al mango de la red, para facilitar la captura de especímenes que se encuentren a alturas considerables. Con este tipo de redes, se debe de tener cuidado de no golpear a los murciélagos, porque podrían romperse sus huesos y en el peor de los casos matarlos.

Redes de malla. Se utilizan para trabajar en alcantarillas o refugios con entradas pequeñas. La o las entradas del refugio se tapan con estas redes, y al introducirse al refugio para capturar a los murciélagos se evita su salida y se facilita su captura. Las redes que se utilizan para la captura de peces (atarrayas) son útiles para este fin; otra opción más económica y útil son las arpillas donde se transporta la fruta o verdura, las cuales pueden abrirse y unirse con hilo para hacer cortinas y tapar la entrada del refugio (lámina 5, fig 3).

Uso de armas. Las armas de fuego pueden emplearse para capturar mamíferos, pero las personas que usen este método deben tener experiencia en su uso y seguridad, y cumplir con las regulaciones federales de su posesión, transporte y uso. Los animales capturados con propósitos científicos deben sacrificarse con munición muy fina para dañar al espécimen lo menos posible, y se pueden utilizar pistolas calibre .12, .20, .22, .32 o escopetas calibre 410 (Gaviño de la Torre *et al.*, 1995; Tuttle, 1976), y debe apuntársele al cuerpo; nunca a la cabeza.

Recolecta de especímenes muertos. Los especímenes muertos que se encuentran en la carretera pueden ser importantes y permiten tener representantes de especies difíciles de capturar, así como incrementar su representatividad en las colecciones mastozoológicas. Aunque la mayoría de estos especímenes tienen el cráneo y esqueleto roto, la piel se puede coser y puede incorporarse a la colección. Si es posible, se deben tomar las medidas somáticas y los datos de sexo, edad y reproducción. En ocasiones también se encuentran en el campo cráneos, huesos, vértebras y otras partes del esqueleto de animales que murieron por causas naturales o por depredación; este material puede recolectarse porque proporciona registros útiles (lámina 5, fig. 4). Es necesario sin embargo, limitar la recolecta de animales recién muertos o moribundos, sin una causa aparente de su estado, porque podría tratarse de animales enfermos que podrían contagiarnos (lámina 6, fig. 1).

Criterios de selección del área de captura. Al llegar al área de trabajo y antes de colocar las trampas o redes, se recomienda identificarse y obtener el permiso de las autoridades y de los dueños del

lugar, mostrándoles los permisos de captura obtenidos y explicándoles los objetivos del estudio. Posteriormente se puede hacer una inspección rápida de la zona para determinar los lugares de trampeo, basándose en la cobertura vegetal, cuerpos de agua, presencia de refugios, evidencias indirectas de la presencia de los mamíferos y en la información que pudieran conocer los pobladores.

Criterios de selección del método de trampeo. Varían según la especie y los objetivos del trabajo. Para roedores y mamíferos pequeños o medianos, los métodos más usados son los transectos y cuadrantes; en general, en ambos se puede poner a prueba una hipótesis y un diseño experimental definidos (Nichols y Conroy, 1996).

Transectos. Se establecen por una línea recta de trampas, colocadas de manera uniforme. Pueden ser tan largos como se quiera, aunque en general se colocan varios transectos de 50 a 100 trampas, separadas una de la otra cada 10 o 15 m. Tienen la ventaja de que con un número reducido de transectos se pueden cubrir diferentes condiciones topográficas o de vegetación, y permite hacer un reconocimiento de la diversidad de los mamíferos en una área, de manera rápida. Este método es el más utilizado para realizar inventarios.

Cuadrantes. Es el método más utilizado para obtener registros sistemáticos de los animales con los que se trabaja. Se emplean para obtener parámetros poblacionales como son densidad, proporción de sexos, estructura de edades, ámbito hogareño y desplazamientos, entre otros. Las dimensiones del cuadrante, el número, y la distancia entre las trampas dependerán del tamaño y el comportamiento de las especies con las que se trabaje y el tipo de estudio (fig. 10). Aspectos adicionales y algunos trabajos de este tipo han sido realizados por diferentes autores, entre otros: Collett, *et al.* (1975); García-Estrada *et al.* (2002); Martín *et al.* (2001), Romero-Almaraz (1993) y Vázquez *et al.* (2000).

Tipos de marcas. En los estudios poblacionales es necesario identificar individualmente a los organismos con los que se trabaja y existen diferentes métodos para hacerlo. Entre los más utilizados se encuentra la ectomización de falanges, la mutilación de alguna parte

A1	B1	C1	D1	E1	F1	G1	H1	I1	J1
A2	B2	C2	D2	E2	F2	G2	H2	I2	J2
A3	B3	C3	D3	E3	F3	G3	H3	I3	J3
A4	B4	C4	D4	E4	F4	G4	H4	I4	J4
A5	B5	C5	D5	E5	F5	G5	H5	I5	J5
A6	B6	C6	D6	E6	F6	G6	H6	I6	J6
A7	B7	C7	D7	E7	F7	G7	H7	I7	J7
A8	B8	C8	D8	E8	F8	G8	H8	I8	J8
A9	B9	C9	D9	E9	F9	G9	H9	I9	J9
A10	B10	C10	D10	E10	F10	G10	H10	I10	J10

Figura 10. Cuadrantes para trabajar aspectos ecológicos.

del cuerpo, la aplicación de aretes o etiquetas rotuladas o de color, la decoloración del pelo, los collares o anillos de plástico numerados o de color, los radiotransmisores y los transponders pasivos integrados. No obstante que todos los índices estadísticos para evaluar poblaciones asumen que las marcas no afectan a los individuos de la población, hay que tener mucho cuidado al colocarlas para no lastimar o matar a los organismos. Su uso no debe incrementar la vulnerabilidad a los depredadores, influir en su comportamiento e interacciones sociales o la búsqueda de su alimento, ni producir infecciones cuando no se colocan bien (Dein *et al.* 2005).

Ectomización de falanges. Se utiliza en roedores (y nunca en murciélagos u otros mamíferos) y consiste en la mutilación de un determinado número de dedos. El marcaje es permanente. Una de las técnicas más utilizada es la descrita por Martoff (1963), que consiste en asignarle un número a cada dedo. Por ejemplo, los dedos de la pata posterior izquierda se enumeran del dedo pulgar hacia el meñique con los números uno al cinco, de manera que si se quiere marcar al individuo número uno se le cortará el dedo pulgar; a su vez el número cinco se indicará al cortar el dedo meñique; pero si se quisiera marcar el número ocho, por ejemplo, se corta el dedo medio (tres) y el dedo meñique (cinco), que sumados dan ocho.

En la pata posterior derecha, en el mismo orden (de pulgar a meñique), se asignan las decenas (número diez al noventa, combinándolos). Las patas delanteras de los roedores tienen el dedo pulgar reducido y para evitar confusiones no se utiliza, de manera que en la pata anterior izquierda se marcan por combinación los números 100 al 700 y en la pata delantera derecha los números 800 al 3200 (combinándolos) (lámina 1, figs. 1 y 3).

Mutilación. Incluye cortes distintivos de las orejas como muescas, tatuajes o amputación de la cola. Los cortes o muescas en las orejas, no deben utilizarse en murciélagos porque se afectaría su sistema de ecolocación.

Aretes o etiquetas. Se colocan en las orejas con ayuda de un hilo de nylon o con unas pinzas a presión; pueden ser de color y estar rotuladas o numeradas (lámina 6, fig. 2).

Anillos y collares. Se utilizan principalmente en murciélagos y pueden ser de color; de plástico o metal; numerados, con una clave especial o completamente lisos; su tamaño y peso dependerá de las especies con las que se vaya a trabajar. Los anillos se ponen en el antebrazo y para su colocación se perfora un poco la membrana alar que lo rodea; el anillo se abre con unas pinzas pequeñas, y se coloca alrededor del antebrazo permitiendo que el anillo se deslice libremente a través de éste, sin que presione músculos o la membrana alar (lámina 6, fig. 3).

Las cuentas también pueden colocarse en un collar siguiendo una clave específica (lámina 6, fig. 4); al utilizar este método debe cuidarse

que el collar no quede flojo porque podría perderse con facilidad, pero tampoco debe quedar apretado porque lastimaría el cuello del murciélago e incluso lo ahogaría. Los collares y anillos de plástico de color o numerados tienen la desventaja de que se necesita recapturar al espécimen para identificarlo. Aunque hay marcas fosforescentes que permiten reconocer un número limitado de individuos por la noche o en sitios oscuros (Buchler, 1976). Cualquiera que sea el tipo de marca que se le coloque a un murciélago debe hacerse con mucho cuidado porque se les puede causar daño, o ahuyentarlos del refugio o de la zona de estudio, además de que por la alta movilidad que tienen, la probabilidad de recaptura es baja.

Colorantes o decolorantes. Son útiles para marcar mamíferos temporalmente; lo más común es untarlos directamente sobre la piel del animal. También hay píldoras pequeñas que se insertan bajo la piel, y colorantes que se mezclan con el alimento para teñir la orina o las heces. Para mayor información consultar a Haresign (1960), New (1958) y Taber y Cowan (1969).

Radiotransmisores. Permiten registrar la presencia y actividad de los mamíferos con ayuda de un receptor de señales (lámina 7, fig. 1). Algunos son externos y se colocan en collares o brazaletes, pero también pueden colocarse debajo de la piel; éstos últimos se emplean con frecuencia en especies raras, de gran importancia ecológica o económica, o en lugares donde los animales están en exhibición, como en los zoológicos o áreas de reserva. Entre los estudios que se pueden realizar están los de ámbito hogareño, área de actividad, hora de actividad, estado fisiológico (tiempo del parto, cuidado de crías) y alimentación. Los individuos se reconocen porque los radiotransmisores tienen diferente frecuencia y velocidad de pulsación. La mayor desventaja es el costo del equipo y la necesidad de anestésicos a los animales para su colocación. Se recomienda que el equipo no pese más de 5 % del peso del animal en el que se coloque, porque su peso limita el vuelo y afecta la maniobrabilidad de las especies, con lo que se reduce su éxito para la obtención de presas (Aldridge y Brigham, 1988).

Transponders pasivos integrados (etiquetas "PIT"). Las etiquetas PIT (Passive Integrated Transponder, por sus siglas en Inglés) se han

desarrollado como un método de marcaje permanente, y consisten de una bobina electromagnética y de un chip *transponder*, que emite una señal análoga con un programa alfanumérico único, y se activa cuando recibe una descarga de energía electromagnética, las etiquetas son sólo de lectura. Estas etiquetas se colocan de manera externa o se implantan dentro del cuerpo del animal en estudio (RFID, por sus siglas en inglés, para una Identificación de Radio Frecuencia). Aunque este producto está diseñado para la identificación de los animales durante toda su vida, en algunos estudios, especialmente cuando las etiquetas se implantan en la nuca, las fallas han sido importantes (Silvy *et al.* 2005). Las etiquetas que se implantan consisten de una cápsula de vidrio con circuitos *integrados* y una antena; el término *pasivo* significa que la etiqueta no usa baterías.

La etiqueta se activa a través de un lector/trasmisor-receptor, estacionario o portátil, que genera un signo electromagnético que a su vez activa la etiqueta momentáneamente, y ocasiona que ésta regrese a su vez, su código digital único al lector/trasmisor-receptor dónde el código se despliega o se guarda. La etiqueta transmite este código único, sólo cuando está presente en el campo de activación electromagnético del trasmisor-receptor.

Sin baterías susceptibles de fallar, se espera que las etiquetas PIT duren 100 años o más, lo que es relevante especialmente si se trabaja con especies longevas. La detección de la etiqueta y el despliegue del código es casi instantáneo. Las etiquetas PIT son generalmente de forma cilíndrica, y su longitud puede variar de 12 a 32 mm, mientras que su diámetro varía de 2 a 3.5 mm. Las etiquetas más grandes pueden ser detectadas a una mayor distancia por el lector trasmisor-receptor y es una ventaja a considerar para las etiquetas que se utilicen para el manejo de los animales. La mayoría de las etiquetas se pueden implantar fácilmente con un dispositivo modificado de una jeringa hipodérmica (implantador o inyector) fijado con una aguja calibre 6 a 12. La etiqueta se implanta normalmente de manera subcutánea (bajo la piel). El sitio del implante se selecciona dependiendo de la especie, el tamaño y en algunos casos de la conducta específica del animal.

Las etiquetas PIT pueden comprarse en dos presentaciones: 1) etiquetas no estériles, disponibles a granel, que se venden dentro del implante empaquetadas con gas estéril, y 2) etiquetas estériles, las cuales son preferidas por investigadores que trabajan con animales frágiles,

amenazados o en peligro de extinción y cuando el sitio del implante no es muy cómodo. Actualmente el costo de las etiquetas estériles se ha reducido y su uso se ha vuelto más popular. Dos publicaciones que detallan el uso y las ventajas de las etiquetas PIT en los mamíferos son el de Rogers *et al.* (2002) y el de Schooley *et al.* (1993).

Evidencias indirectas de la presencia de los mamíferos. La mayoría de los mamíferos son de hábitos nocturnos y rara vez se observan durante el día, por lo que su captura o registro puede facilitarse por las evidencias indirectas de su presencia (Wemmer *et al.*, 1996). La precisión de esta información dependerá de la experiencia de la persona que la recaba, o del material de comparación con que se disponga, los resultados pueden emplearse para complementar el inventario de los mamíferos de una región. Es recomendable usar este tipo de herramientas cuando no se tiene equipo suficiente o no se quiere sacrificar o lastimar animales innecesariamente. Cuando este tipo de evidencias se utilicen en trabajos ecológicos, es requisito indispensable que las revisiones sean constantes y se siga un método preciso. Entre las evidencias indirectas más útiles se encuentran las siguientes:

Madrigueras y nidos. La localización del refugio puede utilizarse para confirmar la presencia de un animal; la forma y tamaño de la entrada da idea de la especie que potencialmente habita la madriguera, y el diámetro de los túneles evidencia el tamaño del animal que la ocupa. Los individuos de algunas especies de roedores como los del género *Microtus* construyen sus nidos en cavidades esféricas más amplias que los túneles, mientras que algunas especies de *Peromyscus* tienen sus madrigueras en la base de los troncos de los árboles, entre las rocas (lámina 7, fig. 2), lugares abiertos o entre las raíces de gramíneas. Dependiendo de la especie, la entrada de la madriguera puede o no estar abierta; frecuentemente las galerías están formadas por una red de túneles, con cámaras de anidación y almacenamiento de alimento, de manera que una madriguera puede tener varias entradas y una gran extensión (lámina 7, fig. 3). Las tuzas cavan y sacan el suelo, por lo que forman grandes montículos que se observan a simple vista en la entrada de la madriguera (lámina 4, fig. 3). Otras especies, como las del género *Cynomys* (perritos de la pradera), dispersan el suelo alrededor de la entrada, formando un montículo alrededor de ella.

Los nidos se utilizan para descansar y criar; y son de forma y tamaño variable, además de que están hechos de diferentes materiales. En general los hacen en pequeñas depresiones del suelo, entre o sobre la vegetación, en grietas de rocas, en oquedades de troncos o en las cavidades de las raíces de los árboles; se elaboran con fibras y material vegetal seco, que sirve de amortiguador y aislante; por ejemplo, las ratas del género *Xenomys* utilizan fibras, hojas y ramas pequeñas de zacates, y construyen sus nidos en forma de plato en las oquedades de los troncos o ramas de algunos árboles. *Hodomys alleni* realiza nidos similares a los de *Xenomys* pero los hace en el interior de cuevas o túneles. Las hembras de *Neotoma albigula*, en cambio, usan ramas, hojas, partes de cactus, rocas o estiércol seco y construyen sus refugios en forma de domo y con cámaras internas en la base de los arbustos. Las ardillas arbóreas del género *Sciurus* construyen nidos esféricos sobre las ramas de los árboles con hojas y ramas pequeñas, o utilizan las cavidades de los troncos. Estos roedores utilizan los nidos generalmente por temporadas o periodos largos.

Residuos de comida. Los hábitos alimentarios de los mamíferos pequeños pueden evidenciarse de diferentes maneras. Por ejemplo, algunos ramonean sobre las ramas y retoños de las plantas, o consumen y tiran parte de la corteza de los árboles; también roen las cáscaras de los frutos o partes de las semillas, como son las bellotas, los conos de los pinos, higos y almendros entre otros. Algunos murciélagos y roedores insectívoros consumen la parte blanda del cuerpo de los insectos y otros invertebrados y dejan las partes duras (alas y patas) sobre el sustrato de los nidos o madrigueras; mientras que los roedores semilleros almacenan alimento en el interior o alrededor de sus refugios. El registro sistemático y la obtención de este tipo de muestras permiten hacer estudios sobre el tipo de dieta y las variaciones de la misma, en varias especies de mamíferos (lámina 7, fig. 4).

Caminos. Para registrar esta información es necesario hacer observaciones cuidadosas, porque varias especies de roedores e insectívoros utilizan caminos descubiertos (*Spermophilus*); parcialmente cubiertos (*Sigmodon*) o totalmente cubiertos por vegetación (*Microtus*); mientras que otras (algunas especies del género *Peromyscus* y *Reithrodontomys*) aprovechan los caminos hechos por diferentes

especies para realizar sus movimientos (Martin *et al.*, 2001). De manera que aunque su presencia evidencia la existencia de los animales, difícilmente proporcionan información precisa de la especie o de sus hábitos.

Huellas. Son impresiones de las patas o la cola de los individuos que se marcan sobre el sustrato. Se encuentran principalmente en suelo lodoso o arcilloso y sobre la nieve; es difícil reconocerlas en sustrato rocoso o cubierto por hojarasca, debido a que no quedan impresas. Si bien son poco útiles para roedores o insectívoros, sí pueden emplearse para algunos marsupiales, carnívoros pequeños, edentados y lagomorfos. Los lugares más apropiados para buscarlas son las veredas, caminos, charcos, orillas de arroyos y lagos (lámina 8, fig. 1). Para la identificación de las huellas se pueden consultar las guías de campo de Aranda (1981, 2000), Bang y Dahlstrom (1977), Lawrence y Brown (1967), Murie (1998) y Twigg (1975).

Excretas. La forma y tamaño varía entre las especies. En algunos casos puede distinguirse el género al que pertenecen y son indicadoras de los hábitos alimentarios de los especímenes. Sus componentes pueden analizarse al microscopio para determinar las partículas alimenticias y la proporción de materia animal o vegetal que integran los restos alimenticios (lámina 8, fig. 2). Para reconocer el tipo de excretas de diferentes especies de mamíferos se puede consultar a Aranda (1981, 2000).

Pelo. Es una característica exclusiva de los mamíferos, y puede utilizarse como una evidencia dejada por el organismo ya sea de manera directa en madrigueras y cortezas de árboles, o de manera indirecta a través de los rastros de sus depredadores, siendo así de gran utilidad para el conocimiento de la existencia de ciertas especies en una región (Monroy-Vilchis y Rubio-Rodríguez, 2003).

Para un mejor éxito en la colecta del pelo, pueden emplearse trampas de pelo que consisten de un tubo abierto por ambos lados, provisto de un cebo en su interior y con cinta adhesiva en la parte superior de los extremos del tubo. La trampa funciona de manera que el animal que entra en el tubo atraído por el cebo, deja pelos adheridos

a la cinta (Suckling, 1978). Los tubos de PVC funcionan muy bien para estos casos, y su tamaño y diámetro dependerá del tamaño del mamífero en cuestión. El cebo se coloca en el interior de cada trampa en un recipiente de plástico. Los tipos de cinta que pueden emplearse son aquellas que tienen pegamento en ambos lados, cinta tipo "silver tape" o cinta de embalaje, entre otros. Las trampas se pueden poner tanto en el sustrato terrestre como arbóreo o subterráneo, y en cada revisión se debe reemplazar tanto la cinta adhesiva como el cebo.

La utilización de trampas de pelo para identificar la presencia de mamíferos es un método simple y de bajo costo, aunque requiere de la correcta identificación de la especie a partir de los pelos retenidos en las trampas. Por lo tanto, es necesario conocer las características de los pelos de la especie de interés o, si el objetivo del estudio lo requiere, de todas las especies presentes en la zona que potencialmente podrían usar las trampas. Un ejemplo del empleo e información generada por este tipo de trampas puede encontrarse en Fasola *et al.* (2005).

Egagrópilas. Las aves de las familias Strigidae (tecolotes) y Tytonidae (lechuzas) basan su dieta en el consumo de mamíferos pequeños y algunos otros vertebrados e invertebrados pequeños. Después de la digestión de la presa, regurgitan en forma de bolitas o paquetes (egagrópilas) algunos tegumentos (plumas y pelos) y huesos, destacando la preservación de las mandíbulas y cráneos (Dodson y Wexlar, 1979). Lo anterior permite conocer su tipo de alimentación así como información acerca de los mamíferos que se distribuyen en esa área (lámina 8, fig. 3).

La facilidad para recolectar las egagrópilas cuando se tiene identificado un nido de lechuzas o búhos proporciona una gran ventaja a quienes trabajan con este tipo de muestras. Además de que con frecuencia las egagrópilas contienen restos de mamíferos difíciles de capturar (marsupiales [marmosas], musarañas, roedores y murciélagos), que pueden incluso representar nuevos registros para un área determinada (Ramírez-Pulido y Sánchez-Hernández, 1972). Un estudio realizado de manera apropiada puede aportar información sobre la diversidad, abundancia y clases de edad de los mamíferos pequeños que integran la dieta de estas aves a través del tiempo y del comportamiento del depredador.

Las egagrópilas más fáciles de localizar, por su abundancia, son las de la lechuza *Tyto alba*, las cuales se encuentran generalmente en túneles, cuevas o casas abandonadas, y cuando se recolectan se colocan simplemente en bolsas de plástico y se transportan al laboratorio; ahí pueden mantenerse aisladas por un tiempo o meterse al congelador por una o dos semanas para que se mueran todos los organismos asociados a ellas.

Las egagrópilas se pueden disgregar individualmente de manera manual o se humedecen para lavarlas y cernirlas; también pueden emplearse químicos como el hidróxido de sodio, lo que permitirá disgregarlas fácilmente para su análisis. Para la determinación de las partes óseas se pueden utilizar claves especializadas o se comparan con material de colección. Algunos autores que han publicado estudios de este tipo son Hernández Chávez (1997), López Forment (1997) y Ramírez-Pulido y Sánchez-Hernández (1971, 1972).

Refugios de murciélagos. Pueden ser naturales o artificiales, entre los naturales se encuentran las cuevas, huecos de árboles, grietas, espacios debajo de la corteza de los árboles, así como las hojas de las palmeras o de los árboles. Los artificiales son construcciones realizadas por el hombre como monumentos arqueológicos, puentes, alcantarillas en las carreteras, techos de tejas o palmas de casas y sótanos, entre otros (fig. 11).

Uso de cámaras fotográficas (fototrampas). Otro método que se ha utilizado recientemente para complementar el trabajo de campo de los mamíferos, es el uso de cámaras sensibles al movimiento, que pueden programarse para dispararse de forma automática cuando detectan la presencia de un animal. Este tipo de cámaras son especialmente útiles para la detección e identificación de especies raras o crípticas (lámina 8, fig. 4; Botello et al., 2006).

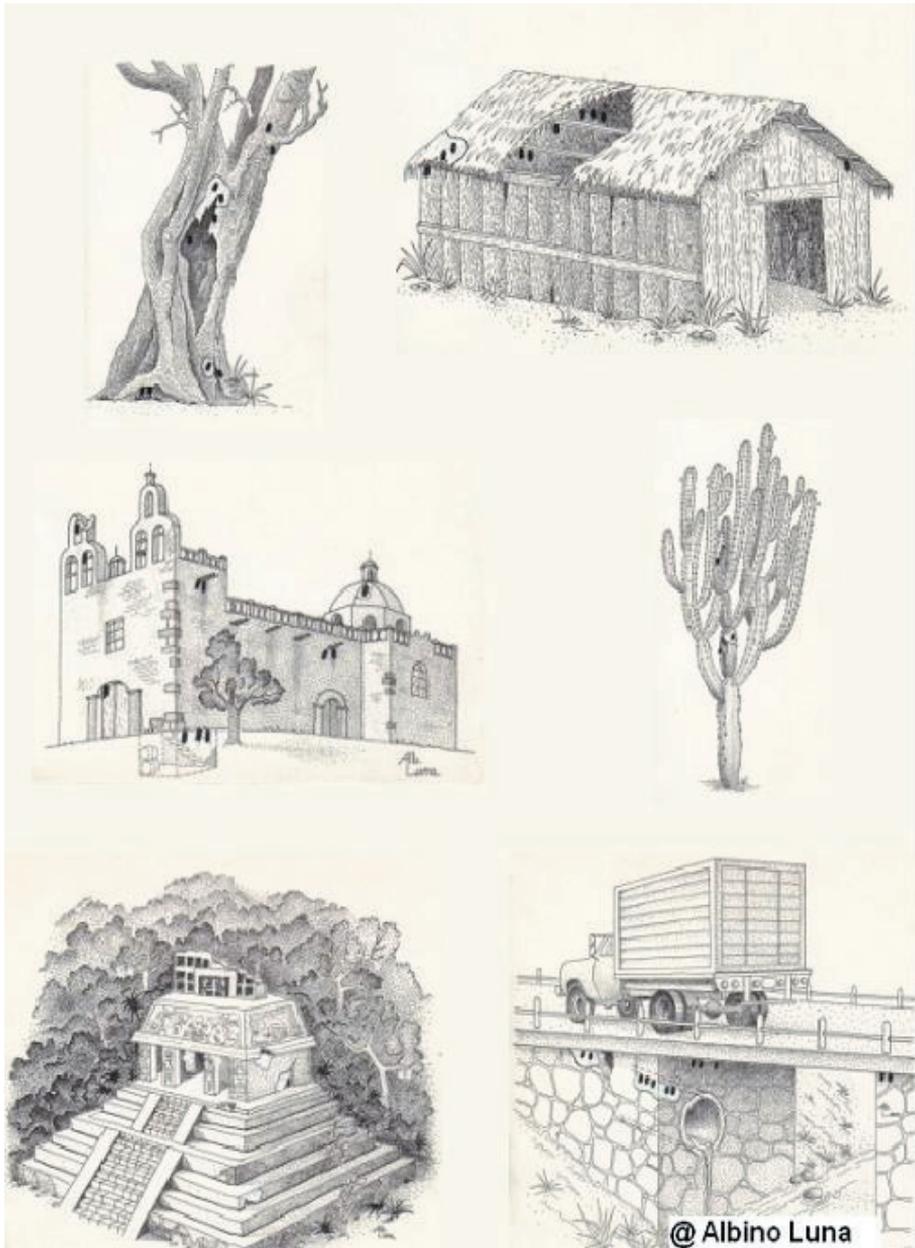


Figura 11. Diferentes estructuras que son utilizadas como refugio por los murciélagos.

¿CÓMO SE PUEDE OBTENER INFORMACIÓN BÁSICA SOBRE LA HISTORIA NATURAL DE LOS MAMÍFEROS?

Una vez que se conocen los aspectos mínimos a examinar para registrar y obtener información sobre los mamíferos, es necesario saber que todas las salidas al campo deben tener objetivos concretos y sobre todo estar bien planificadas, a fin de poder registrar la mayor información sobre la historia natural de este grupo de animales (Wilson *et al.*, 1996).

El destino y duración de la salida, el número de participantes y la cantidad de equipo depende de los objetivos del trabajo y por supuesto del presupuesto con que se cuente; este conocimiento se adquirirá sin duda con la práctica, pero en cualquier caso debe tratarse de aprovechar el tiempo, equipo y personal humano lo mejor posible. Si el número de participantes es mayor al que se requiere, las personas menos interesadas siempre buscarán perder el tiempo o distraer a sus compañeros, y la obtención de los datos podría hacerse descuidadamente; además de que esto eleva el costo del trabajo, y del dinero que podría ser necesario en el futuro. Por el contrario, si los participantes son insuficientes, el exceso de trabajo acarreará descuido al poner las trampas o redes, al tomar las notas de campo y al obtener los datos de los animales.

Una salida al campo bien planificada permitirá obtener información relevante sobre las especies, y si no se considera este

aspecto apropiadamente se pierde quizá la única oportunidad para hacerlo. Entre otras, se debe anotar lo siguiente:

Éxito de trampeo. El éxito del trampeo se reporta como el porcentaje de trampas con especímenes capturados. Por ejemplo, si se colocan 100 trampas y se capturan 10 individuos, el éxito es de 10%. En el campo sólo será necesario anotar el número de trampas colocadas y el número de especímenes capturados por género o especie (si se puede determinar).

Cabe señalar que el número de capturas varía ampliamente con la estación del año, la fase lunar, el hábitat, la densidad poblacional, el tipo de cebo y el método de trampeo, entre otros. Por ejemplo, en la estación de lluvias el agua puede lavar el cebo y cerrar las trampas, por lo que el éxito disminuye. Las condiciones del clima o las fases de la luna influyen sobre la actividad de numerosos mamíferos; algunos murciélagos y roedores son más activos y se capturan con mayor frecuencia cuando la luz de la luna no es tan evidente o cuando las redes se colocan en lugares umbríos (Fenton, 1983).

Noche-trampa. Es el número de trampas utilizadas en una noche, multiplicado por el número de noches en que fueron colocadas. Si se colocan 100 trampas durante una noche, se tienen 100 noches de trampeo; veinte trampas colocadas durante cinco noches suman también 100 noches de trampeo. Para obtener esta información deberá anotarse en el campo el número total de trampas utilizadas por noche.

Metros cuadrados-red. Es el número de metros cuadrados de red utilizados para tratar de capturar murciélagos en una noche. Para obtener esta información, se deberá anotar el tamaño de cada red utilizada durante una noche; si son varias noches de trabajo se suma el número de metros y se reporta como total. Dado que tradicionalmente sólo se ha reportado la suma de metros lineales de red como medida de esfuerzo unidimensional, se sugiere multiplicar la longitud de la red por el alto de la misma para obtener de manera bidimensional el número de metros cuadrados de red utilizados como esfuerzo de captura.

Densidad y abundancia. Existen diferentes métodos para calcularla, pueden utilizarse transectos y referirse al número de animales de

cada especie capturado por kilómetro lineal, o cualquier otra unidad que se determine; o bien utilizarse cuadrantes y referirse al número de roedores por hectárea (la unidad más utilizada). La información anterior se puede obtener fácilmente si se anota en el diario de campo la longitud aproximada del transecto o la superficie del cuadrante, y el número de especímenes de cada especie recolectado en el mismo. En el caso de los murciélagos, se puede anotar el número aproximado de especímenes que haya en determinado refugio, y si éste se visita con frecuencia se puede obtener su variación con el tiempo.

Hábitat. Se anota el tipo de vegetación dominante de la región en la que se capture a los especímenes, y si es posible el microhábitat. En el caso de que se haya capturado en el refugio, se pueden especificar el tipo de vegetación de los alrededores, y las condiciones de captura. Pero si se quiere evaluar una relación más directa entre las diferentes especies de mamíferos y la vegetación se pueden anotar diferentes variables como altura, cobertura o grosor de los troncos de los árboles y arbustos, entre otras, y realizar una correlación múltiple con la diversidad de especies o abundancia de una determinada especie (Schnell *et al.* en prensa).

Alimentación. Entre los aspectos más importantes que se necesita conocer de los mamíferos está el alimentario. Si bien existen varios métodos para esto, posiblemente el análisis del contenido estomacal y las excretas es lo más sencillo, económico y práctico, sobre todo para los mamíferos que se alimentan de plantas e insectos.

Este método permite conocer el último alimento consumido por los mamíferos, y con la finalidad de obtener el contenido lo menos digerido posible y poder identificar la mayor parte del mismo, se recomienda recolectar y sacrificar a los animales tan pronto se hayan alimentado. En roedores ésto es difícil porque cuando caen en las trampas generalmente se alimentan del cebo que se les proporciona, aunque pueden encontrarse restos de su alimento natural; en el caso de los murciélagos es más fácil y se puede saber si están recién alimentados por lo distendido de su estómago. Lo anterior es importante porque la mayor parte del alimento pasa a través del intestino en menos de 20 minutos en los murciélagos, aunque algunas porciones de alimento pueden encontrarse hasta más de 20 h después de que se ingirieron (Whitaker, 1988a).

Si el estómago no puede revisarse inmediatamente después de sacrificar al animal, se puede preservar todo el órgano o sólo su contenido en etanol al 70%. Cada muestra debe estar debidamente etiquetada con los datos de la especie a la que pertenece y la fecha en que se obtuvo. Para recolectar las excretas se puede separar a los murciélagos, individualmente o por especie, en bolsas de manta, y mantenerlos ahí por una o dos horas; las de los roedores se pueden recolectar directamente de las trampas. Las excretas se pueden guardar secas en bolsas de papel o plástico, o bien en viales con etanol al 70% (Pascual Soriano, comunicación personal, 1997). Si las excretas se almacenan en bolsas, deben procesarse de manera rápida si se está en condiciones de mucha humedad, porque pueden llenarse de hongos y dificultar la identificación del material.

Para analizar las excretas o el contenido estomacal se necesita ablandar el contenido, a fin de poder trabajar las partes por separado; para esto las excretas se colocan en una caja de Petri con etanol (70%) o agua suficiente para cubrir la muestra. Si la muestra enturbiara el agua y fuera difícil ver su contenido, se puede verter el agua sucia y poner agua limpia tantas veces como sea necesario; esto debe hacerse con ayuda de un microscopio de disección para no perder parte del contenido (Whitaker, 1988a).

Para identificar el material primero se agrupan las partes similares; por ejemplo, alas, tarsos, o antenas; posteriormente se determinan aquellas que pertenecen a un mismo taxón. La identificación requiere de práctica; es más fácil si se compara con material de colección y mejor aún si se obtienen muestras de insectos, frutos, infrutescencias, flores, inflorescencias, polen o semillas que pueden consumir de diferentes estratos en el mismo lugar y al mismo tiempo que los mamíferos. Sin embargo, la consulta con especialistas siempre es necesaria.

Entre los problemas que presenta el análisis de las excretas está el de que la muestra puede estar muy digerida y dificultar la identificación del contenido, además de que los mamíferos tienen digestión diferencial y podría tenerse sólo una muestra parcial de su alimentación. Sin embargo, en el caso de los insectívoros el problema es relativamente sencillo, porque la mayoría de los insectos tienen exoesqueletos fuertes compuestos de proteínas y quitina, que pasan a través del tubo digestivo sin sufrir prácticamente destrucción, sin embargo, su identificación

requiere de mucha práctica para conocer el orden y ocasionalmente la familia a la que pertenecen. La ventaja de usar este método es que no se necesita sacrificar al animal, y que puede incluso recolectarse en el refugio si se conoce la especie que lo habita (Whitaker, 1988a).

Los murciélagos frugívoros que se capturan en las redes ocasionalmente pueden traer en la boca algún fruto, y como generalmente defecan bajo períodos de estrés, las excretas pueden recolectarse rápidamente una vez que caen en la red, otra opción es colocar a los murciélagos en bolsas de manta una o dos horas y recolectar las excretas posteriormente. Generalmente estas excretas están compuestas de pulpa de frutos, semillas e infrutescencias en buen estado; las diásporas pueden separarse por su tamaño, color y textura, o ponerse a germinar y determinar la planta a la que corresponden.

Una manera más exacta sería recolectar la mayor cantidad de frutos posibles del área y alrededores de donde se recolecten los murciélagos, para tener material de comparación. Si las muestras no tuvieran semillas se puede comparar la excreta fresca con la pulpa de frutos frescos, y tratar de determinarla por su olor, consistencia o color (Thomas, 1988). Los murciélagos que se alimentan de frutos también pueden consumir insectos, y es necesario revisar la muestra con ayuda de un microscopio.

Los murciélagos nectarívoros se alimentan de polen y néctar, y como es prácticamente imposible reconocer el tipo de néctar que consumen aún sacrificando a los animales, el polen es la manera más sencilla para reconocer las flores que visitan. Para su estudio se puede simplemente recolectar las excretas, o recoger las muestras del pelaje del murciélago con un hisopo humedecido con agua (lámina 9, fig. 1), que se guarda en un vial de plástico; y posteriormente, en el laboratorio, el polen se puede montar directamente en preparaciones fijas (Beattie, 1971) o se pueden utilizar diferentes técnicas de preparación para su observación bajo microscopio óptico o electrónico. Para la identificación del polen se pueden utilizar claves palinológicas; aunque siempre es mejor hacer una colección de flores y polen de referencia local, de las cuales se sospeche que visitan los murciélagos. Algunos autores que han realizado estudios de este tipo en México son Álvarez y Sánchez-Casas (1997) y Petersen (1993).

Recientemente se ha desarrollado una nueva técnica para el estudio de los hábitos alimenticios de los murciélagos, la cual está

basada en la cuantificación de isótopos de carbono y nitrógeno en los tejidos del animal y su interpretación con base en la composición de grupos de alimentos isotópicamente diferentes (Fleming, 1995). Aunque la utilización de esta técnica implica un costo elevado, su aplicación puede proporcionar información valiosa acerca del alimento asimilado por los individuos (Herrera *et al.*, 2001a; 2001b).

Reproducción. Posiblemente entre los aspectos más importantes y menos conocidos de los mamíferos se encuentran los de reproducción. Lo anterior es contradictorio si se reflexiona en la facilidad de obtener estos datos tanto en el campo como en el laboratorio (capítulo 2). La consistencia en la obtención de esta información permitirá conocer el patrón de reproducción de las especies y sus variaciones a través del tiempo (García-Estrada *et al.*, 2004; Sánchez Hernández *et al.*, 1986, 1990a; Sánchez Hernández y Romero Almaraz, 1995a; Villa Cornejo y Valencia Méndez, 1991).

Actividad. Los mamíferos tienen actividad nocturna o diurna, y ésta varía intra e interespecíficamente a lo largo del tiempo. Si se anota la hora de captura de un animal o la hora a la que se le ve activo (cruzando algún camino, comiendo, cazando, etc.), con el tiempo se podrá conocer las preferencias de las especies (Sánchez Hernández *et al.*, 1981).

Asociación. Todos los mamíferos están expuestos a factores bióticos y abióticos, y el hecho de que se encuentren en coexistencia indica que tienen requerimientos físicos y biológicos similares o parcialmente similares. Los mamíferos pueden asociarse estrechamente entre ellos, e incluso compartir el mismo refugio en donde pueden vivir en contacto o aislados (lámina 9, fig. 2). Esta información es muy fácil de obtener, y sólo deben anotarse las especies que se capturan u observan en un mismo refugio o localidad de trabajo.

Es importante recalcar la facilidad y rapidez con que se obtiene la información sobre la historia natural de los mamíferos en el campo, y posiblemente lo más difícil es anotarla y tenerla en el catálogo y diario de campo en orden. Un gran número de especies son muy abundantes y con el tiempo se han caracterizado casi por completo, pero otras son tan raras que no debe desaprovecharse la oportunidad para conocerlas mejor.

Solo la recopilación sistemática de esta información permitirá integrar los aspectos de la historia natural de los mamíferos y su variación ante las diferentes condiciones ambientales, climáticas o de hábitat, y con el tiempo se podrán establecer medidas de conservación, aprovechamiento y control de los mamíferos. Es lamentable que a pesar de los miles de ejemplares recolectados y preservados en colecciones de México y del extranjero, de la mayoría de las especies se ignoren por completo estos aspectos. Más aún, si se considera la extensión de nuestro país y su gran variación de ambientes, climas y su topografía tan accidentada, se podrá notar la cantidad de trabajo que aún falta por realizar.

¿QUÉ CUIDADOS SE DEBEN TENER CON LOS ANIMALES QUE SE VAN A PREPARAR EN TAXIDERMIA Y QUE SE TIENEN QUE MANTENER VIVOS HASTA SU PROCESO Y CÓMO SE PROCESAN LOS ESPECÍMENES CAPTURADOS?

Con el fin de preservar de manera correcta a los ejemplares se debe de preparar lo siguiente (Yates *et al.*, 1996):

Materiales para el campo

1. Hojas de papel de algodón tamaño esquila, para el catálogo y diario de campo.
2. Formas impresas para el registro de la información (opcional).
3. Estilógrafo o pluma de tinta indeleble.
4. Cinta métrica y regla milimétrica de 30 cm.
5. Balanzas de diferente gravamen, con escala de ± 0.05 g.
6. Tijeras de disección de buena calidad, de punta fina y de punta roma, grandes y chicas en número suficiente.
7. Pinzas de punta roma de varios tamaños.
8. Pinzas para cortar alambre.
9. Harina de maíz o aserrín.
10. Hilo y aguja.
11. Algodón absorbente y sintético.
12. Alambre de acero inoxidable de diferente diámetro.
13. Etiquetas para piel y esqueletos.
14. Frascos viales.

15. Frascos o tubos de diferente tamaño (para conservar especímenes completos, aparatos reproductores y otros tejidos).
16. Placas de madera, novopán o cartón comprimido, para montar y facilitar el secado de las pieles.
17. Alfileres con cabeza de plástico o vidrio.
18. Cepillo de dientes.
19. Formaldehído al 10%, etanol al 70% y líquido de Bouin.

La técnica para preservar a los especímenes está determinada por el carácter y uso que se les va a dar; en general se preservan como piel y esqueleto, esqueleto completo o en algún fluido. Hasta hace pocos años los mastozoólogos preservaban sólo la piel y el cráneo de los especímenes que recolectaban (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b). Sin embargo, la relación de los mastozoólogos con diferentes especialistas ha permitido un aprovechamiento más integral de los especímenes y la necesidad de preservar el mayor número de muestras posible, lo que puede utilizarse para tener un mejor conocimiento de las especies, y a su vez ser la base de estudios futuros. Lo anterior es deseable, porque si en la actualidad los especímenes o sus diferentes órganos preservados en fluidos son valiosos, en el futuro podrían volverse invaluable, debido a que cada vez es más difícil obtenerlos en el campo, por la restricción en su distribución y tamaño poblacional y por la alteración que provoca el hombre sobre los mamíferos y sus hábitats, así como por las leyes de conservación que limitan cada vez más las capturas (Jones y Owen, 1987).

Mantenimiento temporal de animales vivos. Si se tienen especímenes vivos y se van a trabajar al día siguiente, se pueden dejar en la trampa (roedores) o en un saco de manta o una arpilla (murciélagos; lámina 9, fig. 3), pero si se van a trabajar después de dos o tres días, se deben colocar en jaulas; en cualquier caso se deben tener con suficiente alimento y agua (lámina 9, fig. 4). A los ratones se les podrá dar avena u otras semillas y frutos jugosos; a los murciélagos, agua, frutos jugosos (frugívoros, omnívoros o polinívoros) o carne molida (algunos omnívoros y carnívoros). En general las especies que se alimentan de insectos pueden sobrevivir sin comer por uno o dos días, pero podría ofrecérseles carne molida, y si el tiempo y condiciones lo permiten también podrían alimentarse con insectos de la zona o larvas de tenebrio.

Los animales deben mantenerse a una temperatura apropiada, lejos del sol, viento y lluvia; si la temperatura del lugar fuera muy alta, se puede humedecer la bolsa o a los individuos directamente, para evitar su muerte por deshidratación, en cualquier caso se debe reducir el tiempo de manejo tanto como sea posible. No es conveniente tener en la misma trampa, saco o jaula a más de un individuo, y menos a individuos de especies diferentes, porque algunos son muy agresivos (*Noctilio*, *Desmodus*, *Diphylla*, *Pteronotus*) y pueden darse casos de depredación o canibalismo. Además de que si se quieren recolectar los ectoparásitos, éstos pueden intercambiarse y los hospederos confundirse.

Preservación temporal de especímenes. Si los animales capturados se van a preservar en taxidermia pero no se van a preparar en el campo sino en el laboratorio, se pueden sacrificar, colocarse en bolsas de plástico individuales (con una etiqueta con los datos correspondientes) y ponerse en hielo seco; una vez en el laboratorio se meten al congelador y se preparan tan pronto como sea posible. Otra opción es extraer sólo las pieles, colocarlas en una cámara de humedad o envueltas en papel humedecido (pero no mojado, porque se les cae el pelo) y prepararlas a la brevedad; también pueden salarse y al llegar al laboratorio enjuagarse y prepararse (especialmente si se trata de mamíferos medianos o grandes). Si en el laboratorio no hubiera congelador o si con frecuencia la energía eléctrica fallara, posiblemente la mejor decisión al respecto sea la de conservarlos en fluidos (etanol 70% o formaldehído 10%).

Sacrificio de los animales. Debe estar de acuerdo con el tipo de investigación, comportamiento y tamaño de los animales, hacerse rápido y causándoles el menor dolor posible. Se sacrifica primero a los individuos que se encuentran más lastimados o que hayan permanecido más tiempo en cautiverio. Para este fin los animales se pueden colocar en una bolsa o frasco, agregándole después un algodón con cloroformo o éter. También se puede meter directamente la trampa o saco con el animal en una bolsa de plástico y agregarle ahí el cloroformo. Esto debe hacerse con cuidado porque estas sustancias afectan la salud de las personas. Para mamíferos muy pequeños (<30 g) puede usarse la asfixia, apretando la región cardiopulmonar; o bien,

la dislocación cervical; éste último método es el más usado debido a que es rápido y provoca menos dolor.

Preparación del espécimen. Para evitar que los animales muertos entren en proceso de descomposición deben prepararse rápidamente. Cualquiera que sea el método que se utilice, se debe registrar primero la información requerida en el catálogo de campo y en las hojas impresas (figs. 5 y 6).

Recolecta de ectoparásitos. La obtención de artrópodos asociados a mamíferos debe hacerse con cuidado, para evitar la posible transmisión de enfermedades. Su estudio tiene en general un enfoque taxonómico o ecológico, pero debe considerarse la importancia de la asociación, su vinculación con las enfermedades y su relación filogenética y evolutiva. Para estudiar la relación mamífero-artrópodo, se debe tomar como base el hecho de que cada especie necesita un ambiente con una combinación de factores físicos y bióticos particulares, de tal forma que las diferentes condiciones microambientales que se encuentran en las regiones del cuerpo de los mamíferos, constituye el escenario ambiental que cada especie de artrópodo ocupa. Factores como la densidad, grosor y largo del pelaje, textura de la piel y temperatura corporal determinan la distribución del artrópodo sobre el mamífero (Vargas Sandoval, 1994).

La calidad de esta información será mayor en la medida en que el recolector sea capaz de evitar la contaminación de los hospederos con parásitos pertenecientes a otro animal (Gardner, 1996) y de registrar de posición del parásito en las diferentes partes del cuerpo del hospedero de manera correcta. Por ello, cada espécimen debe mantenerse aislado desde el momento de la captura, para estar seguros que cuando se obtengan los ectoparásitos éstos sean del hospedero correspondiente y no de otros individuos. La técnica que se describe a continuación es la que sigue el Dr. Don Gettinger de la Universidad Central de Arkansas en el campo. Debido a que el éter y el etanol son volátiles, flamables y el primero, tóxico para los humanos, esta actividad deberá realizarse siempre en una área abierta o bien ventilada y lejos del fuego. Una vez que el espécimen esté muerto la recolecta de los ectoparásitos debe ser lo más rápida posible, porque conforme se enfría el cuerpo del hospedero los ectoparásitos lo abandonan. Si lo anterior no fuera

posible, se puede colocar el cuerpo del hospedero en una bolsa de plástico sellada para evitar la pérdida o contaminación con parásitos de otros especímenes.

Cuando el espécimen está vivo se coloca en una bolsa de plástico o una cubeta limpia; se introduce un algodón humedecido con éter y se tapa. Lo anterior anestesia a los ectoparásitos y al mamífero, y permite trabajar con facilidad. Es importante colocar primero al animal y después el algodón, porque éste puede escapar al tratar de evitar el olor. Los ectoparásitos deberán recolectarse en un vial. Se recomiendan viales de polietileno o poliestireno de 2 ml de capacidad, con tapa de plástico con rosca, pero también pueden usarse viales de vidrio con tapón de hule o corcho. El vial se llena con etanol al 70% (aproximadamente tres cuartas partes de su capacidad), y en el interior se coloca un rótulo con el número de catálogo del recolector y las iniciales del preparador; se recomienda que la información se ponga por los dos lados con lápiz o tinta indeleble, para disminuir las posibilidades de error.

Una vez que el espécimen está muerto y los ectoparásitos anestesiados, se coloca en una charola limpia y el pelaje se cepilla con ayuda de un cepillo de dientes limpio (se debe utilizar al menos un cepillo para cada especie), concentrándose en el área dorsal, auditiva, inguinal y axilar.

Si los ectoparásitos estuvieran muy pegados a la piel se pueden quitar con ayuda de pinzas entomológicas. Después se revisa la charola, la bolsa y la cubeta, y con las pinzas entomológicas o una aguja de disección humedecida en etanol al 70% se recolectan los parásitos visibles; se pone etanol en exceso en la superficie de la charola y con una pipeta Pasteur de plástico se recogen los restos orgánicos de su superficie y de la cubeta; se colocan dentro del vial y se tira el exceso de etanol. Finalmente, se lava la cubeta, la charola, la superficie de trabajo y las herramientas con etanol; todo el material se seca con toallas de papel desechable. Este procedimiento se repite para cada organismo.

Si el espécimen se va a preservar en fluido y se quieren obtener los ectoparásitos posteriormente, se sacrifica al hospedero y después se rotula o se colocan en bolsas de plástico individuales con etanol, o bien se conservan en hielo seco para su examen posterior. Una vez con tiempo suficiente en el campo o en el laboratorio, el espécimen se

descongela fuera de la bolsa, y para evitar la pérdida de los artrópodos se coloca sobre una charola blanca o una hoja de papel de este color. Se recomienda revisar cada hospedero al microscopio analizando todas las partes del cuerpo. Vargas Sandoval (1994) recomienda la siguiente secuencia:

1. Se revisa la parte anterior y posterior de las orejas y los conductos auditivos. Los artrópodos se remueven de la piel con una pinza de punta fina de relojero o con una aguja de disección.
2. Se revisa la cabeza, comenzando por los ojos, los párpados y las cavidades nasal y oral.
3. Se revisa la cola desde su base hasta su extremo distal.
4. Se revisan los miembros anteriores y posteriores y entre los dedos de las patas; en el caso de los murciélagos, se revisan las membranas.
5. Se examina la región urogenital.
6. Se revisa por regiones la base del pelo de todo el cuerpo: cuello, dorso, cadera, vientre y pecho.
7. Por último, se cepilla todo el cuerpo sobre la hoja o charola y se revisa la bolsa de plástico o gasa para ver si se quedó ahí algún artrópodo.

Los ácaros recolectados en cada región del cuerpo se separan y se fijan en etanol al 70%, posteriormente se pueden someter a un proceso de aclarado con líquido de Nesbitt (ver apéndice) o lactofenol durante algunos minutos. Después del aclarado, los ácaros se montan en un portaobjetos con una gota de líquido de Hoyer (ver apéndice) y se aplica calor para acelerar el aclaramiento para su mejor observación. El tiempo de aclareo depende del contenido estomacal y del tamaño del ácaro, y debe de revisarse frecuentemente al microscopio hasta que puedan observarse las estructuras del cuerpo. Las preparaciones se colocan en cajas portapreparaciones y después de un tiempo se sellan con glyptal alrededor del cubreobjetos (Morales Malacara, 1998).

En estos casos se debe tener un catálogo en donde se anota el número de colector, la especie de mamífero, la localidad y fecha de recolecta, y las familias y órdenes de artrópodos que se extrajeron, así como su posición en el cuerpo y número de individuos presentes. En el catálogo de preparación de los mamíferos se anota el número de

catálogo de los artrópodos con el fin de mantener relacionados ambos datos (Vargas Sandoval, 1994).

Claves a nivel de familia para ácaros fueron publicadas por Krantz (1978), y una lista de las principales características de los ectoparásitos a nivel de familia, con una lista de referencias bibliográficas, se puede consultar en Whitaker (1988b). Vargas Sandoval (1994) publicó una forma de montar artrópodos en preparaciones fijas. Algunos autores que han estudiado los ectoparásitos asociados a mamíferos pequeños en México son Hoffmann (1990, 1993), Mellink (1995), Morales-Malacara *et al.* (2002), Rangel y Mellink (1993), Whitaker y Molares-Malacara (2005) y Zaragoza Caballero y Sánchez Hernández (1993).

Registro de la información. Una vez que se han recolectado los ectoparásitos, debe de registrarse la localidad, fecha, número de catálogo, medidas somáticas, peso, sexo y condiciones de reproducción del espécimen, así como cualquier otra información de campo importante con la cual se elaboran los rótulos. La persona que mida los especímenes debe ser de preferencia la misma para disminuir los errores y variaciones.

Taxidermia. La técnica que se presenta a continuación es una modificación de la citada por Hall (1962, 1981) y Yates *et al.* (1996). Si el espécimen estuviera recién sacrificado se procede a su preparación; pero si estuviera congelado, se debe descongelar colocándolo en un lugar seco a temperatura ambiente, y nunca directamente bajo la luz o calor de una lámpara, porque podría descongelarse de manera dispareja y algunas áreas del cuerpo podrían perder el pelo o la piel, debido a un proceso de putrefacción acelerado.

Una vez tomadas las medidas estándares (capítulo 2), el espécimen se coloca con el vientre hacia arriba sobre una charola y se le hace una incisión longitudinal desde la parte media del vientre o la altura final del esternón hasta la parte anterior de los genitales. Para evitar cortar los músculos del abdomen, debe levantarse un poco la piel y cortarla con unas tijeras de punta fina. La piel se separa de los músculos del cuerpo empujándola cuidadosamente con unas pinzas de punta roma; primero hacia los lados y después hacia las extremidades inferiores, que se separan jalándolas con las pinzas y dedos. Finalmente, se corta la piel al nivel de la articulación de la pelvis (murciélagos) o tarsos (mamíferos terrestres).

En los machos el pene se corta en su base y tan cerca como sea posible de la pared del cuerpo, pero sin cortar el báculo. Si el espécimen es pequeño, el báculo puede revertirse y dejarse unido a la piel. Si el báculo se quita de la piel, se puede conservar limpio en seco o en algún fluido, dentro de una cápsula o frasco pequeño rotulado. En las hembras, la piel de las aberturas genitales y del recto se cortan lo más pegado posible a la pared del cuerpo.

Para separar la cola de la piel del espécimen, se quita la grasa de la base hasta que se vean claramente las primeras vértebras caudales, las cuales se sujetan con una pinza de disección y, con otras pinzas o con las uñas, se jala firmemente la cola, permitiendo que la piel se deslice sobre las vértebras (en los murciélagos la cola no se corta y se queda adherida a la piel, pero si tiene mucha carne como en los molósididos se puede descarnar). Posteriormente la piel se separa del cuerpo, jalando cuidadosamente hasta las extremidades anteriores, que se cortan al nivel de la articulación del hombro (murciélagos) o carpos y húmero (mamíferos terrestres) (lámina 10).

Para despejar la piel del cráneo, se limpia el tejido graso y glandular del cuello y del área auditiva para que la base de las orejas quede libre, y se corta lo más pegado posible al cráneo. Cuando las dos orejas están libres, se continúa hasta el borde posterior de los ojos; la piel de las órbitas se separa sin cortar el globo ocular o desgarrar los párpados. Posteriormente la piel se separa hasta los labios, y se corta cuidadosamente en la base de los tejidos que unen las vibrisas, para no cortarlas y que no se desprendan del rostro. Se continúa con los labios hasta llegar al cartílago que une la nariz al rostro, teniendo cuidado de no cortar los nasales (sobre todo en los roedores), y al cortar el cartílago el cuerpo queda separado de la piel.

Se recomienda poner harina o aserrín en la parte interna de la piel y frotar suavemente; esto ayuda a quitar la grasa y los restos de sangre, además que le da firmeza a la piel, y evita que el pelo se llene de grasa. En el caso de los murciélagos, los huesos del brazo y antebrazo y del fémur y la tibia (que se quedaron en la piel) se separan y se voltean cuidadosamente hasta los tarsos y los carpos, y se quitan los músculos adheridos a ellos; una vez limpios, los huesos se regresan a su posición original.

La boca del espécimen se cose antes de voltear la piel. Para esto se pasa un hilo del centro del labio inferior hacia la parte media

del lado derecho del labio superior, y de ahí hacia la parte media del lado izquierdo del mismo labio; de ahí el hilo se regresa al centro del labio inferior y finalmente se corta el hilo y se amarran las puntas. Anteriormente la piel se impregnaba de bórax para acelerar el proceso de secado y reducir los daños de los insectos, pero en la actualidad no se utiliza porque favorece la decoloración del pelo de los especímenes. Para rellenar la piel se hace un rectángulo de algodón de tamaño aproximado al cuerpo del espécimen; dos de las puntas del rectángulo se doblan hacia el centro para formar un triángulo. Con ayuda de las pinzas se toma el algodón por el vértice del triángulo y se coloca de frente a la parte bucal de la piel; entonces se empuja suavemente con ayuda de las pinzas a fin de que ésta se deslice sobre el algodón y se voltee por completo para quedar otra vez con el pelo hacia la parte externa. El algodón sobrante se dobla hacia el abdomen o se quita el exceso, y con las pinzas se distribuye y acomoda en el rostro y cuerpo.

Para darle firmeza a las extremidades de los roedores se cortan alambres que se miden desde los dedos de los tarsos o carpos hasta la parte central del abdomen. El grosor del alambre dependerá del tamaño del animal, pero debe buscarse que queden firmes. Si el alambre es demasiado grueso, se corre el riesgo de romper la piel, y si es demasiado delgado, no le da firmeza apropiada, y al secarse se dobla o se rompe con facilidad. Los alambres se introducen por la parte dorsal, hasta la punta del dedo más largo de cada extremidad, sin doblarlos y sin perforar la piel. Si el espécimen fuera muy grande, se pueden utilizar palos de madera con las puntas afiladas y envueltas en algodón. Para darle firmeza a la cola se corta un alambre que alcance desde la punta de la misma hasta la parte ventral del cuerpo. Sobre el alambre se envuelve una capa delgada de algodón, que se va apretando y engrosando desde la punta hacia abajo, calculando que ajuste al grosor de la cola, y posteriormente, se introduce cuidadosamente en la cola sin doblar el alambre y sin perforar la piel. Es importante que el alambre llegue hasta la punta, de lo contrario cuando la piel se seca se puede romper. En los murciélagos no es necesario utilizar alambres porque las extremidades y la cola se quedan dentro de la piel; sólo debe cuidarse que los huesos queden limpios.

La abertura que se le hizo a la piel se cose en zigzag. Al inicio se fija el hilo en un extremo de la parte posterior de la piel, y se dan

puntadas del lado izquierdo al derecho sin jalar el hilo, hasta que se llega al extremo final en la parte anterior de la abertura. Entonces el hilo se jala de manera firme para que la piel se junte y no quede fruncida; finalmente se hace un nudo pequeño para que no vuelva a separarse. El pelo que quede atorado entre el hilo o dentro del cuerpo se puede desenredar para una mejor presentación. Finalmente se coloca el rótulo a la piel, sujetándolo arriba del tobillo de la pata derecha. En los murciélagos que tienen el uropatagio muy amplio puede hacerse un orificio pequeño sobre este a la altura de la tibia, y de ahí se amarra el rótulo, lo que previene de daños al calcáneo (lámina 11, fig. 1).

Secado de las pieles. La piel se coloca boca abajo sobre una tabla de novopán, cartón o madera porosa, acomodándola en forma simétrica. En los mamíferos cuadrúpedos las patas delanteras se alinean al lado de la cabeza y se sujetan con alfileres que se clavan entre los carpos. La base y la punta de la cola se sujetan con dos alfileres que se cruzan a la misma altura (clavados sobre la tabla); las patas traseras se alinean lateralmente junto a la cola y se clavan por la parte dorsal del tarso con un alfiler; también se clavan por su parte anterior junto a la cola.

En los murciélagos las alas se pliegan cerca del cuerpo, cuidando que los metacarpos y las falanges, por lo menos del tercer dedo, queden visibles y se puedan medir, pues tienen importancia taxonómica. Las muñecas se clavan con alfileres cerca del rostro y del antebrazo y se fijan al nivel del codo; en las extremidades posteriores se coloca un alfiler cerca de la articulación de la rodilla y otro sobre los tarsos. El uropatagio se extiende cuidadosamente y se fija con alfileres para conservar su forma; el calcáneo debe quedar extendido. Por último, los dedos del ala se acomodan a los lados del antebrazo y se coloca un alfiler en el extremo de cada dedo, separando los dedos un poco entre sí para darle forma al ala, pero sin que quede demasiado extendida (lámina 11, fig. 1).

Limpieza de cráneos y esqueletos. Una vez que el cuerpo se separa de la piel, se pueden obtener muestras de diferentes tejidos y órganos; y posteriormente se limpia el exceso de grasa y sangre del cuerpo y se quitan los músculos grandes. El cuerpo junto con el cráneo se rotula y se deja secar a la sombra por uno o dos días para que no se desarrollen hongos, pero sin que se deshidraten por completo; también

debe cuidarse que los insectos no pongan larvas en ellos. Para iniciar la limpieza de los cráneos y esqueletos, se introducen en una colonia de derméstidos (*Dermestes* sp.) en charolas separadas (los cartones de huevo son útiles), para que en el caso que los esqueletos se desarticulen los huesos no se mezclen (lámina 11, fig. 2). El tamaño de la colonia de derméstidos y el número de especímenes determinará el tiempo de la limpieza, la cual puede tomar varios días o meses. Russell (1947) y Timm (1982), entre otros, han señalado la utilidad de los derméstidos en la limpieza de los cráneos.

Establecimiento y mantenimiento de una colonia de derméstidos.

La manera más fácil y barata para limpiar los cráneos y esqueletos es con ayuda de los derméstidos, que son unos escarabajos del género *Dermestes* (Coleoptera; Dermestidae). Las larvas son de forma alargada y tienen el cuerpo segmentado, con pelos pequeños alrededor; su tamaño varía de 2 a 15 mm dependiendo del número de mudas que hayan tenido (lámina 11, fig. 3). Los adultos tienen forma ovalada con alas color negro; la cabeza y el vientre son blanquecinos o grisáceos. Tanto las larvas como los adultos pueden recolectarse durante los meses más cálidos y húmedos del año de casi cualquier espécimen muerto en el campo, o que se deje con este propósito en un lugar abierto.

Para establecer una colonia de derméstidos se debe recolectar un buen número de adultos y larvas, los cuales deberán colocarse en cajas o frascos metálicos, de plástico o de cristal con paredes lisas y verticales. Es recomendable que los recipientes se tapen con una malla de alambre que permita la ventilación, pero que impida la salida de los insectos (Fig. 12). La colonia de derméstidos debe mantenerse en un cuarto aislado, bien ventilado, con humedad no mayor a 70% y a una temperatura de 22°C a 32°C (Sommer y Anderson, 1974). La colonia de derméstidos debe tener mantenimiento y limpieza constante, para evitar la acción de depredadores como opiliónidos, arañas o ácaros que podrían disminuir su número. Para mantenerla es importante que se introduzcan cuerpos frescos con frecuencia, y que no se queden sin alimento. En el caso que no se tuvieran especímenes del campo, se les puede dar restos de carne con un poco de grasa; los huesos y la grasa del pollo rostizado son una buena opción, pero hay que tener cuidado, porque en algunos sitios venden pollo en mal estado y lo lavan con



Figura 12. Caja para la limpieza de cráneos y esqueletos por derméstidos.

amoníaco para quitarle el olor y color; si los derméstidos consumen este producto pueden morir envenenados.

Si los cuerpos se hubieran contaminado con hongos o larvas de insectos, se pueden lavar con agua y dejarlos secar nuevamente, para después introducirlos a los derméstidos. Si estuvieran momificados se pueden humedecer o lavar con cambios de agua fría durante varias horas, pero sin que haya un reblandecimiento exagerado. Si los cuerpos o el cráneo se hubieran preservado en etanol o formaldehído previamente, se pueden lavar con agua corriente por dos días, y posteriormente dejarlos secar para someterlos a la acción de los derméstidos. Si el esqueleto no se limpiara completamente el tratamiento podría repetirse cuantas veces fuera necesario. En estos casos se puede favorecer la acción de los derméstidos aplicando a los ejemplares una capa delgada de manteca de cerdo, grasa de pollo rostizado, aceite de hígado de bacalao o tocino (de la Torre, 1951; Williams *et al.*, 1977). Hooper (1956) cita que los derméstidos

prefieren especímenes tratados con aceite de hígado de bacalao.

Los individuos jóvenes deben revisarse con mayor frecuencia, aunque también se pueden envolver en una gasa para que en caso de que los huesos se desarticulen no se pierdan, porque en ocasiones las larvas consumen también las epífisis de los huesos y todos los elementos del cráneo en los que las suturas no se han fusionado. Para reducir la desarticulación de los huesos se puede aplicar una solución concentrada de formaldehído sobre las suturas de los mismos (Sommer y Anderson, 1974). Otros artrópodos que se han utilizado para la limpieza de los cráneos y esqueletos de mamíferos son los gusanos de la harina (Tenebrionidae), hormigas y crustáceos (Martin *et al.*, 2001).

Limpieza final. Una vez que el esqueleto y el cráneo han sido limpiados por completo por los derméstidos, se retiran de las charolas con ayuda de pinzas de disección y con un pincel humedecido en agua. Se colocan en frascos de vidrio, se lavan y remojan en varios cambios de agua tibia o etanol al 96% para remover el exceso de tejidos, sangre y grasa; se dejan secar a temperatura ambiente y se colocan en un frasco o caja de cartón rotulado. Es importante no usar blanqueadores, porque las suturas del cráneo pierden definición, también se debe limitar el uso de etanol o agua tibia, porque dañan a los especímenes. Williams (1992) recomendó que cuando las larvas se encuentren dentro del cráneo o entre el esqueleto, se puede usar una bomba de vacío o aspiradora para sacarlas, a fin de prevenir daños a las pieles. Otra opción es colocar los esqueletos y cráneos en frascos y cubrirlos con una tapa hermética por lo menos durante tres semanas, tiempo suficiente para que la mayoría de las larvas muera.

Si los esqueletos y cráneos tuvieran mucho tejido o músculo que los derméstidos no hubieran limpiado, se pueden someter a un tratamiento de agua con jabón y un poco de amoníaco (debe cuidarse que la etiqueta que identifique al espécimen sea resistente a estos líquidos). Los esqueletos se colocan individualmente en viales de vidrio o en charolas de acero inoxidable y se cubren con la solución de agua, jabón y amoníaco; se calienta por algunos minutos cuidando que el cráneo no se desarticule y después de deja enfriar. Este tratamiento reblandece los tejidos que quedaron adheridos, los cuales se quitan tallando ligeramente con una pinza o un cepillo de dientes. Algunas de las sustancias que eliminan la grasa son tóxicas, en particular

cancerígenas, y deben manejarse con guantes de hule y lentes para los ojos en áreas ventiladas o bajo una campana para vapores. Pero si se llegase a tener contacto directo con la solución, debe lavarse rápidamente con agua en abundancia y acudir al médico (ver en la sección de primeros auxilios, productos químicos en el ojo, p. 132; y envenenamiento, p. 134).

Fumigación. Después de que el material se haya lavado y secado, es necesario fumigarlo para matar algún derméstido que pudiera haberse quedado y que dañara las pieles con el tiempo. Para este fin los esqueletos o cráneos se colocan en un recipiente con tapa hermética con tetracloruro de carbono, tricloruro de etileno, cloruro de metilo o tricloroetileno, al menos por una semana. Si al removerlos de la cámara de fumigación se observaran derméstidos u otros insectos vivos, se someten a una nueva fumigación. Williams y Hawks (1987) presentan una lista de sustancias que se han citado en la literatura como preservadores. Una vez que el cráneo y esqueleto están limpios se juntan con la piel y se continúa con la identificación de los especímenes (Fig. 2).

Preservación de especímenes en fluidos. De acuerdo con Jones y Owen (1987), la mayoría de los mastozoólogos no han considerado el valor que tienen los especímenes en etanol, posiblemente por la costumbre de preservar la mayor parte de ellos en piel y cráneo o esqueleto, y a la inconveniencia de llevar frascos o contenedores con diferentes fluidos al campo y lo costoso y laborioso que resulta su curación. Sin embargo, estos especímenes podrían utilizarse para estudios histológicos, histoquímicos, citológicos, de ADN, cromosomas y electroforesis, por lo que debería ponerse especial atención a su preservación y curación.

La fijación en formaldehído al 10% es la forma más común, barata y relativamente rápida que existe; consiste en hacerles una incisión a los especímenes en el vientre, inyectarles formaldehído en el abdomen, la espalda y los muslos, y colocarlos en una solución de formaldehído al 10% que los cubra por completo por no más de 10 días; de otra manera se endurecen. Los rótulos se amarran en la pata trasera derecha, y finalmente se unen las extremidades al cuerpo con un hilo grueso, para que no se atoren con otros especímenes al sacarlos

del frasco para su determinación y consulta. Una vez en el laboratorio se cambian los especímenes de formaldehído a etanol al 70%; para esto se enjuagan en etanol a concentraciones crecientes por varios días, hasta que se queden en etanol limpio (Jones y Owen, 1987).

Antes de preservar los especímenes en fluidos, debe pensarse en el tipo de estudio que se va a realizar, porque algunos fluidos son útiles para algunos estudios pero no para otros; por ejemplo, el formaldehído con buffer de carbonato de calcio o magnesio es adecuado para estudios anatómicos pero inadecuado para estudios histológicos, porque las sales carbonatadas tienden a cristalizar y a deteriorar los tejidos (Quay, 1974). Los especímenes preservados en líquido de Bouin pueden utilizarse para estudios histológicos, pero no para estudios osteológicos porque producen descalcificación debido a que el fijador es ácido. Por este motivo los curadores de las colecciones deben de tener una política de fijación y almacenamiento que permita maximizar el uso de cada espécimen preservado. Uno de los aspectos más importantes a considerar es que los cambios físicos y químicos de los especímenes sean mínimos, por lo que debe cuidarse que el medio en que se encuentran cambie lo menos posible; especialmente el pH del fluido, que si es ácido produce descalcificación, mientras que si es muy básico, disminuye su concentración. El pH debe estar alrededor de 7 (Jones y Owen, 1987).

El nivel y porcentaje del fluido de los especímenes debe revisarse cada año; en el caso del etanol puede usarse un densímetro y agregarle etanol hasta obtener la concentración adecuada, o si es posible cambiarlo completamente. Para prevenir la evaporación del etanol se recomienda llenar los frascos hasta el borde y sellar la tapa con vaselina, cera o tapa de plástico. No es recomendable cambiar el tipo de fluido en el que se preservó el espécimen originalmente, pero si ya se cambió, no debe regresarse a ese fluido porque se causan más daños. También es útil tener un archivo de cada espécimen que permita hacer un seguimiento del material utilizado para la preservación. El almacenamiento del material debe hacerse en un cuarto oscuro o en un gabinete cerrado para prevenir que la luz ultravioleta le cause daños, y el rótulo del frasco debe indicar el tipo de preservador que contiene (Jones y Owen, 1987).

Preservación de órganos en fluidos. Una vez que se sacrificó al espécimen y se le quitó la piel, el cuerpo se abre y se revisan los

órganos reproductores, para anotar los datos. Si se van a preservar los órganos, se cortan con ayuda de unas tijeras finas y se fijan en formaldehído al 10% o en líquido de Bouin. Una vez en el laboratorio o después de 48 h se lavan con agua corriente y se preservan en etanol al 70%, en frascos pequeños y rotulados. Los especímenes pueden preservarse cientos de años si se cuida que el nivel y la concentración del preservativo no disminuya o se evapore totalmente.

¿CUÁLES SON LOS PROCEDIMIENTOS PARA INCORPORAR LOS ESPECÍMENES A UNA COLECCIÓN CIENTÍFICA Y CUÁL ES SU FINALIDAD?

Si el investigador trabaja en una institución que cuente con una colección científica, debe depositar en ella el material recolectado; pero si no fuera así y su institución no cubriera los requisitos mínimos para garantizar la seguridad de los especímenes, se deben depositar en otra institución. Para esto es recomendable conocer de manera oficial si el curador responsable de la colección puede y tiene interés en aceptar el material, brindándole espacio, cuidado y protección. Si su respuesta fuera afirmativa, el colector deberá entregar el material. Si no hubiera terminado aún su trabajo, deberá manifestar su situación por escrito, para tener prioridad y poder continuar con la revisión. El curador a su vez, debe contestar por escrito.

Al momento de entregar los especímenes, se debe entregar el diario y catálogo de campo, quedándose con una copia de los mismos para un mejor control de los organismos capturados por el colector. Se entiende que una vez que los especímenes son depositados, y el investigador ha indicado al curador que su trabajo terminó, cualquier investigador o estudiante responsable puede consultar el material. Se debe recalcar que el acceso a la colección es un derecho, porque la información y material que resguardan son de carácter público y patrimonio nacional, no particular.

Determinación del material. Para conocer la especie a la que corresponde cada espécimen, se pueden utilizar diferentes claves regionales, nacionales e internacionales (Álvarez *et al.*, 1994; Hall, 1981; Medellín *et al.*, 1997; Sánchez Hernández y Romero Almaraz, 1995a, 1995b), dependiendo del área y del grupo al que pertenezca el espécimen. Lo anterior permitirá hacer una determinación provisional, pero si hubiera problemas para identificar el material y no se tuviera la suficiente experiencia, la comparación de los especímenes con aquellos de colecciones bien identificados permitirán hacer una determinación confiable.

Catálogo cronológico. Aquí se registra el número de colección que se asigna a cada espécimen (que debe ser progresivo) y el nivel taxonómico desde familia hasta especie o subespecie, además de la información que fue anotada en los rótulos de los mismos (sexo, entidad federativa, localidad precisa, fecha de colecta, naturaleza del ejemplar, nombre del colector, nombre del preparador y número del catálogo personal del preparador). El número de catálogo cronológico y el sexo del espécimen deben anotarse en todos los rótulos de todas las partes que conforman un mismo ejemplar (piel, cráneo, esqueleto y órganos internos, entre otros). Asimismo, deberá anotarse con tinta indeleble en el cráneo, mandíbula y el mayor número de huesos del esqueleto. Lo anterior permitirá la identificación de los especímenes de manera permanente y evitará confusiones futuras. La forma de registrar la información puede observarse en la lámina 11, fig. 4.

Computarización de la colección. El rápido desarrollo de las computadoras ha permitido que la mayoría de las colecciones tengan su información computarizada, con las bases de datos completas, lo que facilita el acceso y manejo de la información, reduce los errores y permite un mayor control. Existen diferentes programas de cómputo que se venden comercialmente, como por ejemplo Dbase IV, Access o Paradox; aunque hay programas exclusivos para el manejo de bases de datos de colección (Arrigo y Timm, 1987; Owen, 1990; Ramírez-Pulido *et al.*, 1989a; Williams, 1987; Woodward y Eger, 1987). La sistematización de las colecciones ha permitido que mucha de esa información esté disponible para los usuarios de todo el mundo a través de Internet, lo que facilita enormemente la recuperación y manejo de los datos. Chesser y Owen (1987) y McLaren *et al.* (1987) proporcionan los aspectos básicos para integrar una base de datos de este tipo.

Catálogo sistemático. Está formado por tarjetas ordenadas alfabéticamente con el nombre del género, especie y subespecie de cada uno de los especímenes de la colección. Cada tarjeta deberá tener la siguiente información: número de colección, sexo, localidad de captura, fecha de captura y nombre y número del preparador del espécimen.

Catálogo geográfico. En este catálogo los ejemplares se incorporan de acuerdo con el lugar de procedencia, lo que permite reunir los diferentes taxa capturados en una región determinada. El registro del país, la entidad federativa y la localidad se hace en orden alfabético (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b). En colecciones computarizadas los catálogos sistemático y geográfico se han sustituido por las bases de datos.

Mapas. En algunas colecciones se tiene una serie de mapas para cada especie o subespecie que se encuentra en la colección; en éstos se marcan con puntos las localidades de procedencia del material. Actualmente el uso de los sistemas de información geográfica (GIS) se ha generalizado y son utilizados regularmente en colecciones actualizadas.

Orden de los ejemplares en la colección. El orden de los especímenes dependerá del criterio del curador; en la mayoría de las colecciones están ordenados filogenéticamente hasta el nivel de familia, siguiendo alguna clasificación aceptada por el curador (e.g. Ramírez-Pulido *et al.* [2005] o Wilson y Reeder [2005]), y alfabéticamente a partir de género. Las localidades de cada especie o subespecie, a su vez, pueden estar arregladas alfabéticamente por países, estados, municipios y poblados; y dentro de cada país o estado, pueden ordenarse de norte a sur y de oeste a este. Los ejemplares de la misma localidad se ordenan por fecha de captura y luego alfabéticamente de acuerdo con las iniciales del primer apellido del preparador y posteriormente con el número progresivo de catálogo de éste (fig. 13).

Gavetas para los especímenes. Estas gavetas pueden ser de madera o metal, y las puertas deben cerrar herméticamente para prevenir el paso de microorganismos, insectos, polvo, luz y sustancias nocivas para los especímenes (fig. 14).



Figura 13. Especímenes de colección en piel y cráneo.

Almacenamiento de pieles, cráneos y esqueletos. Dentro de las gavetas, los especímenes se colocan en charolas de cartón, tratando de aprovechar el espacio la mejor posible. En algunas colecciones como la Colección Nacional, que se encuentra en el Instituto de Biología, de la UNAM, se usan charolas de 44 x 19 cm, en las cuales se colocan las pieles y, junto a éstas, el cráneo o esqueleto dentro de frascos de vidrio o cajas de cartón. El tamaño de los frascos o cajas dependerá de lo que se quiera guardar; en general, un frasco de 5 a 6 cm de largo por 2 a 2.5 cm de diámetro puede utilizarse para cráneos y esqueletos pequeños (la mayoría de los murciélagos y algunos roedores); éstos ocuparán un espacio reducido en la caja y ello permitirá aprovechar mejor el espacio. Para esqueletos o cráneos mayores pueden utilizarse cajas de cartón de diferentes tamaños (figs. 15 y 16).



Figura 14. Gavetas donde son almacenados especímenes de colección.

Manejo de la colección. El buen funcionamiento de una colección científica dependerá no sólo de la infraestructura con que cuente, sino del cuidado y mantenimiento que tengan los especímenes a largo plazo. Entre la infraestructura que se debe tener está el espacio, mobiliario, equipo (microscopios, calibradores con vernier) y biblioteca adjunta, que permitan el trabajo ordenado tanto de las personas que laboren en ella como de los visitantes. Además, debe contar con lugares seguros, con buena iluminación, comodidad y limpieza, para que la estancia de los investigadores en el recinto de colecciones sea agradable y fructífera. Si existiera un manual de procedimientos y uso de la colección es importante leerlo y cumplirlo.

Funciones del curador. El curador deberá supervisar y participar en todos los aspectos relacionados con la colección; desde la colecta,



Figura 15. Cráneos y esqueletos de mamíferos medianos y grandes en la colección.

el manejo, uso y cuidado que se le da al material incorporado a la misma y la revisión e identificación de los ejemplares, hasta la correcta catalogación de los mismos. Autoriza todos los cambios y movimientos de los ejemplares, la actualización de la nomenclatura en las etiquetas y en los catálogos de la colección, el préstamo e intercambio de ejemplares y la aceptación de los especímenes donados o en custodia; supervisa que todo el material tenga el cuidado apropiado por parte de los visitantes; que la temperatura y humedad de los cuartos que albergan la colección no varíe significativamente y que se revise continuamente el material para prevenir, y en su caso, eliminar plagas con la aplicación de algún fumigante.

Lo anterior permitirá la permanencia del material incluso por cientos de años, lo cual es importante, si se considera que los especímenes son el testimonio de la existencia de las especies, de la relación entre las publicaciones y el trabajo de campo realizado y de la biodiversidad existente en el mundo, y son parte de la herencia cultural de un pueblo.

Las solicitudes para revisar la colección deben dirigirse por escrito al curador; esto permitirá dar una buena atención a los visitantes y llevar un registro de los servicios y de los especímenes que se consultan, a fin de mantener el orden de la colección. El curador debe recordar que los especímenes, recursos e instalaciones no son de su propiedad, y que deben estar disponibles para la consulta de los investigadores y profesionales interesados en el conocimiento y conservación de estos animales. Sin embargo, tiene la autoridad para exigir el buen manejo del material y el mantenimiento de la colección a su cargo.



Figura 16. Cuarto de pieles de mamíferos de la Colección Nacional, IBUNAM.

¿CUÁL ES LA IMPORTANCIA DE UNA COLECCIÓN CIENTÍFICA?

Las colecciones científicas resguardan una gran cantidad de información y de especímenes, pero en la mayoría de las ocasiones son consideradas por el público en general, y en ocasiones por profesionales, como bodegas sin objetivos concretos. Sin lugar a dudas, la mayor información disponible acerca de los mamíferos se ha generado a partir de especímenes de colección, y muchos de los especímenes se han recolectado en conexión con estudios taxonómicos. Un primer paso para comprender la biología de alguna especie es una fase descriptiva, en la cual los organismos son descritos e identificados. Esto, además de documentar la existencia de nuevas formas de vida, nos permite conocer donde se encuentran los organismos, sus requerimientos de hábitat y otros aspectos de su biología (Yates, 1987).

Los especímenes de colección ayudan a otros investigadores a identificar sus propios especímenes y cubrir los objetivos de sus estudios. De acuerdo con Hafner *et al.* (1997) y Yates (1987), durante las últimas décadas los especímenes de colección han llegado a ser más importantes tanto para las ciencias básicas como aplicadas. Una serie de especímenes que ha sido recolectada, identificada e incorporada de manera apropiada a una colección puede utilizarse en el futuro para realizar diferentes estudios. Numerosos trabajos sobre distribución (Sánchez, 1993; Sánchez Hernández *et al.*, 1997), filogenia (Arellano *et al.*, 2003), especiación, biogeografía, taxonomía

(Álvarez y Hernández-Chávez, 1993; Guerrero *et al.*, 2004; Sánchez *et al.*, 2002, 2005), anatomía (Elizalde-Arellano *et al.*, 2004) y estudios comparados no hubieran podido realizarse sin la disponibilidad de colecciones de mamíferos.

Las colecciones son importantes en estudios de impacto ambiental. Por ejemplo, mamíferos recolectados en una área antes de la perturbación humana se han comparado con muestras recolectadas después de ésta, y con frecuencia se han detectado cambios en la diversidad por efectos de la alteración y contaminación ambiental con metales pesados y organopesticidas (George, 1987).

Los datos de las etiquetas han permitido la realización de estudios reproductivos (Sánchez Hernández *et al.*, 1986, 1990a) y de historias de vida (Bergallo y Cerqueira, 1994). Se han realizado estudios de parasitología de los especímenes preservados en fluidos (Yates, 1987), así como estudios de anatomía comparada a nivel muscular (Esquivel M., 1981; Hoffmeister y Hoffmeister, 1991; Sánchez-Hernández *et al.*, 1990b), anatomía de órganos internos (Villegas Saldaña, 1983) e histología comparada (Ambriz García *et al.*, 2003; Sánchez Hernández *et al.*, 1990b; Torres Villaseñor, 1996). Las colecciones se han utilizado en aspectos educativos, tanto a nivel básico (colecciones de exhibición), como especializado (cursos de biología, sistemática, anatomía comparada y zoología, entre otros).

Del mismo modo, la información recabada en las colecciones ha servido para complementar la información utilizada para estudios sobre los patrones de distribución de las especies y de diversidad. Estos trabajos se han enfocado a medir la diversidad de especies, considerada como el número de especies en áreas equivalentes en diferentes sitios, utilizando cuadros del mismo tamaño. En México, se han utilizado cuadros de 0.5 x 0.5 grados de latitud y longitud, para identificar áreas de alta diversidad de especies con área de distribución restringida (Arita *et al.*, 1997) y con alta concentración de especies endémicas (Ceballos *et al.*, 1998), definir áreas importantes para la conservación (Arita y Santos del Prado 1999; Arita y Rodríguez, 2004a y 2004b), y para analizar la distribución geográfica de la diversidad beta (Rodríguez *et al.*, 2003), entre otros. Aunque la información generada proporciona información valiosa en la definición de los patrones de distribución de las especies, los resultados deben analizarse con precaución debido a las limitaciones propias de las bases de datos.

Actualmente hay colecciones mastozoológicas en 20 estados de México, las cuales albergan alrededor de 162,288 ejemplares. Aunque en los últimos años se ha avanzado en la información generada sobre los mamíferos pequeños de México, aún queda mucho trabajo por hacer, para conocer la biología de todas las especies (Espinosa *et al.* 2006). Sin embargo, debe reconocerse que las colecciones científicas constituyen parte del patrimonio de las instituciones que las albergan, y a la postre son un patrimonio universal, porque representan una prueba de la existencia de las formas de vida actuales o de las formas que se han extinguido en un lugar particular (Ramírez-Pulido *et al.*, 1989b, Ríos y Álvarez-Castañeda, 2006).

Una colección científica alberga a los especímenes de colección, y son la evidencia de los trabajos basados en ellos. De acuerdo con Yates (1987), un espécimen de colección sirve para documentar física y permanentemente los datos de un reporte de dos maneras: 1) para verificar la identidad de los organismos usados en el estudio y 2) para asegurar la repetitividad del estudio.

La riqueza de una colección está dada por el número de especímenes, la diversidad de las especies, la calidad del material, el área geográfica representada, el número de especímenes tipo que resguarda, por el orden que tiene, por la calidad y cantidad de la información que se haya registrado en el campo en diarios de campo, catálogos y etiquetas (Dixon, 1987), y por el interés profesional del personal asociado. Sin embargo, el verdadero valor de la colección estará dado por las publicaciones, investigaciones, exhibiciones y programas de educación que se desarrollen a partir de ella. Es decir, las colecciones deben transformarse en fuerzas activas y motivadoras para los investigadores y la sociedad (Braun y Mares, 1991).

Se ha calculado hasta hace cerca de 20 años, que las colecciones mastozoológicas del mundo albergaban aproximadamente 5'500,000 especímenes, y una de sus tendencias es la de albergar menos especímenes, pero con mayor información (Yates, 1987), lo que incluye ectoparásitos, órganos, piel, esqueleto y preparaciones de cariotipos. A pesar de esto, la representación de mamíferos de lugares tropicales está lejos de ser adecuada; más aún, la alteración cada vez mayor que sufren estas zonas obliga a concentrar esfuerzos para recolectar y conservar especímenes que proporcionen mayor información (Cato, 1991; Braun y Mares, 1991; Yates, 1987).

Estándares mínimos de las colecciones sistemáticas. Dado que el incremento de información por espécimen conlleva al aumento de las necesidades de personal, espacio y material de curación, en el futuro podrían tenerse problemas serios para su mantenimiento. Por esta razón la American Society of Mammalogists (Sociedad Americana de Mastozoología) estableció en 1973 un comité para definir los estándares mínimos que tienen que cumplir las colecciones sistemáticas. El comité tiene la función de identificar y acreditar a las colecciones que los cubren, así como ayudar a las que no lo hacen con sugerencias a través de revisiones externas (Yates, 1987). Los estándares mínimos fueron publicados en 1978 (Choate, 1978) y son los siguientes:

1. Las colecciones pueden ser administradas por una institución privada no lucrativa o pública, a menos que un individuo u organización comercial vaya a establecer una custodia perpetua a un costo razonable por espécimen, o por el costo del mantenimiento anual de la colección.
2. Una colección debe tener al menos un mastozoólogo profesional que se haga responsable de ésta.
3. La colección debe encontrarse en edificios que le proporcionen una protección adecuada del fuego, agua, polvo, calor, luz y otros daños físicos. Se recomienda que los registros permanentes importantes (como catálogos y notas de campo) se mantengan en cajas a prueba de fuego.
4. Los especímenes deben almacenarse en contenedores a prueba de insectos, polvo y luz.
5. Los especímenes deben revisarse periódicamente y fumigarse de acuerdo con las regulaciones federales vigentes en el país donde se encuentren. Williams *et al.* (1977) señalan los fumigantes que pueden utilizarse para este propósito en los Estados Unidos de América. El control de plaguicidas en México está regulado por varias Secretarías, entre las que destacan la de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), la de Salud (SSA), y la del Trabajo y Previsión Social (STPS).
6. Los especímenes deben prepararse de una manera que asegure su utilidad. Es particularmente importante que el material osteológico se prepare adecuadamente. Se recomienda el uso de derméstidos adultos y sus larvas para limpiar los cráneos

pequeños y el material postcranial, pero las colonias deben localizarse fuera de las colecciones para prevenir y evitar su infestación.

7. Los especímenes deben estar arreglados de acuerdo con un plan específico, que debe ser registrado y actualizado.
8. Las notas de campo y datos auxiliares deben preservarse y ponerse a disposición de los usuarios, como parte de un registro permanente de cada espécimen.
9. Los datos de los especímenes en las etiquetas, en las notas de campo, en los catálogos permanentes y cualquier otro dato que se registre en la colección debe ser confiable.
10. Debe mantenerse un catálogo permanente de todos los especímenes de la colección. El catálogo debe incluir, al menos, los datos mínimos recomendados por el comité de la Sociedad Americana de Mastozoología: número de catálogo; género, especie, sexo, país, continente u océano de captura, estado o provincia de captura, método de preparación y fecha de captura. Se recomienda la implementación de técnicas electrónicas para procesar datos y facilitar el manejo de éstos y de los especímenes. También se recomienda que la colección permita el acceso a los catálogos de los colectores, notas de campo y otra información auxiliar de los especímenes además de los especímenes individuales.
11. La colección debe ser accesible a cualquier usuario calificado.
12. Se debe restringir el acceso a la colección, a personas no calificadas o descuidadas. Se recomienda la formación de colecciones de enseñanza separadas y la restricción de los especímenes catalogados para propósitos de investigación.
13. Los préstamos a otras colecciones deben manejarse de manera profesional. Los especímenes para préstamo deben embalarse adecuadamente y de acuerdo a las regulaciones de cada país (Williams *et al.*, 1977). En México no existe un conceso general sobre esta cuestión, pero en todo caso dependen de la decisión y condiciones del curador.
14. Los especímenes tipo deben identificarse como tales, almacenarse en cajas marcadas adecuadamente y facilitar su acceso a los científicos calificados. Estos especímenes no deben enviarse para préstamo. Los especímenes tipo sólo deben depositarse en

- colecciones donde reciban el cuidado perpetuo que requieren.
15. Las instituciones deben asegurar o intentar al menos, mantener el nivel de los estándares de la colección, pero si las prioridades institucionales cambiaran en el futuro, las instituciones deberían expresar la buena voluntad de transferir la colección a otra institución pública, que pudiera asegurar su mantenimiento perpetuo.
 16. La adquisición y posesión de especímenes de mamíferos deben ser acordes con las regulaciones federales y estatales de cada país. La adhesión a tales regulaciones debe revisarse cuando una colección sea considerada para ser incluida en la lista de colecciones que cumplen con los estándares mínimos.
 17. El estado en que se encuentra la colección puede examinarse en cualquier tiempo que la institución lo requiera y los curadores deberán esforzarse por cooperar en este proceso de revisión.

Problemas de las colecciones científicas. El almacenamiento de los especímenes presenta no sólo el problema de su preservación, sino además el de tenerlos disponibles para los usuarios que necesiten consultarlos. Agrawal y Chakraberly (1987) resumieron algunos de los aspectos que sufren las colecciones de países tropicales; la mayoría de ellos, países que enfrentan problemas para mantener las colecciones en buen estado debido a la gran cantidad de insectos que pueden llegar a convertirse en plagas y al bajo presupuesto con el que cuentan.

En varias colecciones los especímenes se mantienen en cajas que tienen el problema de permitir la salida de un gran número de sustancias volátiles, como los aldehídos y los ácidos orgánicos, los cuales aceleran la decoloración del pelo (Wagstaffe y Fidler, 1968). Lo anterior podría aminorarse si se aplica un sistema de poliuretano de dos componentes a los cajones de madera, lo que reduce la emisión y volatilidad de las sustancias (Miles y Briston, 1979); a los cajones de metal podría aplicárseles esmalte horneado, que es más resistente y menos sensible a los químicos corrosivos.

La temperatura y la humedad a la que se almacenan los especímenes son muy importantes. Williams (1991) analizó los daños que sufren los dientes (incisivos y premolares) de los murciélagos frugívoros de la especie *Artibeus jamaicensis*, y encontró que

cuando la humedad se mantiene por debajo de 50% la fragilidad y susceptibilidad de los dientes aumenta considerablemente, y aumenta aún más si la humedad está por debajo de 40% como consecuencia de la desecación.

Algunos museos se encuentran en áreas urbanas con altos contaminantes ambientales que deterioran a los especímenes. En los países tropicales el polvo y la humedad presentan los mayores riesgos, de manera que se necesita instalar un sistema de aire efectivo y gavetas para almacenar los especímenes a prueba de polvo y humedad (un recurso no tan efectivo pero sí más económico, sería colocar cortinas en las ventanas y cepillar frecuentemente las pieles y esqueletos para quitar el polvo).

La luz daña a los especímenes y a las etiquetas; y la más dañina es la ultravioleta, por lo que se recomienda el uso de lámparas incandescentes.

Deben considerarse los daños ocasionados por el uso de instalaciones en mal estado; por ejemplo, la mala impermeabilización del techo que favorece las goteras y el daño de los especímenes, la ruptura de tubos de agua que puede provocar la inundación de la colección, así como las fugas de gas que pueden incluso acabar con la misma. Es necesario revisar constantemente las instalaciones y tratar en lo posible de evitar daños.

Las personas que consultan la colección también pueden provocar deterioro a los especímenes; un mal manejo puede ocasionar que las pieles se dañen o se pierdan; el esqueleto, cráneo o piezas dentarias se rompan; que las diferentes partes del ejemplar se mezclen con las de otro o que las etiquetas se confundan. También deben considerarse los robos de los especímenes, sobre todo en aquellas colecciones donde las personas tienen acceso sin una supervisión apropiada.

¿QUÉ TÉCNICAS SE DEBEN SEGUIR PARA REALIZAR ESTUDIOS CITOGÉNÉTICOS O DE PROTEÍNAS DE MANERA INICIAL?

Para realizar este tipo de estudios se necesita de una buena infraestructura y asesoría; sin embargo, con la finalidad de aprovechar al máximo los especímenes capturados, se pueden procesar las muestras hasta un punto donde puedan ser retomadas por un especialista de manera apropiada (Yates, 1996). En general estos estudios son: 1) preservación de órganos, tejidos o suero; 2) preparaciones para cariotipos; y 3) conservación de tejidos en "*Lysis Buffer*".

Preservación de órganos, tejidos o suero. Aunado a la conservación del cráneo, esqueleto, parásitos o excretas de los mamíferos, se pueden conservar muestras de diferentes órganos o tejidos, como corazón, hígado, riñón, músculo, orina, saliva, aparato reproductor, masa encefálica o sangre, y posteriormente, y bajo la asesoría de algún especialista, los tejidos pueden utilizarse para estudios de proteínas, ADN, anatomía, fisiología o virología, entre otros, con aplicaciones en un sin número de estudios. Debido a que la presencia o concentración de los productos proteínicos y de los diferentes loci varían entre los tejidos, es recomendable tener más de una muestra de cada tipo de tejido.

Para preservar las muestras en nitrógeno líquido es necesario utilizar pinzas y tijeras limpias para cada espécimen, con la finalidad

de reducir la contaminación, especialmente si esos tejidos se van a trabajar para virología o secuenciación de ADN. Los tejidos se cortan en fragmentos de 2 a 3 cm³, y se colocan en un vial (preferentemente de un color específico para cada órgano); rotulado con tinta indeleble. Si no se cuenta con criotubos de buena calidad, al vial se le deberá hacer un orificio en la tapa con una aguja de disección (en caso que la tapa no sea de rosca), aunque esto podría reducir la calidad de las muestras por la contaminación que se podría dar en los tejidos. Una vez en el laboratorio las muestras se preservan en un congelador a -76°C, lo que garantiza que se conserven frescas y que puedan ser utilizadas en cualquier momento.

Muestra de tejidos para ADN. Las técnicas modernas para la extracción de ADN requieren de una muestra muy pequeña de tejido, la cual puede obtenerse directamente del animal sin tener que sacrificarlo. En el caso de los murciélagos se puede tomar una biopsia del ala, y en el de los roedores y otros mamíferos pequeños se puede tomar un pedacito muy pequeño de la oreja o una falange del dedo. Una muestra de no más de 2 mm² es suficiente para este tipo de estudios, y puede conservarse en etanol al 96% y de preferencia al 100% o en



Figura 17. Forma de preservar las muestras de tejidos y sangre.

nitrógeno líquido. La muestra se debe de tomar con material limpio, en condiciones de campo las pinzas y tijeras podrán esterilizarse con un poco de etanol y fuego (fig. 17).

Preservación de la masa encefálica. El cráneo se separa del cuerpo y se le inyecta agua a presión a través del *foramen magnum* con un bulbo atomizador o una jeringa hipodérmica con la aguja despuntada. El cerebro sale completo y se puede colocar en un vial rotulado, conservarse en nitrógeno líquido y posteriormente preservarse en un congelador a -76°C . Debido a que varios tipos de virus se asocian a tejido nervioso es recomendable que la obtención de las muestras la realice un especialista que se haya aplicado por lo menos la vacuna de la rabia, se deben utilizar guantes quirúrgicos y extremar precauciones, sobre todo con el uso de las jeringas, a fin de evitar cualquier enfermedad posible.

Conservación de sangre o suero. La sangre de los mamíferos puede emplearse en estudios patológicos, virológicos y de resistencia de enfermedades, por lo que es conveniente conservar muestras cuando sea posible. En los murciélagos se puede obtener sangre de la vena antebraquial o de la vena que corre en la parte posterior del uropatagio, y si fuera necesario de ambas venas. Para lo cual se hace una incisión pequeña con una navaja estéril y la sangre se recoge en un tubo de plástico. En el caso de los roedores, la sangre se recoge con ayuda de una pipeta Pasteur de la vena que se encuentra en el ojo, cuidando de no picar o lastimar a los organismos. Si se está trabajando en el campo, la muestra se conserva directamente en nitrógeno líquido o se centrifuga por alrededor de 10 a 20 minutos (dependiendo de la especie), hasta que se separe el suero y después se mete al nitrógeno líquido, una vez en el laboratorio, se mete en un refrigerador a -76°C . Al igual que en el tejido nervioso, hay una gran cantidad de virus o bacterias asociados a la sangre de los mamíferos, por lo que este tipo de muestras deben de obtenerse por un especialista, extremando precauciones y con material limpio para evitar la contaminación de la sangre.

Preparaciones para cariotipos básicos. Existen diferentes técnicas para obtener cariotipos, pero en general Baker *et al.* (2003)

han desarrollado y resumido los diferentes procedimientos. Las preparaciones de las bandas G y C deben realizarse cuando los cromosomas tengan un índice alto de células mitóticas (en profase o principios de la metafase), que estén bien extendidas y distribuidas. En el caso de los murciélagos, es conveniente procesar las muestras al momento de la captura de los especímenes o antes de que hayan transcurrido 24 horas (principalmente en el caso de los embalonúridos o especies difíciles de mantener en cautiverio).

En murciélagos de tamaño grande y mayor peso como aquellos de los géneros *Phyllostomus* o *Noctilio*, se puede utilizar la técnica de estrés con levadura (Lee y Elder, 1980), que consiste en inyectar subcutáneamente 0.1 cc (en la cadera o el hombro) de una mezcla (1:1) de levadura seca de pan (apéndice) y azúcar, que se diluye en una concentración de 1:7 con H₂O, agitándola para disolver e incubándola a la temperatura del cuerpo humano (en condiciones de campo, la persona que está realizando el cariotipo se puede colocar el tubo entre la ropa y el cuerpo) hasta que la levadura esté activa. La dosis se repite a las 24 h, en un sitio diferente del organismo.

Después de 24 h los especímenes se inyectan intraperitonealmente con un inhibidor mitótico (Velban o colchicina de 0.005%) a una concentración de 0.02% (10ug en 50 ml de dH₂O). Si los mamíferos son muy pequeños (menos de 5 g), se les puede inyectar sólo 0.03 ml del inhibidor, mientras que a mamíferos más grandes (como ardillas, zorrillos o tlacuaches) se les podrá inyectar como máximo 0.15 ml. El inhibidor se deja incubar de 30 minutos hasta 2 horas para obtener mejores resultados.

Posteriormente, para hinchar las células en mitosis, se usa una solución de 0.075M KCl en 15 ml, que se coloca en un tubo de centrifuga desechable con tapa de rosca, minutos antes de sacrificar al individuo, el tubo se coloca dentro del cinturón junto al cuerpo (para que la temperatura de la solución sea cercana a la del cuerpo). El volumen de la solución hipotónica está relacionado con la cantidad de médula ósea. Para un murciélago de 3 a 5 g, el volumen óptimo es de 3 ml, mientras que para murciélagos o roedores grandes el volumen puede incrementarse a 10 ml o más.

Una vez hecho lo anterior, los especímenes se sacrifican; el húmero se remueve lo más rápido posible, se limpia el músculo y el hueso se corta a la altura de las epífisis; y con una jeringa que

tenga la solución hipotónica (0.075 molar de cloruro de potasio), la médula ósea se saca a presión y se coloca en un tubo para centrífuga. Posteriormente, la solución se aspira y dispersa con una pipeta Pasteur con mucha fuerza hasta obtener una suspensión celular homogénea; el tubo se tapa y se deja incubar por 14 minutos a la temperatura del cuerpo. En caso de que las células se rompan prematuramente, el tiempo de incubación puede reducirse a 20 minutos. Por el contrario, si los cromosomas no se extienden adecuadamente después de secar las preparaciones, la incubación se aumenta a 30 o 35 minutos, para hinchar las células mitóticas y que los cromosomas se alarguen.

Después de la incubación, a la suspensión celular se le agregan 2 ml de fijador de Carnoy (apéndice); esta solución debe hacerse casi al momento de trabajar para asegurarse de que no contenga agua, para lo cual se coloca la punta de la pipeta en la base del tubo y se suelta muy suavemente, para que se mezcle poco a poco. La suspensión celular se centrifuga por 2 minutos de 1000 a 2000 rpm y se decanta. Se agregan nuevamente alrededor de 3 ml del fijador y el botón celular se resuspende con cuidado (si la resuspensión se hace de manera brusca o vigorosa las células en metafase se rompen y el cariotipo no saldrá bien). La centrifugación, el lavado de las células y la remoción del agua de la suspensión celular se repite dos o tres veces.

Un aspecto crítico de los cariotipos es que los cromosomas no queden sobrepuestos, para lo cual se debe quitar la mayor cantidad posible de agua, porque hincha las células durante el tratamiento hipotónico, por lo que ésta se reemplaza con la solución hipotónica, cuando se realizan los lavados con el fijador. Después de decantar el sobrenadante por tercera vez, al botón celular se le agrega más fijador de Carnoy.

Las preparaciones de cariotipos se pueden hacer en el campo y posteriormente revisarlas en el laboratorio. Los portaobjetos se deben rotular con el número del espécimen usando un lápiz de punta de diamante por un lado, y con un lápiz de carbón por el otro lado (en portaobjetos con superficie esmerilada en uno de sus extremos). Es recomendable rotular dos veces el portaobjeto para disminuir los errores. Posteriormente, los portaobjetos se colocan en una superficie plana y en un extremo se les agrega con una pipeta Pasteur, dos o tres gotas de la suspensión celular centrifugada. Inmediatamente se enciende un cerillo y se acerca a un extremo del portaobjetos para que

el fuego se extienda por toda la preparación. Finalmente el líquido sobrante se drena, la preparación se deja secar al aire y se guarda en una caja de preparaciones para observarla al microscopio.

Para hacer una observación inicial del cariotipo en el campo se puede teñir una preparación con una mezcla de buffer fosfatado (35-40 ml; apéndice) y con una pipeta pasteur añadir 2 ml de solución stock de Giemsa, que se mezcla por aspiración y se coloca en un vaso de Coplin. Dentro de éste se coloca la preparación recién hecha durante 8 minutos, después de los cuales al vaso de Coplin se le agrega agua destilada hasta que no se vea ningún rastro de Giemsa, posteriormente la preparación se saca y se pone a secar sobre una servilleta de papel, y una vez seca se observa al microscopio para ver la calidad de los resultados. Las preparaciones se guardan en una caja para protegerlas del polvo. La suspensión celular restante se coloca en un tubo Eppendorf o un *criotubo* y se guarda a temperatura ambiente o en nitrógeno líquido. Una vez en el laboratorio se mete en un congelador a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$, hasta que se requiera utilizar.

En el laboratorio la suspensión celular se descongela, se le agrega fijador fresco y se centrifuga. Generalmente se realizan 16 preparaciones: una se tiñe inmediatamente para obtener el cariotipo estándar, 10 se utilizan para obtener las bandas G y cinco para las bandas C. Es necesario señalar que para realizar las preparaciones y obtener las bandas G y C, se requiere de buenas condiciones de laboratorio y materiales de trabajo, por lo que no se recomienda realizar este procedimiento en el campo.

Procedimiento para obtener bandas G. Las bandas G permiten identificar y agrupar cromosomas homólogos incluso entre taxa distantes. A continuación resume la técnica de Seabright modificada por Patton y Baker (1978), que consiste en tratar las preparaciones con una solución de tripsina (apéndice) por 3 a 10 minutos dependiendo de la *dureza* de los cromosomas. Después de la *digestión* con tripsina, los portaobjetos se lavan sucesivamente con solución de Hanks, etanol al 70% y etanol al 95% y se dejan secar al aire. Finalmente se tiñen con una solución buffer de Giemsa fosfatada al 2% (apéndice) por 8 a 10 minutos.

La calidad de las preparaciones de banda G varía con el tiempo y condiciones de almacenamiento. Las preparaciones elaboradas

y almacenadas bajo condiciones estables de laboratorio pueden utilizarse incluso si fueron preparadas meses antes, pero las elaboradas en el campo son más variables, y es difícil tener buenos resultados. Para mejorar las condiciones, las preparaciones se pueden tratar con tripsina stock diluida al 0.25% (apéndice) por 90 minutos.

Obtención de las bandas C. Este tipo de bandas se localiza generalmente alrededor de los centrómeros y en algunos casos en los brazos de los cromosomas, y representan la heterocromatina, que generalmente es ADN altamente repetitivo. El procedimiento para el bandeo C consiste en tratar una preparación de cromosomas con una solución de tripsina. La preparación se examina y se determina si la extensión del bandeo de los cromosomas es suficiente. Después se trata otra preparación para ajustar el tiempo hasta que se obtenga el resultado deseado. Las preparaciones restantes se tratan por el tiempo seleccionado. Se puede utilizar preparaciones que se dejan secar al aire y se almacenan a temperatura ambiente de una a tres semanas, aunque el tiempo de almacenamiento afecta las preparaciones y el éxito del bandeo.

Para obtener bandas C se puede usar la técnica de Stefos y Arrighi (1971):

1. Las preparaciones se tratan en una solución 0.1 molar de HCl por 20 minutos.
2. Se enjuagan con agua destilada y se dejan secar al aire.
3. Se incuban en $\text{Ba}(\text{OH})_2$ saturado a 46°C durante 0.5 a 3 minutos (el tiempo de tratamiento puede ser más largo si las preparaciones tienen mucho tiempo almacenadas).
4. Se enjuagan en HCl 0.1 molar y posteriormente con agua destilada, y se dejan secar al aire.
5. Se colocan en una cámara húmeda y se les agregan cuatro gotas de solución 2X SSC (apéndice). Las preparaciones se guardan en una caja de Petri de plástico con toallas de papel en la base para humedecer la cámara; se debe agregar suficiente agua destilada a la cámara para prevenir que se sequen durante la noche; la temperatura de incubación debe ser de 60°C .
6. Se enjuagan con agua para remover la cubierta y se lavan sucesivamente con etanol al 70% y etanol al 95% y se dejan secar al aire.

7. Se tiñen en una solución buffer de Giemsa fosfatada al 4% por 10 minutos.

Algunos estudios que han realizado técnicas de este tipo son: Cervantes *et al.* (1997), Haiduk *et al.* (1988), Lorenzo *et al.* (1993) y Qumsiyeh *et al.* (1988).

Conservación en Lysis Buffer. Longmire *et al.* (1997) encontraron que para realizar algunas técnicas moleculares, se requiere de grandes cantidades de ADN con alto peso molecular; desafortunadamente, la colección de ADN para muchas especies no ofrece condiciones estables. Además, la conservación genética de especies raras o amenazadas es en ocasiones oportunista, y las muestras se pueden obtener de animales muertos en zoológicos o en las carreteras.

Por estas causas, Longmire *et al.* (1997) señalan las ventajas de coleccionar muestras de tejidos y conservarlas en *Lysis Buffer*: 1) con una cantidad pequeña de tejido se pueden tener cantidades grandes de ADN, con componentes nucleares y mitocondriales; 2) este método produce consistentemente muestras de ADN con alto peso molecular; 3) el ADN puede obtenerse esencialmente de cualquier tejido que contenga células nucleadas; esto incluye, pero no se limita a: músculo, corazón, hígado, cerebro, médula ósea, bazo, riñón y biopsias de piel, entre otros; 4) las muestras colectadas con *Lysis Buffer* no necesitan refrigerarse; se pueden almacenar en un lugar frío fuera de la luz del sol, incluso por varios años, antes de obtener el ADN; 5) los procedimientos de campo son relativamente fáciles; 6) la posibilidad de contaminación se reduce al usar jeringas estériles, cajas de Petri y pipetas Pasteur de polietileno para cada espécimen. Las tijeras y pinzas utilizadas para la disección del ejemplar son las únicas que necesitan lavarse, después de la toma de cada conjunto de muestras de un individuo dado. Debido a que las reacciones de polimerasa en cadena (PCR, por sus siglas en inglés) pueden amplificar rastros pequeños de ADN, es importante no contaminar las muestras con ADN de animales diferentes.

Colección de la muestra para aislar el ADN. La técnica que se describe está tomada de Longmire *et al.* (1997). La manera más sencilla para trabajar en el campo es preparar la solución de *Lysis Buffer* (apéndice) y colocar 5 ml en tubos de polipropileno de 15 ml con tapa de rosca (tubos de centrifuga), los cuales pueden transportarse al campo en

una caja o gradilla. Si la muestra se obtiene de un animal muerto, el cerebro es el tejido que produce ADN menos degradado, aunque otros tejidos pueden trabajarse bien, especialmente si la muestra es fresca. Se toma una muestra de 3 a 4 gr de tejido fresco o congelado y se corta finamente, es muy importante reducir el tejido a pulpa para que el SDS (dodecil sulfato de sodio) en el *Lysis Buffer* pueda actuar, liberar el ADN y desnaturalizar las proteínas apropiadamente.

El tejido se coloca en uno de los lados de una caja de Petri estéril (35 X 10 mm o de 60 X 15 mm) y se macera con la parte inferior del émbolo de una jeringa estéril de 3 cm³ o 5 cm³, cuidando de no tocarlo para no contaminarlo. La maceración del tejido lleva generalmente de 30 seg a 2 min y debe hacerse hasta un estado en que pueda tomarse con la pipeta. Después de esto se adicionan los 5 ml de *Lysis Buffer* (que se llevan en los tubos de polipropileno) a la caja de Petri y se mezclan con el tejido. Si los tejidos fueron macerados adecuadamente, pueden tomarse con la pipeta y regresarse otra vez al tubo del *Lysis Buffer*; posteriormente el tubo se invierte varias veces para terminar de mezclar los tejidos.

Cuando el tejido entra en contacto con el *Lysis Buffer* se vuelve muy viscoso y debe mezclarse bien para que los componentes celulares se disuelvan y neutralicen, especialmente la ADNasa. El ADN se libera de las membranas celulares y se vuelve soluble. En estas condiciones los tejidos pueden almacenarse por años.

Técnicas moleculares. El desarrollo de las técnicas moleculares ha servido para conocer la complejidad y variabilidad del contenido genético de las especies. Entre las principales técnicas que se han desarrollado se encuentran las alozimas, minisatélites, "DNA fingerprinting", microsátélites, secuenciación de ADN, entre otras. Estas técnicas han permitido establecer relaciones filogenéticas entre especies, así como para identificar paternidad, parentesco, procesos de especiación, hibridación, e introgresión, principalmente. La aplicación de estas técnicas en México es reciente (Cervantes *et al.*, 2002; Guerrero *et al.*, 2004; Ortega *et al.*, 2002; 2003; Russell *et al.*, 2005).

¿QUÉ TIPO DE ESTUDIOS SE REALIZAN CON ANIMALES VIVOS EN EL CAMPO?

A pesar de que se ha considerado que la nomenclatura de los mamíferos de México está prácticamente resuelta, el trabajo de campo y laboratorio a través de las revisiones taxonómicas (Arita y Humphrey, 1988), la descripción de nuevas especies (Bradley *et al.*, 2004) y el redescubrimiento de otras (Arroyo-Cabrales *et al.*, 2005) siguen requiriendo el sacrificio de especímenes para su estudio más detallado. Sin embargo, es posible realizar diversos estudios con animales vivos en el campo que aportan información valiosa, entre los cuales se señalan los siguientes.

ESTUDIOS POBLACIONALES

Estos estudios permiten conocer de manera detallada aspectos sobre los cambios en la densidad, proporción de sexos, estructura de edades, sobrevivencia y mortalidad de una población (Delany, 1974; Nichols y Conroy, 1996); información indispensable para conocer la historia natural de las especies y hacer una buena planificación y aprovechamiento de nuestros recursos, así como para el control de plagas.

En mamíferos terrestres el método más empleado para conocer la población de una especie es el uso de cuadrantes, transectos o superficies con otro tipo de diseños; cuya ubicación y dimensiones deberán ser constantes a lo largo del estudio. El tamaño y la capacidad

de desplazamiento de la especie permitirán determinar el tamaño o superficie del transecto o cuadrante, y el número y separación entre trampas. Los períodos, la duración y horario de muestreo se llevarán a cabo de acuerdo con los objetivos del trabajo. Deben utilizarse las trampas para animales vivos (e.g. Sherman), debido a que en este tipo de trabajos es necesario marcar, liberar y recapturar a los especímenes a fin de identificarlos posteriormente (capítulo 3). Las trampas en general se colocan el primer día al amanecer o por la tarde y son recibadas diariamente al momento de revisarlas o al atardecer (lámina 12, fig. 1). El número de trampas por sitio de trabajo y la altura a la que se coloquen dependerá del objetivo del proyecto y de las especies que se quieran capturar.

Debido a que entre los objetivos principales de este tipo de estudios está el de responder a preguntas específicas o hipótesis, se deben establecer réplicas para realizar los análisis estadísticos apropiados que sustenten los resultados obtenidos. Por esta razón se recomienda usar al menos tres cuadrantes para un mismo experimento, con la finalidad de poder comparar resultados futuros. Para los roedores se recomienda usar cuadrantes de 10 líneas o más, con 10 o más sitios de trabajo cada una. Debido a la topografía tan accidentada que hay en ciertas áreas, las líneas pueden trazarse con ayuda de cuerdas marcadas y una brújula, orientándolas siempre hacia la misma dirección (lámina 12, fig. 2). Las líneas pueden marcarse con letras y estar separadas por 10 a 20 m o más una de la otra; las estaciones de trampeo se marcan a su vez con números progresivos, de modo que cada estación queda representada por una letra y un número (fig. 10). La separación entre los cuadrantes (réplicas) debe ser lo suficientemente grande para que no haya intercambio de individuos entre éstos.

El período de trabajo más frecuente es de tres a cinco días, o de dos a cuatro noches, tiempo en el que en general se tiene acceso por lo menos al 80% de la población. De no ser así, deberá trabajarse hasta alcanzar este porcentaje de recapturas, de otra manera el estudio sería poco confiable. Para especies con actividad diurna, las trampas deben revisarse constantemente cada dos o tres horas, para evitar la mortalidad de los individuos por deshidratación o estrés. Si se quieren integrar aspectos más precisos de densidad poblacional, período reproductor y sobrevivencia, entre otros, el intervalo entre

capturas deberá ser lo más cercano posible, y dependerá del período de madurez, gestación y destete de la especie en estudio, siempre y cuando no se altere demasiado a los individuos.

Cabe señalar que un factor imprescindible para este tipo de estudios es reconocer a las especies que se capturan en los cuadrantes, con un margen de error reducido, de otra manera el estudio no serviría porque la información estaría mezclada. Debido que las especies de algunos géneros de roedores (*Peromyscus*, *Reithrodontomys*, *Oryzomys* y *Sigmodon*, entre otros) viven de manera simpátrica y algunas son muy difíciles de distinguir, se recomienda hacer capturas previas en lugares cercanos, pero no dentro del área de los cuadrantes, para preparar los especímenes y hacer una determinación apropiada, con ayuda de claves o comparándolos con material de colección.

La información que se registra para cada espécimen es la misma que se obtiene para los especímenes preservados para colección (especie, sexo, edad, medidas somáticas, peso, condiciones de reproducción), además de la estación de trampeo y la fecha de captura o recaptura. Si se quiere hacer un estudio de comportamiento se pueden establecer patrones de conducta y asignarles un código; se anotan los patrones de conducta que realizan los individuos y el tiempo en el que lo hacen; se podrán utilizar hojas impresas o grabaciones en cintas de audio.

Algunas técnicas para registrar comportamiento se han descrito con detalle por Altmann (1974). Actualmente se ha difundido el uso de vídeo y el circuito de televisión cerrado para estudiar el comportamiento de los animales en condiciones de cautiverio o en vida libre. En México, los trabajos poblacionales con roedores han sido realizados por una gran cantidad de autores (Aragón *et al.*, 1993; Ceballos *et al.*, 1997; Chávez Tapia *et al.*, 1982; Chávez Tapia y Gallardo Villegas, 1993; Collett *et al.*, 1975; Fa y Sánchez-Cordero, 1993; Galindo-Leal y Krebs, 1997; Helm *et al.*, 1974; López-Vidal y Álvarez, 1993; Mandujano, 1997; Quintero y Sánchez-Cordero, 1989; Romero Almaraz, 1993; Romero-Almaraz *et al.*, 2004; Sánchez-Cordero, 1993; Sánchez-Cordero y Fleming, 1993; Sánchez Hernández *et al.*, 1981, 1989, 1996 y Vázquez Bárcena *et al.*, 1982).

En el caso de los murciélagos, la manera más factible para realizar estudios poblacionales es capturando y marcando individuos a la salida de los refugios o en áreas cercanas a éstos, debido a que

se aumenta la probabilidad de recaptura. Debido a que el número de individuos que se pueden capturar y recapturar en redes es siempre reducido, el esfuerzo de trabajo deberá ser considerable si se quiere hacer un trabajo confiable. Debe evitarse en lo posible capturar en refugios donde los murciélagos estén hibernando para no provocar una mortalidad innecesaria, porque la presencia humana promueve su actividad y con esto que la energía almacenada se agote rápidamente. En este sentido, Thomas (1995) encontró que la energía usada por un murciélago en hibernación a consecuencia de la alteración humana, era igual a la que éste utilizaba durante dos meses en estado de hibernación. Asimismo, tampoco es conveniente trabajar en colonias de maternidad, porque en ocasiones las madres sueltan a sus crías, las que mueren irremediamente, o porque ante el disturbio buscan refugios alternos, los cuales no cumplen siempre con sus requerimientos (lámina 12, fig. 3).

El tipo de marcas que se utilice (capítulo 3) debe de permitir el reconocimiento posterior de los murciélagos y alterar lo menos posible a la población (ver recomendaciones) y, como en el caso de los roedores, las visitas y recapturas sistemáticas aportarán información muy valiosa sobre los cambios poblacionales y la historia de vida de las especies estudiadas.

ANÁLISIS DE LA DINÁMICA POBLACIONAL

Densidad. Podrá establecerse por el conteo directo de los especímenes capturados o recapturados por período de trabajo, o bien, con ayuda de algún índice poblacional. En la actualidad existe una gran cantidad de éstos que pueden aplicarse a diferentes métodos de trabajo y que pueden consultarse en la literatura especializada. Algunos índices poblacionales y sus supuestos han sido citados y analizados por Sánchez Cordero *et al.* (1997), Pollock y Otto (1983) y White y Burnham (1999), y varios de estos índices están disponibles en diferentes programas de computo. Entre los métodos más sencillos y utilizados está el de enumeración de Krebs (1966), que consiste simplemente en calcular el mínimo número de individuos que se conoce están vivos (NMIV) en la población. Se obtiene al incluir a los individuos que se capturaron en recolectas anteriores o posteriores pero no en las intermedias como presentes. Por ejemplo, si el individuo número tres se capturó

solamente en las recolectas uno y tres, también se anota en la dos porque no había emigrado o muerto, sino simplemente no se capturó. Los resultados se reportan en individuos/hectárea.

Proporción de sexos. Es un indicador de la proporción de machos y hembras que se encuentran en la población. Por ejemplo, si se capturan 40 hembras y 40 machos, la proporción será de 1:1.

Estructura de edades. Las edades de los individuos de una población junto con otros parámetros como la fertilidad (número real de nacimientos en una población) y la sobrevivencia, permitirán predecir el tamaño futuro de la población. En general la edad de cada espécimen se determina por medio del tamaño, coloración, peso y condición reproductora. Se reporta como el número de individuos de cada clase de edad/hectárea.

Reproducción. Se obtiene la información reproductiva revisada en el capítulo 2 y se relaciona con el sexo, edad y estación del año. Entre los aspectos que se deberán obtener está la edad a la primera reproducción, el número de eventos reproductivos a lo largo del año y durante la vida del espécimen, y el número de crías en cada evento de reproducción y a lo largo de su vida, así como los períodos de inactividad. La información anterior es indispensable para obtener un índice de fertilidad y evaluar el crecimiento futuro de la población.

Sobrevivencia. Es el porcentaje de los individuos marcados que sobrevive a través del tiempo. Se debe incluir sólo a los individuos capturados como jóvenes o subadultos, porque no se puede conocer con precisión la edad de los adultos. Se excluye a los que se capturan sólo una vez y no se vuelven a recapturar, y a los del último muestreo.

Residencia. Es el tiempo promedio que los individuos que se capturan y marcan a la edad de joven o de subadulto están presentes en el área (debe incluirse sólo a los individuos que se recapturen más de una vez).

Reclutamiento. Es el número de individuos nuevos que se registra en cada período de captura (los no marcados).

Biomasa. Es la suma total del peso de cada espécimen en el área

de estudio por período de captura, sin importar la edad o sexo, y se reporta como gr/hectárea.

ANÁLISIS DE LA DISTRIBUCIÓN ESPACIAL

El estudio de la distribución espacial y los movimientos que realizan las especies dentro de un área son importantes para interpretar algunos de los procesos ecológicos y evolutivos. La distribución de los individuos en un área puede clasificarse como: al azar, uniforme o agregada (Brown y Orians, 1970). La distribución al azar se observa cuando un individuo ocupa cualquier espacio, y la presencia de otro individuo cercano no afecta esta distribución. En la distribución uniforme el espacio que ocupa un individuo es equidistante de los espacios de otros. En la distribución agregada o desigual, los individuos se concentran en algunas áreas y están ausentes en otras. El tipo de distribución se puede conocer mediante el empleo de diferentes pruebas estadísticas.

Ámbito hogareño. Es el área que ocupa un individuo durante el curso de su vida (se excluye el área que utiliza para la migración o movimientos erráticos; Brown y Orians 1970). Burt (1943) distinguió el concepto de ámbito hogareño del de territorio definiendo al primero como el área ocupada por un individuo en sus actividades normales de alimentación, apareamiento y cuidado de las crías, excluyendo el área ocupada para las salidas ocasionales. El tamaño del ámbito hogareño está relacionado con las demandas energéticas de los individuos, y las especies que se alimentan de productos vegetales tienen ámbitos hogareños más pequeños que las que son depredadoras (cazadoras; Harestad y Bunnell, 1979; McNab, 1963). Existen numerosos métodos para evaluar el ámbito hogareño y en general se puede consultar literatura especializada y paquetes estadísticos.

Territorio. Es el área defendida por un individuo o un grupo de individuos. De acuerdo con Brown y Orians (1970), un territorio debe poseer las siguientes características: 1) un área fija que puede cambiar ligeramente con el tiempo; 2) el individuo o el grupo muestran desplantes de defensa territorial directos (ataques, vocalizaciones o rondas) o indirectos (marcaje con olor muy característico de mamíferos); 3) estos actos son efectivos para alejar a los rivales. El territorio puede

variar; por ejemplo, una especie puede tener movimientos ocasionales o estacionales, que son parte de su ámbito hogareño, y exhibir territorialidad sólo durante una parte del año para un recurso en particular (parejas sexuales, alimento, refugios, nidos).

Estructura social. Es considerada como el conjunto de relaciones dinámicas establecidas por los individuos de un grupo a través de conductas como la dominancia, sumisión y afiliación. Algunas especies de mamíferos pequeños se agrupan en sociedades, obteniendo beneficios como acceso a fuentes de alimentación y parejas sexuales, protección contra depredadores, cuidado conjunto de las crías, entre otras. Sin embargo, también implica la competencia con otros miembros del grupo. El estudio del comportamiento y en particular de la estructura social de las especies de mamíferos pequeños, es un aspecto interesante y que últimamente ha comenzado a abordarse (Ortega y Arita, 2000; 2002; 2005).

ANÁLISIS DE LAS COMUNIDADES

Los mamíferos viven generalmente asociados, estrecha o separadamente de otros, y es común encontrar especies diferentes en una misma serie de trampas, redes o en refugios similares, lo cual permite el estudio poblacional de diferentes especies a un mismo tiempo, así como conocer los aspectos básicos del funcionamiento de una comunidad como la riqueza, diversidad y equitatividad.

La información generada a través del análisis de los parámetros poblacionales considerada a nivel de la comunidad, proporciona información sobre su estructura (Ceballos, 1990; Iñiguez Dávalos, 1993; Medellín, 1993) y cómo éstas responden a cambios en las condiciones del hábitat (Collett *et al.*, 1975; García Estrada, 1999; García-Estrada *et al.*, 2002, 2006; Navarro y León-Paniagua, 1995; Vázquez *et al.*, 2000).

Diversidad. Uno de los aspectos más importantes en el análisis de la comunidad es la diversidad de especies. Tradicionalmente, la diversidad ha sido evaluada a través de su componente alfa (α), definido como el número de especies de una localidad determinada. Sin embargo, en los últimos años se ha considerado la diversidad beta

(β), evaluada como el recambio en la composición de especies entre hábitats tanto temporal como espacialmente; la diversidad gama (γ), referida al número total de especies en el paisaje; la diversidad delta (δ), considerada como el cambio en la composición de especies (y abundancia) entre paisajes; y finalmente, la diversidad épsilon (ϵ) que representa la diversidad de una provincia biogeográfica (Magurran, 2004).

Existen numerosos índices tanto paramétricos como no paramétricos para medir la diversidad alfa, así como para evaluar la diversidad beta a través de índices de similitud, disimilitud de distancia entre sitios a partir de datos cualitativos o cuantitativos. Una revisión general de los índices para medir la diversidad alfa y beta son recopilados por Moreno (2001). Sin embargo, para un conocimiento más profundo de estos índices es recomendable consultar el libro de Magurran (1998, 2004).

RECOMENDACIONES

Trabajar con mamíferos en el campo es una experiencia motivadora y gratificante, sin embargo, conlleva una gran cantidad de riesgos porque las personas que lo realizan pueden encontrarse en situaciones imprevistas, que requieren de una respuesta o decisión rápida con el menor riesgo posible para la propia persona y la de los participantes. Estas incluyen desde desperfectos en el vehículo, caídas en el campo con daños físicos leves o gran importancia, malos entendidos con los pobladores de los sitios de trabajo, o riesgos de asaltos, entre otros. Por lo que con la finalidad de que el trabajo sea seguro, es necesario tener precauciones en las diferentes etapas de su desarrollo.

Preparación de la salida al campo

- Antes de salir al campo es recomendable obtener los permisos de colector de las autoridades correspondientes y una carta de presentación de la Institución donde se trabaje, explicando el motivo de la salida.
- Contar con el permiso de los pobladores para trabajar en el área y conocer los límites de las zonas bajo su resguardo, o sitios especialmente peligrosos.
- Las personas que deseen trabajar con mamíferos en el campo o en cautiverio, deben vacunarse previamente contra la rabia, tétanos y fiebre tifoidea, entre otras enfermedades. Las vacunas se aplican en diferentes clínicas del sector salud de manera gratuita.
- La mayoría de las instituciones o escuelas brindan un seguro de vida

contra accidentes o gastos médicos mayores; es necesario llenar los formatos para viajar con protección y cerciorarse de que el seguro esté vigente; asimismo, llevar los documentos necesarios para utilizarlos en caso de emergencia.

- El profesor o coordinador de un grupo debe conocer si los participantes padecen enfermedades del corazón, diabetes o alguna otra que requiera cuidados constantes y específicos. Asimismo, se debe saber si son alérgicos a algún medicamento o planta, tienen fobia contra algún animal (arañas, serpientes) o temor a las alturas. Esta información tiene la finalidad de estar preparado para actuar de manera apropiada y oportuna en caso de presentarse alguna emergencia.
- Es recomendable llevar un botiquín de primeros auxilios con medicamentos básicos para infecciones intestinales, dolor de cabeza o fiebre; así como desinflamatorios y vendas que puedan utilizarse en caso de caídas o golpes leves, y sueros y extractores de veneno contra mordeduras de serpientes o picaduras de alacranes.
- Los integrantes de la salida deben contar con un directorio con el número de teléfono y la dirección de cada uno, para establecer comunicación con los familiares en caso de una emergencia.
- Se recomienda llevar una identificación de la institución donde se trabaje o estudie.
- Se recomienda usar ropa y zapatos cómodos pero que brinden protección; como camisas de algodón de manga larga, pantalones de mezclilla o de tela resistente, sudaderas y botas. Evitar al máximo el uso de joyas o prendas que obstruyan las actividades. No usar llaveros grandes o de resorte que se puedan atorar con ramas, alambres u otras cosas.
- El dinero que se disponga para gastos de campo no deberá llevarlo una sola persona, ni debe estar en un sólo lugar porque podría extraviarse; ante el probable peligro de un asalto se puede esconder parte en algún lugar seguro del vehículo. Si se va a estar cerca de algún poblado se recomienda llevar una tarjeta bancaria y retirar dinero conforme se vaya necesitando.
- Llevar por lo menos un duplicado de las llaves del vehículo, para evitar problemas y gastos innecesarios en caso de pérdida de las originales.
- Llevar un teléfono celular de cobertura amplia para casos de emergencia.

- En la medida de lo posible, nunca trabajar ni ir sólo a los lugares de captura, especialmente si el trabajo se realiza por la noche.
- Que alguien conozca siempre el lugar de destino y el periodo de la salida, y de ser posible, la persona y teléfono con quién se puedan comunicar en el caso de una emergencia.
- También se recomienda que alguna persona adicional al responsable del vehículo pueda conducirlo en caso de emergencia.

Seguridad del vehículo. Se debe verificar que el vehículo en el que se viaje se encuentre en buenas condiciones, que lleve todos los papeles reglamentarios y de ser posible que cuente con un seguro para casos de accidentes o robo.

Seguridad con los pobladores. Debido a la creciente desconfianza que hay en los habitantes de nuestro país, y a que se necesita trabajar en terrenos cuyos propietarios no se conocen en la mayoría de los casos, es necesario avisar a los pobladores y a las autoridades de la localidad de nuestra presencia y los objetivos del estudio. Si se va a acampar se les puede pedir permiso para quedarse en algún lugar, como puede ser el patio de una escuela o el atrio de una iglesia. Es recomendable que una vez terminado el trabajo se les informe de los resultados obtenidos y si es posible que se les entregue una copia del reporte o publicación lograda.

Seguridad durante el desarrollo del trabajo de campo

- Antes de iniciar el trabajo de campo, se puede realizar un recorrido de prospección de pocos minutos, para decidir donde colocar las trampas o redes.
- Al momento de colocar las trampas se debe tener cuidado donde se pisa y donde se meten las manos, debido a que puede haber algún animal venenoso o alguna planta tóxica que puedan causar daños severos (fig. 18).
- Ubicar mediante listones de plástico o de tela de color el sitio donde se colocan las trampas y las redes (por lo menos la primera y la última), o hacer un mapa de la localidad en el diario de campo.
- Tener cuidado con los alimentos y líquidos que se consuman; de preferencia llevar siempre agua potable o gotas o pastillas de cloro para desinfectar el agua. Los alimentos deberán estar

- preferentemente enlatados o conservados en una hielera.
- Extremar las precauciones cuando se trabaje dentro de los refugios de los animales.



Figura 18. Infección a consecuencia de una planta tóxica.

Cuidado dentro de los refugios de los murciélagos. Los murciélagos habitan sitios a menudo poco accesibles y altamente riesgosos, que incluyen cuevas o minas abandonadas muy grandes en las cuales personas poco entrenadas pueden perderse con facilidad. Hay que estar conscientes de los caminos que se siguen una vez que se está dentro de ellas, además de contar en todo momento con una lámpara buena y si es posible llevar otra de reemplazo. Tener cuidado con el piso, especialmente cuando éste sea muy accidentado o haya una gran cantidad de piedras sueltas. De ser posible utilizar un casco, ante la posibilidad de que una roca del techo se desprenda o para evitar golpes en la cabeza, especialmente en refugios muy deteriorados o en sitios muy bajos. Tener cuidado y evitar en lo posible las partes inundadas, porque en ocasiones la profundidad puede ser mayor a lo previsto o el sustrato puede estar muy lodoso y dificultar la salida.

Existen diferentes tipos de cuevas y algunas de éstas están poco ventiladas y son muy calientes y húmedas, varias especies de murciélagos eligen estos sitios, especialmente cuando realizan movimientos migratorios o locales, o aquellas que forman colonias de

maternidad, porque el calor y la humedad reducen la energía que los murciélagos utilizan en la termorregulación y acelera el crecimiento de las crías. Sin embargo, las grandes concentraciones de murciélagos y las condiciones de las cuevas favorece que los desechos producidos por éstos se concentren, y en ocasiones el olor a amoníaco puede ser tan alto que dificultan la respiración, producen ardor en los ojos, y sudoración excesiva, limitando los movimientos y exponiendo a la persona a un accidente con mayor facilidad, pudiendo incluso causar una intoxicación si no se tiene cuidado de salir a respirar aire puro con cierta frecuencia, por lo que se debe ser especialmente cuidadoso cuando no se conoce bien el refugio.

Por otra parte, varias enfermedades que se presentan en los murciélagos pueden transmitirse por aerosol o esporas, como es el caso de la rabia o de la histoplasmosis (Romero-Almaraz *et al.*, 2006). La sensibilidad de las personas es muy variable, y para reducir riesgos, es conveniente entrar con ropa apropiada, mascarilla, no hablar demasiado, no gritar, correr o saltar y permanecer en el refugio el menor tiempo posible (lámina 12, fig. 4). A la salida del mismo, deben limpiarse las manos y la cara y si se pudiera incluso cambiarse la ropa (la cual debe guardarse y lavarse por separado), especialmente si se supiera que algunas personas se hubieran enfermado después de entrar a ese refugio, o cuando se comienza a realizar este tipo de trabajo y se desconocen la susceptibilidad a enfermedades como la histoplasmosis.

Cuidado con las armas de fuego. Para llevar y utilizar armas se debe obtener el permiso correspondiente de las autoridades. Se recomienda trasladarlas en su funda o estuche y tener precaución al momento de utilizarlas. No deben llevarse cargadas y cuando se vayan a disparar debe cuidarse de no lastimar a alguna persona. Cuando se le dispare a un animal debe apuntársele al cuerpo, no a la cabeza, porque el cráneo puede romperse y es la parte ósea más importante.

Cuidado del equipo de trabajo. Debido a que el equipo de trabajo es costoso y en su mayor parte de importación, se deben extremar las precauciones en su cuidado, tratando de mantenerlo limpio, ordenado y en un lugar seguro.

Trampas para roedores. Cuando las trampas se colocan en transectos, es conveniente poner una marca por lo menos al inicio y al final del mismo, que permita reconocer el área de trabajo. Las trampas se deben colocar a una distancia constante; si se cambia la dirección del transecto o se interrumpe por alguna causa, se puede poner otra marca que indique este cambio. También se puede fijar un objeto importante que permita orientarse mejor, como un árbol particular, una roca muy grande, un tronco o una planta especial y relacionar esto con el número de trampas que se hayan colocado hasta ese punto. Si pasara mucha gente por el lugar, las trampas se deben cubrir y esconder para que las personas no las localicen y se las lleven o las activen por curiosidad. Es conveniente numerar las trampas, y colocárselas en el orden de numeración, para advertir de manera inmediata cuando falta alguna y no perder tiempo buscándola después.

Si las trampas se colocan en el cauce de un arroyo, debe prevenirse que en caso de lluvia el agua no vaya a arrastrarlas y se pierdan. Si hubiera ganado cerca de ahí deberán colocarse preferentemente en la base de troncos o arbustos y no en áreas abiertas o al paso de los animales.

El equipo de campo requiere de revisión constante, por lo que su número dependerá de la energía de las personas que colaboren en ello, además del tipo de trampas, el patrón de actividad de los mamíferos a ser trapeados y la estación del año.

Si se van a capturar animales nocturnos, las trampas deben colocarse al atardecer y revisarse lo más temprano posible; en el caso de utilizarlas para capturar especies diurnas deben mantenerse alejadas de los rayos del sol, y revisarse frecuentemente para prevenir la muerte o estrés de los animales capturados. Durante la época de lluvia o frío, se les puede poner un poco más de alimento y meter algodón, una toalla de papel, o algún otro material con el que puedan hacer un nido; en este tiempo las trampas se pueden colocar dentro de bolsas de plástico, para evitar que los animales se mojen o mueran de frío.

Cuidado de las redes. Al colocarlas debe cuidarse que no se arrastren y llenen de basura u hojarasca; asimismo, si se ponen debajo de los árboles, no deben atorarse con las ramas más altas, ni colocarse muy cerca de éstos, porque si hace viento o cae un murciélago, el movimiento puede hacer que la red se enrede con las ramas y se rompa. No deben

colocarse atravesando caminos muy transitados y si se hace, se debe cuidar de advertir a las personas de su presencia.

La revisión de las redes debe ser constante, y dependerá de la abundancia de los murciélagos; si están cayendo frecuentemente deberán revisarse cada 5, 15 o 20 minutos, pero si hay pocos animales pueden revisarse cada hora. Esto evitará que los murciélagos que se atrapan se enreden demasiado o muerdan y rompan las redes y se escapen. Las redes no deben colocarse en sitios donde pueda capturarse un gran número de individuos, como son las entradas de las cuevas, ni en sitios donde haya colonias de maternidad, debido a que los murciélagos pueden sufrir daños severos e incluso la muerte al quedar enredados y no ser liberados oportunamente por el alto número de animales capturados.

Las redes son de hilos muy delgados que se enreden y rompen con facilidad, por lo que se recomienda guardarlas por separado. Para las redes grandes se pueden usar cordones pequeños o cintas gruesas para amarrar las líneas por el centro, y juntar las asas de la red por los extremos; los nudos deben ser sencillos y no apretarse para poder deshacerlos fácilmente.

Mientras se colocan y revisan las redes se recomienda no usar camisas con botones, anillos, cadenas o aretes largos, porque pueden atorarse con los hilos de ésta. Asimismo, es necesario usar guantes de piel flexible para manipular a los murciélagos.

La red debe guardarse siempre limpia, es decir, libre de hojas o insectos; de otra manera al querer colocarlas nuevamente las hojas secas o los insectos pueden estar muy atorados y retrasar el trabajo.

Cuidado de los animales cuando se marcan y liberan. El objetivo de marcar animales es permitir su identificación posterior, y el método que se emplee debe ser lo menos doloroso posible y no disminuir la actividad normal del individuo. Los objetivos de la investigación determinarán el tipo de marca; si el estudio es a corto plazo se pueden usar marcas temporales con colorantes no tóxicos; si el trabajo es a largo plazo se pueden usar métodos más permanentes como las "PIT" tags, la ectomización de falanges, los tatuajes, el bandeo y el uso de collares o aretes, entre otros (*Ad Hoc Committee For Acceptable Field Methods in Mammalogy*, 1987; Rudran, 1996).

Se debe ser conciente de que si las marcas no se aplican con cuidado, las actividades de los animales pueden verse influenciadas

o limitadas, causándoles incluso la muerte. Por lo que cualquier método que se utilice debe ponerse a prueba para provocar el menor daño posible. En general la marca más utilizada en roedores es la ectomización de falanges (lámina 1, figs. 1 y 3) o los aretes (lámina 6, fig. 2), y en los murciélagos la colocación de anillos o collares de plástico (lámina 6, figs. 3 y 4).

Los animales que se liberen se deben dejar en el mismo lugar de su captura, de otra manera se altera el estudio y se reduce su probabilidad de sobrevivencia. Deben liberarse tan pronto sea posible para minimizar los cambios de comportamiento o fisiología resultantes de las condiciones de cautiverio y, de ser posible, considerar sus patrones de actividad. Si se tratara de murciélagos que estuvieron en condiciones de cautiverio por varios días o semanas, es recomendable liberarlos cerca de su lugar de captura, o por lo menos en condiciones de hábitat similar, además de alimentarlos bien previo a su liberación, y hacerlo por la noche, sí es posible, regresar al día siguiente para asegurarse de que el murciélago se fue.

Cuidados con el marcaje de los especímenes

Ectomización de falanges. En general no causa daños severos; la mayor precaución que hay que tener es cortar con tijeras de buen filo en la parte donde se unen las falanges y no en medio de éstas, de otra manera se lastima más al animal y sangra mucho. Este método sólo se utiliza en roedores.

Anillos o collares. Este tipo de marcas puede afectar a los organismos y provocar su muerte si no se colocan apropiadamente. Cuando los collares se ponen muy apretados, se impide o reduce el paso del aire a los pulmones y los animales mueren de asfixia, o la piel se lesiona y se les produce una infección. Si es el anillo el que se coloca apretado o la piel del ala se queda entre éste, la circulación de la sangre en el antebrazo se limita y provoca una infección que puede causarles invalidez y como consecuencia la muerte.

Los especímenes jóvenes deben marcarse con bandas en el antebrazo lo suficientemente grandes y flojas para permitirles seguir creciendo sin problemas; y nunca deben marcarse con collares.

Tampoco es recomendable colocar collares en especies que desarrollan glándulas gulares durante la época reproductiva, como por ejemplo, los machos de *Molossus rufus* (lámina 2, fig. 2). Actualmente se están vendiendo anillos con los bordes redondeados hacia fuera, lo que elimina las orillas cortantes y reduce los daños.

Seguridad con los animales que podrían estar enfermos. Todos los animales son potencialmente peligrosos, y algunas enfermedades mortales pueden transmitirse a través de sus mordidas, orines, heces o parásitos. De manera que se deben extremar cuidados cuando se trabaja con ellos, especialmente si éstos están enfermos o son animales sospechosos de estar enfermos, así como con aquellos que sean reservorios de ectoparásitos transmisores de enfermedades zoonóticas (Mills *et al.*, 1995). En estos casos se debe utilizar guantes de piel flexible, anestésicos y mascarillas; lavarse muy bien después de manejarlos y cambiarse de ropa. Es recomendable tener cuidado, y en general evitar en lo posible agarrarlos y manipularlos. Recientemente se ha reportado la presencia de hantavirus en roedores de México (Chu *et al.*, 2005), principalmente en sigmodontinos; por lo que es recomendable tener cuidado al trabajar con ellos, usando por lo menos guantes de disección y tapaboca.

Precauciones para sacar a los roedores de la trampa. Con la finalidad de no lastimar al animal y de no ser mordidos por éste, una de las entradas de la trampa se envuelve con una bolsa de plástico o manta; la entrada se abre y la trampa se sacude con firmeza para que el ratón caiga dentro de la bolsa. La bolsa se apoya sobre una superficie y se mantiene cerrada, el roedor se conduce hacia la abertura, y posteriormente se sujeta de la piel por la parte dorsal cerca del cuello para evitar que mueva la cabeza y pueda morder; después se cambia de una mano a la otra para quitar la bolsa y registrar las observaciones necesarias; si el ratón se toma con firmeza puede trabajarse sin lastimarlo.

Precisión en el trabajo

- Tener cuidado que los rótulos y etiquetas de la piel, esqueletos, cráneos o viales se elaboren en el orden establecido para colecciones científicas, de manera que sean permanentes y se evite repetirlos.
- Escribir el diario y el catálogo en el campo, para evitar tener que pasarlo en limpio, porque pueden olvidarse detalles del trabajo o no hacerlo posteriormente por falta de tiempo.

- Asegurarse de que todas las partes de un espécimen estén debidamente rotuladas y tengan el mismo número de catálogo.

Cuidado del material en la caja con derméstidos

- Los esqueletos y cráneos deben colocarse en charolas separadas, de manera que si se desarticulan las partes óseas, éstas no se mezclen.
- Mantener los derméstidos alejados de la colección para prevenir una infestación de la misma.
- Los derméstidos deben estar ventilados porque su actividad desprende sustancias con olor a amoníaco, que pueden causarles la muerte si la concentración es muy alta.

PRIMEROS AUXILIOS

El trabajo de campo conlleva varios riesgos por lo accidentado del terreno donde se toman las muestras o se recaba la información, por la presencia de animales venenosos o plantas tóxicas, porque el manejo de los alimentos en ocasiones no se hace con la higiene necesaria, porque en todo momento nos encontramos expuestos a malas decisiones o conductas de terceros, aunado a que las condiciones ambientales extremas en ocasiones nos sorprenden en el sitio de trabajo. Por lo tanto, conocer la ubicación de los hospitales o centros de salud más cercanos al lugar de trabajo permitirá tener una asistencia mejor y más rápida, lo que puede reducir significativamente el daño ocasionado, no obstante, es recomendable conocer algunas indicaciones que podrán ser útiles mientras se cuenta con atención médica profesional. Las siguientes recomendaciones se modificaron de la Guía de primeros auxilios de la Secretaría de Educación Pública (FONAPAS, 1979).

Quemaduras químicas

1. Descubra de ropa el lugar de la quemadura del lesionado y lave con abundante agua, hasta que la sustancia química se haya eliminado por completo.
2. Cubra la quemadura con una gasa o trapo limpio.

Lesiones por contacto con plantas tóxicas

Si las lesiones son graves traslade a la persona al centro de salud u hospital más cercano.

Señales: Puede presentar ardor, comezón, erupción, ronchas, ampollas, hinchazón, pérdida de sensibilidad, dolor de cabeza, mareo, asco o fiebre.

1. Quite la ropa contaminada y lave cuidadosamente a la persona en las partes afectadas, o báñela con abundante agua y jabón.
2. Aplique etanol en la zona lesionada, cámbielo con ropa limpia y déle a beber abundantes líquidos.
3. Pregunte a personas de localidad si existe algún medicamento natural en el área para estos accidentes y considere la posibilidad de aceptar ese remedio.

Mordidas y piquetes

Abejas o avispas. Los panales de las abejas son especialmente peligrosos desde la introducción de las abejas africanizadas, que atacan en grupos cuando se alteran pudiendo incluso provocar la muerte a la persona que las molesta directa o accidentalmente, y debe evitarse trabajar en sus cercanías o extremar los cuidados. Pero en caso de recibir uno o más piquetes, puede hacer lo siguiente:

1. Si hay aguijón sáquelo rápido, raspando lateralmente con la uña o con una navaja sin filo. No use pinzas ni pellizque en la zona donde esté el aguijón, no rasgue, ni frote, ni de masaje en el lugar del piquete.
2. Aplique hielo envuelto en un trapo, sobre el área afectada.
3. Ponga en reposo al lesionado.
4. Si persisten las molestias trasládalo al centro de salud más cercano.

Araña viuda negra. Vigile la respiración, si es necesario de respiración artificial. Si tiene dolor en el sitio de la mordedura, dolor de intensidad variable localizado en miembros inferiores o región lumbar o abdominal o en los tres sitios, diaforesis, sialorrea, astenia, adinamia, mareo o hiperreflexia, y cuenta con suero contra mordedura de araña aplíquelo según las indicaciones del laboratorio y acuda al centro de salud más cercano.

Recomendaciones

1. Mantenga la zona de la lesión por debajo del nivel del corazón.

2. Coloque vendaje por arriba o atrás de la lesión sin apretar.
3. Aplique hielo en el lugar de la lesión.
4. Afloje el vendaje cada media hora en caso de ser necesario.
5. Traslade al lesionado al centro de salud más cercano para que le apliquen suero contra el veneno de arañas.

Una vez aplicado el suero, el cuadro clínico debe remitir entre 1 y media y 2 h, de no ser así, repita la dosis inicial cada hora. No administrar etanol, líquidos o alimentos porque existe riesgo de asfixia por bronco aspiración. Puede administrarse en personas embarazadas sin ningún riesgo.

Alacrán. Si se tiene dolor en el sitio de la picadura, parestesia local o general, sialorrea, prurito nasal y faríngeo, sensación de cuerpo extraño en la garganta (cabellos), distensión abdominal, fasciculaciones linguales, vómitos frecuentes, ceguera transitoria, y edema agudo pulmonar. Si cuenta con suero antialacránico aplíquelo según las indicaciones del laboratorio y acuda al centro de salud más cercano.

Recomendaciones

1. Mantenga la zona de la lesión por debajo del nivel del corazón.
2. Coloque vendaje por arriba o atrás de la lesión sin apretar.
3. Aplique hielo en el lugar de la lesión.
4. Afloje el vendaje cada media hora en caso de ser necesario.
5. Traslade al lesionado al centro de salud más cercano para que le apliquen suero antialacránico.

Una vez aplicado el suero, el cuadro clínico debe remitir entre 30 y 60 minutos, de no ser así, repita la dosis inicial cada 30 m. No dar de alta al paciente mientras presente fasciculaciones linguales. Puede administrarse en personas embarazadas sin ningún riesgo.

Víbora o culebra. Para saber si la mordida es de víbora venenosa, identifique marcas de colmillos en la herida; si se presentan busque inmediatamente ayuda médica. Indique al afectado que suspenda toda actividad, manténgalo en reposo, observe las siguientes señales: la presencia de ardor, dolor, hinchazón, náuseas, vómito, dificultad para respirar, vista borrosa, debilidad, dificultad para hablar, sudoración,

parálisis o convulsiones. Si es necesario de respiración artificial y evite mediante masajes un paro cardiaco. Si cuenta con suero antiviperino aplíquelo según la recomendación del laboratorio y acuda al centro de salud más cercano.

Recomendaciones

1. Si lleva un extractor de veneno trate de succionarlo, pero para que esto ayude debe realizarse en el menor tiempo posible, de otra manera el veneno entra al torrente sanguíneo y su uso es ineficaz.
2. No deben aplicarse torniquetes o hacer cortes sobre el área de la mordida, pero puede aplicar un vendaje muy suave por arriba de la mordida para evitar que el veneno circule con rapidez y penetre más. No interrumpa la circulación. La herida debe sangrar suavemente. Mantenga la parte afectada por debajo del nivel del corazón.
3. Lave con abundante agua y jabón; aplique lienzos humedecidos con agua fría o hielo envuelto. No deje que el agua se introduzca en la herida.
4. Evite chupar con su boca, si es que tiene lesiones en ella. No se trague el veneno, escúpalo. Si lo hinchado llega a la venda, déjela en el lugar que está y coloque otro vendaje por arriba del primero.
5. Delimite el área afectada con una pluma y repita esto cada determinado tiempo para valorar el aumento o disminución del edema. La disminución indica buen pronóstico.

Si la víbora no es venenosa encontrará huellas de numerosos dientes pero no de colmillos, si este es él caso haga sólo lo que se indica en el punto 3.

Fiebre. Evite las corrientes de aire y haga lo que se indica, mientras busca ayuda médica. Ponga atención y anote para conocimiento del médico las siguientes manifestaciones: malestar general, dolor de cabeza, muscular o de articulaciones, escalofríos, cuerpo caliente o respiración agitada.

Recomendaciones

1. Quite la ropa o desvista al enfermo en un lugar sin corrientes de aire y póngale trapos de agua fría o hielo en la frente o nuca.

2. Si se trata de un niño, déle un baño de agua tibia en una tina y frote suavemente su cuerpo con un trapo limpio.
3. Séquelo y acuéstelo sin abrigar demasiado y déle a beber muchos líquidos. Si la temperatura alta continúa, repita desde el punto número 2.

Heridas y cortadas

1. Controle la hemorragia con una gasa, algodón o trapo limpio, presionando directamente sobre la herida.
2. Si la lesión es en el brazo, levántelo de manera que quede a nivel del corazón, no lo haga en caso de sospechar la existencia de fractura. Si existen lesiones en diferentes partes del cuerpo, mantenga acostada a la persona.
3. Después de que la hemorragia se controle, vende firmemente pero no muy apretado, para no interrumpir la circulación.
4. Afloje el vendaje si al revisar el pulso no lo puede sentir; haga lo mismo en el caso de que la coloración de la piel sea azulada o amoratada y la temperatura se torne fría.
5. Espere la ayuda del médico o traslade cuidadosamente al enfermo.

Hemorragia interna. Si el lesionado ha sufrido un golpe fuerte en la cabeza, vientre, pecho o espalda, no se le debe dar nada de beber y se debe buscar inmediatamente ayuda médica. Observar y anotar para conocimiento del médico las siguientes señales: dolor de cabeza, vómito inesperado, enérgico y frecuente, pérdida del conocimiento. Estómago: vómito con sangre roja u oscura. Intestinos: excremento con sangre roja u oscura. Pecho y pulmones: tos y flema con sangre roja.

1. Verifique la respiración, pulso y pérdida del conocimiento.
2. Mantenga acostada a la persona y cúbrala. En caso de que tenga dificultad para respirar, levántele ligeramente la cabeza y póngala de lado para ayudarle a respirar mejor.

Hemorragia por objetos encajados. No mueva al lesionado, pero si su vida está en peligro hágalo lo más suavemente posible. No jale el objeto encajado.

1. En heridas por agujas o ganchos encajados, jale o deslice con cuidado el extremo visible del objeto hasta que se vea la punta.
2. Si es posible corte el objeto encajado a algunos centímetros de la herida, sin moverlo.
3. Corte la ropa cercana a la herida con cuidado, si es posible cúbrala. No trate de desencajar el objeto y lleve al lesionado al centro de salud más cercano.
4. En caso de que el objeto se haya salido, lave la herida con agua y jabón, cúbrala con una gasa, trapo o pañuelo limpio y aplique un vendaje para asegurar la curación.
5. Es necesario que ante cualquier tipo de herida por objetos, se le aplique al lesionado la vacuna contra el Tétanos.

Lesiones en ojos. No se frote los ojos. Si se trata de un objeto extraño en el párpado de abajo, revise si puede ser quitado con ayuda de un pañuelo o trapo limpio.

Objetos extraños en el párpado superior

1. Tome entre sus dedos las pestañas del párpado de arriba y dóblelo suavemente hacia atrás con un hisopo.
2. Haga que la persona mire hacia abajo para que pueda ver la parte de arriba del globo del ojo y lávelo con agua hervida y a la temperatura normal. Deje que el agua escurra hacia abajo para que el objeto salga.

Lesión en el globo del ojo

1. Cubra los ojos con una gasa, algodón o trapo limpio. No aplique presión y evite que las manos del lesionado toquen sus ojos.
2. Si hay un objeto encajado, no trate de sacarlo; coloque una gasa o trapo limpio con un orificio en el centro alrededor del ojo, de manera que no toque el objeto ni el ojo lesionado.
3. Coloque un vaso desechable o un cucurucho de papel sobre el ojo lesionado pero sin que toque el ojo y véndelo sin apretar. Traslade inmediatamente al lesionado al centro de salud más cercano.

Productos químicos en el ojo

1. Mantenga abierto el ojo de la persona, sosteniéndole los párpados, échele agua corriente por lo menos durante 5 minutos. Evite que el agua escurra al otro ojo.

2. Cubra con una gasa o trapo limpio y aplique un vendaje o tela adhesiva sin apretar.
3. Busque ayuda médica.

Fracturas y dislocaciones. Si es torcedura no trate de arreglarla, si es fractura y algún hueso está salido, controle la hemorragia y cubra la lesión con una gasa o trapo limpio. Lleve de inmediato al herido al hospital más cercano.

Señales: Dolor, inflamación e inmovilidad de la parte afectada.

Brazo, muñeca o mano

1. Inmovilice con una tablilla acolchada. No amarre muy apretado.
2. Ponga un cabestrillo con un paliacate o trapo limpio para que detenga el peso del brazo y asegúrese de que los dedos estén ligeramente más altos que el codo.
3. Para un brazo roto, inmovilice el hombro y codo, fijando el brazo con una venda al cuerpo.

Dedos

1. Use una tablilla, vara o cartón acolchonado.
2. Fíjela al dedo e inmovilice con un vendaje. No apriete mucho.

Pierna, rodilla, tobillo

1. Coloque una tablilla o cartón resistente desde los glúteos hasta el tobillo.
2. Si no puede improvisar una tablilla, coloque una almohada entre las piernas y amárrelas juntas.
3. Si el hueso sale por la herida no intente acomodarlo y controle la hemorragia.
4. Cubra la herida con un trapo limpio sobre la fractura sin presionar, e inmovilice la parte afectada.

Pies y dedos

1. Si es posible quítele los zapatos.
2. Inmovilice con una tablilla o cartón acolchonado, amarre bien cuidando que no quede muy apretada.

Hombro-clavícula

1. Ponga un cabestrillo utilizando un paliacate o trapo para que detenga el peso del brazo.
2. Inmovilice el brazo, amarrando una venda sobre el cabestrillo alrededor del cuerpo (tórax) y asegúrese de que los dedos estén al nivel del codo.

Codo

1. Use una tablilla acolchonada, cartón, revista o periódico en dobleces para inmovilizar el codo.
2. Ponga un cabestrillo para que detenga el peso del brazo y amárrelo al cuerpo. Asegúrese que los dedos estén al nivel del codo.

Columna

Son muy graves, debe actuar con cuidado, no mueva al lesionado ni trate de cambiar su posición. Si lo tiene que mover hágalo con delicadeza y sin doblarle la espina dorsal. De inmediato busque ayuda médica.

Señales: Dolor intenso, a veces se paraliza una parte del cuerpo.

Cadera

1. En caso de sospechar de fractura de cadera, inmovilice a la persona poniendo entre sus muslos algo grueso o acolchado (toalla o trapo doblado).
2. Amárrelo sobre una toalla con vendas, cinturones o tiras de trapo.
3. Busque atención médica. Trasládelo inmediatamente al hospital más cercano.

Envenenamiento

Puede ser causado por la ingestión, inyección, inhalación o cualquier exposición a una sustancia venenosa. Los cuidados que se administren antes de llegar a un servicio de emergencia pueden salvar la vida de la víctima, por lo que los primeros auxilios son cruciales. Se sospecha de envenenamiento cuando la persona se enferma repentinamente sin razón evidente. Las causas más comunes son, entre otras: a) Intoxicación con medicamentos, b) inhalación de monóxido de carbono, c) ingestión de plantas u hongos tóxicos; d) exposición a sustancias

tóxicas producidas por ciertos animales; e) intoxicación por alimentos.

Síntomas. Varían de acuerdo con el veneno, pero pueden abarcar: dolor abdominal, labios azulados, dolor en el pecho, confusión, tos, diarrea, dificultad respiratoria, mareos, visión doble, dolor de cabeza, palpitaciones cardíacas, pérdida del apetito, pérdida del control de la vejiga, contracciones musculares, náuseas y vómitos, entumecimiento u hormigueo, convulsiones, dificultad para respirar, pérdida del conocimiento y debilidad, entre otros.

Tratamiento. Es importante acudir al centro médico más cercano lo más pronto posible, pero durante el traslado puede hacer lo siguiente:

1. Examinar y vigilar la respiración y la circulación de la víctima, y administrar respiración asistida de ser necesario.
2. Tratar de asegurarse de que la víctima está ciertamente envenenada y si es posible, identificar el veneno.
3. Inducir el vómito sólo si lo indica el personal del Centro de Salud.
4. Si la víctima vomita, hay que proteger las vías respiratorias. En caso de tener que despejarlas, la persona que administra los primeros auxilios debe envolver los dedos en un pedazo de tela antes de limpiar la boca y garganta de la víctima. Si ésta ha vomitado parte de una planta, se debe guardar un poco de vómito, ya que éste puede contener esporas que faciliten su identificación y la prescripción de un antídoto.
5. Si la víctima comienza a tener convulsiones, hay que protegerla para que no se lesione y se deben administrar primeros auxilios en caso de convulsión.
6. Tranquilizar a la víctima y mantenerla cómoda, se debe colocar sobre su lado izquierdo mientras se consigue o llega la ayuda médica.
7. No intentar neutralizar el veneno con zumo de limón, vinagre ni cualquier otra sustancia.
8. No utilizar ningún antídoto "para todo uso".

Enteritis por *Escherichia coli*

Es una inflamación del intestino delgado producida por la bacteria *Escherichia coli*, cuyos síntomas son el resultado de una invasión de toxinas o bacterias a los intestinos. El período de incubación es de 24 a 72 horas. En los adultos la infección usualmente no es grave.

Los factores de riesgo son, entre otros: la reciente enfermedad de un familiar con esta bacteria, consumir alimentos insalubres o beber aguas contaminadas o no tratadas.

Síntomas. Diarrea aguda e intensa con o sin sangre, cólicos estomacales, gases, vómito (raro), pérdida de apetito, dolor abdominal y fiebre.

Tratamiento. Los malestares generalmente se resuelven por sí mismos en 1 o 3 días y no se requiere ningún tratamiento. Los medicamentos antidiarreicos no se recomiendan, porque pueden retardar la eliminación de las bacterias del tubo digestivo. En caso de presentarse deshidratación a consecuencia de la diarrea, es necesaria la rehidratación con soluciones de electrolitos (sueros). Las personas con diarrea que sean incapaces de consumir líquidos orales debido a las náuseas, pueden requerir atención médica y administración de líquidos intravenosos. Se recomienda evitar los productos lácteos, porque la diarrea puede empeorar debido a intolerancia temporal a la lactosa. Se debe buscar asistencia médica si el paciente expulsa todos los líquidos que toma, si la diarrea no desaparece en 3 o 4 días o si se observa sangre en las heces.

Obstrucción aguda de las vías respiratorias (asfixia; ahogamiento)

La obstrucción aguda de las vías respiratorias superiores puede tener numerosas causas, entre otras: infecciones virales y bacterianas, inhalación de humos, quemaduras con químicos, reacciones alérgicas, cuerpos extraños y trauma. La obstrucción puede ser completa o parcial. La obstrucción leve puede producir necesidad de aire, mientras que una obstrucción severa puede llevar a la cianosis, confusión y pérdida del conocimiento.

Síntomas. Son dramáticos y fáciles de diagnosticar. La persona comienza a presentar, súbitamente, dificultad para respirar o es totalmente incapaz de respirar, hay sibilancia (gemidos, silbidos u otros ruidos inusuales de la respiración que indican dificultad para respirar), agitación o inquietud, pánico, cianosis (decoloración de la piel que presenta un color azulado producido por la falta de oxígeno), cambios en el estado de conciencia, pérdida del conocimiento.

Tratamiento. La maniobra de Heimlich puede salvar la vida de la víctima si ésta presenta una obstrucción completa y es incapaz de hablar o respirar. El tratamiento depende de la causa de la obstrucción, pero una respuesta rápida tiene buenos resultados. Sin embargo, la enfermedad es peligrosa y potencialmente mortal, incluso cuando se realiza el tratamiento adecuado. La obstrucción de las vías respiratorias es una situación de extrema urgencia. Las enfermedades en las cuales la obstrucción de las vías respiratorias se desarrolla en un período de varias horas dan tiempo para llegar al hospital.

Maniobra de Heimlich. Es una técnica de emergencia para prevenir la asfixia cuando se bloquean las vías respiratorias de una persona con un pedazo de alimento o cualquier otro objeto. Se puede utilizar de manera segura tanto en niños como adultos, aunque muchos expertos no la recomiendan para bebés menores de un año. La misma víctima se puede administrar la técnica a sí misma.



Fig. 19

Si la víctima está consciente, la persona que realiza la maniobra se ubica por detrás de la víctima y coloca sus brazos alrededor de su cintura. Luego, coloca su puño, con el pulgar hacia adentro, justo por encima del ombligo de la víctima, agarrando el puño firmemente con la otra mano. Se jala el puño con fuerza y abruptamente hacia la parte superior y hacia adentro para aumentar la presión aérea por detrás del objeto causante de la obstrucción y forzarlo a salir de las vías respiratorias (fig. 19). Es posible que este procedimiento se deba repetir varias veces antes de lograr desalojar el objeto. Si la persona está inconsciente se puede realizar la misma maniobra con el paciente en el suelo (fig. 20).



Fig. 20

Ahogamiento inminente. El ahogamiento es la muerte por asfixia al estar sumergido en el agua. Si una persona ha sido rescatada de una situación en la que ha estado a punto de ahogarse, es vital recibir primeros auxilios y atención médica. Es posible revivir a una víctima por ahogamiento aún después de un período prolongado de sumergimiento, especialmente si la víctima ha estado en agua muy fría.

Primeros auxilios. Cuando alguien se está ahogando: 1) Se recomienda lanzar a la persona que está forcejeando una vara larga, una rama o una cuerda atada a un objeto flotante como un salvavidas o un chaleco salvavidas, para luego jalarla hasta la orilla, 2) el rescatista debe evitar ponerse a sí mismo en una situación de peligro y no se debe meter al agua a menos que tenga el entrenamiento suficiente para realizar el rescate, 3) Si la víctima dejó de respirar, se debe comenzar a dar resucitación boca a boca tan pronto como se pueda, sin correr riesgos; esto a menudo significa que se debe comenzar con el proceso de respiración asistida aún mientras se está en el agua, 4) Se continúa dando respiración a la víctima a intervalos de pocos segundos mientras se la traslada hasta la orilla, 5) Se debe tener precaución cuando se moviliza a una persona que se está ahogando, y se debe presumir que la víctima tiene una lesión en el cuello o la columna y no voltearla o doblarle el cuello, si fuera posible se le debe inmovilizar la cabeza y el cuello durante el procedimiento de reanimación y traslado, asegurándolos a un tablero amplio o a una camilla con cinta adhesiva o inmovilizándolos con toallas enrolladas u otros objetos a su alrededor.

Se recomienda seguir estos pasos adicionales:

1. Es imprescindible mantener a la víctima calmada e inmóvil y buscar asistencia médica de inmediato.
2. Para ayudar a evitar la hipotermia, se debe retirar las ropas mojadas y cubrir con algo caliente si es posible.
3. Se deben administrar los primeros auxilios para cualquier otra lesión seria.
4. A medida que la víctima se reanima, puede que tosa y experimente dificultad al respirar. Se le debe calmar y dar confianza hasta que llegue la ayuda médica.
5. Todas las víctimas que han estado a punto de ahogarse deben ser revisadas por un médico, incluso aunque se recuperen con rapidez, porque las complicaciones pulmonares son comunes.

Botiquín. La Secretaría de Salubridad y Asistencia Pública recomienda que un botiquín se componga de los siguientes materiales y medicamentos:

Materiales:

- Gasa (rollo y paquetes individuales).
- Algodón (rollo o paquete).
- Vendas de 5 y 10 cm.
- Jabón, de preferencia líquido.
- Jeringas desechables.
- Etanol.
- Agua oxigenada.
- Vaselina sólida.
- Tela adhesiva.
- Termómetro.
- Pinzas.
- Tijeras.

Medicamentos:

- Ácido Acetil Salicílico: Tabletas. Para aliviar el dolor y fiebre en adultos.
- Butilhioscina: Grageas o ampulas. Para aliviar el dolor de estómago y vientre.
- Bicarbonato de sodio. Polvo. Ayuda en casos de envenenamiento.
- Clorofeniramina. Ampulas y grageas. Ayuda en el control de intoxicaciones por medicinas o alimentos.
- Vida Suero Oral. Sobres con sales minerales. Evita la deshidratación por diarrea.
- Suero Universal; Antialacrán y Antiviperino.
- Antibióticos.

Prevención de enfermedades. Para reducir los riesgos de contraer alguna enfermedad a través de los mamíferos o sus parásitos, deben seguirse medidas de higiene elementales como son: lavado frecuente de las manos con agua y jabón, uso de guantes de látex, de cubre boca o mascarilla para manejar o capturar a los animales; la ropa que se use en el trabajo de campo debe lavarse por separado con abundante agua y jabón, de preferencia inmediatamente después de realizarlo.

Posiblemente la enfermedad que un mastozoólogo adquiere con mayor frecuencia es la histoplasmosis, la cual puede prevenirse utilizando una mascarilla y evitando levantar polvo cuando se entra a los refugios de los murciélagos. Otra enfermedad potencial es la

rabia, y ésta puede prevenirse aplicándose la vacuna, y en caso de ser mordido por un murciélago o algún carnívoro, debe lavarse con agua y jabón, frotándose de preferencia con un cepillo, y asistir posteriormente a que le pongan un refuerzo contra el virus.

Cuando una persona se enferma después de estar trabajando con mamíferos, debe ir con al médico e informarle del tipo de trabajo que realiza, el área donde trabajó y los riesgos potenciales de adquirir una enfermedad, con la finalidad de que el médico pueda decidir los estudios necesarios y el tratamiento a seguir.

Prevención contra la rabia. Se recomienda que las personas que trabajan con murciélagos se apliquen de manera preventiva la vacuna contra la rabia, la cual es gratuita en todo el territorio nacional. De acuerdo con la NOM-011-SSA2-1993, el esquema de vacunación previo a la exposición de un animal infectado debe realizarse conforme a las siguientes especificaciones (tabla 1). Las vacunas antirrábicas de uso humano, se obtienen por cultivo de células diploides (HDCV), células VERO o fibroblastos de embrión de pollo (PCEC). Se aplican 3 dosis por vía intramuscular, los días 0, 7 y 21 o 28, en la región deltoidea (músculo entre el hombro y el antebrazo). La primera dosis se cuenta como día 0. La dosis depende del tipo de vacuna. En el caso de la vacuna HDCV y PCEC, es de 1 mL, mientras que para la vacuna VERO, es de 0.5 mL. De acuerdo con la disponibilidad de los tipos de vacuna antirrábica de uso humano en las unidades de salud, se pueden alternar éstas en su aplicación, hasta completar el esquema. Tres semanas después de terminar el esquema, se debe realizar una titulación de anticuerpos en suero, que deberá alcanzar un mínimo de 0.5 U.I./mL (unidades internacionales/mililitros). En caso de que no se demuestre el nivel previsto de anticuerpos, se aplicará una dosis adicional y, tres semanas después, se repetirá la titulación. Si el resultado es todavía inferior a 0.5 U.I./mL, se recomienda que el individuo no labore en actividades con exposición al virus.

La titulación de anticuerpos se debe efectuar cada seis meses en personas que trabajan con el virus y cada año entre el personal que manipula animales potencialmente transmisores. En ambos casos, si los niveles de anticuerpos están por debajo de la cifra indicada, se aplicará otra dosis, repitiéndose el procedimiento de titulación para verificar su incremento. En caso de que no se determine el nivel

de anticuerpos para estar protegidos, se debe aplicar una dosis de refuerzo en menos de un año, y entre el año 1 y 2, aplicar dos dosis los días 0 y 3. Dos años después se debe volver a aplicar el esquema de vacunación completo (Romero-Almaraz *et al.*, 2006).

Tratamiento post-exposición. En general para la población humana la vacuna se usa como tratamiento post-exposición, después de ser agredidos por un animal enfermo o potencialmente enfermo de rabia. En este caso el tratamiento consta de una serie de vacunas aplicadas vía intramuscular a intervalos de 0, 3, 7, 14, 28 (30) días. En casos de riesgo severo, el día 0 la vacuna antirrábica se debe inyectar junto con inmunoglobulina antirrábica humana, a razón de 20 U.I. por kilogramo de peso, como dosis única. La mitad de la dosis de inmunoglobulina se infiltra preferentemente alrededor de la herida y, el resto, se aplica vía intramuscular en la zona del glúteo.

Atención de lesiones. La atención inmediata de una lesión causada por un animal rabioso, se lleva a cabo de la siguiente manera: la región afectada se debe lavar con jabón en forma abundante, agua a chorro (de ser posible) durante 10 minutos o más y frotar con energía pero sin producir traumatismo. Es necesario realzar la importancia de lavar profusamente la lesión, pues algunos autores consideran que esta medida por sí sola reduce considerablemente el riesgo de infección, si se lleva a cabo en forma adecuada e inmediata. La herida se debe desinfectar posteriormente con etanol al 70%, tintura de yodo, solución de yodo al 5%, yoduro de benzalconio al 1% o agua oxigenada.

Tan pronto como sea posible, acudir al Centro de Salud. Cuando se requiera suturar la herida se recomienda aplicar primero inmunoglobulina antirrábica humana y enseguida dar algunos puntos de aproximación, para evitar desgarres mayores. También es conveniente valorar la aplicación de antibióticos y de toxoide tetánico en heridas contaminadas o punzantes, en las que es difícil practicar limpieza y desinfección adecuadas. De ser posible se debe secar con gasas estériles y cubrir.

Tabla 1. Esquema de vacunación en tratamientos pre y post-exposición al virus de la rabia, de acuerdo con la NOM-011-SSA2-1993.

Tipo de vacuna	Tratamiento Pre-exposición		Tratamiento post-exposición			
	Dosis	Días de aplicación	Exposición de riesgo leve		Exposición de riesgo severo	
			Dosis	Días de aplicación	Dosis	Días de aplicación
Células diploides (HDCV)	3 de	^a 0, 7 y	5 de	0, 3, 7,	5 de	^b 0, 3, 7,
	1 mL	21 o 28	1 mL	14 y 28 (30)	1 mL	14, 28 (30)
Células VERO	3 de	^a 0, 7	5 de	0, 3, 7,	5 de	^b 0, 3, 7,
	0.5 mL	y 21 o 28	0.5 mL	14 y 28 (30)	0.5 mL	14, 28 (30)
Fibroblastos de embrión de pollo (PCEC)	3 de	^a 0, 7 y	5 de	0, 3, 7,	5 de	^b 0, 3, 7,
	1 mL	21 o 28	1 mL	14 y 28 (30)	1 mL	14, 28 (30)

^aLa primera dosis se cuenta como día 0. ^bEn casos de riesgo severo el día 0 la vacuna antirrábica se debe inyectar junto con inmunoglobulina antirrábica humana, a razón de 20 U.I. por kilogramo de peso, como dosis única. De acuerdo con la disponibilidad de los tipos de vacuna antirrábica humana en las unidades de salud, se pueden alternar éstas en su aplicación, hasta completar el esquema. En el tratamiento pre-exposición, tres semanas después de terminar el esquema, se debe realizar una titulación de anticuerpos en suero, que debiera alcanzar un mínimo de 0.5 U.I./mL. En caso de que no se demuestre el nivel previsto de anticuerpos, se aplicará una dosis adicional y, tres semanas después, se repetirá la titulación. Si el resultado es todavía inferior a 0.5 U.I./mL, se recomienda que el individuo no labore en actividades con exposición al virus.

CONSIDERACIONES FINALES

El objetivo principal de este manual es orientar a los estudiantes en las técnicas básicas para la captura, preparación y preservación de los mamíferos pequeños, y pensamos que no estaría completo si no se recomendaran algunos aspectos que conducirán a una mejor administración de las colecciones, y por consiguiente de nuestros recursos faunísticos, precisamente a aquellos jóvenes que en el futuro tomarán las decisiones más importantes en nuestro país.

Las colecciones mastozoológicas que albergan el mayor número de especímenes y la mayor diversidad de especies en México son la Colección Nacional que se encuentra en el Instituto de Biología, de la Universidad Nacional Autónoma de México, la colección de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, del Instituto Politécnico Nacional, y la del Departamento de Biología, de la Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa, las cuales albergan 63.7% de los ejemplares depositados en colecciones de nuestro país (Espinoza *et al.* 2006).

Aunque las tres colecciones cuentan con un espacio aceptable, podría tener problemas de espacio en el futuro y es recomendable pensar en tener un Museo Nacional instalado en un edificio diseñado exclusivamente para colecciones zoológicas, con personal especializado y exclusivo para los aspectos curatoriales, así como investigadores, técnicos asociados y personal administrativo suficiente, en instalaciones que permitan un adecuado acceso y curación de los especímenes.

Se deben construir, a su vez, museos regionales o estatales, con amplio intercambio de especímenes con el Museo Nacional, de manera que se tengan representantes de las especies de los estados

circunvecinos, del país y del extranjero. Evitar en lo posible la existencia de colecciones mal cuidadas, que a falta de una buena curación resulten en el deterioro de los especímenes y en la subutilización y mal aprovechamiento de los recursos humanos, materiales y económicos. De lo contrario se corre el riesgo de tener colecciones mal representadas incluso localmente, con un número reducido de especímenes, sin información relevante y en la mayoría de los casos con una mala curación. Por esto se recomienda que las autoridades, investigadores y estudiantes mantengan un acuerdo a este respecto, que ayude a fortalecer las colecciones y proteger los recursos del país.

Con frecuencia los consultores de las colecciones son personas que realizan trabajos de impacto ambiental y reciben ingresos económicos de diferentes empresas o particulares por su servicio, de manera que mientras obtienen un beneficio económico por su trabajo y se evitan los problemas y riesgos que conlleva el trabajo de campo, laboratorio y biblioteca, porque los especímenes de colección les proveen información y en algunos casos listados completos de la fauna reciente del lugar. Una reciprocidad al servicio que presta la colección, sería el establecimiento de convenios en los que se acordara una donación económica a la institución que albergue la colección, proporcional a los gastos que pudieran generarse del trabajo de campo y curación de los especímenes que consulten para su trabajo. Este dinero podría aprovecharse para un mejor cuidado y acondicionamiento de las instalaciones y de los especímenes.

LITERATURA CITADA

- Ad Hoc* Committee for acceptable field methods in mammalogy. 1987. Acceptable field methods in mammalogy: preliminary guidelines approved by the American Society of Mammalogist. *Journal of Mammalogy* 68 Suplement:1-18.
- Agrawal, V. C. y S. Chakraberly. 1987. India: maintenance problems in developing nations. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 185-193.
- Aldridge, H. D. J. N. y R. M. Brigham, 1988. Load carrying and maneuverability in an insectivorous bat: a test of the 5% "rule" of radio-telemetry. *Journal of Mammalogy* 69:379-382.
- Altmann, J. 1974. Observational study of behavior: sampling methods. *Behaviour* 49:227-267.
- Álvarez, T., S. T. Álvarez-Castañeda y J. C. López-Vidal. 1994. *Claves para murciélagos mexicanos*. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. y Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I.P.N. México, D. F. 65 pp.
- Álvarez, T. y J. Hernández-Chávez. 1993. Taxonomía del metorito *Microtus mexicanus* en el centro de México con la descripción de una nueva subespecie. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 137-156.

- Álvarez, T. y N. Sánchez-Casas. 1997. Notas sobre la alimentación de *Musonocyteris* y *Choeroniscus* (Mammalia: Phylostomidae) en México. *Revista Mexicana de Mastozoología* 2:113-115.
- Ambriz García, D., J. L. Contreras Montiel, O. Hernández Pérez, E. Mercado Pichardo, F. A. Cervantes y A. Rosado García. 2003. Estudio comparativo de los testículos, epidídicos, glándulas sexuales accesorias y espermatozoides en tres especies de lagomorfos (*Romerolagus diazi*, *Lepus californicus* y *Oryctolagus cuniculus*). *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 88:257-269.
- Anderson, S. y J. K. Jones, Jr. (eds.). 1984. *Orders and families of recent mammals of the world*. Wiley, New York. 686 pp.
- Animal care and use committee. 1998. Guidelines for the capture, handling, and care of mammals as approved by The American Society of Mammalogists. *Journal of Mammalogy* 79:1416-1431.
- Anónimo. 1973. *Convention on international trade in endangered species of wild fauna and flora*. Signed March 3, 1973. U. S. T. 27:1087, T. I. A. S. No. 8249.
- Anónimo. 1982. *Wildlife import data: census bureau releases 1980 and 1981 statistics*. TRAFFIC (U. S. A.), 4:4-5.
- Aragón, E. E., N. A. Millán y C. Baudoin. 1993. Ciclos de actividad y organización espacial de las ardillas *Spermophilus spilosoma* y *S. mexicanus* (Rodentia: Sciuridae) en el desierto Chihuahuense, Durango, México. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 273-287.
- Aranda S., J. M. 1981. *Rastros de los mamíferos silvestres de México*. Instituto Nacional de Investigaciones sobre recursos bióticos, Xalapa. 198 pp.
- Aranda, M. 2000. *Huellas y otros rastros de los mamíferos grandes y medianos de México*. CONABIO. Instituto de Ecología, A. C. Xalapa. 212 pp.
- Arellano, E., D. S. Rogers y F. A. Cervantes. 2003. Genic differentiation and phylogenetic relationships among tropical harvest mice (subgenus *Aporodon*). *Journal of Mammalogy* 84:129-143.
- Arita, H. T., F. Figueroa, A. Frisch, P. Rodríguez y K. Santos del Prado. 1997. Geographical range size and the conservation of Mexican mammals. *Conservation Biology* 11:92-100.

- Arita, H. T. y S. R. Humphrey. 1988. Revisión taxonómica de los murciélagos magueyeros del género *Leptonycteris* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie) 29:1-60.
- Arita, H. T. y G. Rodríguez. 2004a. *Patrones geográficos de los mamíferos terrestres de América del Norte*. Base de datos SNIB-Conabio. Proyecto Q068, México, DF. Base de datos publicada en internet:<http://www.conabio.gob.mx/informacion/mamiferos/doctos/presentacion.html>.
- Arita, H. T. y P. Rodríguez. 2004b. Local-regional relationships and the geographic distribution of species. *Global Ecology and Biogeography* 13:15-22.
- Arita, H. T. y K. Santos del Prado. 1999. The conservation of nectar-feeding bats in Mexico. *Journal of Mammalogy* 80:31-41
- Arrigo, R. D. y R. M. Timm. 1987. Minicomputer system at Field Museum of Natural History. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 121-128.
- Arroyo-Cabrales J., E. K. V. Kalko, R. K. LaVal, J. E. Maldonado, R. A. Medellín, O. J. Polaco, B. Rodríguez-Herrera. 2005. Rediscovery of the Mexican flat-headed bat *Myotis planiceps* (Vespertilionidae). *Acta Chiropterologica* 7:309-314.
- Ávila-Flores, R. y M. B. Fenton. 2005. Use of spatial features by foraging insectivorous bats in a large urban landscape. *Journal of Mammalogy* 86:1193-1204.
- Baird, S. F. 1859. *The Mammals of North America*. Philadelphia. 754 pp.
- Baker, R. J., M. Hamilton y D. A. Parish. 2003. Preparations of mammalian karyotypes under field conditions. *Occasional Papers Museum of Texas Tech University* 228:1-8.
- Baker, R. H. y C. Sánchez Hernández. 1973. Observaciones sobre el zorrillo pigmeo manchado, *Spilogale pygmaea*. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 44:61-64.
- Bang, P. y P. Dahlstrom. 1977. *Animal tracks and signs*. Collins St. James' Place, London. 240 pp.
- Beattie, A. J. 1971. A technique for the study of insect-borne pollen. *Pan-Pacific Entomologist* 47:82.

- Bergallo, H. G. y R. Cerqueira. 1994. Reproduction and growth of the opossum *Monodelphis domestica* (Mammalia: Didelphidae) in northeastern Brazil. *Journal Zoology of London* 232:551-563.
- Bernard, E. 2001. Vertical stratification of bat communities in primary forests of Central Amazon, Brazil. *Journal of Tropical Ecology* 17:115-126.
- Botello, F., Illoldi-Rangel, M. Linaje y V. Sánchez-Cordero. 2006. Primer registro de tigrillo (*Leopardus wiedii*, Schinz, 1821) y del gato montés (*Lynx rufus*, Kerr 1792) en la Reserva de la biosfera de Tehuacán-Cuicatlán, Oaxaca, México. *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie) 22:135-139.
- Bradley, R. D., F. Mendez-Harclerode, M. J. Hamilton y G. Ceballos. 2004. A new species of *Reithrodontomys* from Guerrero, Mexico. *Occasional Papers, Texas Tech University* 231:1-12.
- Braun, J. K. y M. A. Mares. 1991. Natural History Museums: working toward the development of a conservation ethic. In: M. A. Mares y D. J. Schmidly (eds.) *Latin American mammalogy, history, biodiversity, and conservation*. University of Oklahoma Press, Norman. pp. 431-454.
- Brown, J. L. y G. H. Orians. 1970. Spacing patterns in mobile animals. *Annual Review of Ecology and Systematics* 1:239-262.
- Buchler, E. R. 1976. A chemiluminescent tag for tracking bats and other small nocturnal animals. *Journal of Mammalogy* 57:173-176.
- Burt, W. H. 1943. Territoriality and home range concepts as applied to mammals. *Journal of Mammalogy* 24:346-352.
- Castro-Campillo, A. y J. Ortega (eds.). 2004. *Homenaje a la trayectoria mastozoológica de José Ramírez-Pulido*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa, México, D. F. pp. 234.
- Cato, P.S. 1991. The value of Natural History Collections in Latin American Conservation. In: M. A. Mares y D. J. Schmidly (eds.) *Latin American mammalogy, history, biodiversity, and conservation*. University of Oklahoma Press, Norman. pp. 416-430.
- Ceballos, G. 1990. Comparative natural history of small mammals from tropical forests in western Mexico. *Journal of Mammalogy* 71:263-266.
- Ceballos, G., T. H. Fleming, C. Chávez y J. Nassar. 1997. Population dynamics of *Leptonycteris curasoae* (Chiroptera, Phyllostomidae) in Jalisco, Mexico. *Journal of Mammalogy* 78:1220-1230.

- Ceballos, G. y G. Oliva (Coords.). 2005. *Los mamíferos silvestres de México*. Fondo de Cultura Económica y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, D. F. 1986 pp.
- Ceballos, G., P. Rodríguez y R. A. Medellín. 1998. Assessing conservation priorities in megadiverse Mexico: mammalian diversity, endemism, and endangerment. *Ecological Applications* 8:8-17.
- Ceballos, G. y J. A. Simonetti (eds). 2002. *Diversidad y conservación de los mamíferos neotropicales*. CONABIO-UNAM. México, D. F. 582 pp.
- Cervantes, F. A., C. Lorenzo y B. Villa-Ramírez. 1995. Permisos de investigación y de colector científico de flora y fauna silvestres. *Ciencia* 46:329-334.
- Cervantes, F. A., C. Lorenzo y T. L. Yates. 2002. Genic variation in populations of Mexican lagomorphs. *Journal of Mammalogy* 83:1077-1086.
- Cervantes, F. A., J. Martínez y O. Ward. 1997. The karyotype of the Tarabundí vole (*Microtus oaxacensis*: Rodentia), relict tropical arvicolid. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 87-96.
- Chávez Tapia, C. B. y R. Gallardo Villegas. 1993. Demografía y reproducción de *Neotomodon alstoni* en la Sierra del Ajusco, México. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 317-331.
- Chávez Tapia C. B., L. A. Vázquez Bárcena y C. Sánchez Hernández. 1982. Ámbito hogareño de *Microtus mexicanus mexicanus* (Rodentia: Microtinae) en condiciones urbanas del Valle de México. In: P. J. Salinas (ed.) *Zoología Tropical, Actas del VIII Congreso Latinoamericano de Zoología*. Producciones Alfa, Venezuela. 2:909-922.
- Chesser, R. K. y R. D. Owen. 1987. Computerized information consortium. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 145-154.
- Choate, J. R. 1978. Revised minimal standards, and the systematic collections that meet them. *Journal of Mammalogy* 59:911-914.

- Chu, Y., R. D. Owen, C. Sánchez-Hernández, M. Almaraz, C. Jonson. 2005. Identification of a New Hantavirus from Rodents Collected in Colima, Mexico. *46 International Congress of Virology, San Francisco, California*.
- Collett, S. F., C. Sánchez Hernández, K. A. Shump, Jr., W. R. Teska y R. H. Baker. 1975. Algunas características poblacionales y demográficas de pequeños mamíferos en dos hábitats mexicanos. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 46:101-124.
- Cosson, J. F. 1995. Captures of *Myonycteris torquata* (Chiroptera: Pteropodidae) in forest canopy in South Cameroon. *Biotropica* 27:395-396
- De la Torre, L. 1951. A method of cleaning skulls of specimens preserved in alcohol. *Journal of Mammalogy* 32:231-232.
- Dein, F. J., D. E. Toweill y K. P. Kenow. 2005. Care and use of wildlife in field research. In: C. E. Braun (ed.) *Techniques for wildlife investigations and management*. Six edition. The Wildlife Society, Bethesda. pp. 185-196.
- Delany, M. J. 1974. *The ecology of small mammals*. Studies in Biology no. 51. Edward Arnold (Publishers). Great Britain. 60 pp.
- Diario Oficial de la Federación. 2000. *Ley General de Vida Silvestre*. 3 de junio.
- Diario Oficial de la Federación. 2006. *Última reforma a la Ley General Vida Silvestre*. 26 de junio.
- Dixon, J. M. 1987. Historical aspects of collection conservation in Australia. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock, Texas. pp. 157-172.
- Dodson, P. y D. Wexlar. 1979. Taphonomic investigations of owl pellets. *Paleobiology* 5:275-284.
- Elizalde-Arellano, C., E. Uría-Galica y J. C. López-Vidal. 2004. Morfología lingual del murciélago piscívoro *Noctilio leporinus* (Chiroptera: Noctilionidae). *Acta Zoológica Mexicana* (nueva serie) 20:69-78.
- Espinoza, E., C. Lorenzo y M. Briones-Salas. 2006. Integración del conocimiento de las colecciones mastozoológicas de México. In: C. Lorenzo, E. Espinoza, M. Briones y F. A. Cervantes (eds.) *Colecciones mastozoológicas de México*. Universidad Nacional

- Autónoma de México y Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C., México, D. F. pp. 537-548.
- Esquivel, M., P. 1981. Estudio comparativo de la musculatura cráneo-cervical de *Neotomodon alstoni alstoni* (Davis, 1944) y *Peromyscus boylii levipes* (Osgood, 1909), (Rodentia: Cricetinae). *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 51:525-562.
- Fa, J. E. y V. Sánchez-Cordero. 1993. Small mammal population responses to fire in a Mexican high-altitude grassland. *Journal Zoology of London* 230:343-347.
- Fasola, L., M. Bello y M. L. Guichón. 2006. Uso de trampas de pelo y caracterización de los pelos de la ardilla de vientre rojo *Callosciurus erythraeus*. *Mastozoología Neotropical* 12:9-17.
- Feldhamer, G. A., L. C. Drickamer, S. H. Vessey y J. F. Merritt. 2004. *Mammalogy: adaptation, diversity and ecology*. Second edition. McGraw-Hill, New York. 550 pp.
- Fenton, M. B. 1983. *Just bats*. University of Toronto Press, Toronto. 165 pp.
- Fenton, M. B., I. L. Rautenbach, J. Rydell, H. T. Arita, J. Ortega, S. Bouchard, M. D. Hovorka, B. Lim, E. Odren, C. V. Portfors, W. M. Scully, D. M. Syme y M. J. Vonhof. 1998. Emergence, echolocation, diet and foraging behavior of *Molossus ater* (Chiroptera: Molossidae). *Biotropica* 30:314-320.
- Finnemore, M. y P. W. Richardson. 1999. Catching bats. In: A. J. Mitchell-Jones y A. P. McLeish (eds.) *The bat workers' manual*. Joint Nature Conservation Committee. Gran Bretaña. pp. 33-38.
- Fleming, T. H. 1995. The use of stable isotopes to study the diets of plant-visiting bats. In: P. A. Racey, U. McDonnell y S. Swift (eds.) *Bats: ecology, behavior, and evolution*. Oxford University Press, Oxford. pp. 99-110.
- Fomento de la Salud. 1979. *Guía de Primeros auxilios. Adaptación de la publicación Primeros auxilios para niños* (FONAPAS, 1979). Secretaría de Salubridad y Asistencia, México. 99 pp.
- Francis, C. M. 1994. Vertical stratification of fruit bats (Pteropodidae) in a lowland dipterocarp rain forest in Malaysia. *Journal of Tropical Ecology* 10:523-530.
- Galindo-Leal, C. y C. J. Krebs. 1997. Habitat structure and demographic variability of a habitat specialist: the rock mouse (*Peromyscus difficilis*). *Revista Mexicana de Mastozoología* 2:72-89.

- Gaona, S. 1997. Variación no geográfica de *Peromyscus difficilis* (Rodentia: Muridae) en la región noroeste de la Cuenca de Oriental en Puebla y Veracruz, México. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 135-156.
- García Estrada, C. 1999. *Estudio de dos comunidades de roedores en dos áreas con diferente grado de alteración en el sureste de Morelos*. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F. 107 pp.
- García Estrada, C., A. Damon, C. Sánchez Hernández, L. Soto Pinto y G. Ibarra Núñez. 2006. Bat diversity in montane rainforest and shaded coffee under different management regimes in southeastern Chiapas, Mexico. *Biological Conservation* 132:351-361.
- García-Estrada, C., M. L. Romero-Almaraz y C. Sánchez-Hernández. 2002. Comparison of rodent communities in sites with different degrees of disturbance in deciduous forest of southeastern Morelos, Mexico. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 85: 153-168.
- García-Estrada, C., M. L. Romero-Almaraz y C. Sánchez-Hernández. 2004. Diferencias en la actividad reproductiva de dos comunidades de roedores en el sureste del estado de Morelos, México. In: A. Castro Campillo y J. Ortega (eds.) *Homenaje a la trayectoria mastozoológica de José Ramírez Pulido*. Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa. México, D. F. pp. 161-170.
- Gardner, S. L. 1996. Appendix 6: field parasitology techniques for use with mammals. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 291-298.
- Gaviño de la Torre, G., C. Juárez López y H. H. Figueroa Tapia. 1995. *Técnicas biológicas, selectas de laboratorio y de campo*. Segunda edición. Ed. Limusa. México, D. F. 308 pp.
- Genoways, H. H. 1973. *Systematic and evolutionary relationships of spiny pocket mice, Genus Liomys*. Special Publications of the Museum. Texas Tech University, Lubbock. 5:1-368.
- George, S. B. 1987. Specimens as bioindicators of environmental disturbance. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo

- (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 65-73.
- Grzimek, B. 1975. *Animal life encyclopedia*. Van Nostrand Reinhold Co. New York. Vol. 10, 11, 12, 13.
- Guerrero, J. A., E. De Luna y D. González. 2004. Taxonomic status of *Artibeus jamaicensis triomylus* inferred from molecular and morphometric data. *Journal of Mammalogy* 85:866-874.
- Hafner, M. S., W. L. Gannon, J. Salazar-Bravo y S. T. Álvarez-Castañeda. 1997. *Mammal collections in the Western hemisphere: a survey and directory of existing collections*. American Society of Mammalogists. Allen Press, Lawrence, Kansas. 93 pp.
- Haiduk, M. W., C. Sánchez-Hernández y R. J. Baker. 1988. Phylogenetic relationships of *Nyctomys* and *Xenomys* to other cricetine genera based on data from G-banded cromosomes. *Southwestern Naturalist* 33:397-403.
- Hall, E. R. 1962. Collecting and preparing study specimens of vertebrates. *University of Kansas. Museum of Natural History, Miscellaneous Publication* 30:1-46.
- Hall, E. R. 1981. *The Mammals of North America*. John Wiley and Sons, New York. Vol. I. XV+600+90 p; Vol. II. XI+600-1181+90 pp.
- Haresign, T. 1960. A technique for increasing the time of the dye retention in small mammals. *Journal of Mammalogy* 41:528.
- Harestad, A. S. y F. L. Bunnell. 1979. Home range and body weight- a reevaluation. *Ecology* 60:389-402.
- Helm, J. D., III, C. Sánchez Hernández y R. H. Baker. 1974. Observaciones sobre los ratones de las marismas, *Peromyscus perfulvus* Osgood (Rodentia Cricetidae). *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 45:141-146.
- Hernández Chávez, J. J. 1997. La alimentación de *Tyto alba* en la Ciénaga de Chapala, Michoacán, México. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 157-174.
- Herrera, L. G., K. Hobson, D. Estrada, A. Manzo, G. Méndez y V. Sánchez-Cordero. 2001a. The role of fruits and insects in the nutrition of frugivorous bats: evaluating the use of stable isotope models. *Biotropica* 33:520-528.
- Herrera, L. G., K. Hobson, N. Ramírez, L. Mirón, G. Méndez y V. Sánchez-Cordero. 2001b. Sources of protein in two species

- of phytophagous bats in a seasonal dry forest: evidence from stable isotope analysis. *Journal of Mammalogy* 82:352-361.
- Hoffmann, A. 1990. Los trombicúlidos de México (Acarida: Trombiculidae). Publicaciones Especiales, Instituto de Biología, UNAM. México, D.F. 2:1-275.
- Hoffmann, A. 1993. *Las colecciones de artrópodos de A. Hoffmann*. Cuadernos del Instituto de Biología, UNAM. México, D. F. 19: 1-43.
- Hoffmeister, R. G. y D. F. Hoffmeister. 1991. The hyoid in North American squirrels, Sciuridae, with remarks on associated musculature. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 62:219-234.
- Hooper, E. T. 1956. Selection of fats by dermestid beetles. *Journal of Mammalogy* 37:125-126.
- Instituto Nacional de Ecología. 1995. *Norma oficial mexicana por la que se establecen los procedimientos y requisitos para realizar investigación y colecta con fines científicos de las especies de flora y fauna silvestres terrestres y acuáticas, dentro del territorio y aguas de jurisdicción nacional*. Dirección General de Aprovechamiento ecológico de los Recursos Naturales, INE. Secretaria de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. 14 pp.
- Iñiguez Dávalos, L. I. 1993. Patrones ecológicos en la comunidad de murciélagos de la sierra de Manantlán. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 355-370.
- Jones, C., W. J. McShea, M. J. Conroy y T. H. Kunz. 1996. Chapter 8. Capturing mammals. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 115-155.
- Jones, E. M. y R. D. Owen. 1987. Fluid preservation of specimens. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 51-63.
- Jorgenson, J. P. y A. B. Jorgenson. 1991. Imports of CITES-Regulated mammals into the United States from Latin America: 1982-1984. In: M. A. Mares y D. J. Schmidly (eds.) *Latin American*

- mammalogy, history, biodiversity, and conservation*. University of Oklahoma Press, Norman. pp. 322-335.
- Kalko, E. K. V. y C. O. Handley, Jr. 2001. Neotropical bats in the canopy: diversity, community structure, and implications for conservation. *Plant Ecology* 153:319-333.
- Krantz, G. W. 1978. *A manual of acarology*. Second edition. Ed. Oregon State University Book Stores, Corvallis. 509 pp.
- Krebs, C. J. 1966. Demographic changes in fluctuating populations of *Microtus californicus*. *Ecological Monographs* 36:239-273.
- Kunz, T. H. y A. Kurta. 1988. Capture methods and holding devices. In: T. H. Kunz (ed.) *Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Smithsonian Institution Press. Washington, D. C. pp. 1-29.
- Kunz, T. H., C. R. Tidemann y G. C. Richards. 1996. Small volant mammals. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 122-146.
- Lawrence, M. J. y R. W. Brown. 1967. *Mammals of Britain - their tracks, tails and signs*. Blanford Press, London. 223 pp.
- Lee, M. R. y F. F. B. Elder. 1980. Yeast stimulation of bone marrow mitosis for cytogenetic investigations. *Cytogenetics and Cell Genetics* 26:36-40.
- León P., L. 1989. Algunos aspectos de la taxonomía mastozoológica en México: historia, problemática y alternativas. *Número especial Ciencias* 3:8-17.
- León Paniagua, L. y E. Romo Vázquez. 1993. Mastofauna de la sierra de Taxco, Guerrero. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 45-64.
- Lira, I. E., C. Müdespacher y B. García G. 1994. *Theria, diccionario de mamíferos*. AGT editor, S. A. México, D. F. 174 pp.
- Longmire, J. L., M. Maltbie y R. J. Baker. 1997. Use of "Lysis buffer" in DNA isolation and its implication for museum collections. *Occasional Papers Museum of Texas Tech University* 163:1-3.
- López Forment, W. C. 1997. Algunas notas faunísticas del estudio de regurgitaciones de lechuga *Tyto alba*, en el sur del Valle de

- México. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 175-181.
- López-Vidal, J. C. y T. Álvarez. 1993. Biología de la rata montera, *Neotoma mexicana*, en la Michilia, Durango, México. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 185-195.
- López-Wilchis, R. y López Jardinez, J. 1998. *Mamíferos de México depositados en los museos de Estados Unidos de Norteamérica y Canadá*, vol 1. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 323 pp.
- López-Wilchis, R. y López Jardinez, J. 1999. *Mamíferos de México depositados en los museos de Estados Unidos de Norteamérica y Canadá*, vol 2. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 469 pp.
- López-Wilchis, R. y López Jardinez, J. 2000. *Mamíferos de México depositados en los museos de Estados Unidos de Norteamérica y Canadá*, vol 3. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 421 pp.
- Lorenzo, C., F. A. Cervantes y M. A. Aguilar. 1993. The karyotypes of some mexican cottontail rabbits of the genus *Sylvilagus*. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 129-136.
- Magurran, A. E. 1988. *Ecological Diversity and its Measurement*. Princeton University Press. Princeton, New Jersey. 179 pp.
- Magurran, A. 2003. *Measuring biological diversity*. Blackwell Science Ltd, Malden. 256 pp.
- Mandujano, S. 1997. Densidad poblacional de la ardilla gris del pacífico (*Sciurus colliaei*) en un bosque tropical caducifolio de Jalisco. *Revista Mexicana de Mastozoología* 2:90-96.
- Martin, E. R., R. H. Pine y A. F. DeBlase. 2001. *A Manual of Mammalogy: with keys to families of the world*. Mc Graw Hill, New York. 333 pp.

- Martín del Campo, R. 1943. El más antiguo parque zoológico de América. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 12:635-643.
- Martínez Coronel, M., A. Castro Campillo y J. Ramírez Pulido. 1997. Variación no geográfica de *Peromyscus furvus* (Rodentia: Muridae). In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 183-203.
- Martoff, B. S. 1963. Territoriality in the green frog, *Rana clamitans*. *Ecology* 34:165-174.
- McLaren, S. B., H. H. Genoways y D. A. Schlitter. 1987. The computer as a collection management tool. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 97-110.
- McNab, B. K. 1963. Bioenergetics and the determination of home range size. *American Naturalist* 97:133-140.
- Medellín, R. A. 1993. Estructura y diversidad de una comunidad de murciélagos en el trópico húmedo mexicano. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 333-354.
- Medellín, R. A., H. T. Arita y O. Sánchez. 1997. *Identificación de los murciélagos de México, clave de campo*. Asociación Mexicana de Mastozoología, México, D. F. 83 pp.
- Medellín, R. A. y G. Ceballos (eds.). 1993. *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. 464 pp.
- Mellink, E. 1995. Uso del hábitat, dinámica poblacional y estacionalidad reproductiva de roedores en el altiplano potosino, México. *Revista Mexicana de Mastozoología* 1:1-8.
- Miles, D. C. y J. H. Briston. 1979. *Polymer technology*. Chemical Publishing Co., Inc., New York. 1-707 pp.
- Mills, J. N., J. E. Childs, T. G. Ksiazek y C. J. Peters. 1995. *Methods for trapping and sampling small mammals for virologic testing*. Centers for Disease Control, Atlanta. 66 pp.
- Monroy-Vilchis, O. y R. Rubio-Rodríguez. 2003. *Guía de identificación de mamíferos terrestres del Estado de México, a través del*

- pelo de guardia. Universidad Autónoma del Estado de México. Toluca. 115 pp.
- Morales Malacara, J. B. 1998. *Ácaros Mesostigmata parásitos de murciélagos de México*. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.
- Morales-Malacara, J. B., C. Guzmán-Cornejo y G. López-Ortega. 2002. A new species of the genus *Eudusbabekia* (Acari: Prostigmata: Myobiidae) on *Leptonycteris nivalis* (Chiroptera: Phyllostomidae) in Central Mexico. *Journal of Medical Entomology* 39:343-349.
- Moreno, C. E. 2001. *Métodos para medir la biodiversidad*. M&T - Manuales y Tesis SEA, volumen 1. Zaragoza, España. 84 pp.
- Morris, P. 1972. A review of mammalian age determination methods. *Mammal Review* 2:69-104.
- Murie, O. 1998. *A field guide to animal tracks*. USA. Houghton Mifflin, Co. Boston. 375 pp.
- Navarro, D. L. y L. León-Paniagua. 1995. Community structure of bats along an altitudinal gradient in tropical eastern Mexico. *Revista Mexicana de Mastozoología* 1:9-21.
- New, J. G. 1958. Dyes for studying the movements of small mammals. *Journal of Mammalogy* 39:416-429.
- Nichols, J. D. y M. J. Conroy. 1996. Chapter 10. Techniques for Estimating Abundance and Species Richness. Introduction. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 177-179.
- Núñez Garduño, A., C. B. Chávez T. y C. Sánchez H. 1981. Mamíferos silvestres de la región de El Tuito, Jalisco, México. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 51:647-668.
- O'Farrel, M. J., B. W. Miller y W. L. Gannon. 1999. Qualitative identification of free-flying bats using the anabat detector. *Journal of Mammalogy* 80:11-23.
- Olivera, M. C. 1998. *Anabat system practical guide: survey techniques, collection and characterization of reference bat ecolocation calls, common field problems and problem solving*. Department of Natural Resources, Queensland. Australia. 60 pp.
- Ortega, J. y H. T. Arita. 2000. Defence of females by dominant males

- of *Artibeus jamaicensis* (Chiroptera: Phyllostomidae). *Ethology* 106:395-407.
- Ortega, J. y H. T. Arita. 2002. Subordinate males in the harem groups of *Artibeus jamaicensis*: satellites or sneaks? *Ethology* 108: 1077-1091.
- Ortega, J. y H. T. Arita. 2005. Estructura social y movimientos de los murciélagos zapoteros (*Artibeus jamaicensis*) en un ambiente poligínico. In: Medellín, R. A. y V. Sánchez Cordero (eds.) *Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa*. Instituto de Biología, Instituto de Ecología, UNAM. México, D. F. pp. 363-374.
- Ortega, J., J. E. Maldonado, H. T. Arita, G. S. Wilkinson y R. C. Fleischer. 2002. Characterization of microsatellites loci in the Jamaican fruit-eating bat *Artibeus jamaicensis* and cross-species amplification. *Molecular Ecology Notes* 2:462-464.
- Ortega, J., J. E. Maldonado, R. S. Fleischer, H. T. Arita y G. S. Wilkinson. 2003. Male dominance, paternity, and relatedness in the Jamaican fruit-eating bat (*Artibeus jamaicensis*). *Molecular Ecology* 12:2409-2415.
- Owen, R. D. 1990. Database computerization and consortium development for vertebrate collections -a collection management perspective. In: E. M. Herholdt (ed.) *Natural history collections: their management and value*. Transvaal Museum Special Publication No. 1, Transvaal Museum, Pretoria. pp. 105-116.
- Patton, J. C. y R. J. Baker. 1978. Chromosomal homology and evolution of phyllostomatoid bats. *Systematic Zoology* 27:449-462.
- Petersen, M. K. 1993. Dietary overlap and livestock forage relationships in two species of *Sigmodon* from Durango, Mexico. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozología, A. C. México, D. F. pp. 289-300.
- Pirlot, P. 1976. *Morfología evolutiva de los cordados*. Ed. Omega, S. A., Barcelona. 966 pp.
- Pollock, K. H. y M. C. Otto. 1983. Robust estimation of population size in closed animal populations from capture-recapture experiments. *Biometrics* 39:1035-1049.
- Quay, W. B. 1974. Bird and mammal specimens in fluid: objectives and methods. *Curator* 17:91-104.

- Quintero, G. y V. Sánchez-Cordero. 1989. Estudio del área de actividad de *Heteromys desmarestianus* (Rodentia: Heteromyidae) en una selva alta perennifolia. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 60:223-240.
- Qumsiyeh, M. B., C. Sánchez-Hernández, S. K. Davis, J. C. Patton y R. J. Baker. 1988. Chromosomal evolution in *Geomys* as revealed by G- and C-band analysis. *Southwestern Naturalist* 33:1-13.
- Ramírez-Pulido, J., J. Arroyo-Cabrales y A. Castro-Campillo. 2005. Estado actual y relación nomenclatural de los mamíferos terrestres de México. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 21:21-82
- Ramírez-Pulido, J., M. C. Britton, A. Perdomo y A. Castro. 1986. *Guía de los mamíferos de México, referencias hasta 1983*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 720 pp.
- Ramírez-Pulido, J. y A. Castro-Campillo. 1990. *Bibliografía reciente de los mamíferos de México 1983/1988*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 120 pp.
- Ramírez-Pulido, J. y A. Castro-Campillo. 1994. *Bibliografía reciente de los mamíferos de México 1989-1993*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 216 pp.
- Ramírez, P. J., A. Castro-Campillo, M. A. Armella, A. Salame-Méndez. 2000. *Bibliografía reciente de los mamíferos de México. 1994-2000*. Universidad Autónoma Metropolitana. México, D. F. 280 pp.
- Ramírez-Pulido, J., A. Castro Campillo y M. Martínez Coronel. 1991. Variación no geográfica de *Microtus quasiater* (Rodentia: Arvicolidae) con notas sobre su ecología y reproducción. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 62:341-364.
- Ramírez-Pulido, J., D. Frid Ran, C. Mudespacher y R. López-Wilchis. 1989a. El uso de microcomputadoras en el manejo de colecciones mastozoológicas. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 60:129-142.
- Ramírez-Pulido, J., I. Lira, S. Gaona, C. Mudespacher y A. Castro. 1989b. *Manejo y mantenimiento de colecciones mastozoológicas*. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. México, D. F. 127 pp.
- Ramírez-Pulido, J. y C. Sánchez-Hernández. 1971. *Tylomys nudicaudus* from the Mexican States of Puebla and Guerrero. *Journal of Mammalogy* 52:481.

- Ramírez-Pulido, J. y C. Sánchez-Hernández. 1972. Regurgitaciones de lechuga, procedentes de la cueva del Cañón del Zopilote, Guerrero, México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 33:107-112.
- Rangel, M. G. y E. Mellink. 1993. Historia natural de la rata maguayera (*Neotoma albigula*) en el altiplano mexicano. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 173-183.
- Ríos, E. y S. T. Álvarez-Castañeda. 2006. Las colecciones como banco de diversidad genética. In: C. Lorenzo, E. Espinoza, M. Briones y F. A. Cervantes (eds.) *Colecciones mastozoológicas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México y Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C., México, D. F. pp. 187-200.
- Rodríguez, P., J. Soberón y H. T. Arita. 2003. El componente beta de la diversidad de mamíferos de México. *Acta Zoológica Mexicana*, (nueva serie) 89:241-259.
- Rogers, L. M., T. D. Hounscome y C. L. Cheeseman. 2002. An evaluation of passive integrated transponders (PITs) as a means of permanently marking Badgers (*Meles meles*). *Mammal Review* 32:63-65.
- Romero Almaraz, M. L. 1993. Biología de *Liomys pictus*. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F. 108 pp.
- Romero-Almaraz, M. L., Á. Aguilar-Setién y C. Sánchez-Hernández. 2006. *Murciélagos benéficos y vampiros: sus características, importancia, rabia, control y conservación*. AGT Editor, S. A. México, D. F. 213 pp.
- Romero-Almaraz, M. L., C. García-Estrada y C. Sánchez-Hernández. 2004. *Peromyscus levipes* (Rodentia: Muridae) in deciduous forest in the southeastern Morelos, Mexico. *Southwestern Naturalist* 49:125-131.
- Rudran, R. 1996. Appendix 7: General marking techniques. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 299-304.
- Rudran, R. y T. H. Kunz. 1996. Appendix 1: ethics in research. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.)

- Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods form Mammals.* Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 251-254.
- Russell, W. C. 1947. Biology of the dermestid beetle with reference to skull cleaning. *Journal of Mammalogy* 28:284-287.
- Russell A. L., R. A. Medellín, G. F. McCracken. 2005. Genetic variation and migration in the Mexican free-tailed bat (*Tadarida brasiliensis mexicana*). *Molecular Ecology* 14:2207-2222.
- Sánchez, O. 1993. Análisis de algunas tendencias ecogeográficas del género *Reithrodontomys* (Rodentia: Muridae) en México. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 25-44.
- Sánchez-Cordero, V. 1993. Estudio poblacional de la rata espinosa *Heteromys desmarestianus* en la selva húmeda en Veracruz, México. In: R. A. Medellín y G. Ceballos (eds.) *Avances en el estudio de los mamíferos de México*. Publicaciones Especiales, Vol. 1, Asociación Mexicana de Mastozoología, A. C. México, D. F. pp. 301-316.
- Sánchez-Cordero, V. y T. H. Fleming. 1993. Ecology of tropical heteromyids. In: H. H. Genoways y J. H. Brown (eds.) *Biology of the Heteromyidae*. Special Publication. American Society of Mammalogy. 10:596-617.
- Sánchez Cordero, V., G. Magaña Cota y M. A. Briones. 1997. Modelos de captura y recaptura en cinco especies de roedores. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 297-324.
- Sánchez-Cordero V. y R. A. Medellín (Eds.). 2005. *Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa*. Instituto de Biología, UNAM; Instituto de Ecología, UNAM; CONABIO, México, D. F. 706 pp.
- Sánchez Hernández, C. 1978. Registro de murciélagos para el estado de Jalisco, México. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 49:249-256.
- Sánchez Hernández, C. 1984. Los murciélagos de la estación de investigación, experimentación y difusión "Chamela", Jalisco,

- México. In: J. Castroviejo (ed.) *II Reunión Iberoamericana*. Consejo para la Zoología de Vertebrados, Barcelona. pp. 385-398.
- Sánchez H., C., C. J. Álvarez R. y M. L. Romero A. 1996. Biological and ecological aspects of *Microtus oaxacensis* y *Microtus mexicanus*. *Southwestern Naturalist* 41:95-98.
- Sánchez Hernández, C., M. T. Castrejón Osorio y C. B. Chávez Tapia. 1986. Patrón reproductivo de *Sturnira lilium parvidens* (Chiroptera: Phyllostomatidae) en la costa central del Pacífico de México. *Southwestern Naturalist* 31:331-340.
- Sánchez Hernández, C., C. B. Chávez Tapia y A. E. Rojas Martínez. 1990a. Patrón reproductivo de *Artibeus jamaicensis triomylus* (Chiroptera: Phyllostomatidae) en la costa sur occidental de México. *Revista del Museo de Zoología de la ENEP Iztacala* 2:14-24.
- Sánchez Hernández, C., C. B. Chávez Tapia y V. Sánchez Cordero Dávila. 1981. Patrón de actividad diurna del "meteorito" *Microtus m. mexicanus*, Saussure, 1961 (Rodentia: Microtinae) en condiciones urbanas del valle de México. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 51:605-614.
- Sánchez Hernández, C., A. E. Rojas Martínez y C. B. Chávez Tapia. 1989. Fluctuación de la población de *Neotomodon alstoni* (Rodentia: Cricetinae) en la Sierra del Ajusco, México. In: R. Gío-Argáez, I. Hernández-Ruíz y Sáinz-Hernández (eds.) *Ecología Urbana*. Sociedad Mexicana de Historia Natural, volumen Especial. México, D. F. pp. 105-116.
- Sánchez Hernández, C. y M. L. Romero Almaraz. 1995a. *Murciélagos de Tabasco y Campeche. Una propuesta para su conservación*. Cuadernos del Instituto de Biología, UNAM. México, D. F. 24: 1-215.
- Sánchez Hernández, C. y M. L. Romero Almaraz. 1995b. *Mastofauna Silvestre del Área de Reserva Sierra de Huautla (con énfasis en la región noreste)*. Universidad Autónoma del estado de Morelos. Cuernavaca. 146 pp.
- Sánchez-Hernández, C., M. L. Romero-Almaraz y M. Aguilar-Morales. 1990b. Anatomía e Histología de la cápsula del murciélagos blanco *Diclidurus albus virgo* Thomas. *Southwestern Naturalist* 35:241-244.
- Sánchez-Hernández, C., M. L. Romero-Almaraz y G. D. Schnell. 2005.

- New species of *Sturnira* (Chiroptera: Phyllostomidae) from northern South America. *Journal of Mammalogy* 86:866-872.
- Sánchez-Hernández, C., M. L. Romero-Almaraz, G. D. Schnell, M. L. Kennedy, T. L. Best y C. López-González. 2002. bats of Colima, México: news records, geographic distribution, and reproductive condition. *Occasional Papers of The Sam Noble Oklahoma Museum of Natural History* 12:1-23.
- Sánchez Hernández, C., S. Santillán Alarcón e I. Anaya Calvo. 1997. Observaciones sobre mamíferos terrestres de algunas islas del Golfo de California. In: J. Arroyo C. y O. J. Polaco (coordinadores) *Homenaje al profesor Ticul Álvarez*. Instituto Nacional de Antropología e Historia. México, D. F. pp. 325-342.
- Schnell, G. D., M. L. Kennedy, C. Sánchez-Hernández, M. L. Romero-Almaraz, B. D. N. Estevez, J. A. Guerrero, T. L. Best, M. L. Wooten and R. D. Owen. (en prensa). A species of increased concern in a biodiversity hotspot: conservation status, demographic features, and habitat preference of the endemic marsh mouse (*Peromyscus perfulvus*). *The Southwestern Naturalist*.
- Schooley, R. L., B. Van Horne y K. P. Burnham. 1993. Passive integrated transponders for marking free-ranging Townsend's ground squirrels. *Journal of Mammalogy* 74:480-484.
- SEDESOL. 1994. Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-1994. Que determina las especies y subespecies de flora y fauna silvestres terrestres y acuáticas en peligro de extinción, amenazadas, raras y sujetas a protección especial y que establece especificaciones para su Protección. *Diario Oficial de la Federación, Órgano del Gobierno Constitucional de los Estados Unidos Mexicanos*, tomo CDLXXXVIII, No. 10.
- SEMARNAT. 2000. Norma Oficial Mexicana NOM-126-ECOL-2000. Por la que se establece las especificaciones para la realización de actividades de colecta de científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestre y otros recursos biológicos en el territorio nacional. *Diario Oficial (Segunda Sección)*. Martes 20 de marzo de 2001.
- SEMARNAT. 2002. Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2001. Protección ambiental-especies nativas de México de flora y fauna silvestres-categorías de riesgo y especificaciones para su

- inclusión, exclusión o cambio-lista de especies en riesgo. *Diario Oficial* (Segunda Sección). Miércoles 6 de marzo de 2002.
- Silvy, N. J., R. R. Lopez y M. J. Peterson. 2005. Wildlife marking techniques. In: C. E. Braun (ed.) *Techniques for wildlife investigations and management*. Six edition. The wildlife Society, Bethesda. pp. 339-376.
- Sommer, H. G. y S. Anderson. 1974. Cleaning skeletons with dermestid beetles-two refinements in the method. *Curator* 17:290-298.
- Spinage, C. A. 1973. A review of age determination of mammals by means of teeth, with special reference to Africa. *East African Wildlife Journal* 11:165-187.
- Stefos, K. y F. E. Arrighi. 1971. Heterochromatic nature of the W Chromosome in birds. *Experimental Cellular Research* 68:228-231.
- Stonehouse, B. 1977. *Animal marking*. University Park Press, Baltimore. 272 pp.
- Suckling, G. C. 1978. A hair sampling tube for the detection of small mammals in trees. *Australian Wildlife Research* 5:249-252.
- Taber, R. D. 1969. Criteria of sex and age. In: R. H. Giles, Jr. (ed.) *Wildlife management techniques*. The Wildlife Society, Washington, D. C. pp. 325-401.
- Taber, R. D. e I. McT. Cowan. 1969. Capturing and marking wild animals. In: R. H. Giles, Jr. (ed.) *Wildlife management techniques*. The Wildlife Society, Washington, D. C. pp. 277-317.
- Thomas, D. W. 1988. Analysis of diets of plant-visiting bats. In: T. H. Kunz (ed.) *Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Smithsonian Institution Press. Washington, D. C. pp. 211-220.
- Thomas D. W. 1995. Hibernating bats are sensitive to nontactile human disturbance. *Journal of Mammalogy* 76:940-946.
- Timm, R. M. 1982. Dermestids. *Field Museum of Natural History Bulletin* 53:14-18.
- Torres Villaseñor, C. K. 1996. *Descripción de las estructuras histológicas de la placenta de Micronycteris megalotis (Phyllostomatidae) y Natalus stramineus (Natalidae)*. Tesis de Maestría. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F. 45 pp.
- Trabulse, E. 1985. *Historia de la Ciencia en México, Siglo XVI*. CONACyT y Fondo de Cultura Económica, México, D. F. 461 pp.
- Tuttle, M. D. 1976. Collecting techniques. In: R. J. Baker, J. K. Jones,

- Jr. y D. C. Carter (eds.) *Biology of bats of the new world family Phyllostomatidae, part 1*. Special Publications of the Museum. Texas Tech University, Lubbock. 10:71-88.
- Twigg, G. I. 1975. Finding mammals-their signs and remains. *Mammal Review* 5:71-82.
- Vargas Sandoval, M. 1994. Colecta, preservación y montaje de artrópodos asociados a mamíferos silvestres. *Curador Entomológico y Acarológico* 1:10-12.
- Vaughan, T. A. 1988. *Mamíferos*. Tercera edición. Interamericana, México, D. F. 587 pp.
- Vaughan, T. A., J. M. Ryan y N. J. Czaplewski. 2000. *Mammalogy*. Saunders College Publishing, Fort Worth. 565 pp.
- Vázquez Bárcena, L. A., C. B. Chávez Tapia y C. Sánchez Hernández. 1982. Densidad de población de *Microtus mexicanus mexicanus* (Rodentia: Microtinae) en la Sierra del Ajusco, México. In: P. J. Salinas (ed.) *Zoología Tropical, Actas del VIII Congreso Latinoamericano de Zoología*. Producciones Alfa, Venezuela. 2: 923-931.
- Vázquez, L. B., R. A. Medellín y G. N. Cameron. 2000. Population and ecology community of small rodents in montane forest of western Mexico. *Journal of Mammalogy* 81:77-85.
- Villa Cornejo, B. y J. Valencia Méndez. 1991. Actividad reproductiva de la tuza *Pappogeomys merriami merriami* (Rodentia: Geomyidae) de Chalco, México. *Anales del Instituto de Biología, UNAM, Serie Zoología* 62:235-247.
- Villa-R., B. 1967. *Los murciélagos de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Instituto de Biología, México. 491 pp.
- Villa R., B. y F. A. Cervantes. 2003. *Los mamíferos de México*. Instituto de Biología y Grupo Editorial Iberoamérica, S. A. de C. V. México, D. F. 140 pp + CD.
- Villegas Saldaña, C. 1983. *Anatomía e histología del aparato reproductor del murciélago blanco *Didelurus albus virgo* Thomas (Chiroptera: Emballonuridae)*. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias, UNAM. México, D. F. 86 pp.
- Wagstaffe, R. y J. H. Fidler. 1968. *The preservation of natural history specimens*. Philosophical Library, Inc. New York. 2:XV+404 pp.
- Wemmer, C., T. H. Kunz, G. Lundie-Jenkins y W. J. McShea. 1996. Mammalian sign. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R.

- Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity*. Standard methods for mammals. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 157-176.
- Whitaker, J. O. Jr. 1988a. Food habits analysis of insectivorous bats. In: T. H. Kunz (ed.) *Ecological and behavioral methods for the study of Bats*. Smithsonian Institution Press. Washington, D. C. pp. 171-189.
- Whitaker, J. O. Jr. 1988b. Collecting and preserving ectoparasites for ecological study. In: T. H. Kunz (ed.) *Ecological and behavioral methods for the study of Bats*. Smithsonian Institution Press. Washington, D. C. pp. 459-474.
- Whitaker, J. O. Jr. y J. B. Molaes-Malacara. 2005. Ectoparasites and other associates (ectodytes) of mammals of Mexico. In: V. Sánchez-Cordero y R. A. Medellín (eds.) *Contribuciones mastozoológicas en homenaje a Bernardo Villa*. Instituto de Biología, UNAM; Instituto de Ecología, UNAM; CONABIO. México, D. F. pp. 535-666.
- White, G. C. y K. P. Burnham. 1999. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study 46 Supplement*: 120-138.
- Williams, D. F. 1987. Computers selection criteria. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 77-95.
- Williams, S. L. 1990. Resistall paper and its use in natural history museums. *Society for the Preservation of Natural History Collections 4*:4.
- Williams, S. L. 1991. Investigation of the causes of structural damage to teeth in natural history collections. *Collection Forum 7*:13-25.
- Williams, S. L. 1992. Methods of processing osteological material for research value and long-term stability. *Collection Forum 8*:15-21.
- Williams, S. L. y C. A. Hawks. 1987. History of preparation materials used for recent mammal specimens. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 21-49.
- Williams, S. L., R. Laubauch y H. H. Genoways. 1977. *A guide to the management of recent mammal collections*. Carnegie Museum of Natural History, Special Publications 4:1-106.

- Wilson, E. O. 1975. *Sociobiology: the new synthesis*. Harvard Univ. Press, Cambridge. 416 pp.
- Wilson, D. E., F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster. 1996. Keys to a successful project: associated data and planning. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 51-69.
- Wilson, D. E. y D. A. M. Reeder (eds). 2005. *Mammals species of the world. A taxonomic and geographic reference*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore. Vol. I. 1-743 p; Vol. II. 744-2142 pp.
- Woodward, S. M. y J. L. Eger. 1987. Microcomputer system at Royal Ontario Museum. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 129-133.
- Yates, T. L. 1987. Value and Potential of The collection resource. In: H. H. Genoways, C. Jones y O. L. Rossolimo (eds.) *Mammal collection management*. Texas Tech University Press, Lubbock. pp. 9-17.
- Yates, T. L. 1996. Appendix 4: Tissues, Cell Suspensions, and Chromosomes. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 275-278.
- Yates, T. L. C. Jones y J. A. Cook. 1996. Appendix 3: preservation of Voucher Specimens. In: D. E. Wilson, F. R. Cole, J. D. Nichols, R. Rudran y M. S. Foster (eds.) *Measuring and monitoring biological Diversity. Standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington y London. pp. 265-273.
- Young, J. Z. 1975. *The life of mammals*. Clarendon Press, Oxford. North Caroline. 528 pp.
- Zaragoza Caballero, S. y C. Sánchez Hernández. 1993. Una nueva especie de *Amblyopinus* Solsky, 1875 (Coleoptera: Staphylinidae; Amblyopininae) de México. *Universidad Ciencia y Tecnología* 3: 27-33.
- Zepeda-González, J., J. Arroyo-Cabrales, O. J. Polaco y A. Jiménez-Guzmán. 1997. Notas acerca de la distribución de algunos

mamíferos del sur de Nuevo León, México. *Revista Mexicana de Mastozoología* 2:101-112.

Zubaid, A. 1994. Vertical stratification of pteropodid bats in a Malaysian lowland rainforest. *Mammalia* 58:309-311.

LISTA DE FIGURAS y LÁMINAS

1. Etiquetas para piel y especímenes en fluidos.
2. Especímen con esqueleto previo a ser incorporado a la colección, observe la manera como está atado el rótulo a la piel (fotografía Alberto Almazán-Catalán).
3. Etiquetas para cráneos y esqueletos (dibujo Anacaren Morales Ortiz).
4. Hoja de un diario de campo.
5. Hoja de un catálogo de campo.
6. Forma impresa para registrar la información en el campo.
7. Algunos parámetros craneales de un murciélago.
8. Cepo utilizado para la captura de mamíferos pequeños (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
9. Trampas Volke para tuzas (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
10. Cuadrantes para trabajar aspectos ecológicos.
11. Diferentes estructuras que son utilizadas como refugio por los murciélagos (Dibujo Albino Luna).
12. Caja para la limpieza de cráneos y esqueletos por dermatídeos (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
13. Especímenes de colección en piel y cráneo (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
14. Gavetas donde son almacenados especímenes de colección (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
15. Cráneos y esqueletos de mamíferos medianos y grandes en la colección (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
16. Cuarto de pieles de mamíferos de la Colección Nacional, IBUNAM (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
17. Forma de preservar las muestras de tejidos y sangre (Fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

18. Infección a consecuencia de una planta tóxica (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
19. Forma de aplicar la maniobra de Heimlich (dibujo Anacaren Morales Ortiz).
20. Forma de aplicar la maniobra de Heimlich cuando la persona está inconciente (dibujo Anacaren Morales Ortiz).

Lámina 1

1. Hembra de *Liomys pictus* (ratón de abazones) recién copulada. Observe el semen endurecido a manera de tapón vaginal (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
2. Embrión de *Centurio senex* con restos de placenta (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Hembra de *Liomys pictus* receptiva y lactando; lo que resulta evidente por el tamaño de las glándulas mamarias y la vagina inflamada (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Macho de *Liomys pictus* con los testículos escrotados (a) y el epidídimo desarrollado (b) (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).

Lámina 2

1. Hembra y macho de *Peropteryx kappleri* con el saco alar más desarrollado en el macho (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
2. Glándula gular muy desarrollada en un macho de *Molossus rufus* (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
3. Uropatagio de la hembra del murciélago blanco *Diclidirus albus virgo*, la cual no desarrolla una estructura de queratina (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Uropatagio del macho de *Diclidirus albus virgo*, con la estructura de queratina (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).

Lámina 3

1. Representación de la manera como se registran las medidas somáticas convencionales. Longitud total (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Longitud de la cola (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Longitud de la pata (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
4. Longitud de la oreja (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 4

1. Trampa Víctor con roedor (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
2. Trampas Sherman colocadas tanto en el estrato herbáceo como arbóreo (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Montículos de tuzas que evidencian su presencia (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Trampa Tomahawk con un *Bassariscus astutus* (cacomixtle) (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 5

1. Redes para murciélagos alrededor de un potrero (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Murciélago capturado en una red de nylon (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Uso de arpillas para tapar las entradas de los refugios de los murciélagos (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
4. Tamandua mexicana (oso hormiguero) atropellado (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).

Lámina 6

1. Especímen de *Leptonycteris* que se encontraba enfermo a la entrada de un refugio. Note las lesiones (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. *Tlacuatzin canescens* marcado con un arete numerado (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. *Balantiopteryx plicata* con cría, marcadas con un anillo numerado en el antebrazo (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
4. *Desmodus rotundus* (murciélago vampiro) marcados con collares con cuentas de color (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 7

1. Antena para recibir señales del radiotransmisor (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. *Peromyscus perfluvus* junto a su nido (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
3. Molde en yeso de una madriguera de roedor (*Microtus mexicanus*) (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Restos de higos de los cuales se alimentaron murciélagos del género *Artibeus* (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 8

1. Huellas de tlacuache sobre un camino (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Excretas de mamíferos (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Egagrópilas de lechuzas, con restos de esqueletos y cráneos de mamíferos (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
4. Cámara fotográfica sensible al movimiento para registrar mamíferos (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 9

1. *Leptonycteris* con polen, el cual puede ser recolectado para su análisis posterior (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Dos especímenes de *Glossophaga* y uno de *Carollia* compartiendo de manera estrecha un refugio (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

3. Forma de mantener temporalmente a los murciélagos en arpillas para su trabajo posterior (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
4. Mantenimiento temporal de roedores en jaulas (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

Lámina 10

Taxidermia de un roedor (fotografías de María de Lourdes Romero Almaraz y Leobardo Sánchez Vázquez).

Lámina 11

1. Noctilio leporinus con un orificio en el uropatagio cerca de la tibia derecha para amarrar el rótulo y no lastimar el calcáneo (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Colocación de especímenes en charolas de huevo para ser limpiadas por los derméstidos (fotografía Alberto Almazán Catalán).
3. Larva de derméstido (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Registro de información en el catálogo cronológico de la Colección Nacional, IBUNAM (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).

Lámina 12

1. Colocación de trampas Sherman sobre las ramas de los árboles (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
2. Método para hacer los cuadrantes, con ayuda de una brújula, cuerda y estacas (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).
3. Colonia de maternidad de Natalus stramineus (fotografía Cornelio Sánchez Hernández).
4. Forma de protegerse para entrar a un refugio de murciélago (fotografía María de Lourdes Romero Almaraz).

LÁMINAS



Fig. 1. Hembra de *Liomys pictus* (ratón de abazones) recién copulada. Observe el semen endurecido a manera de tapón vaginal.



Fig. 2. Embrión de *Centurio senex* con restos de placenta.



Fig. 3. Hembra de *Liomys pictus* receptiva y lactando; lo que resulta evidente por el tamaño de las glándulas mamarias y la vagina inflamada



Fig. 4. Macho de *Liomys pictus* con los testículos escrotados (a) y el epidídimo desarrollado (b).



Fig. 1. Hembra y macho de *Peropteryx kappleri* con el saco alar más desarrollado en el macho.



Fig. 2. Glándula gular muy desarrollada en un macho de *Molossus rufus*.



Fig. 3. Uropatagio de la hembra del murciélago blanco *Diclidirus albus virgo*, la cual no desarrolla una estructura de queratina.



Fig. 4. Uropatagio del macho de *Diclidirus albus virgo*, con la estructura de queratina.

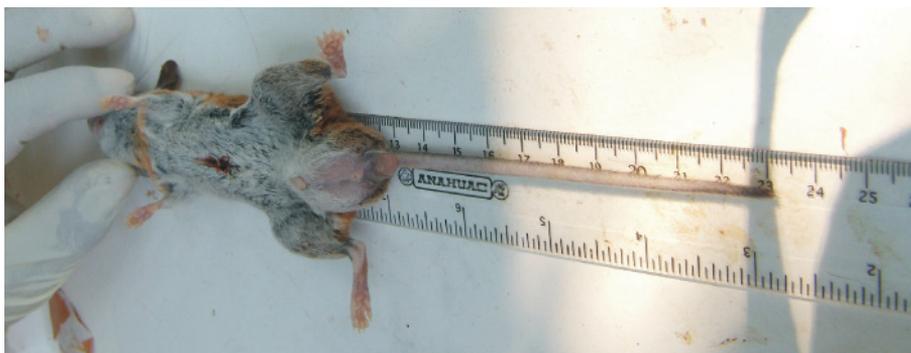


Fig. 1. Representación de la manera como se registran las medidas somáticas convencionales. Longitud total.

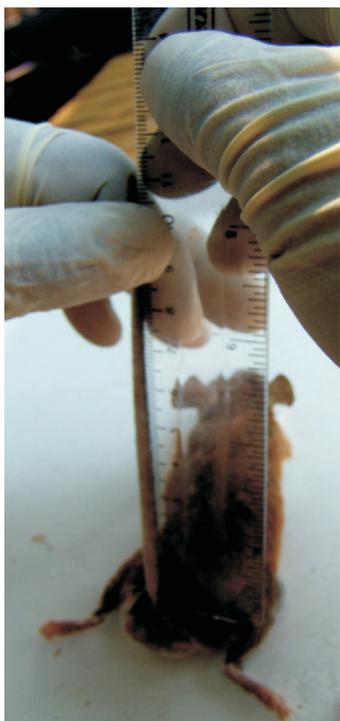


Fig. 2. Longitud de la cola.



Fig. 3. Longitud de la pata.



Fig. 4. Longitud de la oreja



Fig. 1. Trampa Víctor con roedor.



Fig. 2. Trampas Sherman colocadas tanto en el estrato herbáceo como arbóreo.



Fig. 3. Montículos de tuzas que evidencian su presencia.



Fig. 4. Trampa Tomahawk con un *Bassariscus astutus* (cacomixtle).



Fig. 1. Redes para murciélagos alrededor de un potrero.



Fig. 2. Murciélago capturado en una red de nylon.



Fig. 3. Uso de arpillas para tapar las entradas de los refugios de los murciélagos.



Fig. 4. *Tamandua mexicana* (oso hormiguero) atropellado.



Fig. 1. Especimen de *Leptonycteris* que se encontraba enfermo a la entrada de un refugio. Note las lesiones.



Fig. 2. *Tlacuatzin canescens* marcado con un arete numerado.



Fig. 3. *Balantiopteryx plicata* con cría, marcadas con un anillo numerado en el antebrazo.



Fig. 4. *Desmodus rotundus* (murciélago vampiro) marcados con collares con cuentas de color.



Fig. 1. Antena para recibir señales del radiotransmisor.



Fig. 2. *Peromyscus perfulvus* junto a su nido.



Fig. 3. Molde de yeso de una madriguera de roedor (*Microtus mexicanus*).



Fig. 4. Restos de higos de los cuales se alimentaron murciélagos del género *Artibeus*.



Fig. 1. Huellas de tlacuache sobre un camino.



Fig. 2. Excretas de mamíferos.



Fig. 3. Egagrópilas de lechuzas, con restos de esqueletos y cráneos de mamíferos.



Fig. 4. Cámara fotográfica sensible al movimiento para registrar mamíferos.



Fig. 1. *Leptonycteris* con polen, el cual puede ser recolectado para su análisis posterior.



Fig. 2. Dos especímenes de *Glossophaga* y uno de *Carollia* compartiendo de manera estrecha un refugio.



Fig. 3. Forma de mantener temporalmente a los murciélagos en arpillas para su trabajo posterior.



Fig. 4. Mantenimiento temporal de roedores en jaulas.



Taxidermia de un roedor. Se hace una incisión en la piel (1); y se separa del cuerpo para descubrir parte del vientre, la base de los genitales y las piernas; con un corte se separan los genitales y el recto y las piernas se cortan a nivel de las rodillas (2); la base de la cola se sujeta con las pinzas (3) y se jala con cuidado para separarla de la piel (4); se continúa separando hasta llegar a la altura de los codos y se hace otro corte; al llegar a la base interna de las orejas se corta pegado al cráneo y se hace lo mismo a la altura de los ojos (5); al llegar a la punta de la nariz se corta el cartílago, con lo que queda separada la piel (6); en este momento se le puede poner aserín a la piel (7). La boca se cose formando un triángulo y con un poco de algodón se forma un paquete cónico, que se toma con las pinzas y se coloca frente a la piel a la altura de la cabeza. La pinza se empuja con cuidado para ir rellenando la piel con el algodón, a la vez que se va regresando a su parte externa; la piel se acomoda y se corta el excedente de algodón; se mete alambre en las extremidades hasta la parte dorsal de los carpos y tarsos (8); a la cola también se le mete alambre pero éste debe ir forrado de algodón (9) y debe llegar a la punta de la piel (10); el espécimen se cose por la parte ventral; se etiqueta, y se sujeta con alfileres cruzados de las extremidades y la cola, en una tabla (11).



Fig. 1. *Noctilio leporinus* con un orificio en el uropatagio cerca de la tibia derecha para amarrar el rótulo y no lastimar el calcáneo.



Fig. 2. Colocación de especímenes en charolas de huevo para ser limpiadas por los derméstidos.



Fig. 3. Larva de derméstido.



Fig. 4. Registro de información en el catálogo cronológico de la Colección Nacional, IBUNAM.



Fig. 1. Colocación de trampas Sherman sobre las ramas de los árboles.



Fig. 2. Método para hacer los cuadrantes, con ayuda de una brújula, cuerda y estacas.



Fig. 3. Colonia de maternidad de *Natalus stramineus*.



Fig. 4. Forma de protegerse para entrar a un refugio de murciélago.

LÍQUIDO DE NESBITT

100 ml de agua destilada.
60 gr de goma arábica.
400 gr de hidrato de cloral.
40 gr de glicerina.
*200 gr de cristales de yodo metílico.

Primero se mezcla la goma arábica con el agua destilada, se revuelve hasta disolver, después se agrega el hidrato de cloral y posteriormente la glicerina. Es importante disolver en el orden señalado para que no se hagan grumos. Si se desea teñir el material, se agregan los cristales de yodo metílico. La mezcla se deja reposar de seis meses a un año para eliminar las impurezas antes de poder utilizarlo.

LÍQUIDO DE HOYER

80 gr de hidrato de cloral.
50 ml de agua destilada.
5 ml de ácido hidroclicórico.

Los materiales se disuelven sin importar el orden. Si se desea se puede agregar una cantidad pequeña de fucsina ácida para teñir la solución de rojizo. Se puede utilizar inmediatamente después de prepararse.

SOLUCIÓN DE LEVADURA

3 gr de levadura.
2 gr de dextrosa.
12 ml de H₂O.

SOLUCIÓN STOCK DE HANKS

Solución salina de Hanks 20X
80 gr NaCl (cloruro de sodio).
5 gr KCl (cloruro de potasio).
0.6 gr Na₂ HPO₄ (fosfato monoácido de sodio).
0.6 gr KH₂ PO₄ (fosfato diácido de potasio).
500 ml de agua destilada.

Si la solución se esteriliza se mantiene por más tiempo y se obtienen mejores resultados.

2X SSC

5.47 gr NaCl (cloruro de sodio).
4.32 gr de citrato de sodio.
500 ml de agua destilada.

BUFFER FOSFATO

0.469 gr Na H₂ PO₄ (fosfato diácido de sodio).
0.937 gr Na₂ HPO₄ (fosfato monoácido de sodio).
1000 ml de agua destilada.

FIJADOR CARNOY

Tres partes de metanol.
Una parte de ácido acético glacial.
Los dos compuestos se mezclan.

SOLUCIÓN DE TRIPSINA

10 ml de tripsina stock disponible comercialmente.
90 ml de solución Hanks.

Se mezclan y se hace 0.25% solución de tripsina (0.25 ml en 100 ml de agua destilada).

VELBAN

(Generalmente se vende en unidades de 10 mg).

Mezclar con 10 ml de agua destilada estéril y remover de la ampula, después diluir con 40 ml de agua destilada estéril. Esta solución puede refrigerarse, se puede tomar como solución stock o diluirse más si los animales muestran una mayor sensibilidad al Velban.

COLCHICINA

Se siguen los mismo pasos que para el Velban, quedando la solución a una concentración de 0.01 o 0.001 %, que puede diluirse si se necesita.

LYSIS BUFFER

Para hacer un litro de lysis buffer (adicione en el orden en que se enlistan).

1. 50 ml de 2M Tris-HCl, pH 8.0 (clorhídrico).
2. 200 ml de 0.5 M EDTA, pH 8.0 (sal sódica del ácido etilen diamoni tetracéfuro).
3. 2 ml de 5 M NaCl (cloruro de sodio).
4. adiciónese agua doblemente destilada hasta completar 975 ml.
5. 25 ml de SDS (w/v) al 20% (dodecil sulfato de sodio).

Las soluciones y el material para aislar tejido (hígado) para muestras de ADN y preparar el *Lysis Buffer* se compran comercialmente y son los siguientes:

1. Tubos de polipropileno de 15 ml con tapa de rosca (tubos de centrífuga).
2. Proteasa K de *Tritirachium album*.
3. Fenol (cristalizado o redestilado) grado de pureza para biología molecular.
4. Ácido etileno diamino tetracéfico (EDTA), sal disodio dihidratada, grado reactivo.
5. Lauril sulfato (SdS), dodecil sulfato de sodio.
6. Cloruro de sodio= reactivo analítico = grado reactivo.
7. Trizma base.

8. Pipetas Pasteur de polietileno.
9. Cajas de Petri de poliestireno, planas, de 60 x 15 mm o de 35 x 10 mm.
10. Tubos para diálisis Spectra/por 2 membranas 12,000-14,000 MWCO.
11. Jeringas de 3 cm³, estériles.
12. Jeringas de 5 cm³.
13. Hematology/Chemistry Mixer.
14. Tijeras y pinzas finas, varios pares.

Alozima. Cada una de las formas posibles de una enzima, que es el producto de un alelo particular en un sitio (locus) específico de un gen.

Ámbito hogareño. Área en la que un individuo encuentra los requerimientos mínimos indispensables para sobrevivir (alimento, refugio y pareja). Véase área de actividad.

Amplificar. En biología molecular, multiplicar un fragmento de ADN mediante la acción de la enzima polimerasa.

Animal sospechoso. Cuando presenta cambios de comportamiento, nariz seca, conjuntivas enrojecidas.

Antebrazo. Comprende la extensión de los huesos del cúbito y del radio.

Arborícola. Forma de vida que consiste en vivir en los árboles.

Área de actividad. Área en la que un individuo encuentra los requerimientos mínimos indispensables para sobrevivir (alimento, refugio y pareja). Véase ámbito hogareño.

Biodiversidad. La variabilidad de organismos vivos de cualquier fuente, incluidos, entre otros, los ecosistemas terrestres, marinos y otros ecosistemas acuáticos y los complejos ecológicos de los que forman parte; comprende la diversidad dentro de cada especie, entre las especies y los ecosistemas.

Bula auditiva. La porción expandida del hueso timpánico, que encierra parcialmente las estructuras del oído medio.

Calcáneo. Hueso situado en la extremidad posterior, a manera de

espolón y que en los quirópteros, ayuda a sostener el uropatagio.

Canino. Diente situado a continuación de los incisivos, único en cada serie.

Cariotipo. Indica el ordenamiento y disposición de los cromosomas de una célula en etapa de metafase de acuerdo a su tamaño y morfología; el cariotipo es característico de cada especie.

Carnívoros. Grupo de mamíferos que se alimentan principalmente de carne.

Cartílago. Capa de tejido más blando que el hueso, el cual es resistente, elástico y liso, y recubre la superficie de la articulación.

Diastema. Espacio que existe entre los dientes incisivos y premolares (carencia de caninos y/o premolares), de algunos mamíferos.

Dislocación cervical. Método utilizado para el sacrificio de mamíferos pequeños. Consiste en colocar los dedos pulgar e índice de la mano a cada lado del cuello del animal junto a la base del cráneo, y con la otra mano se jalan los miembros posteriores, lo que produce la separación de las vértebras cervicales y el cráneo. Esta acción lesiona el tronco encefálico, causando la inconsciencia inmediata y la muerte.

Ecolocación. Percepción de los objetos por medio del eco de las ondas sonoras.

Ectoparásitos. Parásito que vive en la superficie exterior del cuerpo.

Epidídimo. En vertebrados una masa coloide de túbulos localizada entre los ductos eferentes de los testículos y los vasos deferentes.

Epífisis. Extremo de un hueso largo unido a la diáfisis por cartílago durante la infancia y que posteriormente forma parte del hueso.

Escroto. Bolsa externa que contiene a los testículos y que se presenta en la mayoría de los mamíferos.

Especie. Concepto biológico. La unidad básica de clasificación taxonómica, formada por un conjunto de individuos que son capaces de reproducirse entre sí y generar descendencia fértil, compartiendo rasgos fisonómicos y requerimientos de hábitat semejantes. Puede referirse a subespecies y razas geográficas.

Especie amenazada. Aquellas especies, o poblaciones de las mismas, que podrían llegar a encontrarse en peligro de desaparecer a corto o mediano plazos, si siguen operando los factores que inciden negativamente en su viabilidad, al ocasionar el deterioro o modificación de su hábitat o disminuir directamente el tamaño

de sus poblaciones (esta categoría coincide parcialmente con la categoría vulnerable de la clasificación de la UICN: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza).

Especie críptica. Especie que presenta poca o ninguna diferencia morfológica en comparación con otra especie, por lo que el único método para distinguirlas es a través de análisis genéticos.

Especie en peligro de extinción. Aquellas especies cuyas áreas de distribución o tamaño de sus poblaciones en el territorio nacional han disminuido drásticamente poniendo en riesgo su viabilidad biológica en todo su hábitat natural, debido a factores tales como la destrucción o modificación drástica del hábitat, aprovechamiento no sustentable, enfermedades o depredación, entre otros (esta categoría coincide parcialmente con las categorías en peligro crítico y en peligro de extinción de la clasificación de la IUCN).

Especie endémica. Aquella cuyo ámbito de distribución natural se encuentra circunscrito únicamente al territorio nacional y las zonas donde la Nación ejerce su soberanía y jurisdicción.

Esternón. Estructura ósea o cartilaginosa donde se articula la parte distal de las costillas, para integrar la caja torácica.

Falange. Cada uno de los huesos de los dedos.

Foramen magnum. Orificio situado en la parte inferior del hueso occipital. Sirve para comunicar la cavidad craneal con el conducto raquídeo, así como para dar paso al bulbo, a las arterias vertebrales y a cada lado al nervio espinal.

Fórmula dentaria. Resume el número de piezas dentales de una especie, y se lee como número de incisivos, caninos, premolares y molares que hay a cada lado, tanto de la maxila como de la mandíbula y que al multiplicarse por dos da el número total de piezas dentales.

Frugívoro. Que se alimenta de frutos.

Fumigante. Químicos destinados al combate de organismos vivos a los que se considera plagas, sea insectos, hongos, malezas y roedores entre otros. Con distintas características de su persistencia en el ambiente y de sus rasgos toxicológicos.

Género. Unidad de clasificación taxonómica superior a la de especie e inferior a la de familia. Puede incluir subgéneros.

Gestación. El acto de tener o desarrollar un embrión dentro del útero.

- Glándula.** Órgano que produce secreción. Una célula u órgano la cual elabora una sustancia que se descarga directamente o a través de ductos sobre la superficie del cuerpo, o a través del torrente sanguíneo para utilizarla en otras partes del cuerpo o eliminarla.
- Glándula gular.** Glándula que se localiza en el episternón y se desarrolla en los machos de algunas especies cuando están maduros sexualmente. Produce una secreción aromática con un olor peculiar a almizcle u otros aromas como el coco.
- Hábitat.** Sitio específico en un ambiente físico ocupado por un organismo, por una población, por una especie o por comunidades de especies en un tiempo determinado.
- Hantavirus.** Nombre que reciben los virus del género *Hantavirus*, los cuales forman parte de la familia *Bunyaviridae*, e infectan a todos los vertebrados, incluyendo al hombre. A diferencia de casi todos los miembros de esta familia, los cuales son transportados por mosquitos, chinches y pulgas, los hantavirus utilizan como vectores a los roedores y se transmiten directamente por medio de la saliva, la orina o las heces.
- HDCV.** Vacuna antirrábica elaborada en células diploides de origen humano.
- Herbívoro.** Que se alimenta de plantas.
- Hoja facial o nasal.** Proyección cutánea con forma foliar que se encuentra sobre la nariz de numerosas especies de murciélagos, de la Familia *Phyllostomidae*.
- Hueso palatal.** Está formado por los huesos de la premaxila, maxila y palatino que separan la boca de la cavidad nasal.
- Incisivo.** Dientes en forma de cuña que se hayan en la parte más anterior de la premaxila o maxila y de las mandíbulas.
- Infiltrar.** Acción de introducir y difundir lentamente en tejido adyacente a la herida, inmunoglobulina antirrábica humana.
- Inmunoglobulina antirrábica humana.** Solución estéril de gammaglobulinas contra la rabia, que se obtiene de sangre de personas que previamente se han inmunizado y que es utilizada para transferir inmunidad a personas agredidas por un animal rabioso.
- Inmunoglobulina.** Glucoproteína presente en el plasma y otros líquidos orgánicos de la mayoría de los vertebrados, que constituye los anticuerpos, componentes fundamentales de la inmunidad humoral.

Insectívoro. Que se alimenta de insectos.

IUCN. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza, por sus siglas en inglés.

Lactancia. Alimentación de la criatura por medio de la leche en el periodo de la vida en que mama.

Mamífero. Vertebrado que se caracteriza por tener el cuerpo cubierto de pelo, alimentar a sus crías con leche a través de sus mamas, mantener una temperatura constante y ser en general vivíparo.

Maxilar. Hueso que sostiene el canino, los premolares y los molares.

Medida somática. Medida corporal.

Médula ósea. Tejido graso y suave que se encuentra dentro de los huesos y que produce las células sanguíneas.

Membrana alar. Membrana epitelial aplanada que une los dedos de los murciélagos.

Membrana interfemoralel. Membrana epitelial que se extiende entre las patas y la cola de los murciélagos, también se le conoce como uropatagio.

Metacarpo. El hueso que se muestra entre la muñeca y los dedos de la mano.

Molares. Dientes situados a continuación de los premolares, se dice de los dientes con que se muelen o fragmentan los alimentos, generalmente de superficie oclusal en forma de "W" o de "M", aunque varía dependiendo del tipo de dieta.

Muda. Cambio de pelaje en los mamíferos.

Murciélago hematófago o vampiro. Quiróptero que se alimenta exclusivamente de la sangre de animales domésticos y silvestres, inclusive del hombre. Existen tres tipos de hematófagos de los cuales *Desmodus rotundus* es el más común, siendo los otros *Diaemus youngi* y *Diphylla ecaudata*.

Nectarívoro. Que se alimenta de néctar.

Omnívoro. Que se alimenta de gran cantidad de productos orgánicos de origen animal o vegetal.

Parestesia. Parálisis ligera o incompleta.

PCEC. Vacuna antirrábica purificada a partir de células de embrión de pollo.

Placenta. Órgano redondeado y aplanado, que tiene su origen en las membranas extra embrionarias de los huevos de los amniotas. Por una de sus caras se une a la superficie interior del útero, y de

la cara opuesta, nace el cordón umbilical, de modo que sirve de intermediario entre la madre y la cría, y permite el intercambio de nutrientes de la madre al feto y de sustancias de desecho del feto a la madre.

Plagiopatagio. Membrana que se extiende de las extremidades posteriores al quinto dedo, en los murciélagos.

Población. El conjunto de individuos de una especie silvestre, que comparten el mismo hábitat; se considera la unidad básica de manejo de las especies silvestres en vida libre.

Polimerasa. Compuesto químico, natural o sintético, formado por una reacción química en la que dos o más moléculas se combinan para formar otra en la que las unidades estructurales se repiten.

Polinívoro. Que se alimenta de polen

Premaxila. Hueso pareado el cual lleva los dientes incisivos, en la parte superior de la boca, la premaxila es anterior a la maxila.

Premolar. Dientes localizados entre el canino y el primer molar.

Prevención. Conjunto de procedimientos sanitarios, destinados a proteger al hombre y a los animales contra enfermedades.

Proceso postorbital. Prominencia o reborde en el cráneo de los mamíferos, sobre el área de las órbitas.

Proceso. Prominencia o proyección, reborde.

Propatagio. Membrana que se extiende del pulgar al hombro y parte del cuello.

Rabia. Enfermedad infectocontagiosa, aguda y mortal, que afecta al sistema nervioso central. Es provocada por un virus del género *Lyssavirus* y de la familia *Rhabdoviridae*. Es transmitida por la saliva que contiene el virus de alguna persona o animal enfermo o por material contaminado de laboratorio.

Región deltoidea. Región relativa al músculo deltoides subacromio-humeral (hombro).

Reservorio. Cualquier mamífero que pueda perpetuar al virus rábico en el medio urbano y silvestre. Cualquier reservorio del virus de la rabia una vez infectado, enferma y muere.

Riesgo severo o grave. Lamedura en mucosa ocular, nasal, oral o genital; mordedura leve en cara, cuello y miembros superiores; mordeduras profundas o múltiples en cualquier parte del cuerpo. Mordeduras por cualquier animal silvestre.

- Secuenciación de ADN.** Análisis detallado de la estructura del ADN, el cual consiste en averiguar la secuencia de nucleótidos. Se han desarrollado numerosos métodos para su obtención, sin embargo, actualmente los más utilizados son el de secuenciación automática y el método enzimático de terminación de cadena de Sanger.
- Sialorrea.** Secreción exagerada de saliva.
- Sin riesgo.** Lamedura en piel intacta, no hay lesión, ni contacto directo de saliva del animal con mucosas o piel erosionada.
- Tarso.** Parte posterior del pie, situada entre los huesos de la pierna y los metatarsianos.
- Tibia.** El hueso más largo e interno de los huesos de la pierna, situado entre la rodilla y el talón.
- Titulación de anticuerpos.** Técnica para determinar la cantidad de anticuerpos específicos contra el virus de la rabia, que presenta el organismo, después de haber recibido un esquema previo de vacunación.
- Toxoide tetánico.** Toxina de la bacteria *Clostridium tetani* que tratada con formaldehído, pierde sus propiedades tóxicas, pero mantiene su poder antigénico.
- Trago.** Prominencia carnosa en la concavidad de la oreja situada dentro del meato auditivo.
- Trampa Sherman.** Trampa de aluminio, que permite la captura de roedores pequeños y otros animales vivos.
- Tropical.** Perteneciente a los trópicos.
- U.I.** Unidades Internacionales.
- Urogenital.** Perteneciente al sistema urinario y reproductivo.
- Uropatagio.** Membrana epitelial que une las extremidades posteriores y la cola de los murciélagos.
- Útero.** Órgano de las hembras en el cual el embrión o el feto obtiene su alimento y en el cual se desarrolla.
- Vacuna antirrábica.** Administración de antígenos rábicos a una persona o animal, en la dosis adecuada con el propósito de inducir una respuesta inmune protectora en el individuo en riesgo.
- VERO.** Células de riñón de mono verde, en donde se produce una vacuna antirrábica para uso humano.
- Vibrisa.** Pelos largos que se presentan sobre el hocico de varios mamíferos como los gatos.

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE CIENCIAS

Mamíferos pequeños

Manual de técnicas de captura, preparación, preservación y estudio
se terminó de imprimir en octubre de 2007
en los talleres de Navegantes de la Comunicación
Gráfica, S. A. de C. V., Pascual Ortiz Rubio 40,
México 03660, D. F.

El tiro fue de 500 ejemplares

Está impreso en papel Cultural de 90 gr y Couché de 135 gr
En su composición se emplearon tipos Futura
de 10:12, 11:13.5, 8:20 puntos de pica.

La edición estuvo al cuidado de Mercedes Perelló