

Diego Tirira S. (ed.):
Biología, sistemática y conservación de los Mamíferos del Ecuador.
Museo de Zoología, Centro de Biodiversidad y Ambiente,
Pontificia Universidad Católica del Ecuador.
Publicación Especial 1:127-143, Quito (1998).

TÉCNICAS PARA LA CONSERVACIÓN DE MAMÍFEROS EN MUSEOS CIENTÍFICOS

Santiago Burneo N. y Diego Tirira S.¹

INTRODUCCIÓN

La diversidad de especies vegetales y animales es tan grande que muchas veces sólo se la puede estimar matemáticamente. Entre los animales, el grupo más diverso es el de los insectos, cuyo número de especies se calcula está alrededor de los 30 millones. En lo que concierne a los mamíferos, aunque su tamaño los hace más vulnerables a ser encontrados, todavía se siguen descubriendo especies nuevas para la ciencia. Wilson y Reeder (1993) reconocen 4629 especies de mamíferos, 369 de las cuáles habitan en Ecuador (Tirira, en prensa).

Carollus Linnaeus (1707-1778) fue quien originalmente organizó a todos los seres vivientes conocidos, que en el año de la publicación de su obra "Systema Naturae" (1758) eran alrededor de cuatro mil, incluyendo al ser humano. El sistema de clasificación utilizado por Linnaeus se conoce como binomial (dos nombres), el cual expresa en latín los nombres apropiados para cada especie, escogido por cuanto cada ser viviente presentaba diferentes nombres en cada idioma o región del planeta donde era conocido, lo que provocaba una confusión, pues una misma especie podía llegar a tener 10 o más nombres. El latín fue escogido por considerarlo como una lengua en desuso

¹ Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Av. 12 de Octubre y Roca, Apto. 17-01-2184, Quito, Ecuador [S. Burneo (sburneo@uio.satnet.net); D. Tirira (dtirira@puceuio.puce.edu.ec)].

y por tanto imparcial, lo que era apropiado para la ciencia. El sistema binomial ha sido aceptado y aplicado a casi todos los organismos vivos y es el que rige actualmente en la nomenclatura de especies.

Ahora bien, para que una especie sea reconocida como tal, debe ser descrita y publicada por un científico, el mismo que le asignará un nombre dentro del sistema binomial. En esta descripción debe constar el espécimen del cual se tomaron los datos para describirlo como una especie independiente, este individuo se llamará **Holotipo**, mientras que todos aquellos especímenes de la misma especie, procedentes o no del mismo lugar de colección, que puedan compararse al primero y utilizarse para describir la variación intraespecífica, se denominarán **Paratipos**. Si se tiene que reemplazar al Holotipo, sea porque se ha perdido o destruido, el nuevo espécimen se denominará **Neotipo**. Anteriormente se acostumbraba a realizar las descripciones basándose en un conjunto de individuos, a cada uno de los cuales se les denomina **Sintipo**, siendo la costumbre actual utilizar un solo individuo (Holotipo), con ejemplares de comparación (Paratipos). Mientras que un ejemplar equivalente a un holotipo, pero tomado del material original de sintipos, se denomina **Lectotipo**. Todos estos especímenes deben reposar en un museo científico, en las mejores condiciones de conservación y en lugares especiales que los protejan de posibles catástrofes naturales o accidentes como incendios, terremotos, etc.

La labor de un museo científico es la conservación a largo plazo de especímenes, su identificación y clasificación taxonómica con el fin de constituirse en una base para estudios inmediatos o mediatos sobre distribución, historia natural, taxonomía, filogenia, ecología, conservación y cualquier otro campo relacionado. De esta manera los museos se convierten en centros de investigación permanente, ya que están siendo constantemente alimentados con nuevo material de estudio, por lo cual deben estar siempre dispuestos a colaborar con científicos que lo soliciten.

La conservación de los especímenes no significa que no se los puede usar, o incluso alterar o “destruir” si la investigación así lo requiere. Pero los especímenes no pueden destruirse por malas prácticas de preservación o ambientes de almacenamiento inadecuados (Simmons, 1991).

Cada museo reconocido tiene un nombre diferente, identificado por siglas únicas que le permitirán ser reconocido en cualquier parte del mundo. Estas siglas acompañarán al número de museo de cada espécimen con el fin de que cada uno de ellos sea único y por lo tanto se lo puede citar en alguna referencia.

Hay algunos museos famosos en el mundo cuyas iniciales son igual de conocidas, como el American Museum of Natural History (AMNH) de Nueva York, el United States National Museum of Natural History (USNM) de

Washington, mantenido por el Smithsonian Institution, o el Field Museum of Natural History (FMNH) de Chicago, entre otros. Las siglas que designan al Museo de Zoología de la Pontificia Universidad Católica son QCAZ (Quito-Católica-Zoología). El Museo QCAZ está dividido en dos secciones: vertebrados e invertebrados. Otros museos ecuatorianos con importantes colecciones de fauna son el Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales (MECN) adscrito a la Casa de la Cultura Ecuatoriana, el Museo de Ciencias Naturales de la Escuela Politécnica Nacional (EPN) y el Museo de Ciencias Naturales del Instituto Nacional Mejía (MCN).

Actualmente, el personal que colabora en el Museo QCAZ (sección vertebrados) está integrado por un Director de museo (Curador de Herpetología), un Curador de mamíferos (voluntario), dos becarios para todas las áreas del museo y un becario para biblioteca; también se tiene la ayuda de estudiantes e investigadores voluntarios.

El puesto de Curador es ocupado por el investigador con la más alta jerarquía y experiencia académica de la institución dentro del área, teniendo como funciones el desarrollo de proyectos específicos de investigación, la supervisión y participación en todos los aspectos relacionados con la colección e ingreso de especímenes, la participación en la revisión e identificación del material ingresado, así como la correcta catalogación e incorporación de los mismos a la colección, los cambios de nomenclatura de las especies y su actualización en etiquetas y catálogos de colección y la autorización de préstamos, intercambios o donaciones de ejemplares, entre las funciones más importantes.

PROCEDIMIENTO DE TRABAJO

A continuación se describe el procedimiento de trabajo del Museo QCAZ de manera sistemática y cronológica. Los métodos que se describen no son los únicos que existen ni los más frecuentemente usados en el mundo, son los métodos que usa nuestro museo específicamente. En la mayoría de los casos se documentan otros métodos que pueden usarse. En el Anexo 1 se presentan los materiales y reactivos necesarios para dichos métodos.

SACRIFICIO

Para sacrificar animales de pequeño y mediano tamaño que se han colectado, existen varias técnicas. Las más usadas son la asfixia con cloroformo o la inyección de formol al corazón. La primera consiste en introducir al animal en un ambiente con atmósfera viciada por cloroformo, para lo cual debemos poner una bola pequeña de algodón bañada en cloroformo dentro de un recipiente hermético, que servirá como cámara mortal. En la técnica de la inyección de formol, cuando está bien aplicada, el animal sufre menos, pero

se corre el riesgo de que a la larga se pueda observar cierto grado de deterioración de ciertos tejidos. La manera de inyectar el formol se sugiere hacerla desde abajo, insertando la aguja bajo el esternón.

El formol tiende a oxidarse en ácido fórmico con un pH bajo de 3 a 3.5 (Simmons, 1992). Por esta razón cuando es usado en el campo o en el laboratorio, tanto para matar animales como para fijarlos, debe ser neutralizado con una solución búfer. En el Museo QCAZ se utiliza agua destilada para lograr una concentración del 10% y carbonato de calcio (Ca^+) para evitar oxidaciones.

Se recomienda también matar, fijar y conservar mamíferos pequeños o ciertos órganos (ej. corazón, hígado) usando sólo etanol concentrado (95%), de esta manera los tejidos se preservan en mejores condiciones y son más apropiados para técnicas moleculares, análisis de DNA y otros.

DATOS DE COLECCIÓN

Los animales capturados son asignados con un número de campo del colector o de la institución a la que representa. En la libreta de campo deben constar los siguientes datos:

- Identificación preliminar.
- Provincia.
- Localidad específica (cantón, ciudad más cercana, pueblo, caserío, río, etc. No incluir nombres de haciendas, propiedades o características de la vegetación (ej. plantación de papas), pues con el transcurso del tiempo pueden cambiar.
- Altitud (sobre el nivel del mar).
- Fecha y hora de colección (se debe poner el nombre entero del mes).
- Colector(es).
- Hábitat.
- Número de fotografía, número de rollo.
- Datos sexuales (cuando es posible).
- Información adicional.

En la libreta de campo se deben incluir también datos del itinerario de trabajo y de localización específica de las trampas y redes. Es importante anotar también las condiciones climáticas del área de colecta, en especial nubosidad, lluvia, viento, fase lunar (para especies nocturnas) y cualquier otro dato considerado de importancia.

Los animales grandes generalmente no se los atrapa con fines de conservación, pero pueden ser encontrados muertos debido a que sufrieron algún accidente junto a carreteros o áreas antrópicas; también pueden hallarse ciertos huesos, pelaje u otros indicios de su presencia como heces fecales y

huellas, que se deberán documentar en una libreta de campo y si es posible fotografiarlos junto con alguna referencia de tamaño, de preferencia una regla.

TRANSPORTE DESDE EL CAMPO

Especímenes enteros

El transporte de especímenes enteros es la técnica más usual. Luego de capturar al animal en las diferentes trampas se procede a fotografiarlo y registrar las anotaciones necesarias de rasgos que se pueden perder con la preservación (color, textura del pelaje, ectoparásitos, etc.).

Los animales capturados son transportados al museo en recipientes con etanol (alcohol etílico) al 70% o formol al 10%, según los casos. Para animales medianos a relativamente grandes se les inyectará etanol al 70% o formol al 10% en su cavidad corporal para evitar que se deterioren los tejidos internos.

En animales pequeños se les colocará una bola de algodón en la boca para mantenerla abierta ya que en laboratorio se necesitará revisar la dentadura para verificar su identificación.

Pieles

Las pieles pueden prepararse en el campo o en el laboratorio. En el campo se las prepara cuando hay condiciones propicias, de preferencia en lugares frescos y libres de insectos, pues es frecuente que varios de ellos depositan sus huevos en las pieles. El resto del cuerpo es asignado con el mismo número de campo que la piel y se lo transportará en etanol al 70%.

Al preparar una piel es posible que se modifique el volumen corporal original, por esto es necesario tomar algunas medidas previas a la preparación. En el caso de pequeños mamíferos se toma el largo total, largo de la cola, largo de la pata posterior (anotando si se incluye o no las garras) y largo de la oreja.

Las pieles también pueden mantenerse en una solución de bórax, alumbre y arsénico en una proporción de 3:2:1 o bórax en polvo solamente.

Otros

En caso de no disponer de etanol o de algún otro líquido de preservación se recomienda el transporte del animal vivo en bolsas de tela. También se puede recurrir a la congelación del espécimen, la que debe utilizarse con cierta precaución, evitando que el animal se moje o este en contacto directo con el agua, pues se pueden formar cristales de hielo dentro de su cuerpo, los que pueden dañar profundamente los tejidos del animal.

PREPARACIÓN

Pieles secas

El primer paso es tomar las medidas adecuadas antes de la preparación, como se describió anteriormente.

Para preparar pieles de estudio (Fig. 1) se debe hacer una incisión longitudinal a nivel del abdomen, lo más pequeña posible pero lo suficientemente grande como para permitir maniobrar cómodamente, teniendo cuidado de no comprometer músculos ni vísceras. La sangre excedente se seca con algodón. El siguiente paso es el de extraer, con la ayuda de pinzas, las vísceras del animal. Luego, a través de esta incisión y con bisturí, se debe desprender la piel del músculo subyacente y sacar el cuerpo por la incisión. Se debe tener especial precaución con las zonas de las extremidades, orejas, ojos y hocico ya que son muy delicadas. También se debe cuidar de no dañar los huesos en el proceso, con especial énfasis en el cráneo (ej. arcos zigomáticos). Antes de cortar el recto se debe separar la piel de los miembros inferiores por lo menos hasta las rodillas.

Una vez extraída la piel se la cubre con bórax y se la rellena de algodón tratando de darle la misma forma del cuerpo original (se recomienda moldear el algodón previamente, guiándose en el tamaño real del animal y haciéndolo un poco más grande para comprimirlo).

Se puede insertar un pedazo de alambre inoxidable (Monel metal wire) en las extremidades y cola para darles la forma adecuada, el tamaño del alambre depende del animal, usándose desde el No. 20 para patas de ratones grandes o ardillas, hasta el No. 26 para las colas de los murciélagos más pequeños. En el caso de armadillos y puercos espines la técnica en el área caudal no funciona debido a que es imposible virar. En estos casos se hace un corte desde el cuello hasta la punta de la cola y se saca la piel. En armadillos se debe usar un cincel o una tijera grande.

Existen varias formas en las que se puede presentar una piel de estudio (Figs. 1.8 y 2).

Finalmente se asigna a la piel y al cuerpo restante una etiqueta (Fig. 3) con sus respectivos datos de campo y su correspondiente número QCAZ. Se la deja secar de 48 a 72 horas, dependiendo del tamaño del animal, luego se lo deposita en una bolsa hermética para ponerlo en congelación durante unos 5 días, con la finalidad de matar ectoparásitos o similares. Las pieles preparadas en el campo deben ser cuidadosamente revisadas al llegar al laboratorio con el fin de asegurar que estén libres de parásitos, para lo cual deben ser tratadas con plaguicidas en caso de observar alguno. Luego ingresa definitivamente a la colección.

Las vísceras sobrantes son sujetas a un análisis estomacal, dato que se añade a la ficha respectiva en la base de datos. El cuerpo se utiliza en la

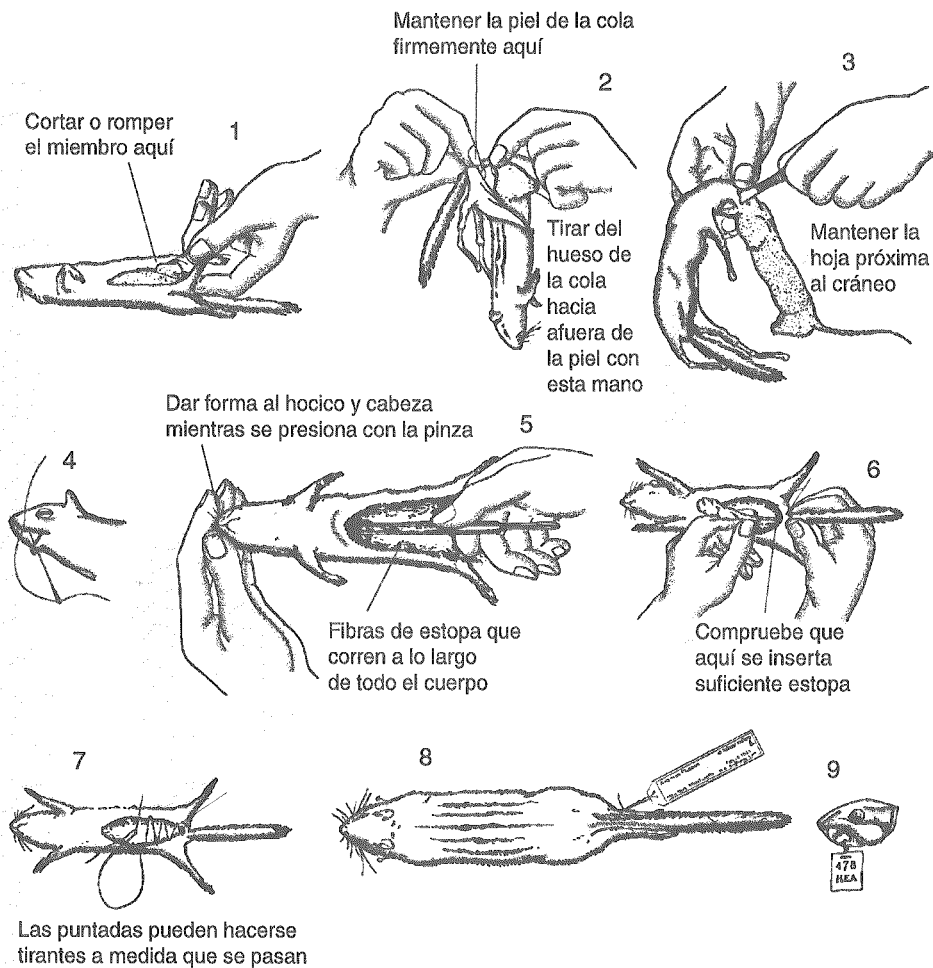


FIGURA 1. Pasos para la preparación de una piel de estudio: 1. Abertura del corte en el abdomen y liberación de una pata de la piel de la rodilla; 2. Remoción de las vértebras de la cola; 3. Corte alrededor de las orejas; 4. Costura de los labios; 5. relleno de la piel; 6. relleno de la cola con alambre cubierto; 7. Costura de la piel rellena; 8. Vista superior de la piel terminada para estudio; y 9. Vista del cráneo terminado (Tomado de Wobeser et al., 1987).

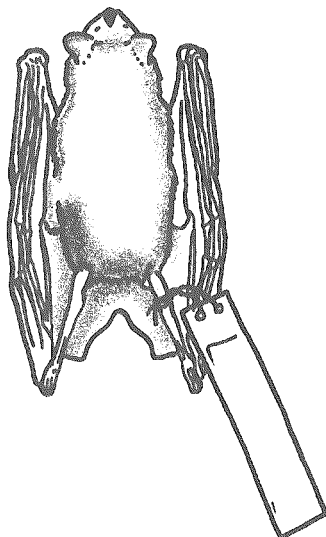


FIGURA 2. Forma de conservación de una piel de murciélago (Tomado de Handley, 1990).

preparación de esqueletos, mientras que las vísceras y otros órganos o tejidos sobrantes se conservan en etanol concentrado (95%). Tanto el esqueleto, como los tejidos, órganos y cualquier otra estructura deberán estar debidamente catalogados y con el mismo número de museo del espécimen original.

Entre las ventajas de preservar pieles secas están que el color se mantiene relativamente estable así como la consistencia y orientación del pelo. Su mayor desventaja es que sino se tiene cuidado en el momento de la preparación, el animal puede cambiar sus medidas originales (ej. pieles estiradas).

Alcoholes

El alcohol, así como otros fluidos utilizados en la conservación de especímenes, tiene una antigua historia y tradición y no es producto de investigación específica.

Según Romero-Sierra y Webb (1983), el fluido perfecto para la preservación de animales debería tener las siguientes características: debe estabilizar los tejidos, mantener los especímenes en un estado similar al vivo, bloquear las enzimas autolíticas, prevenir el encogimiento, hinchazón y distorsión del espécimen, prevenir su disolución y tener propiedades bactericidas; idealmente, debería además ser resistente a la luz, insoluble (no aceptar más dilución), inflamable y no tóxico.

o o	MUSEO DE ZOOLOGÍA (QCAZ)		Especie:	Sexo:	o o
	Ecuador, Provincia:	Localidad:	Familia:		
	Fecha:	Altitud:	Medidas:		
	Colector:	Preparado por:	No:	Observaciones:	

FIGURA 3. Etiqueta para la presentación de datos de una piel de estudio (en vista anterior y posterior).

Hasta la fecha no se conoce un líquido con todas estas características. El etanol y el formol (que son los líquidos más usados) se vuelven acídicos, causan decoloración, dañan lípidos y proteínas, producen cambios en el entrecruzamiento de las cadenas proteicas, encogimiento, hinchazón u otros cambios químicos en el espécimen (Romero-Sierra y Webb, 1983)

Los animales deben ser transferidos a un frasco hermético de tamaño estándar con etanol al 70%. Para animales pequeños como murciélagos o ratones se los deposita directamente en etanol, pero para animales más grandes es necesaria una incisión pequeña a nivel del abdomen para permitir que el alcohol llegue hasta las vísceras y las preserve. Otra forma de lograr esto es mediante una inyección de etanol o formol en la cavidad abdominal previo a introducirlos en el fluido.

Una vez en el museo, se colocan en un mismo frasco a aquellos animales de la misma especie y preferiblemente de la misma o similar localidad. En estos frascos de vidrio se incluye una tarjeta escrita con tinta indeleble en papel plástico Polypaper en donde constan los números QCAZ de los especímenes que se encuentran en su interior, además de su identificación (familia, género y especie) y la localidad en donde fueron colectados (Fig. 4).

Los frascos deben ser almacenados en sus respectivos cajones y protegidos de cualquier tipo de luz (solar o eléctrica) pues daña el alcohol y al espécimen. Cuando el alcohol está "viejo", de color amarillento o de olor desagradable se lo debe cambiar. Los frascos no son totalmente herméticos, por lo cual el alcohol tiene tendencia a evaporarse o degradarse, por lo que las colecciones deben ser revisadas periódicamente para asegurarse que el alcohol este cubriendo totalmente al animal.

Es recomendable que los frascos se encuentren en un ambiente en donde los cambios de temperatura no sean bruscos, ya que por la expansión térmica diferencial de las tapas y los frascos, las primeras pueden aflojarse o romperse y permitir que el alcohol se evapore, por lo cual se los debe revisar periódicamente para reponer las tapas rotas.

La técnica de preservación en etanol tiene sus ventajas y desventajas. Entre sus ventajas están que el animal se conserva entero y mantiene su volumen más o menos constante. Esto es muy útil para la revisión posterior y estudio de ciertos rasgos anatómicos que pueden perderse en otras técnicas.

QCAZ - MASTOZOLOGÍA	
FAMILIA:	PHYLLOSTOMIDAE
ESPECIE:	<i>Carollia brevicauda</i>
QCAZ No.:	LOCALIDAD:
1606-1609	Napo: Cosanga, 1500m
1915	Esmeraldas: Estero María, 100m
1948	Pichincha: Nanegal, Playa Rica, 1400m
1950, 1953	Pichincha: Nanegal, Gavilán de Orongo, 1500m
1959-1961	Pichincha: Nanegal, Gavilán de Orongo, 1500m

FIGURA 4. Ejemplo de etiquetas de frascos con especímenes preservados en fluidos.

Además el etanol preserva de buena manera ciertos tejidos que pueden utilizarse para estudios genéticos o bioquímicos y en particular de DNA. Actualmente el Museo QCAZ desarrolla un banco de tejidos como un recurso estratégico para investigación y uso de las futuras generaciones. Otra ventaja del etanol es que mantiene intacto el contenido estomacal y las características sexuales presentes en el individuo el momento de su colección. Entre las desventajas de los animales preservados en etanol están lo delicado de su mantenimiento y en algunos casos la falta de retención del color de los tejidos superficiales como piel y ojos. Es esta una de las razones por las cuales se recomienda tener registros fotográficos de los animales colectados.

Esqueletos

Hay varias formas de preparar esqueletos. La técnica tradicional consiste en limpiar los huesos manualmente, mediante técnicas de hervido o con ciertos químicos corrosivos, luego se cubre los esqueletos con cal o peróxido de hidrógeno (H_2O_2) para blanquearlos; sin embargo, la desventaja de esta técnica es que se pueden producir daños en huesos frágiles.

Una manera de limpiar los huesos sin dañarlos es usar escarabajos necrófagos del género *Dermestes* (Coleoptera: Dermestidae). Las larvas de estos escarabajos devoran la carne incluso en avanzado estado de putrefacción dejando los huesos intactos, siendo éste el método más frecuente. Los huesos limpios son marcados con el número QCAZ correspondiente y guardados en un recipiente apropiado. Son de especial interés las piezas dentales. Un inconveniente de esta técnica es que se dificulta un poco el estudio de las articulaciones y de regiones cartilaginosa, sobre todo en esqueletos pequeños que son difíciles de armar.

TRANSPARENTACIÓN. Para animales de tamaño pequeño existe la técnica de transparentación y tinción diferencial de cartílagos y huesos (Dingerkus y Uhler, 1977). Consiste en tratar al cuerpo del animal con ciertos químicos que transparentan todos los tejidos musculares y tiñen diferencialmente el hueso y el cartílago de rojo y azul, respectivamente, con lo cual el esqueleto queda completamente armado y articulado. Los especímenes transparentados deben ser mantenidos en glicerina. Los pasos a seguir para la transparentación son los siguientes:

1. Para muestras conservadas en formol o etanol, ir al paso 2. Muestras en isopropanol o cualquier otro preservante, deben ser sumergidas durante 3 o 4 días en etanol al 70% o formol al 10%. El material fresco: anuros, reptiles, aves y mamíferos (no salamandras ni peces) pueden ser tratados directamente (paso 2), pues el azul alciano del paso 3 actuará como fijador.
2. Extraer piel, vísceras y ojos del animal. El espécimen debe quedar sólo con músculo. Puede también retirarse músculo en zonas que presentan abundante tejido como los pectorales.
3. Sumergir en una mezcla de 10 mg de azul alciano (80 ml de etanol al 95% y 20 ml de ácido acético glacial) durante 24 a 48 horas o hasta que los cartílagos se hayan teñido de azul.
4. Cambiar a una solución de KOH al 1% con peróxido de hidrógeno al 1% por un día.
5. Sumergir en una solución de 30 ml de borato de sodio acuoso saturado, 70 ml de agua destilada y 1 gramo (1/4 de cucharada) de enzima tripsina. Continuar el proceso hasta que huesos y cartílagos sean claramente visibles. Puede tomar 2 o 3 semanas.
6. Alternar entre las etapas 4 y 5 hasta que los músculos estén transparentados, teniendo el cuidado de que el animal no se desarticule.
7. Trasladar a una solución acuosa de KOH al 0.5%, a la que se ha añadido rojo alizarina, hasta tornar la solución rojo púrpura. Dejar por 24 horas o hasta que los huesos se noten rojos.
8. Cambiar a soluciones de KOH al 1% y glicerina como sigue, aproximadamente un día en cada paso:
 - 1/4 de glicerina con 3/4 de KOH
 - 1/2 de glicerina con 1/2 de KOH
 - 3/4 de glicerina con 1/4 de KOH

En la primera solución de KOH y glicerina añadir 3 o 4 gotas de H_2O_2 al 3% por 100 ml de solución, para blanquear pigmentos. Los especímenes deben dejarse en la solución blanqueadora por varios días o hasta que los pigmentos oscuros sean removidos.

9. El material se conserva permanentemente en glicerina pura (añadir pocos cristales de timol para prevenir que crezcan hongos y bacterias).

Las dos técnicas de preparación de esqueletos mencionadas tienen también sus ventajas y desventajas. En los esqueletos limpios se puede medir exactamente todas las características del hueso con la ayuda de un calibrador, pero el mantenimiento de un dermestario puede ser algo complicado y el esqueleto no está articulado al final de la preparación y prácticamente sólo se pueden articular artificialmente esqueletos grandes. La técnica de transparentación por el contrario nos permite ver el esqueleto del animal completamente articulado (incluyendo cartílago) pero al tener carne transparentada cubriéndolo se dificulta, aunque no imposibilita, la medición de ciertos huesos. Otra desventaja de esta última técnica es el mayor costo.

CATALOGACIÓN Y ORDENAMIENTO

Cada museo tiene su propio sistema de numeración ya que no es un estándar internacional. Varios museos tienen un sistema único en el cual el número asignado a cada espécimen es independiente del grupo taxonómico al que pertenecen.

El Museo QCAZ tiene series de numeración diferente para cada clase de vertebrados que mantiene (anfibios, reptiles, aves y mamíferos). Los números se asignan conforme ingresan los animales, manteniendo de preferencia el orden de la numeración de campo del colector. Cada colector que deposita especímenes en el museo deja una copia de su catálogo de campo.

Para cada animal se elabora una ficha en la que constan datos básicos como número QCAZ, número de campo, especie, provincia, localidad específica, altitud, fecha de colección, colector(es) y otros datos adicionales que se pueda recopilar como coordenadas, hora de colección, fotografías realizadas, coloración en vivo, hábitat en el que se colectó, técnica de colección (tipo de trampa, cebo, etc.), actividad previa del animal, contenido estomacal o fecal, estado reproductivo o cualquier otro dato que pueda ser de interés. El museo utiliza para los mamíferos una base de datos en formato de Microsoft Access, (IBM compatible). Actualmente la colección del Museo QCAZ contiene 2400 especímenes catalogados.

SISTEMA DE ORDENAMIENTO DE LA COLECCIÓN

En el Museo QCAZ todos los especímenes de la colección están ordenados alfabéticamente, tanto al nivel de órdenes, familias, géneros y especies. Las infraclases siguen el patrón filogenético característico, Metatheria (mamíferos marsupiales) y Eutheria (mamíferos placentarios) en igual orden.

Los órdenes y familias de mamíferos representados en la colección del Museo QCAZ y el ordenamiento alfabético en que se encuentran se presenta en la Tabla 1.

Los especímenes están ubicados en una misma zona del museo dentro de anaqueles cerrados, los que almacenan por igual frascos de alcohol, pieles de estudio y esqueletos. Para animales muy grandes, cuyo tamaño sobrepasa el del mueble de almacenamiento, se ha optado por ubicarlos en bolsas plásticas selladas y colocarlas en lugares más amplios.

TABLA 1. Órdenes y familias de los mamíferos presentes en el Museo de Zoología (QCAZ) y secuencia de ordenamiento de la colección (incluye familias introducidas).

Orden	Familia	Orden	Familia		
Didelphiomorpha Paucituberculata Artiodactyla	Didelphidae	Edentata	Bradypodidae		
	Caenolestidae		Dasypodidae		
	Bovidae		Megalonychidae		
	Carnivora	Camelidae	Insectivora	Myrmecophagidae	
		Cervidae		Soricidae	
		Suidae	Lagomorpha	Leporidae	
		Tayassuidae	Perissodactyla	Equidae	
		Canidae		Tapiridae	
		Cetacea	Felidae	Primates	Callitrichidae
			Mustelidae		Cebidae
Otariidae			Rodentia	Hominidae	
Procyonidae				Agoutidae	
Ursidae				Caviidae	
Chiroptera	Balaenopteridae			Dasyproctidae	
	Delphinidae	Dinomyidae			
	Kogiidae	Echimyidae			
	Iniidae	Erethizontidae			
	Sirenia	Emballonuridae	Heteromyidae		
		Furipteridae	Hydrochaeridae		
		Molossidae	Muridae		
		Mormoopidae	Sciuridae		
		Noctilionidae	Trichechidae		
		Phyllostomidae			
Thyropteridae					
Vespertilionidae					

LITERATURA CITADA

- Dingerkus, G. y L. D. Uhler. 1977. Enzyme clearing of alcian blue stained whole small vertebrates for demonstration of cartilage. *Stain Technology* 52:229-232.
- Handley, C. O., Jr. 1990. Specimen preparation. Pp. 437-457 *en*: T. H. Kunz (ed.), *Ecological and behavioral methods for the study of bats*. Smithsonian Institution Press. Washington D.C.
- Romero-Sierra, C. y J. C. Webb. 1983. The potentials of diatirology. Pp. 21-28 *en*: D. J. Faber (ed.), *Proceedings of the 1981 Workshop on Care and Maintenance of Natural History Collections*. Syllogeus.
- Simmons, J. E. 1991. Conservation problems of fluid-preserved collections. Pp. 69-89 *en*: P. S. Cato y C. Jones (eds.), *Natural History Museum: Directions for Growth*. Texas Tech University Press. Lubbock.
- Simmons, J. E. 1992. Blithe spirits: problems and potentials of fluid preservation. *American Society of Ichthyologists and Herpetologists. Workshop on Collections Care and Management Issues*. 52 pp.
- Tirira, D. En prensa. *Mamíferos del Ecuador*. Museo de Zoología. Centro de Biodiversidad y Ambiente. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. *Publicación Especial 2*. Quito.
- Wilson, D. E. y D. M. Reeder. 1993. *Mammal species of the World, a taxonomic and geographic reference*. 2da edición. Smithsonian Institution Press. American Society of Mammalogists. Washington D.C. 1206 pp.
- Wobeser, G. A., T. R. Spraker y V. L. Harms. 1987. *Colección y preparación de materiales biológicos en el campo*. Pp. 563-577 *en*: R. Rodríguez-Tarrés (ed.), *Manual de técnicas de gestión de vida silvestre*. 4ta edición. World Wildlife Fund. Maryland.

Recibido en diciembre de 1996

ANEXO 1. Lista de materiales y reactivos necesarios para la colecta, conservación y preparación de mamíferos

COLECTA

- Trampas vivas tipo Sherman, Tomahawk, Havahart y otras
- Trampas pitfall
- Redes de nylon, tipo neblina
- Cebos
- Pinzas largas (25 cm)
- Alfileros
- Brújula
- Guantes de cuero
- Bolsas de tela de diferentes tamaños
- Linternas de mano y/o cabeza
- Estacas y cintas de marcaje (colores fuertes, ej. rojo)
- Machetes, palas
- Pilas o baterías
- Botiquín de primeros auxilios
- Jaulas para el transporte vivo de animales
- Trampas de golpe tipo Víctor
- Algodón
- Poste de aluminio (2 por red)
- Termómetro
- Binoculares
- Mapas topográficos del área de estudio
- Guantes de caucho
- Equipos para acampar
- Equipo fotográfico (se recomienda usar película para diapositivas)
- Cuerda nylon delgada
- Escopetas de aire o perdigones
- Se recomienda estar vacunado contra la rabia
- Permiso de colección

SACRIFICIO

- 1. Con cloroformo:**
- Cloroformo
 - Algodón
 - Recipiente hermético
- 2. Con formol:**
- Solución de formol al 10%
 - Jeringuilla

TRANSPORTE

- Recipientes herméticos
- Etanol al 70%
- Algodón (para fijar la boca abierta)
- Números de campo
- Jeringuillas

PREPARACIÓN DE PIELES

- Bórax, alumbre, bicarbonato, sal (ClNa) para secar y curtir las pieles
- Cuaderno de campo
- Formulario de datos
- Números de campo
- Etiquetas de identificación
- Agujas de coser
- Cepillo dental (para peinar la piel preparada)
- Pesolas de diferentes medidas
- Cuchillo
- Equipo de disección completo
- Jeringuillas hipodérmicas para extraer la masa encefálica
- Agujas para las jeringuillas
- Etiquetas para material óseo, vísceras y parásitos
- Rapidógrafo o marcadores de tinta indeleble
- Alambre de monel (No. 20 a 26)

ANEXO 1. (continuación)

- Calibrador
- Hilo de algodón o nylon No. 8 y 6
- Alcohol etílico 70%
- Formol 10 %
- Glicerol
- Bolsas plásticas de diferente tamaño
- Alfileres
- Planchas de espuma flex
- Algodón
- Frascos pequeños para parásitos
- Frascos para vísceras

PREPARACIÓN DE ESQUELETOS**1. Método clásico**

- Dermestes
- Dermestario
- Cal
- Peróxido de hidrógeno
- Equipo de disección
- Recipientes

2. Transparentación

- Azul alciano
- Etanol
- Agua destilada
- Hidróxido de potasio (KOH)
- Peróxido de Hidrógeno (H₂O₂)
- Formol al 10%
- Ácido acético glacial
- Equipo de disección
- Tripsina
- Rojo alizarina
- Glicerina
- Timol
- Equipo de disección y recipientes
- Borato de sodio
- Frascos de vidrio

INGRESO AL MUSEO

- Etiquetas de museo
- Frascos de vidrio herméticos
- Papel polypaper (Nalgen Company)
- Tinta indeleble (china)
- Computadora
- Base de datos museológica
- Bolsas plásticas
- Rapidógrafo

ANEXO 2. Otras referencias útiles

- Albuja, L. 1983. MAMÍFEROS: MÉTODOS DE TRAMPEO Y CAPTURA. Pp. 89–93 *en*: Manual de museos, técnicas de campo y laboratorio. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Serie Misceláneas 4(2).
- Albuja, L. y C. Merizalde. 1988. MANUAL DE LABORATORIOS DE ZOOLOGÍA DE VERTEBRADOS. Departamento de Ciencias Biológicas. Escuela Politécnica Nacional. Quito. 84 pp.
- Andrade, P. 1993. PREPARACIÓN DE PIELES DE MAMÍFEROS. P. 94 *en*: Manual de museos, técnicas de campo y laboratorio. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Serie Misceláneas 4(2):1–148.
- Benedito, J. L. 1983. TAXIDERMIA. Pp. 99–103 *en*: Manual de museos, técnicas de campo y laboratorio. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Serie Misceláneas 4(2).
- Benedito, J. L. y J. C. Matheus. 1983. PROCEDIMIENTO PARA LA PREPARACIÓN DE UNA PIEL HASTA LA NATURALIZACIÓN DE UN LOBO MARINO. Pp. 94–98 *en*: Manual de museos, técnicas de campo y laboratorio. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Serie Misceláneas 4(2).
- Moreno, E. M. 1983. PREPARACIÓN Y PRESENTACIÓN DE ESQUELETOS. Pp. 105–107 *en*: Manual de museos, técnicas de campo y laboratorio. Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales, Serie Misceláneas 4(2).
- Palacios, F., C. Martínez y B. Thomas. 1992. SIMPOSIO INTERNACIONAL Y PRIMER CONGRESO MUNDIAL SOBRE PRESERVACIÓN Y CONSERVACIÓN DE COLECCIONES DE HISTORIA NATURAL. Libros del Congreso. Memorias. 3 vols. + resúmenes. Madrid. 1100 pp.
- Ramírez-Pulido J., I. Lia, S. Gaona, C. Müdespacher, A. Castro. 1989. MANEJO Y MANTENIMIENTO DE COLECCIONES MASTOZOLÓGICAS. Laboratorio de Mastozología. Universidad Autónoma de Metropolitana. México, D.F. 127 pp.
- Suárez, L. y P. A. Mena. 1984. MANUAL DE MÉTODOS PARA INVENTARIOS DE VERTEBRADOS TERRESTRES. Fundación Ecociencia. Quito. 51 pp.
- Rodríguez-Tarrés, R. 1987. MANUAL DE TÉCNICAS DE GESTIÓN DE VIDA SILVESTRE. 4ta edición. World Wildlife Fund. Maryland. 703 pp.
- Tirira, D. 1998. TÉCNICAS DE CAMPO PARA EL ESTUDIO DE MAMÍFEROS SILVESTRES. Pp. 93–125 *en*: D. Tirira (ed.), Biología, sistemática y conservación de los mamíferos del Ecuador. Memorias. Museo de Zoología. Centro de Biodiversidad y Ambiente. Pontificia Universidad Católica del Ecuador. Publicación Especial 1. Quito.