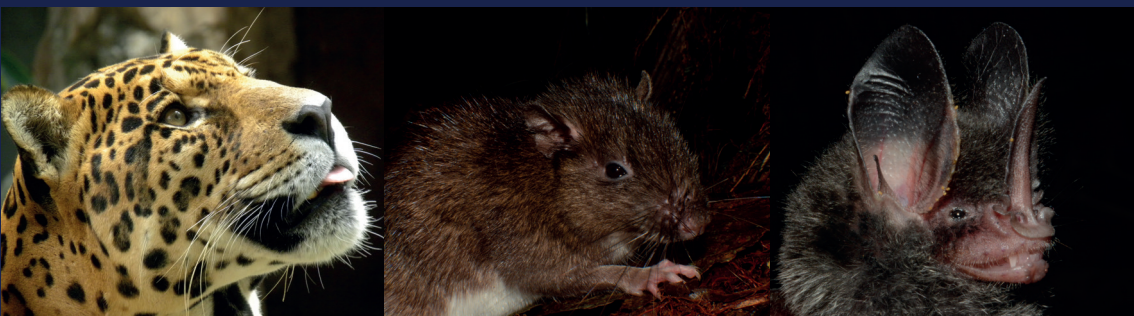


LINEAMIENTOS ÉTICOS Y PROCEDIMIENTOS PARA EL ESTUDIO Y MANEJO DE MAMÍFEROS SILVESTRES EN EL ECUADOR

Versión 1

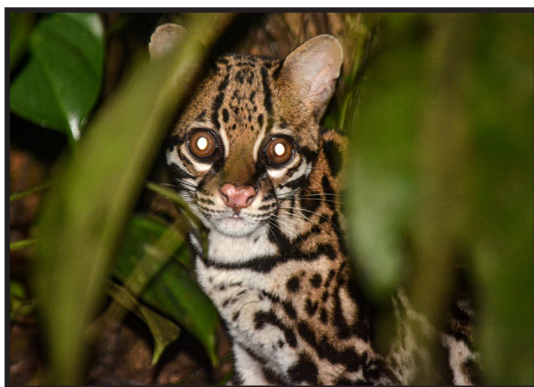
Julio 2022



Santiago Erazo, M. Alejandra Camacho, Galo Zapata-Ríos,
Jaime A. Salas, Patricia Rosero R., Rodrigo Cisneros-Vidal
y Sarah Martin-Solano

COMITÉ DE BIOÉTICA
ASOCIACIÓN ECUATORIANA DE MASTOZOLOGÍA

LINEAMIENTOS ÉTICOS Y PROCEDIMIENTOS PARA EL ESTUDIO Y MANEJO DE MAMÍFEROS SILVESTRES EN EL ECUADOR



Versión 1

2022





Diego Tirira

Perezoso de dos
dedos de Hoffmann
(*Choloepus hoffmanni*)

LINEAMIENTOS ÉTICOS Y PROCEDIMIENTOS PARA EL ESTUDIO Y MANEJO DE MAMÍFEROS SILVESTRES EN EL ECUADOR

Versión 1

Santiago Erazo^{1,2}, M. Alejandra Camacho¹,
Galo Zapata Ríos³, Jaime A. Salas^{4,5}, Patricia Rosero R.⁶,
Rodrigo Cisneros-Vidal^{7,8} y Sarah Martin-Solano⁹

¹ Museo de Zoología, Escuela de Ciencias Biológicas,
Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito, Ecuador.

² Institute of Evolutionary Ecology and Conservation Genomics,
University of Ulm, Ulm, Alemania.

³ Wildlife Conservation Society-Ecuador Program, Quito, Ecuador.

⁴ Carrera de Biología, Facultad de Ciencias Naturales,
Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.

⁵ Fundación Desarrollo y Biodiversidad (FUNDEBIO), Guayaquil, Ecuador.

⁶ Universidad de Las Américas, Quito, Ecuador.

⁷ EcosLab, Departamento de Ciencias Biológicas y Agropecuarias,
Universidad Técnica Particular de Loja, Loja, Ecuador.

⁸ Programa de Doctorado en Ecología, Facultad de Ciencias Biológicas,
Universidad Complutense de Madrid, Madrid, España.

⁹ Grupo de Investigación en Sanidad Animal y Humana (GISAH),
Departamento Ciencias de la Vida, Universidad de las
Fuerzas Armadas ESPE, Sangolquí, Ecuador.

Autor para correspondencia:
Santiago Erazo [santiago007@gmail.com]

Asociación Ecuatoriana de Mastozoología

Una publicación de la
Asociación Ecuatoriana de Mastozoología

ISBN: 978-9942-8584-6-7

© 2022

Quito, Ecuador

Edición:
Diego G. Tirira

Diseño y diagramación



Fotos de la portada: *Panthera onca* (Galo Zapata Ríos),
Proechimys simonsi (Santiago Erazo), *Gardnerycteris crenulatum*
(Santiago Erazo), *Megaptera novaeangliae* (Santiago Erazo).
Primera página: *Leopardus pardalis* (Santiago Erazo).

Cita recomendada:

Erazo, S., M. A. Camacho, G. Zapata Ríos, J. A. Salas, P. Rosero R.,
R. Cisneros-Vidal y S. Martín-Solano. (2022). *Lineamientos éticos y proce-
dimientos para el estudio y manejo de mamíferos silvestres en el Ecuador*.
Versión 1. Quito: Asociación Ecuatoriana de Mastozoología y Ministerio
del Ambiente, Agua y Transición Ecológica del Ecuador.

Para descarga de esta y futuras actualizaciones:

<https://aem.mamiferosdeecuador.com/>

RESUMEN

El estudio de animales silvestres debería seguir lineamientos éticos y técnicos que sean aprobados por especialistas para garantizar el uso de buenas prácticas, el bienestar de los animales silvestres y la seguridad de los investigadores. Como iniciativa de la Asociación Ecuatoriana de Mastozoología (AEM) y su Comité de Bioética, desarrollamos los presentes Lineamientos éticos para mamíferos silvestres en el Ecuador, con base en los lineamientos aprobados por la American Society of Mammalogists (2016) y en herramientas oficiales en Ecuador y Latinoamérica. Este es un documento de consulta previo al desarrollo, evaluación y aprobación de proyectos de investigación relacionados y está dirigido a investigadores, institutos de educación superior, museos, empresas de consultoría ambiental, comités de bioética y otras entidades reguladoras. Los lineamientos incluyen de manera general consideraciones éticas y técnicas; además, resaltan la importancia del diseño y planificación del trabajo de campo y la capacitación y supervisión del personal. Para el diseño del muestreo incluimos detalles de diferentes técnicas de captura, manipulación, inmovilización, marcaje, eutanasia, recolección de muestras y preparación de especímenes testigo (*vouchers*). También describimos métodos generales para el manejo en cautiverio y para la liberación y translocación de mamíferos. Esta versión del documento y otros documentos de apoyo están disponibles en la página web de la [AEM](#), en donde también se alojarán sus futuras modificaciones.

Palabras clave: captura de mamíferos, comités de bioética, cuidado animal, manejo de fauna, *one health*, salud animal, salud humana, trampeo, uso ético de mamíferos y otra fauna.

ABSTRACT

The study of wild animals should follow a series of ethical and technical guidelines, approved by specialists, to ensure the use of best practices, the welfare of wild animals, and the safety of researchers. As an initiative of the Asociación Ecuatoriana de Mastozoología (AEM) and its Bioethics Committee, we developed the present guidelines for the study of wild mammals in Ecuador, based on the guidelines approved by the American Society of Mammalogists (2016), and in official tools from Ecuador and Latin America. This is a reference document, prior to the development, evaluation and approval of research projects; aimed at researchers, institutes of higher education, museums, environmental consulting firms, bioethics committees, and other regulatory entities. We include guidelines in general ethical and technical considerations; in addition, we highlight the importance of designing and planning fieldwork, and training and supervision of personnel. For sampling design, we present details of different techniques of capture, handling, immobilization, marking, euthanasia, collection of samples, and preparation of voucher specimens. In addition, we describe methods for captive handling and for release and translocation of mammals. This version of the document and other supporting bibliographic documents are available online at the [AEM](#) website, and its future updated and modifications.

Keywords: animal care, animal health, bioethics committees, capture of mammals, ethical use of mammals and other animals, human health, one health, trapping, wildlife management.

CONTENIDO

1. Perspectiva general	11
Desarrollo de los lineamientos	11
La función de los veterinarios	13
Supervisión en investigación de vida silvestre	14
Regulación de las actividades con animales silvestres	16
Manipulación de animales en investigación	18
Protocolos, formularios y directrices para estudios con vida silvestre	21
Número de individuos necesarios para una investigación	22
Capacitación	24
2. Técnicas de captura	25
Consideraciones	25
Técnicas de captura viva	26
Trampas mortales	35
Mamíferos acuáticos	39
Uso de perros domésticos en investigación	40
Consideraciones para la toma de fotografías	42
Estudios de bioacústica	42
Estudios de telemetría	43
3. Inmovilización química	45
4. Recolección de muestras	47
Recolección de muestras de pelo	47
Recolección de muestras de saliva	49
Recolección de muestras de heces	51

Contenido

Recolección de muestras de tejidos	53
Recolección de muestras de sangre	55
5. Marcaje	59
Marcas externas	59
Etiquetas internas	61
6. Cuidado de mamíferos capturados	63
Condiciones de obtención y tenencia	63
Entornos de mantenimiento	65
Enriquecimiento ambiental	68
Alojamiento de murciélagos	69
Intervalos de observación	70
Separación de taxones y minimización del estrés	71
7. Liberación y translocación	73
Liberación de mamíferos cautivos	73
Translocación para la conservación	76
8. Eutanasia	79
9. Preparación de especímenes <i>voucher</i>	85
10. Seguridad humana	87
11. Literatura citada	91
12. Anexos	111
Anexo 1. Marco legal	111
Anexo 2. Compuestos químicos para la inmovilización de mamíferos silvestres	124
Anexo 3. Sitios para la recolección de sangre	127

PRESENTACIÓN

La biodiversidad, de la cual formamos parte, es fundamental y asegura nuestra supervivencia, además nos contribuye con materia prima, servicios, protección, bienestar y equilibrio. Por ello, es un patrimonio natural cuyo cuidado y protección es una acción prioritaria.

Ecuador es privilegiado por su ubicación geográfica y variedad de climas, entre otros factores, que lo convierten en un país megadiverso, aquellos con la mayor cantidad de especies por unidad de superficie; entre ellos, los mamíferos tienen una riqueza de 465 especies.

Los *Lineamientos éticos y procedimientos para el estudio y manejo de mamíferos silvestres en el Ecuador* fueron elaborados por la Asociación Ecuatoriana de Mastozoología y su Comité de Bioética basados en estándares nacionales e internacionales. Esta es una herramienta para el desarrollo de investigaciones de mamíferos silvestres en el país con recomendaciones para asegurar un manejo responsable y ético y con propuestas para una mejor gestión del recurso y promover la protección y conservación de los mamíferos en el país.

La implementación de estos lineamientos fortalecerá las capacidades en el estudio de estos organismos, además del establecimiento de alianzas entre instituciones que permitan el cumplimiento de objetivos en común y que promuevan la conservación de la vida silvestre del país.

Byron Lagla Chimba

Director de Biodiversidad

Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica

ABREVIATURAS UTILIZADAS

AEM	Asociación Ecuatoriana de Mastozoología.
ASM	American Society of Mammalogists [Sociedad Americana de Mastozoólogos].
AVMA	American Veterinary Medical Association [Asociación Americana de Medicina Veterinaria].
CBI	Comisión Ballenera Internacional.
CDB	Convenio sobre Diversidad Biológica.
CIAT	Comisión Interamericana del Atún Tropical.
CITES	Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (por sus siglas en inglés).
CMS	Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias de Animales Silvestres (por sus siglas en inglés).
COIP	Código Orgánico Integral Penal.
MVPA	Model Veterinary Practice Act [Ley Modelo de Práctica Veterinaria].
NIH	National Institutes of Health [Institutos Nacionales de Salud].
NRC	National Research Council [Consejo Nacional de Investigación].
OIE	Office International des Epizooties [formalmente conocida como Organización Mundial de Sanidad Animal].
OLAW	Office of Laboratory Animal Welfare [Oficina de Bienestar de los Animales de Laboratorio].
SSC	Species Survival Commission [Comisión de Supervivencia de Especies].
TULSMA	Texto Unificado de Legislación Secundaria de Medio Ambiente.
UICN	Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza [igual a IUCN].

1

PERSPECTIVA GENERAL

Desarrollo de los lineamientos

Todo tipo de avances en el estudio de mamíferos (como la exploración de funciones fisiológicas, la comprensión de relaciones evolutivas o el desarrollo de estrategias de manejo) deberían tomar en cuenta medidas para el estudio, uso y manejo responsable de animales en investigación. En 1928, Joseph Grinnell realizó las primeras recomendaciones informadas para el manejo de fauna silvestre, las que abogaban por un cuidado y uso compasivo de los animales, que además fueran sensibles con la opinión pública. Casi un siglo después, esta posición conceptual y filosófica se mantiene vigente, dado que los expertos en mamíferos trabajan para comprender y proteger a los organismos que estudian.

Como una iniciativa de la Asociación Ecuatoriana de Mastozoología (AEM), y su Comité de Bioética, para garantizar el uso de buenas prácticas, el bienestar de los mamíferos silvestres y la seguridad de los investigadores, desarrollamos el presente documento con base en

los lineamientos aprobados por la American Society of Mammalogists (ASM) (Sikes y Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists, 2016), además de otras herramientas oficiales que se emplean en Ecuador y en Latinoamérica.

El presente documento incluye consideraciones generales, éticas y técnicas para estudios de campo con mamíferos silvestres, como técnicas de captura y manejo, la importancia en el número de individuos empleados, la toma de muestras, el marcaje, el cuidado en cautiverio, la eutanasia, la preparación de especímenes para colecciones científicas, entre otros aspectos. Además, informamos sobre potenciales problemas de salud, seguridad y ambiente, específicos al trabajo con mamíferos silvestres en el Ecuador; destacamos sobre regulaciones para el uso de animales y mencionamos la normativa vigente en el país ([anexo 1: Marco legal](#)). También enfatizamos que el investigador debe mantener en todo momento un sentido común y prudencia mientras desarrolle un estudio que involucre el trabajo con animales; además, se debe tomar en cuenta que, en dependencia del taxón y del tipo de investigación, será necesario la búsqueda de guías específicas de acuerdo con las condiciones particulares del estudio. Esta es una herramienta de consulta previa al desarrollo, evaluación y aprobación de proyectos de investigación y de otras actividades correspondientes. La hemos dirigido a investigadores, institutos de educación superior, empresas consultoras ambientales, entidades reguladoras (como el Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica del Ecuador), comités de bioética, evaluadores y editores de manuscritos de investigación, personal de organizaciones de la sociedad civil, comités de grado académicos y público interesado.

Debemos destacar que existen diferencias fundamentales entre actividades que involucran el trabajo con animales domésticos y silvestres, sea que se los estudie en su hábitat natural o en laboratorio.

Estas diferencias se detallan en otros estudios (Sikes et al., 2012; Sikes y Bryan, 2015; Sikes y Paul, 2013) e incluyen consideraciones sobre los métodos apropiados para la eutanasia o el sacrificio compasivo, el potencial impacto sobre poblaciones naturales, las diferencias biológicas de los animales y las diferencias en las necesidades de manejo y cría. Es importante considerar que, dependiendo del tipo de investigación, su aprobación puede estar sujeta a análisis por otras entidades.

La función de los veterinarios

La participación de veterinarios en estudios de vida silvestre es importante y, según el tipo de investigación, puede ser un requerimiento obligatorio. La función de los veterinarios en la investigación de la vida silvestre será distinta de su función para la investigación en laboratorio, con excepción de aquellos proyectos en los que los investigadores son veterinarios, o en los que los veterinarios acompañan a los investigadores en su labor de campo con animales silvestres. Dado que el veterinario rara vez acompaña a los investigadores durante su labor de campo, no es común que brinde recomendaciones médicas para atender animales específicos, con excepción de sugerencias previas, observaciones o información brindada al personal que trabaja en campo, a menos que los animales puedan ser trasladados hacia el lugar en donde se encuentra el profesional. Los veterinarios constituyen un consejero y consultor valioso durante la planificación y el desarrollo del estudio, o en respuesta a problemas encontrados durante las actividades de campo. Debemos enfatizar que la selección, dosificación y vías de administración de fármacos tienen mejores resultados al realizarse con el apoyo de veterinarios con experiencia en vida silvestre y que debe realizarse una consulta técnica antes de utilizar dichos compuestos.

Supervisión en investigación de vida silvestre

La supervisión en investigaciones que involucran el uso de animales se ha desarrollado principalmente desde una perspectiva biomédica, como es el caso de investigaciones enfocadas en la salud humana, cuyos casos responden preguntas con modelos basados en el estudio de animales domésticos en ambientes de laboratorio. Para la supervisión de estas actividades se establecieron reglamentos, guías y expectativas que con frecuencia han sido extendidas para aplicarse en el estudio de animales silvestres en sus hábitats. Sin embargo, más allá de los objetivos básicos que buscan garantizar un tratamiento aceptable y reducir el dolor o malestar en los animales utilizados en dichos estudios, los lineamientos y regulaciones para investigación biomédica tienen poca relevancia para la investigación en animales silvestres, especialmente en sus hábitats naturales.

El uso de guías no diseñadas para animales silvestres puede resultar en un tratamiento ineficaz y poco ético; esta desconexión ocurre debido a diferencias fundamentales entre los objetivos de la investigación biomédica y de vida silvestre, el rol de los animales en las labores de investigación respectivas y, de manera especial, las diferencias fundamentales entre los animales domésticos empleados con frecuencia para las labores biomédicas y los animales silvestres empleados para la investigación de campo. Como consecuencia, a menos que exista una modificación extensiva en los documentos guía y expectativas antes de su aplicación en animales silvestres, su utilidad para animales silvestres sería limitada, e incluso, en el peor de los casos, dañina, a pesar de que el objetivo sea su cuidado y protección.

Sikes y Paul (2013) enfatizaron las diferencias obvias entre investigaciones biomédicas y de vida silvestre. El principal argumento que presentan radica en que las investigaciones biomédicas utilizan animales como suplentes de personas en estudios diseñados para el

beneficio de la salud humana, mientras que las investigaciones de vida silvestre están diseñadas para beneficiar a los sujetos de estudio. En este caso, los animales individuales no son “utilizados”, son los objetos de estudio en proyectos diseñados para entender aspectos de su biología, que incluyen su comportamiento, ecología o respuesta a actividades antrópicas.

Los estudios con animales silvestres, especialmente aquellos que se desarrollan en sus hábitats naturales, tienen el potencial de alcanzar un impacto que va más allá de los sujetos de estudio, pues dichos individuos existen como parte de una población y comunidad. Al momento, se reconocen más de 6300 especies de mamíferos silvestres ([Mammal Diversity Database](#)) (Burgin et al., 2018; Mammal Diversity Database, 2021), y más de 450 en Ecuador (Tirira et al., 2021), que son potenciales sujetos de estudio en diferentes instancias, sea en investigaciones científicas, académicas o en evaluaciones de consultoría. Por el contrario, la mayoría de las investigaciones biomédicas suelen utilizar pocas especies de mamíferos (como *Rattus norvegicus* y *Mus musculus*) que han sido criados, domesticados o se han mantenido bajo cuidado humano durante el tiempo suficiente para habituarse a las interacciones del cautiverio.

Además de las diferencias notables que existen en los enfoques y el alcance entre las investigaciones biomédicas y de vida silvestre, también se reconocen diferencias profundas en el aspecto biológico de los animales domésticos en comparación con los animales silvestres. El acto de domesticación produce animales que interactúan de manera diferente con humanos en comparación con las especies silvestres. Por ejemplo, en lugar de temer o huir de los humanos, los animales domésticos los buscan por alimento, refugio y compañía. Como mencionó Darwin (1868), la propagación en cautiverio de taxones silvestres delimita las características morfológicas y comportamentales que favorecen a los humanos y relajan

la selección de características importantes para la supervivencia en áreas silvestres. Sus observaciones y la comprensión de las bases genéticas de estas diferencias han llevado a la aparición de variedades domésticas de animales y plantas, que constituyen la base de la agricultura y zootecnia modernas.

Las instituciones que realizan estudios con especies silvestres deben garantizar que el proceso de evaluación de los proyectos de investigación se realice con personal que tenga los conocimientos apropiados. En la mayoría de casos, esta necesidad se cumple al incluir a uno o más investigadores con conocimientos en el campo de estudio dentro del comité de evaluación respectivo. Para instituciones que no dispongan de protocolos establecidos o expertos en el campo de estudio podría ser de particular utilidad buscar consultores externos; incluso si el comité evaluador incluye expertos en vida silvestre, diversidad de especies y focos de investigación, es probable que se generen instancias en las que sea obligatorio buscar la asistencia externa.

Regulación de las actividades con animales silvestres

El uso y manejo de animales silvestres con fines de investigación y educación son actividades reguladas en muchos países. Los investigadores o el personal responsable de estos estudios deben consultar y determinar si las actividades planificadas están sujetas a una evaluación y aprobación previa, esta decisión debe tomarla un comité de ética y no el investigador. Los investigadores también son responsables de procurar todos los permisos de investigación necesarios antes de realizar procedimientos que involucren el trabajo o la manipulación de animales vivos. También es fundamental que los investigadores y los comités de ética entiendan que el término “recolección científica” hace referencia a la remoción de individuos de una población silvestre.

En el caso de propuestas de estudio que involucren especies silvestres amenazadas, que aparecen incluidas en libros o listas rojas vigentes, la *Lista Roja de mamíferos del Ecuador* (Tirira, 2021) y *The IUCN Red List of Threatened Species* (UICN, 2022), solicitamos que la autoridad ambiental nacional (o sea el Ministerio del Ambiente) no avale métodos que pongan en peligro a estas especies, en cuyo caso se solicite que solo se deben aplicar métodos no invasivos. En el país, el Texto Unificado de Legislación Secundaria de Medio Ambiente (TULSMA) y el Código Orgánico Integral Penal (COIP) (Registro Oficial Suplemento No. 598 [Acuerdo Ministerial 84] de 2015) son herramientas jurídicas que prohíben, sancionan y, de forma explícita, otorgan protección jurídica a las especies silvestres que son indicadas en los libros y listas rojas de especies amenazadas del Ecuador (Registro Oficial No. 679 de 2002).

En el territorio ecuatoriano, incluidas sus áreas protegidas, para realizar cualquier trabajo con fauna silvestre, ya sea que exista o no remoción del animal de su población, es necesario contar con un permiso emitido por el ente rector nacional. Además de dicho permiso, en cuanto a propiedades privadas y territorios indígenas, los investigadores deben obtener autorización de los actores relevantes antes de iniciar un estudio de campo. Asimismo, se deben tomar en cuenta las recomendaciones para el manejo y muestreo de mamíferos que podrían ser portadores de enfermedades zoonóticas.

Los investigadores deben cuidar su propia seguridad y la de sus colaboradores cuando el objeto de estudio es un potencial portador de enfermedades zoonóticas. Adicionalmente, como parte de su responsabilidad institucional, los comités de ética deberían adoptar medidas de control de salud ocupacional para las personas involucradas en investigaciones con animales. El control de salud puede variar desde un simple formulario informativo sobre alergias u otras condiciones de salud de investigadores, estudiantes

y empleados involucrados, hasta un examen médico extensivo y la solicitud de la apertura de una historia clínica.

El investigador principal y su institución deben tener los conocimientos necesarios en cuanto a los permisos requeridos para llevar a cabo la investigación propuesta. Además, estos permisos se deben emitir a nombre del investigador principal y no de la institución, por ende, un método prudente es aprobar los protocolos aceptables, pero especificar por escrito al investigador que no puede iniciar el trabajo hasta que todos los permisos necesarios se encuentren en orden.

Manipulación de animales en investigación

En el Ecuador y en otros países de Latinoamérica se han adoptado con frecuencia estándares internacionales para el cuidado y el uso de animales en laboratorio y durante el trabajo de campo (Rivera et al., 2018). Ante la inexistencia de leyes para el bienestar animal en investigación es imposible la implementación adecuada de comités institucionales o de una guía nacional promulgada por la entidad gubernamental pertinente; sin embargo, varias instituciones educativas superiores e instituciones con laboratorios y museos que incluyen el manejo y la investigación con animales por lo general optan por seguir los estándares aceptados internacionalmente. Entre estos estándares se incluyen el [2019 Model Veterinary Practice Act \(MVPA\)](#) (AVMA, 2019), el [Código Sanitario para los Animales Terrestres](#) (OIE, 2019), y el [2016 Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education](#) (Sikes y Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists, 2016).

Con base en estándares internacionales para la captura y la manipulación de animales, en donde la enseñanza, la investigación y las

pruebas o experimentos son conducidos, se recomienda que los dispositivos de captura de mamíferos sean aquellos diseñados para mantener al animal ileso (trampas vivas). Para la instalación, revisión y manipulación de estas trampas, y el procedimiento de retiro de los ejemplares capturados, el investigador principal y los miembros de su equipo deben tener un entrenamiento adecuado para que la manipulación de los individuos se lleve a cabo sin implicarles dolor ni estrés.

Según los objetivos de un estudio, si así lo requieren, es posible realizar otros procedimientos, como la extracción de sangre y de tejidos que no impliquen dolor o éste sea mínimo o momentáneo. Además, si es necesario, se puede realizar el marcaje de tejidos periféricos, como la colocación de anillos, tatuajes, etiquetas y otros. Si dichos procedimientos requieren de la inmovilización química del individuo, solo debe administrarse para facilitar el procedimiento y proteger al animal y al investigador de lesiones en lugar de aliviar el dolor o la angustia inducidos por el procedimiento; posteriormente, se debe proceder a la liberación adecuada de los animales.

En caso de que una trampa viva no funcione de forma correcta y deje al animal con dolor o estrés, o cuando el uso de una trampa mortal ha dejado herido al individuo, la eutanasia es el procedimiento recomendado para aliviar el dolor, la angustia y el estrés. Es importante señalar que estos casos pueden ocurrir ocasionalmente con medianos y grandes mamíferos silvestres, a pesar de que las técnicas de captura por lo general son consistentes con investigaciones donde no se prevé sacrificar el animal, por lo cual recomendamos que los investigadores y sus grupos de trabajo sean conscientes de la necesidad de adaptar sus métodos de tratamientos, si los eventos reales lo justifican.

Recomendamos que las instituciones de investigación y universidades que realicen estudios con animales y mantengan colecciones

científicas dispongan de un equipo profesional que se encargue de la evaluación del uso y el manejo de animales para fines investigativos (como un comité de bioética o un comité para el cuidado y el uso de animales silvestres). Dicho comité tendrá un papel clave de supervisión, incluida la revisión y aprobación de las actividades de uso de animales y la inspección de las instalaciones que ocuparán estos individuos (Mohan y Huneke, 2019). El investigador principal o instructor, y su personal, son responsables de:

- Comprender y cumplir las regulaciones y las políticas institucionales que rigen el cuidado y uso de los animales,
- Determinar si las actividades están sujetas a una evaluación y aprobación previa, y si fuera necesario,
- Proporcionar una supervisión adecuada para el uso de mamíferos silvestres en investigación.

Según las recomendaciones (Sikes y Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists, 2016), los comités, a través de formularios para la revisión y aprobación de proyectos, deberán solicitar: (1) información sobre la localidad específica que será estudiada, (2) los procedimientos que estarán involucrados y (3) la descripción del hábitat donde se llevarán a cabo los estudios, con el fin de evaluar el impacto potencial en los animales sujetos.

Los estudios con el potencial de afectar la salud o la seguridad del personal o el entorno del animal pueden necesitar de la supervisión de miembros del comité, incluso si se describen como solo observacionales o conductuales. Cuando se trate de captura, manipulación, confinamiento, transporte, anestesia, eutanasia o procedimientos invasivos, el comité debe asegurarse de que los proyectos propuestos se basen en las recomendaciones de su reglamentación.

Protocolos, formularios y directrices para estudios con vida silvestre

Incluso con las normas y directrices de un comité, las actividades deben sustentarse con suficiente detalle para permitir una revisión crítica por parte del órgano responsable. Recomendamos que, una vez que se formen e instalen los comités en cada institución, se desarrollen y usen formularios de protocolos diseñados para abordar inquietudes relevantes a las circunstancias y a los detalles del trabajo de campo con animales silvestres. Por ejemplo, los protocolos para el trabajo con la vida silvestre deben:

- Describir cómo se capturarán los animales para el estudio,
- Señalar los métodos de marcaje y recolección apropiados, incluidos los métodos de eutanasia, tanto de las especies objeto del estudio, como aquellas que no lo son, y,
- Abordar la incertidumbre que a menudo existe con respecto al número y sexo de los animales que podrían capturarse durante el trabajo de campo.

Un comité de bioética se ocupa principalmente de analizar los protocolos, de la revisión de propuestas científicas, de dar apoyo a los jefes de departamentos académicos para garantizar que el proyecto propuesto es sólido y que el uso de animales silvestres está justificado, aunque se podría solicitar una evaluación externa o evidencia de una revisión por pares para evaluar el mérito científico. Además, deben guiar a los investigadores sobre el hecho de que algunos mamíferos silvestres pueden manipularse solo después de la inmovilización química y que rara vez es posible la atención veterinaria en el campo para los animales heridos durante la captura o la manipulación. Estas se encuentran entre las múltiples preocupaciones específicas de la vida silvestre que deben ser consideradas por los

comités para una supervisión responsable; pero, como se señaló anteriormente, en el Ecuador los comités son escasos o no existen en las universidades o centros de investigación. En un seminario virtual patrocinado por National Institutes of Health / The Office of Laboratory Animal Welfare (NIH / OLAW, 2016) se presentó un modelo de formulario de protocolo específico para el manejo de vida silvestre ([IACUC Protocol Form Specific to Wildlife Research Activities](#)) desarrollado en colaboración con el Animal Care and Use Committee de la American Society of Mammologists y el Ornithological Council de los Estados Unidos.

Número de individuos necesarios para una investigación

En la *Guide for the care and use of laboratory animals* [Guía para el cuidado y uso de animales de laboratorio] (NRC, 2011) se requiere que los protocolos incluyan detalles sobre la cantidad de animales que se utilizarán en el estudio. Estos datos son relevantes para los comités responsables, pues permiten determinar si la propuesta utiliza la menor cantidad de animales para lograr los objetivos de la investigación propuesta con el rigor estadístico necesario. Además, las agencias de supervisión, o el ente rector, como la autoridad ambiental nacional, deben enfocarse en la asociación apropiada entre el número de animales, los procedimientos y los objetivos de una investigación.

En censos de fauna u otros trabajos exploratorios, es frecuente que los investigadores de campo ignoren cuántos individuos deben capturar o muestrear, una duda común en el campo de la mastozoología; sin embargo, si bien las capturas de animales varían con la densidad y las condiciones ambientales, es importante determinar un rango máximo de captura de ejemplares por localidad y un rango máximo de captura total necesarios para cumplir los objetivos de una investigación.

Murciélago de McConnell
(*Mesophylla macconnelli*)



El número de animales necesarios en los estudios de campo varía según el diseño del estudio, las preguntas de investigación planteadas y las características del ciclo de vida de las especies. Los estudios de comportamiento pueden involucrar la captura de solo unos pocos ejemplares pues el objetivo es una actividad específica, o la captura de una población completa en la que todos los individuos deberían estar marcados. Si el investigador opta por esta segunda opción, deberá presentar una declaración en la que especifique qué ocurrirá con los individuos de la población y cuál será el número máximo de captura esperada; por ejemplo: “todos los animales de la población serán capturados, marcados y liberados, y estimamos que no se excederá la captura de 200 individuos por año”.

Ciertos estudios genéticos, taxonómicos, ecológicos y de otro tipo por lo general requieren de un tamaño mínimo de muestra para los análisis estadísticos. Es posible que pocos individuos no permitan al investigador abordar las preguntas de su estudio con suficiente rigor científico, lo que a la postre resultará en un desperdicio de recursos y animales si los resultados no proporcionan una prueba sólida de la hipótesis. En estas situaciones se podría realizar un análisis de potencia para estimar el número de animales necesarios para obtener significancia estadística para una varianza dada y una diferencia mínima esperada entre muestras.

En el Comité de Bioética de la AEM consideramos como una respuesta insatisfactoria decir que no se sacrificarán animales, porque esto indica que el investigador no ha considerado métodos de tratamiento o eutanasia en caso de una lesión inesperada. Es importante destacar que se considera apropiado el que los protocolos de campo enumeren una variedad de métodos de eutanasia para adaptarse a las especies y condiciones encontradas. Para mayor detalle, revisar en este documento la [sección 8: Eutanasia](#), y consultar la *Norma técnica para la eutanasia de fauna silvestre* (MAE, 2017) y la *AVMA Guidelines for the euthanasia of animals* (Leary et al., 2020).

Capacitación

La capacitación es fundamental para quienes manipulan animales, consideración que debe ser parte de los requerimientos para la revisión y aprobación de los protocolos de investigación. Las diferentes instituciones científicas involucradas, y sus respectivos comités o entidades reguladoras, pueden patrocinar y emitir capacitaciones presenciales o virtuales que pueden contar con el apoyo de la AEM y de su Comité de Bioética. Asimismo, se pueden llevar a cabo capacitaciones patrocinadas por entidades públicas responsables, como la autoridad ambiental nacional, universidades y organizaciones de conservación.

La capacitación específica para algunos procedimientos puede ser proporcionada por veterinarios o técnicos con experiencia comprobada en temas orientados a la investigación. De la misma forma, la capacitación especializada proporciona al investigador experiencia en métodos aceptables para sujetar, marcar, monitorear los signos vitales, administrar fármacos, tomar muestras de sangre y evaluar el estrés o los signos de dolor o angustia. Los investigadores involucrados deben estar capacitados en el grupo de estudio y saber cómo realizar los procedimientos en el entorno adecuado (campo, laboratorio u otros) para el que se aprobó su protocolo.

2

TÉCNICAS DE CAPTURA

Consideraciones

La captura de mamíferos silvestres es una actividad frecuente en estudios de campo, pero no siempre es necesaria. Es posible utilizar otros procedimientos no invasivos para monitorear animales de vida libre sin alterar sustancialmente su comportamiento, entre ellos, la obtención de señales acústicas (mediante grabadoras o detectores ultrasónicos), datos visuales (mediante cámaras fijas o de video) o muestras de tejido no destructivas (por ejemplo, trampas de pelo).

En general, describir estas técnicas no son del alcance de este documento ni del Comité de Bioética de la AEM, a menos que involucren la captura del individuo (por ejemplo, capturar murciélagos en redes de niebla para identificar especies y registrar sus vocalizaciones), el hostigamiento o visitas a los sitios de anidación, saladeros o sitios de reproducción durante momentos críticos en un ciclo de vida de la especie (como sitios de cría de murciélagos o playas de reposo de pinnípedos).

La captura de individuos se autorizará únicamente cuando se ajuste a los objetivos de la investigación, sea pertinente y se encuentre correctamente sustentada. Además, esta justificación debe venir respaldada por el número de individuos a capturar y la razón de usar determinado grupo taxonómico o conjuntos de especies.

Entre las razones más comunes para capturar mamíferos se incluyen: el registro y la identificación de especies, el marcaje (sea con marcas externas o internas) y la recolección de tejidos; independientemente de la razón o el enfoque, se debe considerar la posibilidad de dolor, estrés o sufrimiento del animal. Para su captura, existe una variedad de métodos y dispositivos disponibles que se detallan en diferentes fuentes (como Wilson et al., 1996). Estos métodos incluyen trampas de captura viva y trampas mortales, que serán abordadas a continuación con mayor detalle.

Técnicas de captura viva

Los investigadores que requieran la captura viva de mamíferos asumen la responsabilidad de utilizar métodos que respeten las especies objetivo y no objetivo. Los métodos para la captura de mamíferos vivos están diseñados de acuerdo con el tamaño y las características de los animales, que pueden ser para mamíferos pequeños (como trampas Sherman, Tomahawk, Havahart, de caída o *pitfall* y madrigueras artificiales), de medianos a grandes (como trampas Tomahawk, Havahart, de agarre, lazos, corrales, redes de cañón, Culvert y dardos), murciélagos (cajas nido, redes de niebla, trampas arpa y redes de mano) y para mamíferos fosoriales (Baker y Williams, 1972; Hart, 1973).

Los métodos de captura de animales vivos no deben dañar ni causar estrés excesivo al animal. Se deben tomar las medidas adecuadas

Diego Tirira



Trampa Sherman

para asegurar que los animales capturados estén protegidos de la depredación, de las temperaturas extremas, que tengan comida y agua disponibles mientras permanecen en las trampas. Para trampas de captura permanente, el investigador podría proporcionar refugios en las mismas para proteger a los animales capturados de las condiciones ambientales (Kaufman y Kaufman, 1989; Parmenter et al., 2003).

Número de trampas y frecuencia de monitoreo

El número de trampas colocadas en un momento y lugar determinados no debe exceder la capacidad del o los investigadores para monitorearlas a intervalos razonables. Debido a que el control frecuente de trampas es el medio más eficaz de minimizar la mortalidad o las lesiones de los animales en las trampas vivas, el investigador debe considerar trazar o marcar visiblemente una línea de trampas (o idear algún sistema eficaz), para garantizar que todas las trampas se recuperen y retiren de manera confiable y eficiente. El monitoreo regular asegura que los animales objetivo permanezcan en buenas condiciones mientras están cautivos y permite la pronta liberación de especies no objetivo sin efectos nocivos, debido a la captura. Los intervalos de monitoreo varían y dependen de la especie objetivo, el tipo de trampa, el clima, la temporada, el terreno y el número y experiencia de los investigadores.

Si el objetivo del estudio es capturar únicamente especies nocturnas, se deben activar las trampas antes del anochecer y se deben revisar poco después del amanecer, para así evitar la captura de taxones diurnos no objetivo. Ciertos mamíferos pequeños, como las musarañas (Soricidae), pueden ser más sensibles debido a su metabolismo rápido y para minimizar la mortalidad se pueden revisar las trampas con más frecuencia (Hawes, 1977).

Los taxones de mayor tamaño, pero con tasas metabólicas particularmente altas (como comadrejas, género *Neogale*), también pueden requerir intervalos más cortos entre las observaciones. Las trampas de capturas vivas para especies diurnas deben colocarse en áreas protegidas de condiciones ambientales extremas y ser revisadas en intervalos cortos de tiempo (Kaufman y Kaufman, 1989).

Consideraciones para minimizar el estrés en las trampas

Los investigadores deben responder a las condiciones climáticas cambiantes y modificar los procedimientos de captura, según sea necesario, para minimizar el estrés térmico de los animales atrapados, incluso si la duración del cautiverio es corta. Debido a que la mayoría de las trampas vivas para pequeños mamíferos están construidas de metal y conducen el calor fácilmente, podría ser necesario aislar las trampas para minimizar la hipotermia o hipertermia, según sea el caso. El aislamiento se puede lograr mediante el uso de elementos como algodón o fibra sintética, hojas o ramas para proporcionar un espacio de aire entre el animal y la superficie conductora, lo que además proporcionará un escape de las temperaturas extremas. Los límites de tolerancia a la temperatura crítica varían según la especie y las condiciones ambientales.

Si las trampas están expuestas a alteraciones (pérdida del individuo capturado o daño de la trampa) generadas por carnívoros, aves u otros animales más grandes, es posible que se requieran instalar pequeños recintos para las trampas (Getz y Batzli, 1974; Layne, 1987) u otros métodos para asegurarlas. Las trampas de caída (*pitfall*) se pueden equipar con cubiertas elevadas para minimizar la captura de especies no objetivo, proporcionar protección contra la lluvia y el sol y evitar la depredación por animales más grandes. Las trampas *pitfall* pueden requerir de pequeños orificios en la parte baja de los

contenedores para permitir el drenaje del agua cuando se supere cierto nivel debido a la lluvia abundante.

Manipulación

Los mamíferos pequeños y medianos capturados deben manipularse con métodos que controlen los movimientos corporales sin restringir la respiración. La contención mediante una bolsa de malla o tela permite al investigador marcar, medir y tomar muestras de un individuo a través de la bolsa o de un extremo parcialmente abierto (Davidson et al., 1999); también puede ser necesario cubrir los ojos del animal para calmarlo y facilitar su manipulación. Algunos mamíferos pequeños se pueden transferir directamente de una trampa a una bolsa resistente (como de tela gruesa) o a una jaula para su transporte en cortas distancias dentro de la misma área de muestreo. El diseño de algunas trampas de caja (tipo Sherman o Tomahawk) también permite que se utilicen como una jaula temporal para un transporte fácil y seguro.

Consideraciones para la captura de mamíferos grandes

Para la captura viva de mamíferos medianos y grandes principalmente se utilizan trampas de caja de tipo Clover y Culvert. Para algunos mamíferos grandes (como ungulados), existen otras técnicas poco o nunca utilizadas en el Ecuador, en donde las especies objetivo son llevadas a corrales a lo largo de cercas, o capturadas con redes de cañón o redes de caída proyectadas desde helicópteros, apoyadas con el uso de armas de red. Por la complejidad de estos métodos es necesario analizar en detalle sus protocolos y confirmar que el personal involucrado se encuentre capacitado para su manejo. El uso de estas trampas requiere que los animales sean atendidos de forma inmediata, para así evitar lesiones y minimizar el estrés, en particular en

especies sensibles. Dependiendo de la naturaleza de la actividad, es posible que los individuos capturados mediante estas técnicas deban ser sedados, restringidos de otra manera o sus ojos cubiertos hasta que se complete el trabajo del investigador (Braun, 2005).

También existen trampas de agarre de acero y resorte para la captura viva; sin embargo, pueden causar lesiones en los animales capturados o pueden atrapar a especies no objetivo (Kuehn et al., 1986); por lo tanto, en la AEM consideramos que su uso representa una amenaza potencial al bienestar animal y no recomendamos su empleo en el país.

Por otro lado, para algunos taxones, el uso de trampas de lazo puede representar el único medio de captura, o el más efectivo (Schemnitz et al., 2009), en estos casos, los protocolos deben ser rigurosamente analizados y se debe disponer de un equipo capacitado y multidisciplinario (incluido un veterinario). Cuando se aprueba el uso de trampas de lazo, los investigadores tienen la obligación ética de utilizar trampas con materiales que garanticen el bienestar del animal. También es necesario revisar las trampas con frecuencia, dependiendo de la especie objetivo, del potencial de captura de especies no objetivo y de las condiciones ambientales. Los animales capturados deben ser evaluados cuidadosamente por lesiones y sacrificados cuando sea necesario; de igual manera, se debe liberar a brevedad las especies no objetivo (si no están lesionadas), aunque su liberación, como ocurre con las especies objetivo, puede requerir inmovilización química para facilitar la manipulación y prevenir lesiones al animal o al investigador.

Consideraciones para el uso de sedantes

Los mamíferos grandes también pueden capturarse mediante un sedante que debe ser administrado en la musculatura de la cadera o del hombro con una pistola de dardos. La inmovilización química, ya sea

para captura o sedación, requiere la participación de un veterinario de vida silvestre, la capacitación en su manejo y un conocimiento profundo de la dosis adecuada, el antídoto y el efecto sedante; en muchos casos, es aconsejable tener a mano un agente de reversión. La ubicación seleccionada para la colocación de los dardos puede variar según la temporada y la condición del animal. Es necesario consultar a las personas familiarizadas con la especie antes de emplear este procedimiento y consultar las respectivas referencias para la inmovilización química de los individuos (Kreeger y Arnemo, 2012).

Es preciso analizar la ubicación del animal dentro del hábitat, considerando el tiempo necesario para la sedación y la recuperación, para así evitar lesiones o la muerte; los mamíferos sedados deben ser monitoreados de cerca durante los procedimientos. Se han descrito mezclas de tranquilizantes (Braun, 2005) que deben usarse con precaución para evitar sedantes a especies no objetivo. También se debe considerar que las regulaciones en el país pueden restringir el uso de ciertos productos farmacéuticos, lo que podría afectar su uso en el campo. Para un mayor detalle sugerimos revisar la [sección 3: Inmovilización química](#).

En los procedimientos con especies domésticas, los animales sedados siempre son monitoreados hasta que se recuperan, un seguimiento similar que quizá no sea posible o apropiado realizar con mamíferos silvestres. La presencia de humanos es un factor de estrés para la mayoría de los animales nativos, los cuales a menudo intentarán huir antes de recuperarse por completo. Dependiendo de la especie y el hábitat, es aconsejable colocar a los animales sedados en un lugar seguro y luego retirarse, en vez de permanecer cerca de los individuos mientras se recuperan (Sikes y Bryan, 2015). En ningún caso y mientras estén bajo la influencia de drogas inmovilizadoras, los animales sedados deben dejarse cerca del agua o ser expuestos a depredadores potenciales o congéneres agresivos.

Técnicas para la captura de murciélagos

Los murciélagos se pueden capturar de manera efectiva y responsable con redes de niebla, trampas de arpa o con redes de mano (Barlow, 1999; Jones et al., 1996; Kunz y Parsons, 2009). Es esencial que los investigadores y asistentes cuenten con un entrenamiento completo y adecuado para manejar y retirar los murciélagos de las trampas y así minimizar el estrés y evitar posibles lesiones (como rotura de huesos de las alas o el patagio). Quienes capturen murciélagos tienen la obligación de revisar bibliografía que cuente con información detallada sobre estas técnicas (por ejemplo: Barlow, 1999; Jones et al., 1996; Kunz y Parsons, 2009). Los murciélagos pequeños pueden sostenerse en la palma de la mano con la cabeza entre el pulgar y el índice; mientras que para manipular murciélagos más grandes se puede necesitar las dos manos para agarrar con firmeza el cuerpo y las alas del individuo capturado. Para evitar lesiones, es importante el uso de guantes adecuados, que brinden protección contra mordeduras y permitan al investigador sentir el cuerpo y los movimientos del murciélago.

Las redes de niebla no deben dejarse desatendidas durante más de 15 minutos durante las horas de mayor actividad de los murciélagos; los individuos capturados deben retirarse de las redes inmediatamente para minimizar las lesiones, el ahogamiento, el estrangulamiento o el estrés. Si un murciélago está demasiado enredado es posible cortar hebras específicas de la red para así agilizar su extracción. Las redes no deben operarse en áreas con vientos fuertes, pues bajo estas condiciones los murciélagos están expuestos a estrés indebido y corren el riesgo de enredarse aún más.

Las redes de neblina generalmente deben operarse solo por la noche o durante los períodos crepusculares, mientras que deben permanecer cerradas durante el día para evitar la captura de taxones

no objetivo (como aves). El número de redes de neblina que se operan de forma simultánea no debe exceder la capacidad de los investigadores para revisar y retirar los murciélagos. Por ejemplo, no deben usarse donde se pueda capturar un gran número de individuos a la vez (como en las entradas de las cuevas). En estas situaciones, es preferible el uso de trampas de arpa o redes de mano (Wilson et al., 1996).

Aunque las trampas de arpa no requieren atención constante, deben revisarse con regularidad, especialmente cuando se espera una gran cantidad de capturas en un período de tiempo corto. Los investigadores que utilizan trampas de arpa deben proteger a los murciélagos capturados de los depredadores que logren entrar en la bolsa de la trampa o los muerdan, así como también de la depredación de una especie de murciélago por otra, la transferencia de rabia o la asfixia, debido a la cantidad de individuos capturados en poco tiempo (Kunz y Parsons, 2009). A veces es posible capturar murciélagos en reposo con la mano, o también para extraerlos de las grietas o escondrijos; en estos casos se pueden usar pinzas de tejido largas y acolchadas, pero con extremo cuidado para evitar lesiones en los delicados huesos y membranas de las alas (Kunz y Parsons, 2009).

Los investigadores deben considerar la época del año en que se estudian los murciélagos y cómo trabajar durante este período podría afectar a su supervivencia. Por ejemplo, la alteración grande o repetida de las colonias de maternidad puede causar la mortalidad de la descendencia y el abandono de la colonia (O'Shea y Bogan, 2003). Al realizar investigaciones se deben tomar las precauciones y seguir los protocolos más actuales para evitar la propagación potencial de enfermedades, una referencia particularmente útil en estos casos es Reeder et al. (2015).

Afectaciones por captura y lesiones

Los mamíferos silvestres suelen experimentar cierto nivel de estrés durante la captura, independientemente de la técnica empleada. Para aquellos métodos que implican la persecución del animal objetivo, el personal debe estar consciente del potencial de afectaciones musculares en el individuo debido al esfuerzo, como rabdomiólisis (ER, por sus siglas en inglés) o miopatía. El potencial de ER se puede minimizar al limitar los tiempos de persecución, al restringir las capturas a períodos en los que las condiciones ambientales disminuyen la posibilidad de que un animal se sobrecaliente, al seleccionar con cuidado los medicamentos utilizados para la inmovilización y asegurando la experiencia del equipo de captura. Cuando se utiliza la persecución para la captura, el equipo de investigación debe controlar la temperatura del animal y tener materiales a mano para reducirla con rapidez en caso de ser necesario.

Los mamíferos silvestres generalmente intentan huir ante la presencia humana, lo cual como resultado puede causar lesiones en el individuo. Cuando existen tasas excesivas de lesiones es necesaria la revisión de los procedimientos de manejo de animales. Las lesiones leves a menudo pueden ser tratadas por el personal de campo, mientras que para las lesiones graves podría ser necesario sacrificar al animal, en cuyo caso se deben utilizar los procedimientos adecuados.

Trampas mortales

Algunos estudios requieren que los mamíferos silvestres sean sacrificados de forma intencional (como cuando se pretende la recolección de especímenes para colecciones científicas). En estos casos, los métodos deben proporcionar una muerte rápida y eficaz

que minimice el dolor. Siempre que sea posible se recomienda utilizar trampas de captura viva para luego realizar la eutanasia de los individuos capturados, con una muerte rápida, sin crueldad y sin dañar los materiales necesarios para la investigación (para más detalle revisar [sección 8: Eutanasia](#)).

La American Veterinary Medical Association (AVMA) señala que las trampas mortales mecánicas se utilizan para la recolección y matanza de mamíferos en libertad con fines comerciales (de pelaje, piel o carne), científicos, para detener los daños a la propiedad y para proteger la seguridad humana. Su uso es polémico ya que, al no siempre generar una muerte rápida o sin estrés, son incompatibles con los criterios establecidos para la muerte de un individuo por el Panel sobre Eutanasia (POE, por sus siglas en inglés); por esta razón, se prefiere el uso de trampas vivas seguidas de otros métodos (Leary et al., 2020). Existen situaciones en que el uso de trampas de captura viva no es posible, como en el control de plagas o cuando su uso puede ser más estresante para los animales o peligroso para los humanos (Leary et al., 2020).

Trampas de golpe y otras

La American Society of Mammalogists (ASM) señala entre las trampas mortales a: trampas rápidas (como Victor), para mamíferos del tamaño de ratas y ratones; trampas para especies subterráneas (como Macabee); trampas con arpón, para topos; y trampas de agarre corporal (como Conibear o similares), para mamíferos de tamaño mediano. En todos los casos, los investigadores deben tener la responsabilidad de usar la trampa que infligirá el menor trauma y resultará en una muerte limpia y efectiva.

El uso de trampas Victor en estudios biológicos suele ser un tema controversial debido a sus características; sin embargo, su empleo

puede estar justificado en áreas donde la efectividad de otras trampas (como Sherman y de caída) es limitada; por ejemplo, en los bosques húmedos tropicales de la Amazonía ecuatoriana, mediante el uso de trampas de captura viva, la densidad y el éxito de captura de micromamíferos no voladores es bajo; sin embargo, es posible que mediante el empleo de trampas Victor se incremente el éxito de captura (Tirira et al., 2019). Estudios en el Yasuní indican que el uso de trampas Victor causa un mínimo impacto al ecosistema (menos de un ejemplar capturado por cada 100 trampas Victor) (D. G. Tirira, com. pers.).

La mayoría de las trampas deben revisarse al menos una vez al día; en el caso de que un animal capturado con una de estas trampas aún se encuentre vivo, debe ser sacrificado inmediatamente de acuerdo con los métodos de eutanasia aprobados por el comité o entidad responsable.

Trampas de caída mortales

Las trampas de caída o *pitfall* mortales pueden proporcionar la mejor opción de captura para algunos mamíferos pequeños (como roedores y musarañas). Estas trampas son particularmente eficientes cuando la captura debe ser continua o no se puede lograr mediante trampas activas o instantáneas que necesitan reiniciarse entre capturas. Las *pitfall* mortales utilizan sustancias líquidas para generar ahogamiento, que también debe permitir la conservación adecuada del espécimen, pudiendo ser útiles para las colecciones científicas y el estudio detallado de los órganos internos. Información adicional sobre la aplicación de este tipo de trampas se describen en Beacham et al. (1980) y Garsd y Howard (1981).

El uso ético de las *pitfall* mortales requiere minimizar el estrés del animal capturado. Como ingrediente principal del líquido

para ahogamiento, se puede utilizar etanol al 70 % (o alcohol similar) (Howard y Brock, 1961). La evaporación del alcohol se retarda al añadir una fina capa de aceite mineral ligero y hexano en proporciones de 2:1. Los mamíferos pequeños que caen en la trampa pierden flotabilidad casi de inmediato debido a la acción tensioactiva del hexano y el aceite mineral y, por lo tanto, la inmersión y la muerte ocurren en corto tiempo; luego, el alcohol actúa como conservante. Siempre que el volumen de la solución cubra completamente el cuerpo de los animales objetivo, los individuos no pueden escapar al pararse en el fondo de la trampa. La AEM al igual que la ASM no aprueba el uso de formalina o etilenglicol en las trampas de caída. Si las trampas no estarán operativas durante períodos prolongados, deben instalarse de manera que el frasco de eliminación y su fluido puedan retirarse para evitar capturas no deseadas.

La AVMA considera que el ahogamiento no es una forma aceptable de eutanasia; sin embargo, reconoce que, en ciertas ocasiones, el medio más rápido y eficaz para terminar con la vida de un animal silvestre no siempre puede cumplir con todos los criterios establecidos para la eutanasia. En estos casos, y cuando sea científicamente justificado, el comité de bioética responsable deberá analizar las técnicas que no figuran como formas reconocidas de eutanasia para decidir su aprobación. Dentro de la AEM compartimos los criterios de la ASM e impulsamos el uso de otras técnicas de captura y muerte siempre que sea posible; sin embargo, consideramos que en situaciones en las que otras opciones de captura no son factibles y la misma técnica limita la capacidad de un animal para mantenerse a sí mismo (como la alimentación continua o la defensa contra depredadores), lo que puede causar estrés prolongado, la muerte por ahogamiento es una alternativa.

Armas de fuego

La legislación en Ecuador no permite el uso de armas de fuego por civiles y tampoco existe autorización para su uso con fines investigativos. El empleo de armas de fuego puede ser aceptado únicamente en casos de cacería de control. Como Comité de Bioética de la AEM respaldamos estos criterios y rechazamos su uso en estudios que involucren mamíferos silvestres.

Mamíferos acuáticos

Todos los mamíferos acuáticos, marinos o de agua dulce, presentes en las aguas continentales e insulares del Ecuador están amparados a nivel nacional por leyes, acuerdos y planes de acción; además, en tratados internacionales, como la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES), la Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias de Animales Silvestres (CMS), el Convenio sobre Diversidad Biológica (CDB), la Comisión Ballenera Internacional (CBI) y la Comisión Interamericana del Atún Tropical (CIAT). Estos tratados prohíben cualquier forma de “captura”, incluida la captura terminal, captura viva o marcado de mamíferos acuáticos sin los permisos gubernamentales respectivos. Para el caso de Ecuador, los formularios para la obtención de permisos se pueden solicitar a la autoridad ambiental nacional.

Los métodos de captura de mamíferos acuáticos vivos, para fines investigativos o de rescate, generalmente incluyen el empleo de redes, que van desde redes de cerco hasta pequeñas redes de aro de mano, para el caso de especies pequeñas que habiten en aguas poco profundas (Walker, 1975).

En la actualidad, Ecuador cuenta con un “protocolo de respuesta a varamientos de especies marinas (cetáceos, pinnípedos, tortugas marinas, tiburón ballena y manta rayas)” (Acuerdo Ministerial 089) en donde se detallan metodologías de desenmallamiento, manipulación, rescate, reintroducción y eutanasia, avalados por la autoridad ambiental nacional (MAE, 2018; Rosero, 2019a, 2019b). Adicionalmente, la Society for Marine Mammalogy ha desarrollado pautas detalladas para el tratamiento de mamíferos marinos en la investigación de campo, *Guidelines for the treatment of marine Mammals in field research*.

Existen protocolos para manatíes (Sirenia) referentes a su manejo, en caso de varamientos, reintroducción inmediata, rescate (contención física y química), transporte, rehabilitación, liberación y eutanasia; así también, para las dos especies de nutrias del país (neotropical y gigante), protocolos que presentan aspectos sobre su manejo y ejecución de primeros auxilios, la manipulación de animales adultos y juveniles, reintroducciones y tratamiento de animales muertos que han sido desarrollados por la Red de Varamientos de Mamíferos Acuáticos del Noreste de Brasil (REMANE, por sus siglas en portugués): *Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos* (REMAB, 2005), documento avalado por el Ministerio de Medio Ambiente de Brasil.

Uso de perros domésticos en investigación

Perros domésticos entrenados se utilizan cada vez más en la investigación, pues optimizan la recolección de las muestras. Entre las habilidades de perros entrenados destacamos el olfato, su capacidad de detección y la capacidad de abarcar mayor cobertura de suelo para los estudios. En el manejo de vida silvestre, los perros pueden ser utilizados para localizar y evaluar el estado de una población, facilitar la recolección de muestras y cadáveres de animales, detectar excrementos y el manejo de amenazas (Arnett, 2006; Dahlgren et al., 2011).

En la AEM establecemos que el uso de perros en estudios de campo tiene que ser analizado con detenimiento por un comité o por la autoridad ambiental competente. Es necesario que se definan los protocolos adecuados para su uso con la finalidad de evitar que los individuos o especies objetivo y no objetivo sean expuestos a niveles de estrés innecesarios o a situaciones que puedan comprometer su vida. Los perros deben estar debidamente entrenados y certificados por especialistas; además, durante el trabajo de campo, los perros deben mantenerse controlados y, de ser necesario, deben contar con dispositivos de rastreo. En la AEM no apoyamos el uso de perros para actividades de persecución o captura de ningún mamífero silvestre vivo, considerando el estrés, el daño y el peligro potencial que se puede generar en los individuos objetivo.

Los perros que se utilicen para colaborar en investigaciones deben considerarse parte del equipo, en lugar de animales de estudio, y recibir la atención adecuada (Rooney et al., 2009). En los casos en que estos mamíferos sean propiedad de una institución, su cuidado veterinario es equivalente a consideraciones de salud ocupacional para el personal. Cuando se utilizan perros para localizar animales vivos, se debe considerar el estrés potencial o el daño que podrían causar a los individuos objetivo. Los perros que alertan al investigador de la presencia de animales objetivo pueden generar un estrés equivalente al causado por los depredadores nativos o los humanos. Cuando son utilizados para buscar muestras (como restos fecales, madrigueras o cadáveres), el impacto potencial en los animales objetivo es menor, pues existe la posibilidad de que ya no estén en las proximidades, pero los animales no objetivo aún podrían verse afectados.

Los investigadores y el personal de supervisión deben tomar precauciones para minimizar el intercambio potencial de patógenos entre las poblaciones nativas y los perros de servicio. Los perros deberán contar con un carnet de vacunación actualizado, estar desparasita-

dos y mantener de una revisión periódica y cuidado de su estado de salud, el cual debe ser realizado y avalado por un médico veterinario zootecnista, principalmente antes y después de una campaña de muestreo. Los protocolos para el uso de perros en estudios de campo tienen que ser cada vez más específicos, dependiendo de su aplicación. El uso de perros tiene que ser analizado y definido dependiendo de la especie con la finalidad de evitar exposición a niveles de estrés que puedan comprometer la vida de los individuos objetivo.

Consideraciones para la toma de fotografías

Para organismos nocturnos, como murciélagos, roedores y marsupiales, se debe tener presente que la intensidad del flash o el tiempo de exposición a la luz pueden ocasionar estrés en los individuos. Si los animales van a ser liberados en su medio natural, el proceso de fotografía debe ser de corta duración y lo más cercano al sitio de captura; además, sugerimos utilizar reflectores o luces artificiales adecuadas.

Si se transporta a los animales para ser fotografiados, en el caso de murciélagos, se usarán bolsas individuales de tela, mientras que los mamíferos no voladores capturados pueden ser transportados en trampas de captura viva (como Sherman o Tomahawk). No se recomienda que estos organismos sean fotografiados con luz del día directa, aunque, si esto no puede evitarse, al menos debe ser en áreas de sombra (luz solar indirecta). Mayores detalles sobre esta técnica pueden encontrarse en Altenbach y Dalton (2009).

Estudios de bioacústica

Este tipo de estudios se realizan principalmente en murciélagos, mientras que en otros mamíferos han sido poco explorados. La me-

todoología para quirópteros puede contemplar mantener individuos por períodos prolongados de tiempo en sitios cerrados o en lugares abiertos con líneas de cuerda (*ziplines* o tirolesas). Se recomienda mantener a los individuos hidratados y, de ser el caso, alimentados de forma idónea, según corresponda a su hábito alimenticio.

Al igual que en los casos de fotografía, el transporte de los individuos debe ser en bolsas de tela. Las técnicas de grabación o registro de llamadas se consideran poco invasivas. Mayores detalles sobre esta técnica pueden encontrarse en Parsons y Szwczak (2009).

Estudios de telemetría

Para el seguimiento de individuos existe la opción de radiotransmisores, los cuales pueden ser implantados por medio de collares o técnicas invasivas. Para quitarlos se debe considerar el crecimiento del animal y la esperanza de vida del radiotransmisor. El tamaño de los collares debe estar adaptado al tamaño y peso del animal (Powell y Proulx, 2003). Según la especie, se recomienda que los dispositivos usados para el rastreo telemétrico no sobrepasen el 10 % del peso del individuo, con esto se evita causar alteraciones en el movimiento, en el comportamiento o exponer al individuo a depredadores, entre otros aspectos a considerar.

El proceso de colocación de un radiotransmisor o navegador GPS debe ser lo más preciso y diligente posible. Recomendamos que la instalación y liberación del individuo no dure más de 15 minutos. Asimismo, sugerimos mantener hidratado y alimentado al animal de estudio y su transporte, en caso de requerirse, sea de forma segura y de acuerdo con su tamaño. Mayores detalles sobre esta técnica pueden encontrarse en Amelon et al. (2009).



Diego Tirira

Puma (*Puma concolor*)

3

INMOVILIZACIÓN QUÍMICA

Los científicos que requieran inmovilizar animales, como parte de su metodología, deben analizar en detalle los protocolos publicados y justificar su aplicación. Durante la planificación y desarrollo del estudio es indispensable contar con el apoyo de veterinarios con experiencia en vida silvestre para asegurar los mejores resultados en la selección, dosificación y vías de administración de los fármacos necesarios y adecuados para la inmovilización de los organismos. Además, se deben tomar en consideración parámetros como la edad de los individuos, el estado de salud y el peso. Estas consideraciones son necesarias con el objetivo de limitar el estrés y el dolor en los animales, ya sea para la aplicación de marcas o para la toma de muestras biológicas.

Existen varios compuestos químicos para inmovilizar animales; asimismo, hay combinaciones de sustancias que se usan para un mejor resultado, por ejemplo:

- Tiletamina-zolazepam y medetomidina han demostrado ser eficientes en un manejo prolongado de individuos durante

la toma de muestras o de datos ecológicos (Barasona et al., 2013).

- En *Puma concolor* se utilizó una combinación tiletamina-zolazepam, ketamina y xilacina, para inmovilizar individuos; sin embargo, se recomienda un soporte respiratorio cuando se utilice esta combinación ya que se observó hipoventilación (Lescano et al., 2014).
- En *Potos flavus* se usó una combinación de ketamina, xilacina y midazolam, con la cual no se vio efectos adversos, pero se recomienda no utilizarla en individuos que tengan un historial de hipertensión, ya que se observó una hipertensión de media a moderada en los individuos anestesiados (Lescano et al., 2016).

Para información complementaria sugerimos revisar el [anexo 2](#), donde presentamos algunas alternativas generales de inmovilización química y damos a conocer cuáles han demostrado tener mejores efectos.

Al tomar muestras o poner marcas en animales inmovilizados, no se puede pasar por alto el riesgo de enfermedades zoonóticas, por lo cual se deben tomar medidas de bioseguridad. El técnico y demás personal deben usar guantes y mascarillas durante el procedimiento de inmovilización y la toma de muestras.

4

RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

La recolección de muestras de mamíferos silvestres puede ser rutinaria y, a menudo, necesaria para estudios que involucran ADN o proteínas (como hemoglobinas, albúminas o enzimas), o en ensayos fisiológicos (como niveles hormonales o anticuerpos). Con estos fines es necesario conocer las técnicas adecuadas para la inmovilización química de los organismos (le sugerimos revisar la [sección 3](#)).

Recolección de muestras de pelo

Para la recolección de este tipo de muestras se requieren fórceps, tijeras, rasuradora, bolsa de plástico tipo zipper (con cremallera o cerrado a presión) y placas Petri.

Cantidad requerida

La cantidad requerida para análisis genéticos es variable, pero se necesitan de al menos 15 a 20 hebras que pueden ser recolectadas de cualquier parte del cuerpo. La cantidad de pelo requerida para medir el estrés a largo plazo y el perfil hormonal es de entre 16 y 50 hebras (Carlitz et al., 2014). Estudios para monitoreo reproductivo o de estrés requieren de un peso de entre 50–200 mg (Tennenhouse et al., 2017; Yamanashi et al., 2016), cantidad que puede ser extraída de varias partes del cuerpo. En este último caso, se debe considerar que al recolectar muestras de pelo de distintas partes del cuerpo pueden existir variaciones, por lo cual recomendamos estandarizar y utilizar el mismo lugar de muestreo por individuo.

Procedimiento

La toma de muestras puede ser invasiva o no invasiva. En el caso de muestreos invasivos, para análisis genéticos, se debe tener cuidado de no cortar los pelos y éstos deben ser removidos con pinzas; hay que asegurarse de que la raíz permanezca intacta. Para estudios hormonales, los pelos se pueden extraer y cortar con tijeras; en este caso, la muestra debe transferirse a una bolsa de plástico limpia y seca (o placa de Petri) y con la información detallada del individuo.

En el caso de muestreos no invasivos se pueden utilizar cebos para atraer animales y colocar trampas de adhesión de pelo a elementos del hábitat, como árboles o troncos caídos. El uso de cintas adhesivas o tendidos de alambres de púas en lugares de paso de los animales evitan el uso de cebos, también se les conoce como estaciones de trampa de pelo o *hair-snare stations* (Bremner-Harrison et al., 2006; Bu et al., 2016; Kendall y McKelvey, 2008; Patkó et al., 2016; Pedroso et al., 2018).

Almacenamiento y transporte

El almacenamiento de las muestras de pelo puede ser en tubos, bolsas de plástico de tipo *zipper*, sobres de papel o en placas Petri; las muestras pueden ir acompañadas de gel de sílice (silica gel) para evitar daños por cambios de humedad relativa (Wirsing et al., 2020). Las muestras también pueden ser secadas a temperatura ambiente (Rovang et al., 2015). Idealmente, el almacenamiento será en refrigeración a 4°C, o bien en un contenedor con hielo hasta su análisis en el laboratorio, si se van a utilizar para estudios genéticos. Para estudios hormonales pueden permanecer a temperatura ambiente por más tiempo. La muestra debe incluir la información del individuo con precisión (lugar y fecha, especie, código de la muestra, sexo y edad). Es importante destacar que los pelos no deben ser manipulados por la raíz.

Recolección de muestras de saliva

Para las muestras de saliva se deben utilizar materiales estériles. Se pueden tomar muestras directas de la boca o muestras indirectas del ambiente (por ejemplo, la saliva dejada en frutas o en la vegetación) (Ishizuka et al., 2019); se pueden utilizar dispositivos no invasivos (Simons et al., 2012); también es posible tomar muestras de animales muertos (Piaggio et al., 2020). Los materiales requeridos para su recolección son hisopos, agua purificada, bolsas de tipo *zipper*, tubos de 2, 15 o 50 ml, dependiendo de la especie.

Cantidad requerida

Para análisis genéticos y para el estudio y monitoreo de enfermedades se necesitan dos hisopados en cada caso, uno de control (sin

muestra) y otro con la muestra. El hisopo de control puede ir directamente en agua purificada y luego en el tubo de almacenamiento. Para el monitoreo reproductivo o de estrés, la saliva puede tomarse de animales anestesiados mediante el uso de una jeringa o una pipeta para aspirar la saliva de la boca, también se puede hacer un hisopado en su interior. Con este tipo de muestra solo es posible obtener información sobre esteroides no unidos, ya que las concentraciones de esteroides son bajas en este fluido.

Procedimiento

Las muestras de saliva se pueden tomar directamente de la boca del animal si está anestesiado. En el caso de análisis de enfermedades, la muestra debería de pasar por un filtro (45 mm) para eliminar las bacterias. En caso de que el animal no se encuentre anestesiado se pueden utilizar dispositivos no invasivos para no estresar al animal (Lobo et al., 2015; Simons et al., 2012). De igual forma, si se encuentran frutas con mordeduras de animales o en cadáveres, se puede frotar la fruta o el área con un hisopo hidratado con agua estéril (Caniglia et al., 2013; Wheat et al., 2016).

Almacenamiento y transporte

Los tubos deben guardarse en refrigeración a 4°C. Cada tubo debe incluir la siguiente información: lugar y fecha, especie, código de la muestra, sexo y edad relativa. La saliva puede almacenarse en un tampón de lisis (Ishizuka et al., 2019) o en etanol absoluto (Wheat et al., 2016). Para el caso de virus, si la refrigeración no está disponible, también se pueden almacenar en 5 a 10 volúmenes de solución estéril de glicerina tamponada al 50%.

Recolección de muestras de heces

Las heces (estiércol, fecas, pellet o excrementos) son muestras menos invasivas y no necesariamente requieren contacto con los animales; sin embargo, hay que tomar precauciones por la naturaleza de la muestra.

Para su recolección se requiere de una cuchara de recogida o de un bajalenguas, perlas de gel de sílice, bolsas plásticas de tipo *zipper*, tubos de 15 o 50 ml, tubos de 2 ml, alcohol al 96 %, formol al 10 % o, en su ausencia sal, o RNAlater.

Cantidad requerida

Para análisis genéticos, según sea necesario, y dependiendo del tamaño del animal, se toman muestras de entre 1 a 50 gramos. Mientras más herbívora es la dieta del animal la muestra debe ser mayor, esto debido a la cantidad de inhibidores celulares presentes en las heces.

Para el monitoreo reproductivo o de estrés se aconseja muestras de entre 5 a 10 gramos; además, para esteroides, es necesario homogeneizar la muestra con algún instrumento estéril, esto debido a que los esteroides se encuentran distribuidos de forma desigual.

Para el monitoreo de enfermedades se debe tomar de entre 2 a 4 gramos de materia fecal; si lo que se busca es virus, se debe colocar en un contenedor estéril. Es importante no tomar una cantidad excesiva en el caso de animales territoriales porque puede influir en su comportamiento o en el marcaje de su espacio físico (Kelly et al., 2012).

Procedimiento

Las heces pueden recolectarse en cualquier momento; sin embargo, cuando sea posible, lo ideal es tomar las muestras tan pronto como el animal haya defecado para así evitar su contaminación y poder identificar el individuo. Cuando la muestra es pequeña, igual o menor a un gramo, se puede tomar toda la muestra. Si la muestra es más grande y ha tenido contacto con el suelo, se recomienda tomar la muestra por encima y del centro. Se pueden tomar muestras rectales por medio de hisopados cuando se encuentren animales muertos (Bodewes et al., 2014) o durante la manipulación de un animal anestesiado.

Almacenamiento y transporte

Las muestras fecales pueden almacenarse, según el tipo de animal, en tubos tipo Falcon de 15 o 50 ml con etanol al 96–100 %, o con RNAlater. Otro medio de almacenamiento para estudios genéticos es en bolsas plásticas de tipo *zipper* con sal (Forgacs et al., 2019; Kurose et al., 2005; Walker et al., 2019). Para estudios de parásitos gastrointestinales se debe almacenar la muestra en formol al 10 % con PBS (formalina tamponada con fosfato) (Martin-Solano et al., 2017).

Los tubos pueden colocarse en una caja con hielo para su transporte o preservarse a 4°C para su almacenamiento a corto plazo en el laboratorio. Para estudios futuros almacenar a -20°C (Forgacs et al., 2019). Para el caso de virus, la muestra se puede almacenar en nitrógeno líquido, si la refrigeración o el nitrógeno líquido no está disponible también se puede almacenar en 5 a 10 volúmenes de solución estéril de glicerina tamponada al 50 %. Luego, una vez en el laboratorio, la muestra debe ser almacenada a -70°C (Bodewes et al., 2014; Wang et al., 2007).

Para estudios de hormonas, el método de almacenamiento influye sobre su lectura, por lo cual se recomienda conservar a -20°C tan pronto la muestra haya sido recolectada (Hadinger et al., 2015). Si no está disponible esta opción, tratar de remover al máximo la humedad para evitar la contaminación bacteriana y la degradación de los esteroides. Cada muestra debe incluir la siguiente información: lugar y fecha, especie, código de la muestra, sexo, edad, tipo de muestra y nombre del medio de conservación.

Recolección de muestras de tejidos

En animales vivos y bajo anestesia se puede extirpar una pequeña muestra de piel de la oreja, el cuello, flancos o el bajo abdomen con la ayuda de una hoja de bisturí estéril, tijeras o una aguja de biopsia. Los tejidos también pueden obtenerse de animales muertos en el momento de la autopsia; en este caso, también se pueden extraer tejidos de hueso o dientes (Samsuwan et al., 2018). El material requerido para la recolección incluye alcohol etílico al 70 o 96 %, caja Petri, bolsas de tipo *zipper*, limador, tijeras, agujas de biopsias y hoja de bisturí esterilizada.

Cantidad requerida

La cantidad requerida para análisis genéticos, en el caso de dientes, se pueden extraer tres dientes por individuo. En el caso de huesos, se pueden extraer cuatro segmentos de un centímetro cada uno (Samsuwan et al., 2018); en estos casos se aconseja utilizar los huesos más largos (extremidades inferiores) ya que estos se conservan mejor para los análisis genéticos (Latham y Miller, 2018). También se ha obtenido buena calidad de ADN de mandíbulas de cérvidos y roedores (Bús et al., 2014; Pizon, 2017) o bien en el hueso frontal (Pizon, 2017).

Entre más viejos son los huesos (20–70 años) mayor es la dificultad en obtener buena calidad de ADN, por lo cual se recomienda utilizar huesos jóvenes (Buzan et al., 2020). En el caso de carne de organismos muertos, se puede utilizar de entre 5 a 10 gramos. En el caso de la piel, pueden ser pedazos de cinco centímetros por lado.

Para el monitoreo de enfermedades, en el caso de virus, se deben recolectar muestras de 5 a 10 gramos de tejido, preferentemente de bazo, pulmón, riñón, hígado o ganglios linfáticos, muestra que debe ser tomada lo antes posible luego de la muerte del animal. En el caso de análisis histopatológicos pueden tomarse 0.5 cm³ de muestra por cada tejido. En el caso de epitelio, se debe tomar una muestra de 2 cm por lado. Para líquido vesicular, es suficiente 1 ml.

Procedimiento

En el caso de tejido óseo, tomar una muestra de hueso, limpiarlo para eliminar cualquier impureza, luego con un limador esterilizado con alcohol cortar pequeños segmentos (de un centímetro). En el caso de músculo y piel, cortar la muestra con una hoja de bisturí esterilizada o tijeras. No hay que olvidarse de esterilizar entre cada muestra el limador o la hoja de bisturí.

Almacenamiento y transporte

Las muestras de los huesos y de la piel pueden almacenarse en una placa Petri o en una bolsa de tipo *zipper*. En el caso de músculo, conservar en alcohol al 96 %. Todas las muestras deben refrigerarse a 4°C para su análisis en laboratorio. Para estudios con virus, el contenedor que se vaya a utilizar para su almacenamiento debe estar esterilizado; la muestra se puede almacenar en nitrógeno líquido; si

la refrigeración o el nitrógeno líquido no está disponible en el campo, también se pueden almacenar y presentar en 5 a 10 volúmenes de solución estéril de glicerina tamponada al 50 %.

El almacenamiento para estudios histopatológicos debe hacerse en formalina neutra tamponada al 10 % (10 veces el volumen de la muestra). Cada muestra debe incluir la siguiente información: fecha de toma o recolección de la muestra, código de la muestra, tipo de tejido (epitelio, líquido vesicular, bazo, etc.). Todo el etiquetado de la muestra debe hacerse con tinta indeleble (OIE, 2008).

Recolección de muestras de sangre

La sangre puede ser fresca o seca; lo ideal es tomar muestras por separado para el análisis bioquímico (suero, plasma), microbiológicos o moleculares (ADN y ARN). En el caso de la sangre seca, se puede obtener del suelo, de las plantas o inclusive de materiales, como cuchillos. Entre el material requerido para la recolección se incluye: jeringas desechables, frascos recubiertos de K3EDTA (ácido etileno Di-amine Tetra Acetic Acid), algodón y alcohol absoluto, rotulador para etiquetado, catéteres intravenosos, frasco de plástico para la sangre seca, capilares estándar, entre otros.

Cantidad requerida y procedimiento

La cantidad requerida para análisis genéticos, según sea necesario, en dependencia del tamaño del animal, puede ser de 0.2 a 2 ml, o bien de 5 a 10 gramos si la muestra está seca. De acuerdo con el Wildlife Ethics Committee (también conocido como Animal Ethics Committee, AEC), la cantidad máxima recomendada es un 10 % del volumen de la sangre circulante, o bien un máximo del 1 % del total

del peso del animal (Wildlife Ethics Committee, 2017). Sin embargo, si los animales pesan menos de 7 gramos se puede utilizar un tercio de un tubo capilar estándar (60 ul); para animales de entre 7 y 15 gramos, un medio tubo capilar estándar; y animales de más de 15 gramos, un tubo capilar estándar (Wildlife Ethics Committee, 2017).

Se pueden utilizar técnicas, como las sublinguales (Diehl et al., 2001; Francisco et al., 2015; Golde et al., 2005; Heimann et al., 2009); además, para algunos grupos taxonómicos se recomiendan sitios específicos para la recolección de sangre ([anexo 3](#)).

Almacenamiento y transporte

La sangre debe ser transferida a un vial de inyección recubierto de K3EDTA correctamente etiquetado con la siguiente información: código de la muestra, especie, edad, sexo, lugar y fecha de recolección. Para la muestra de sangre seca, que se obtiene del suelo o de utensilios, se puede poner en un contenedor plástico y si está en plantas puede ponerse en bolsas de tipo *zipper*. El vial de la muestra debe guardarse en una nevera hasta que sea transferido a un refrigerador específico. El nitrógeno líquido permite conservar las muestras para futuros análisis dependiendo de la metodología requerida (análisis genético o microbiológico). Lo importante es mantener la cadena de frío en todo momento. Para la sangre seca es importante que los viales y las bolsas no estén húmedos; también puede ser conservada y transportada en una nevera. Según el estudio que se vaya a realizar el almacenamiento varía:

- Estudios de monitoreo reproductivo o de estrés, las muestras de sangre (plasma o suero) deben tener 2 ml y deben ser congeladas inmediatamente a -20°C ; hay que tener cuidado de no someterlas a ciclos repetidos de congelación y descongelación.

Tamandúa norteño
(*Tamandua mexicana*)



- Monitoreo de enfermedades y para hemoparásitos se pueden utilizar frotis de sangre entera, los cuales se deben dejar secar de inmediato, etiquetar y envolver en un papel limpio o colocar en una caja adecuada para el efecto. Fijar de inmediato los frotis finos en alcohol metílico, pero los frotis gruesos no deben fijarse. Todas las muestras de sangre entera pueden ser almacenadas en el refrigerador (4.0° C) por poco tiempo (hasta una semana).
- Estudios para hematología, para enfermedades o patógenos sanguíneos, deben ir acompañadas de anticoagulantes, como el EDTA (ácido etilendiaminotetraacético) o la heparina (OIE, 2008) y no pueden ser congeladas.
- Estudios de suero y plasma de sangre, las muestras de sangre deben almacenarse en tubos de ensayo específicos (*vacutainer*) a 4°C antes de enviarlas al laboratorio; el envío debe hacerse en contenedores mantenidos a temperatura de refrigeración. Si se necesita conservar las muestras de suero por más de siete días, es recomendable congelarlas a -20°C hasta por un mes, pasado este período tienen que almacenarse a -80°C. Las muestras congeladas pueden también ser utilizadas para análisis genéticos (PCR, reacciones en cadena de la polimerasa).



Diego Tirira

Murciélago pequeño de
sacos alares
(*Saccopteryx leptura*)

5

MARCAJE

Marcas externas

Antes de aplicar marcas externas es necesario conocer las técnicas adecuadas para la inmovilización química de los organismos (por favor revise la [sección 3](#)). Este tipo de marcas solo debe ser utilizado cuando el estudio lo requiera y las marcas naturales (como heridas en partes del cuerpo, cicatrices, marcas naturales, patrones, manchas o colores únicos del pelaje, patrones de los bigotes, forma de los cuernos, entre otras) no permitan la identificación específica de los individuos.

Cuando se requiere utilizar marcas se debe priorizar el uso de técnicas no invasivas. Las marcas externas que utilizan colores (pinturas, tintas o pigmentos fluorescentes) no deben ser tóxicas. En el caso de inventarios, las marcas deben ser temporales, en cuyo caso se recomienda el uso de tatuajes (McGregor y Jones, 2016), marcas de pintura o el empleo de marcadores indelebles. Cualquiera que sea la marca empleada, el investigador debe asegurarse de que no influya

en el comportamiento del animal o que puedan ser vistas por sus depredadores (Petit et al., 2012).

Marcas permanentes, como las de congelación, pueden ser utilizadas en mamíferos pequeños o en primates (Hadow, 1972; Sherwin et al., 2002); sin embargo, se han reportado casos que algunos primates marcados con esta técnica perdieron parte de la cola, por debajo de la marca (Fernández-Duque y Rotundo, 2003); por tal motivo, el uso de esta técnica debe estar justificado y analizado para evitar posibles daños en los sujetos de estudio.

Como AEM no aprobamos el uso de técnicas de marcaje que incluyan la mutilación de partes del cuerpo, como el *toe-clipping* (corte de dedos) (Lindner y Fuelling, 2002); porque puede generar daño, dolor y estrés excesivo en el sujeto de estudio y no se sabe con certeza el efecto de esta técnica en la supervivencia de los individuos (Borremans et al., 2014; Fisher y Blomberg, 2009).

El uso de marcas plásticas o metálicas, sobre todo en especies grandes, suele hacerse en las orejas y se debe considerar el tamaño del animal, su crecimiento, la forma del cuerpo y su comportamiento. Este tipo de marcas son consideradas semitemporales, ya que pueden perderse; aunque son de uso común, se sabe que pueden causar infecciones (DBC&A, 2017).

Para murciélagos, no recomendamos este tipo de marcas (en las orejas); pero, como método alternativo, se pueden rasurar zonas del cuerpo (Powell y Proulx, 2003) o emplear marcadores indelebles para escribir sobre sus alas. En estos mamíferos también se pueden utilizar bandas en el antebrazo; sin embargo, se recomienda un análisis previo en la especie antes de utilizarlas, pues se ha registrado que pueden causar heridas según el tipo de marca y el tamaño y especie marcada (Baker et al., 2001; Dietz et al., 2006). Estas heridas pueden


causar infecciones y otro tipo de afectaciones en los individuos; y, en dependencia del número de marcas aplicadas, incluso puede ocurrir un declive en las poblaciones.

Etiquetas internas

Las marcas internas, o *PIT tags* (*Passive Integrated Transponder*), son dispositivos electrónicos encerrados en cápsulas de vidrio o resina adecuados para la identificación en campo y laboratorio. Aunque no emiten señales constantes, se pueden interpretar con un lector remoto a poca distancia (alrededor de 10 centímetros), de la misma manera que se escanean los códigos de barras. Si bien los dispositivos son cada vez más pequeños, todavía pueden ser grandes para algunas especies o individuos, por lo cual su uso debe ser analizado y abordado con cautela.

Estos implementos pueden ser inyectados por vía subcutánea con una jeringa hipodérmica modificada, de calibre grande. Para la aplicación y lectura del dispositivo, generalmente, se requiere de la inmovilización química para evitar lesiones al animal o a los investigadores. Se debe prestar atención al punto de inserción de la marca para evitar posibles infecciones.

También se pueden utilizar marcadores químicos, de partículas o isótopos radioactivos (como P^{32}) en cebos y heces, los que permiten estudiar los movimientos de individuos o grupos (Silvy et al., 2005), aunque este método tiene la desventaja de no ser específico para un solo individuo, pues permite marcar a varios ejemplares al mismo tiempo (tantos como una colonia de murciélagos). Cuando se utilizan este tipo de marcas se deben seguir protocolos de bioseguridad establecidos para estas técnicas (Powell y Proulx, 2003).

A photograph of two howler monkeys (Alouatta palliata) perched on a tree branch. The monkey on the left is facing left, while the one on the right is facing right. Both have dark brown fur with a prominent golden-buff patch on their chests. The background is a clear, bright blue sky. The monkeys are gripping the branch with their hands and feet.

Mono aullador
de manto dorado
(*Alouatta palliata*)

6

CUIDADO DE MAMÍFEROS CAPTURADOS

Condiciones de obtención y tenencia

Antes que nada, debemos indicar que la captura, movilización y tenencia de animales silvestres en el Ecuador está regulada por la autoridad ambiental nacional y que llevar a cabo cualquiera de estas actividades, sin el debido permiso y conocimiento, es considerado un delito de acuerdo con el Código Orgánico Integral Penal (COIP) vigente que puede acarrear multas y prisión para los infractores.

Cuando los animales capturados en la naturaleza deben ser retenidos por un período prolongado o transportados, el investigador tiene que proporcionar un medio seguro, suficiente comida e hidratación y condiciones ambientales apropiadas. De igual forma, se debe considerar la transferencia potencial de parásitos o patógenos y la seguridad del investigador (es) ([sección 10: Seguridad humana](#)).

Las jaulas deben estar construidas para minimizar la posibilidad de lesiones o escape, proporcionar una ventilación adecuada y protección de las propias deyecciones del animal. Asimismo, deben tener un tamaño suficiente para permitir que el individuo cautivo haga los ajustes posturales apropiados (NRC 2011). Algunos tipos de trampas vivas (como las Sherman y Tomahawk) se pueden usar como jaulas de retención o transporte durante períodos cortos de tiempo.

Para muchos mamíferos pequeños, especialmente roedores, proveer frutas o verduras con alto contenido de humedad (como uvas, apio, repollo, lechuga o rodajas de manzana o papa), puede ser suficiente durante el transporte o períodos cortos de cautiverio hasta que se le proporcione una vivienda, comida y agua con mayor atención y cuidado. Por lo general, las botellas de agua deben evitarse durante el transporte, porque tienen fugas y humedecen los materiales de encamado y abrigo.

Se debe tener cuidado al transportar animales en cautiverio para evitar su exposición a temperaturas extremas o precipitaciones, proporcionar una ventilación adecuada y minimizar el estrés. Independientemente de la construcción de la jaula, lo mejor es minimizar las molestias. Para el efecto, sugerimos colocar las jaulas de transporte en lugares frescos y oscuros y se debe minimizar el ruido y el movimiento. En algunos casos, estas condiciones se pueden lograr simplemente colocando un textil sobre la jaula, siempre que el flujo de aire sea suficiente y las temperaturas no sean extremas.

Los mamíferos en libertad pueden ser portadores de enfermedades y con seguridad pueden albergar ecto y endoparásitos. La entidad responsable puede requerir que se realice un tratamiento para ectoparásitos antes del transporte y que se solicite la cuarentena de los individuos recién capturados antes de ingresar a una instalación de

cuidado de animales. Incluso si estas precauciones no son necesarias, el investigador debe tomar las medidas adecuadas para minimizar los impactos potenciales a otros animales cautivos y a los seres humanos. La mayoría de los ectoparásitos se pueden controlar con el vertido de polvo comercial para pulgas y garrapatas. Los tratamientos para endoparásitos son más complejos y, por lo general, deben realizarse bajo la supervisión de un veterinario.

Los investigadores deben comunicarse con la oficina institucional de salud ocupacional responsable con la finalidad de obtener información sobre los riesgos que corren los humanos frente a las especies de mamíferos que se consideren transportar, alojar o mantener.

Entornos de mantenimiento

Cuando individuos de especies silvestres deben mantenerse en cautiverio por más de 12 horas, el entorno de la jaula o del lugar de retención debe seleccionarse con cuidado para adaptarse a los requisitos específicos de la especie y minimizar el estrés. Los animales deben encerrarse en jaulas o corrales de tamaño apropiados que garanticen su salud y seguridad, como también la de los investigadores y del personal de cuidado. Debido a la variedad de los mamíferos no es posible establecer pautas generales para los materiales o el tamaño de las jaulas, pero se debe tomar en cuenta todos los aspectos de la ecología, fisiología y comportamiento de las especies objetivo.

Las pautas desarrolladas para la cría de especies domésticas, incluida la guía para el cuidado en laboratorio (NRC, 2011), rara vez son apropiadas para individuos silvestres capturados en la naturaleza. Debido a su origen, las especies silvestres pueden permanecer mejor en jaulas o corrales más grandes que los uti-

lizados para las especies domésticas de tamaño similar (Fowler, 1995). Los niveles de temperatura, humedad, iluminación y ruido también deben estar dentro de los límites adecuados. Una fuente de información sobre las necesidades específicas de las especies capturadas en la naturaleza es la serie *Mammalian Species* de la ASM. Por lo general, se puede obtener información adicional valiosa de los investigadores o del personal de cuidado animal familiarizado con una especie en particular.

Animamos a los investigadores que requieran mantener en cautiverio a mamíferos silvestres que, antes de presentar un protocolo al respectivo comité de bioética, busquen asesoramiento y se comuniquen con veterinarios, con otros investigadores e instituciones con experiencia en los taxones en cuestión. Los investigadores deben tomar en cuenta que los requisitos de cautiverio y cuidado propuestos para animales en laboratorio (NRC, 2011) o las política de salud (NIH / OLAW, 2016) no necesariamente serán adecuados para especies silvestres bajo cuidado humano, incluso si es óptimo para el mantenimiento adecuado de taxones no domesticados; como resultado, los investigadores deben estar preparados para justificar los requisitos de mantenimiento propuestos para que el comité o ente rector responsable apruebe dichas modificaciones.

Como recomendación general, se debe proporcionar algún tipo de refugio en el que los individuos cautivos puedan permanecer ocultos cuando sea posible, porque su disponibilidad influye en el comportamiento (Rusak y Zucker, 1975). La selección cuidadosa de los materiales para proveer un lecho de descanso y el sustrato es fundamental para satisfacer las necesidades de las especies silvestres. Los materiales utilizados deben simular lo más fielmente posible el entorno. Dichos materiales pueden incluir, por ejemplo, tierra y hojarasca para las musarañas y formas fosoriales; y heno o paja para roedores. La cantidad de material también puede

ser importante si una cobertura densa (como la paja) permite el establecimiento de refugios o plataformas que son componentes del entorno natural de la especie objetivo.

Las señales olfativas son un componente fundamental del entorno natural de la mayoría de mamíferos; por lo cual, el diseño de prácticas adecuadas de manejo debe incorporar el mantenimiento de aromas familiares para maximizar la comodidad de los individuos. Según la especie, muchos mamíferos suelen marcar su territorio (en este caso, su lugar de encierro) para establecer sus límites. Los cambios frecuentes del material de encamado y el lavado de la jaula eliminan las señales de olor normales y colocan a los individuos cautivos en un entorno nuevo y que puede causarles estrés. Los investigadores pueden reducir el estrés que acompaña a la limpieza con ciclos menos frecuentes y más espaciados. Además, los investigadores pueden mezclar una pequeña cantidad de material del sustrato viejo con material nuevo.

Las especies adaptadas a bosques secos probablemente se desempeñen de mejor manera cuando los cambios de material de encamado ocurren cada 10 a 14 días (o incluso con menos frecuencia); mientras que aquellas especies que ocupan bosques húmedos pueda que requieran cambios más frecuentes, de una vez por semana. Ante estas condiciones, la mejor sugerencia es realizar un seguimiento permanente del individuo durante los primeros días de cautiverio para encontrar cuál es la mejor alternativa.

No podemos dejar de enfatizar la importancia de establecer y mantener un entorno familiar, especialmente identificado por señales olfativas. Se puede realizar el cambio y limpieza de jaulas y camas, de manera individual y en horarios diferentes, así los individuos no se sentirán en un entorno nuevo por completo y desprovisto de aromas familiares.

Todas las especies de mamíferos en cautiverio requieren de alguna forma de humedad, aunque las fuentes y los requisitos de agua varían ampliamente entre las especies. La mayoría de los mamíferos se mantienen mejor con agua proporcionada en varios recipientes o mediante sistemas de goteo. Sin embargo, algunos taxones no consumen agua libre en la naturaleza porque obtienen humedad directamente de sus alimentos o retienen el agua metabólica (Boice, 1972).

Estos taxones pueden mantenerse en cautiverio con alimentación periódica en pequeñas cantidades de productos que contienen humedad. La frecuencia de estas comidas complementarias depende de la humedad ambiental en el sitio y la fisiología de la especie en cuestión. Si se proporciona acceso *ad libitum* al agua libre, las especies adaptadas a ecosistemas secos pueden volverse dependientes de las fuentes mencionadas (Boice, 1972), lo cual puede causar cambios en las funciones fisiológicas y confundir los resultados de algunos estudios.

Enriquecimiento ambiental

Debido a que la falta de estimulación en un ambiente cautivo puede resultar en el desarrollo de comportamientos estereotipados que podrían alterar los resultados y confundir los intereses y objetivos de una investigación, el enriquecimiento ambiental es un componente crítico basado en buenas prácticas de manejo de los mamíferos silvestres en estudio, en cuyo caso, la solución puede ser tan simple como aumentar la complejidad estructural en la jaula o proporcionar materiales adicionales para la manipulación. Por ejemplo, para roedores en cautiverio, su entorno se puede mejorar proporcionando tiras de cartón que simulan los restos leñosos que estos animales usan para construir sus nidos en la naturaleza. Otras especies de roedores

también pueden beneficiarse de la inclusión de materiales fibrosos a partir de los cuales construir nidos.

Algunas especies de mayor actividad podrían ser difíciles de mantener en cautiverio, pero se pueden mantener con éxito al utilizar jaulas que incorporen estructuras tridimensionales (como ramas colgantes o perchas), junto con un piso de jaula suficiente para cavar y almacenar alimentos. Para otras especies, esconder alimentos en cajas de cartón permite que el animal “forrajee”, lo cual proporciona una forma importante de enriquecimiento. También es necesario implementar una dieta más natural a los animales en el cautiverio, como incluir roedores en su dieta (Martínez-Mota et al., 2020).

La estructura social de las especies objetivo también debe considerarse al albergar mamíferos en cautiverio. Es probable que las situaciones de cautiverio que permitan una aproximación de la estructura social natural de la especie objetivo sean más exitosas y minimicen el estrés. Los individuos de especies que son sociales o gregarias deben alojarse con otros individuos cuando sea posible, pero hay que ser cuidadosos para garantizar la compatibilidad. Por supuesto, los investigadores deben ser conscientes de los cambios estacionales en la estructura social y modificar los entornos de la vivienda en forma consecuente a estos criterios, para así minimizar el estrés y controlar la reproducción.

Alojamiento de murciélagos

El alojamiento y el cuidado de murciélagos en cautiverio presenta varios desafíos particulares para los investigadores y los comités de bioética. Estos programas de cuidado deben diseñarse en consulta con expertos del tipo de murciélagos que se van a manejar (pues el cuidado de murciélagos frugívoros será diferente del cuidado de

murciélagos insectívoros) y con personal que conozca aspectos de rehabilitación y manejo en cautiverio de estos organismos.

En la medida de lo posible, las condiciones de cautiverio deben imitar los escenarios silvestres. Se debe proporcionar un espacio que permita y fomente el vuelo libre, con obstáculos, como cadenas o divisores colgantes que exijan maniobrabilidad. Cuando varios individuos se alojen juntos es preferible disponer de múltiples bolsas de descanso y varios platos de comida y agua con el fin de minimizar la competencia.

Una jaula de vuelo debe tener paredes con doble protección (sea malla de alambre o vidrio) para evitar escapes. La protección externa debe ser resistente, mientras que la protección interna variará según la especie (dependiendo del tamaño del cuerpo y de las garras de las patas). En Barnard (2011) y Lollar y Schmidt-French (1988), se pueden encontrar pautas para el alojamiento y el cuidado de murciélagos en cautiverio, incluidas las consideraciones dietéticas.

Intervalos de observación

Los animales en cautiverio requerirán cuidados de rutina que incluyan comida, agua y cambios de sustrato, según sea apropiado para la especie. Las pautas y regulaciones del cuidado de los animales también especifican la observación periódica para monitorear la salud y el bienestar de cada individuo. La guía para el cuidado en laboratorio (NRC, 2011), por ejemplo, afirma que “[todos] los animales deben ser observados por una persona capacitada para detectar signos de enfermedad, lesión o comportamiento anormal. Como regla general, tales observaciones deben ocurrir al menos una vez al día, pero pueden ser necesarias observaciones más frecuentes, como durante la recuperación posoperatoria, cuando los animales



Zorrillo rayado
(*Conepatus semistriatus*)

están enfermos o tienen un déficit físico, o cuando los animales se acercan al punto final del estudio”.

En muchos casos, las prácticas estandarizadas de manejo de especies domésticas no serán apropiadas para los animales salvajes en cautiverio. Los animales salvajes, en particular los que se han llevado recientemente al cautiverio, tienden a estresarse por el contacto cercano y regular con los humanos; en tales circunstancias, los investigadores principales deben equilibrar la perturbación asociada con las observaciones regulares de animales no domesticados con la información obtenida de dicho monitoreo. Para los animales alojados en recintos naturales al aire libre que permiten la búsqueda de alimento (conocido como semicautiverio), las observaciones pueden realizarse con menos frecuencia o pueden lograrse con la ayuda de signos indirectos, como la desaparición de alimentos y la deposición de heces.

Separación de taxones y minimización del estrés

Los animales alojados en el mismo recinto primario deben ser compatibles, es decir, las especies de presa no deben mantenerse cerca de carnívoros y, por lo general, no deben alojarse juntos diversos taxones de carnívoros. Por el contrario, especies estrechamente rela-

cionadas de algunos roedores con frecuencia coexisten en la naturaleza y, a menudo, pueden alojarse juntas en cautiverio sin dificultad.

Debido a que los cambios de comportamiento son el medio principal para identificar el dolor o la incomodidad de un animal, todo el personal a cargo debe comprender los patrones de comportamiento normales de las especies que albergan; por lo tanto, todos los animales deben ser monitoreados por personal capacitado. Por lo general, el dolor es fácil de identificar si está asociado con una lesión física, pero el estrés puede no deberse al dolor y, por ende, no se reconoce de inmediato.

Los síntomas de dolor en los animales son específicos de la especie, pero pueden incluir pérdida del apetito, respiración rápida o dificultosa, inmovilidad, aumento de la agresión, falta de aseo y apariencia o postura anormal (NRC, 2008, 2009). El personal de cuidado de animales debe saber que los mamíferos salvajes a menudo proporcionan poca o ninguna señal de dolor o estrés, hasta que la condición sea aguda, porque estos signos evidentes se seleccionan fuertemente en contra de la naturaleza, donde los depredadores o competidores pueden detectarlos.

7

LIBERACIÓN Y TRANSLOCACIÓN

Liberación de mamíferos cautivos

La liberación de mamíferos capturados en el medio silvestre que han estado en cautiverio podría estar justificada en los siguientes casos:

1. Especies en peligro de extinción o amenazadas;
2. Especies de preocupación debido a la dinámica de la población, a las necesidades de manejo o a iniciativas de conservación;
3. Individuos retenidos solo por breves períodos de tiempo.

En cada uno estos casos, el diseño de una investigación que requiere la liberación de animales cautivos como parte de una manipulación experimental, debe planificarse para minimizar los impactos potenciales en la población local y el estrés de los individuos liberados.

Las consideraciones con respecto a la liberación de individuos mantenidos en cautiverio por períodos cortos, incluyen:

- Introducción de individuos en un área sin refugio y recursos disponibles (algo especialmente problemático con especies altamente territoriales).
- Alteración de la genética de poblaciones.
- Introducción de individuos no aclimatados al entorno local.
- Introducción de patógenos adquiridos en cautiverio a poblaciones silvestres.
- Estrés en las poblaciones locales e individuos liberados.
- Individuos liberados enfrentan exposición excesiva a la depredación debido a ciclos de forrajeo inapropiados (forzados por los ciclos de luz o entornos que tenían en cautividad), forrajeo extensivo por no tener escondites para los meses de invierno o falta de familiaridad con los recursos locales.
- Interrupción de los sistemas sociales.
- Falta de habilidades apropiadas para buscar comida (olvidadas o nunca adquiridas).
- Legalidad de la reintroducción de animales en cautiverio.

Las decisiones con respecto a la liberación y la duración permisible del cautiverio antes de la liberación son a menudo específicas de la especie o del proyecto y cada caso debe analizarse por separado. Mantener miembros de una especie durante uno o varios días

para recuperarse de la implantación quirúrgica de un transmisor de datos suele ser apropiado. Por otro lado, para retener y liberar animales altamente territoriales es importante considerar los posibles conflictos con otros animales presentes en el territorio. Para esto, es necesario contar con información sobre capacidad de carga y no solamente disponibilidad de hábitat.

Antes de proceder a la liberación de un mamífero silvestre, los encargados deben preguntarse si esta actividad será positiva y si no causará un mayor problema en el ambiente. Además, es necesario realizar un estudio previo sobre la capacidad de carga en el área donde el o los individuos serán liberados, con esto se busca determinar si el hábitat cumple con los requerimientos adecuados para su supervivencia y no generará conflictos territoriales o poblacionales, entre otros factores a considerar (UICN/SSC, 2013).

Conocemos de liberaciones sin criterio que han introducido de forma arbitraria especies de otras áreas de país (por ejemplo, especies de la Costa son introducidas en la Amazonía); también conocemos de casos en donde se han liberado especies de conductas territoriales o de varios machos que corresponden a especies gregarias, cuya inserción en el medio natural solo traerá un mayor problema en el ecosistema. También debemos mencionar que antes de proceder a cualquier liberación debe tenerse la certeza de que el o los individuos liberados no sean portadores de enfermedades, parásitos u otros patógenos.

En el caso de la posible liberación de mamíferos marinos, los investigadores pueden consultar las mejores prácticas del *Protocolo de respuesta a varamientos de especies marinas en Ecuador* (MAE, 2018; Rosero, 2019a, 2019b).

La disposición final de los animales cautivos es motivo de preocupación; sin embargo, la integridad de las poblaciones naturales y el

uso y manejo adecuado de los individuos liberados deben ser una prioridad en el diseño del proyecto y en su respectiva revisión.

Translocación para la conservación

La translocación para la conservación es el movimiento intencional de organismos de un sitio para ser liberados en otro. Esta es una técnica considerada para (i) restauración poblacional, que incluye el refuerzo y la reintroducción en el rango o área natural de una especie; y (ii) introducción para la conservación, que comprende la colonización asistida y el reemplazo ecológico fuera de su área de distribución natural (UICN/SSC, 2013).

La translocación es una herramienta eficaz para la conservación, pero necesita una rigurosa justificación que incluya la evaluación de la factibilidad con un balance entre los beneficios y los costes y riesgos, tanto de la translocación como de otras acciones alternativas para la conservación.

Según la *Norma técnica para la liberación o translocación de individuos de vida silvestre retenida, rescatada o nacida en cautiverio* (MAE, 2015), entre sus disposiciones generales establecen que: “Toda actividad relacionada con la reintroducción y reforzamiento de individuos de especies de fauna o flora silvestre retenidas, rescatadas, nacidas y/o criadas en cautiverio, deberá notificarse y realizarse en coordinación con la autoridad ambiental, para lo cual el funcionario responsable de vida silvestre en territorio acompañará el proceso en cumplimiento a las disposiciones que se emiten en la norma”. En este caso, es fundamental buscar y revisar información adicional, en el documento *Directrices para reintroducciones y otras translocaciones para fines de conservación. Versión 1.0* y sus respectivos anexos (UICN/SSC, 2013); que, además, permite solven-



Capuchino de cara blanca de Linneo
(*Cebus capucinus*)

tar temas que no son considerados en la respectiva norma, como las actividades de introducción para la conservación que comprende la colonización asistida y el remplazo ecológico.

En las translocaciones de mamíferos silvestres también se deben tomar en consideración los mismos aspectos mencionados para las liberaciones de mamíferos cautivos referentes a que su reintroducción en el medio natural no cause un mayor problema en el ecosistema del que se pretende solucionar.



Diego Tirira

Conejo andino
(*Sylvilagus andinus*)

8

EUTANASIA

De acuerdo con el National Research Council (NRC, 2011), la eutanasia se define como “el acto de matar animales a través de métodos que inducen la rápida inconciencia y muerte, sin dolor o angustia”. En este mismo documento, la NRC proporciona una lista de requisitos a tomarse en cuenta para escoger las metodologías de eutanasia a emplearse y los aspectos que se deben cumplir:

- Requerir el mínimo tiempo para la pérdida de consciencia y ocurra la muerte.
- Usar un método efectivo e irreversible (tener bajos márgenes de error).
- Causar el mínimo estrés psicológico, tanto en el animal, como en los investigadores.
- Ser seguro para el personal.

- Ser compatible con los requerimientos del estudio.
- Administrar los medicamentos disponibles en dosis mínimas (si fuera necesario).
- Ser económicamente eficiente.

De acuerdo con la American Veterinary Medical Association (AVMA, 2019), los métodos para la eutanasia se clasifican en químicos y físicos. Los químicos pueden incluir la sobredosis de un agente anestésico inyectable, la exposición a dióxido de carbono (CO₂) o la sobredosis a un anestésico inhalatorio. Los métodos físicos incluyen la dislocación cervical, el golpe en la parte posterior de la cabeza y la compresión torácica. La AVMA señala que los métodos de sacrificio (antes enumerados), distintos de los considerados como “métodos aceptables de eutanasia”. deben justificarse, sobre todo si se trata de medianos o grandes mamíferos silvestres en libertad. Al respecto señala que el medio más rápido de poner fin a la vida de un animal silvestre en libertad en una situación dada, puede no siempre cumplir con todos los criterios establecidos para la eutanasia. Para información más detallada, consultar los *Lineamientos para la eutanasia de animales establecidos* por la AVMA (Leary et al., 2020) y la *Norma técnica para la eutanasia de la fauna silvestre en el Ecuador* (MAE 2017), o sus respectivas actualizaciones.

En la AEM recomendamos que la eutanasia de un animal con fines de investigación sea lo más rápida e indolora posible, coherente con el diseño del estudio y aplicada según el tamaño, comportamiento y biología de la especie a sacrificarse. Si el objetivo del estudio no fuera el sacrificio del animal, pero como resultado de los métodos de captura o manipulación este resultara herido y fuera imposible aliviar el dolor y el estrés causados, o cuando no es posible su recuperación, se recomienda la eutanasia.

También sugerimos que cuando se presenten proyectos de investigación ante la autoridad ambiental y se soliciten permisos de estudio y recolección de ejemplares, se indiquen, de forma explícita, las circunstancias y los métodos de eutanasia que se emplearán para los animales capturados y sacrificados, así como de aquellos que sufran de heridas no planificadas, e incluso los métodos a seguirse cuando la mortalidad del animal no esté prevista.

De tratarse de propuestas de estudio que involucren especies amenazadas, en el caso de mamíferos aquellas incluidas en la *Lista Roja de mamíferos del Ecuador* (Tirira, 2021), o en la lista internacional, *The IUCN Red List of Threatened Species* (UICN, 2022); solicitamos que la autoridad ambiental no autorice métodos que pongan en peligro a estas especies y se aplique únicamente métodos no invasivos. Solo en casos extraordinarios (como encontrar un animal malherido, con dolor o estrés) podrá ser justificada la eutanasia en estas especies. En la AEM sugerimos que, en las propuestas de investigación previas a la solicitud de un permiso de estudio o recolección, los investigadores propongan una serie de métodos que sean aceptados por la autoridad ambiental para lograr la eutanasia rápida de las especies objetivo y no objetivo en las condiciones ambientales variables que puedan encontrarse.

La eutanasia debe ser realizada por personal capacitado, no solo para escoger y llevar a cabo el mejor método, sino también para confirmar la muerte. La falta de respiración no es evidencia suficiente de fallecimiento; la evidencia estándar de muerte incluye pupilas dilatadas y la ausencia de latidos cardíacos, así como la falta de respuesta a un pellizco o al toque del ojo.

Si bien la eutanasia de mamíferos pequeños en el campo se puede lograr mediante cualquiera de las técnicas antes mencionadas, el uso de sustancias controladas inyectables o inhalantes puede ser un de-

safio debido a los riesgos para los investigadores y el estrés de los animales. Adicionalmente, es imperioso verificar la posibilidad de uso de sustancias legalmente controladas en el país y, además, que no sean de uso estricto para veterinarios en caso de que quienes las vayan a administrar no lo sean. De requerirse el uso de sustancias controladas de uso único por veterinarios, es necesario el asesoramiento y capacitación adecuada, en cuyo caso, será indispensable que el grupo de investigación cuente con el apoyo de un profesional de esta rama durante el trabajo de campo.

En cuanto a los métodos físicos, en el caso de especies de murciélagos y mamíferos pequeños no voladores recomendamos la dislocación cervical por un experto y sin sedación previa. Para mamíferos de mayor tamaño sugerimos la administración de sedantes o anestesia antes de la eutanasia o dislocación cervical, aunque esto puede generar estrés o imponer dolor adicional en el animal. Cabe recalcar que el procedimiento de dislocación cervical, cuando no es realizado de forma correcta, puede alterar las medidas corporales y dañar el cráneo de las especies pequeñas y delicadas. El registro del método de eutanasia, así como de sus consecuencias en los especímenes *voucher*, debe ser claramente registrado en los cuadernos y catálogos de campo.

La compresión torácica ofrece un método aceptable de eutanasia en el campo para algunos mamíferos, especialmente pequeños, técnica que se ha utilizado de forma eficaz durante décadas por mastozoólogos experimentados. Su uso ha sido controversial, sobre todo cuando se realiza sin que el animal se encuentre sedado y cuando es efectuada por personal no entrenado. La AEM recomienda su uso siempre que sea necesario para minimizar el sufrimiento de los animales y se haya señalado con claridad y de forma explícita como posible método de eutanasia en la solicitud de permiso de investigación. En situaciones donde las otras técnicas no son facti-

bles, después de analizar los objetivos y protocolos del estudio, el ente rector puede otorgar la aprobación para este método; en este caso, miembros especializados de la AEM pueden brindar capacitación para llevar a cabo esta técnica.

La compresión torácica tiene la ventaja de que no requiere equipo adicional, como es el caso de pinzas para la dislocación cervical para algunos animales; por lo tanto, se puede utilizar en cualquier situación en la que los animales sean del tamaño adecuado, recomendable mamíferos pequeños. Si esta técnica es aplicada de forma correcta no distorsiona las medidas corporales importantes, no destruye los tejidos y los elementos esqueléticos necesarios ni altera los perfiles hormonales mediante la introducción de sustancias extrañas. La ASM considera que la compresión torácica es un método apropiado de eutanasia cuando el investigador tiene la experiencia necesaria y los individuos a sacrificar son lo suficientemente pequeños como para que la cavidad torácica pueda colapsar para evitar la inspiración.

En la AEM evitamos el uso de trampas mortales (como Victor) como método de recolección (sin embargo, véase el apartado correspondiente en la [sección 2](#)) porque no siempre se obtiene una muerte rápida, sin dolor o estrés y algunos individuos pueden quedar malheridos y moribundos por horas, siendo incompatibles con los requisitos de técnicas de eutanasia previamente mencionados. Además, es probable que dañen el cuerpo del animal, en especial el cráneo, lo cual no ayuda en futuros estudios morfológicos o taxonómicos.

Asimismo, en la AEM solicitamos precaución en el uso de trampas *pitfall*, porque los animales (mamíferos pequeños no voladores) pueden morir ahogados y, seguramente, estresados; por tal motivo, recomendamos mantener una revisión frecuente de estas trampas. En la AEM somos conscientes de que existen situaciones donde las



Santiago Erazo

Trampa Tomahawk

trampas vivas (tipo Sherman y Tomahawk), y la subsecuente eutanasia, podrían ser más estresantes para los animales o peligroso para los humanos que el uso de trampas *pitfall*, por ello sugerimos una evaluación consciente de los diferentes métodos y la recolección de especímenes durante el diseño del muestreo.

Finalmente, cuando se decida aplicar la eutanasia debe ser un acto con respeto consciente debido a su efecto en otros animales y los humanos que observen. El miedo en otras especies (incluidas las conespecíficas y, en algunos casos, heteroespecíficas) puede desencadenarse por vocalizaciones de alerta, comportamiento temeroso y liberación de olores y feromonas por un animal asustado. Por lo tanto, siempre que sea posible, los sacrificios deben realizarse en lugares o campamentos aislados, sobre todo si ocurre cerca de personas que por lo general no reconocen o no han sido capacitadas sobre la importancia de hacer colecciones científicas; de esta manera se evitarían reacciones negativas de los observadores.

9

PREPARACIÓN DE ESPECÍMENES *VOUCHER*

En la AEM recomendamos seguir los protocolos y lineamientos de preparación y almacenamiento de especímenes *voucher* para colecciones científicas de la institución que avala al o los investigadores, en caso de que tal documento exista. Un modelo puede ser consultado en la página del Museo de Zoología de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (QCAZ) (<https://bioweb.puce.edu.ec/QCAZ/contenido/PoliticMamiferos>).

Los estudios con mamíferos que requieran la recolección de ejemplares deben ser planificados con antelación. Según la pregunta de investigación, será necesario analizar previamente el número de ejemplares de acuerdo con el alcance del estudio y la disponibilidad de especímenes *voucher* del o los taxones de interés depositados en otras colecciones. Además, se debe considerar y prever la obtención de ejemplares inesperadamente, que no corresponden a los objetivos del estudio, por ejemplo, como resultado de muertes accidentales



Monos nocturnos (*Aotus vociferans*) en el Field Museum de Chicago

cuando los animales se encuentran muertos en trampas, redes o en la carretera. Todas las muestras y el material auxiliar generado a partir de los estudios de campo (como tejidos, fotografías, muestras de heces, muestras de pelo, grabaciones de cantos, entre otros) deben depositarse en la colección científica de una universidad o institución de investigación patentada y reconocida por la autoridad ambiental.

El depósito de especímenes y materiales auxiliares en colecciones permanentes maximiza los beneficios de cada espécimen generado, asegura el acceso a datos valiosos en futuras investigaciones y garantiza la accesibilidad a especímenes *voucher* en buen estado de preservación. En la AEM recomendamos que, si los investigadores no pudiesen depositar los especímenes *voucher* en las instituciones que les avalan o en su lugar de trabajo, coordinen tempranamente con una institución receptora patentada por la autoridad ambiental y sigan sus políticas, protocolos y lineamientos para la recolección, depósito y acceso a los ejemplares; así como para definir, en instancias tempranas del proyecto, posibles temas relacionados con el presupuesto del mismo, a fin de valorar adecuadamente los gastos involucrados en ingreso y curación de los especímenes *voucher*.

10

SEGURIDAD HUMANA

Trabajar con mamíferos silvestres, particularmente en situaciones de campo, implica riesgos inherentes, tanto bióticos (como mordeduras, contacto con fluidos corporales del animal, patógenos, parásitos o encuentros con plantas u otros animales venenosos) como abióticos (como accidentes debido a caídas, daños corporales, exposición a desastres o adversidades naturales). Por fortuna, la mayoría de estos riesgos se puede minimizar con capacitación, planificación y experiencias básicas.

Los investigadores principales tienen la responsabilidad de asegurar que el personal que manipule, transporte o mantenga a los mamíferos capturados, incluyendo ellos mismos, estén calificados y familiarizados con los peligros asociados antes indicados, así como también contar con la experiencia necesaria en el trabajo de las especies objetivo. Por ejemplo, los técnicos y especialistas en murciélagos deben estar vacunados contra la rabia y, de preferencia, deben trabajar en proyectos relacionados con estos mamíferos. En la AEM contamos con especialistas experimentados que pueden preparar y capacitar

a los investigadores jóvenes para que puedan protegerse adecuadamente a sí mismos y a sus colaboradores mientras realizan trabajo de campo con mamíferos.

En respuesta a la pandemia por la enfermedad COVID-19 (causada por el virus SARS-CoV-2), la AEM publicó una serie de [consideraciones y recomendaciones generales](#) sobre el contacto y manejo de mamíferos silvestres durante el trabajo de campo, especialmente de murciélagos y algunos carnívoros. Además, la ASM proporciona pautas actualizadas relativas al síndrome pulmonar por hantavirus para investigadores de vida silvestre que trabajan con roedores; estas recomendaciones deberían ser aplicables a los estudios de campo con otros taxones de mamíferos (Kelt et al., 2010).

En la AEM recomendamos tomar precauciones especiales, como las vacunas antirrábicas o antimaláricas, para garantizar la seguridad humana cuando se realizan trabajos en campo, especialmente en zonas tropicales o en lugares que pueden existir focos de transmisión del virus de la rabia. También aconsejamos seguir con las normas de bioseguridad de las instituciones que avalan a los investigadores principales y a sus equipos de trabajo, en caso de existir. De no ser así, recomendamos que en lugares donde existe o ha existido prevalencia de zoonosis, los ejemplares capturados sean manipulados con guantes, trasladados en contenedores adecuados y llevados a un área central de procesamiento que siga las recomendaciones institucionales de bioseguridad, aunque podrían ser necesarias precauciones adicionales en el momento del procesamiento final del animal capturado, según los datos que sean requeridos.

Sugerimos que el investigador que solicita un permiso de investigación ante la autoridad ambiental nacional detalle los protocolos a seguir ante riesgos potenciales para la salud y la seguridad humana mientras trabaja con sus especies objetivo capturadas en la naturale-

za. Además, debe ser consciente y prever que los riesgos de las zoonosis varían según las especies de estudio, las condiciones ambientales locales, los atributos del personal y los patógenos potenciales. En consecuencia, las precauciones de seguridad empleadas deben coincidir con los riesgos potenciales.



Santiago Erazo

Encierro de un jaguar
(*Panthera onca*)



Armadillo de cola desnuda del sur
(*Cabassous unicinctus*)

11

LITERATURA CITADA

- Acosta-Jamett, G., Astorga-Arancibia, F., y Cunningham, A. A. (2010). Comparison of chemical immobilization methods in wild foxes (*Pseudalopex griseus* and *Pseudalopex culpaeus*) in Chile. *Journal of Wildlife Diseases*, 46, 1204–1213. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.4.1204>
- Alfonso, J., Lescano, J., Quevedo, M., y Fernández, V. (2020). Comparison of three reversible injectable chemical restraint protocols in Spix's Owl monkeys (*Aotus vociferans*) using ketamine, xylazine and midazolam. *Journal of Medical Primatology*, 49, 136–143. <https://doi.org/10.1111/jmp.12462>
- Altenbach, J. S., y Dalton, D. C. (2009). Techniques for photographing bats. En T. H. Kunz y S. Parsons (Eds.), *Ecological and behavioral methods for study of bats* (2a edición, pp. 78–90). The Johns Hopkins University Press.
- Amelon, S. K., Dalton, D. C., Millpaugh, J. J., y Wolf, S. A. (2009). Radiotelemetry. En T. H. Kunz y S. Parsons (Eds.), *Ecological and behavioral methods for study of bats* (2a edición, pp. 57–77). The Johns Hopkins University Press.

- Arnett, E. B. (2006). A Preliminary evaluation on the use of dogs to recover bat fatalities at wind energy facilities. *Wildlife Society Bulletin*, 34(5), 1440–1445. [https://doi.org/10.2193/0091-7648\(2006\)34\[1440:APEOTU\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2193/0091-7648(2006)34[1440:APEOTU]2.0.CO;2)
- AVMA. (2019). *Model Veterinary Practice Act-2019*. The American Veterinary Medical Association. <https://bit.ly/3rFQLaB>
- Baker, R. J., y Williams, S. L. (1972). A live trap for pocket gophers. *The Journal of Wildlife Management*, 36(4), 1320–1322. <https://doi.org/10.2307/3799275>
- Baker, G. B., Lumsden, L. F., Dettmann, E. B., Schedvin, N. K., Schulz, M., Watkins, D., y Jansen, L. (2001). The effect of forearm bands on insectivorous bats (Microchiroptera) in Australia. *Wildlife Research*, 28, 229–237. <https://doi.org/10.1071/WR99068>
- Barasona, J. A., López-Olvera, J. R., Beltrán-Beck, B., Gortázar, C., y Vicente, J. (2013). Trap-effectiveness and response to tiletamine-zolazepam and medetomidine anesthesia in Eurasian wild boar captured with cage and corral traps. *BMC Veterinary Research*, 9, 107–107. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-107>
- Barlow, K. (1999). Expedition field techniques. *Bats*, 44(10), 1–59. <https://www.rgs.org/CMSPages/GetFile.aspx?nodeguid=c-16fd629-5354-4403-8d35-b67a4dd9a114&lang=en-GB>
- Barnard, S. M. (Ed.) (2011). *Bats in captivity. Volume 3: Diet and feeding-environment and housing*. Logos Press.
- Barros, F. F., Queiroz, J. P., Filho, A. C., Santos, E. A., Paula, V. V., Freitas, C. I., y Silva, A. R. (2009). Use of two anesthetic combinations for semen collection by electroejaculation from captive coatis (*Nasua nasua*). *Theriogenology*, 71, 1261–1266. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2009.01.003>
- Beacham, T. D., y Krebs, C. J. (1980). Pitfall versus live-trap enumeration of fluctuating populations of *Microtus townsendii*. *Journal of Mammalogy*, 61(3), 486–499. <https://doi.org/10.2307/1379842>

- Berl, J. L., Voorhees, M. W., Wu, J. W., Flaherty, E. A., y Swihart, R. K. (2017). Collection of blood from wild-caught mice (*Peromyscus*) via submandibular venipuncture. *Wildlife Society Bulletin*, 41, 816–820. <https://doi.org/10.1002/wsb.835>
- Bodewes, R., Ruiz-González, A., Schapendonk, C. M. E., van den Brand, J. M. A., Osterhaus, A. D. M. E., y Smits, S. L. (2014). Viral metagenomic analysis of feces of wild small carnivores. *Virology Journal*, 11, 89. <https://doi.org/10.1186/1743-422X-11-89>
- Boice, R. (1972). Water addiction in captive desert rodents. *Journal of Mammalogy*, 53(2), 395–398. <https://doi.org/10.2307/1379190>
- Borremans, B., Sluydts, V., Makundi, R. H., y Leirs, H. (2014). Evaluation of short-, mid- and long-term effects of toe clipping on a wild rodent. *Wildlife Research*, 42, 143–148.
- Braun, C. E. (2005). *Techniques for wildlife investigations and management*. The Wildlife Society.
- Bremner-Harrison, S., Stephen, W. R. H., Cypher, B. L., Murdoch, J. D., Maldonado, J., y Darden, S. K. (2006). Development of a single-sampling noninvasive hair snare. *Wildlife Society Bulletin*, 34, 456–461. [https://doi.org/10.2193/0091-7648\(2006\)34\[456:DOASNH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.2193/0091-7648(2006)34[456:DOASNH]2.0.CO;2)
- Bronson, E., Deem, S. L., Westermann, L. C. P., Alpire, S. A., y Emmons, L. H. (2021). Field anesthesia of the Maned Wolf (*Chrysocyon brachyurus*) in Bolivia. *Journal of Wildlife Diseases*, 57(3), 618–662. <https://doi.org/10.7589/JWD-D-20-00033>
- Bu, H., Hopkins III, J. B., Zhang, D., Li, S., Wang, R., Yao, M., y Wang, D. (2016). An evaluation of hair-snaring devices for small-bodied carnivores in southwest China. *Journal of Mammalogy*, 97, 589–598. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyv205>
- Burgin, C. J., Colella, J. P., Kahn, P. L., y Upham, N. S. (2018). How many species of mammals are there? *Journal of Mammalogy*, 99(1), 1–14. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyx147>

- Buś, M. M., Żmihorski, M., Romanowski, J., Balčiauskienė, L., Ci-chocki, J., y Balčiauskas, L. (2014). High efficiency protocol of DNA extraction from *Micromys minutus* mandibles from owl pellets: a tool for molecular research of cryptic mammal species. *Acta Theriologica*, 59, 99–109. <https://doi.org/10.1007/s13364-013-0144-y>
- Buzan, E., Potušek, S., Urzi, F., Pokorný, B., y Šprem, N. (2020). Genetic characterization of wild ungulates: successful isolation and analysis of DNA from widely available bones can be cheap, fast and easy. *ZooKeys*, 965, 141–156. <https://doi.org/10.3897/zookeys.965.54862>
- Caniglia, R., Fabbri, E., Mastrogiuseppe, L., y Randi, E. (2013). Who is who? Identification of livestock predators using forensic genetic approaches. *Forensic Science International Genetics*, 7, 397–404. <https://doi.org/10.1016/j.fsigen.2012.11.001>
- Carlitz, E. H. D., Kirschbaum, C., Stalder, T., y van Schaik, C. P. (2014). Hair as a long-term retrospective cortisol calendar in orangutans (*Pongo* spp.): New perspectives for stress monitoring in captive management and conservation. *General and Comparative Endocrinology*, 195, 151–156. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2013.11.002>
- Carregaro, A. B., Freitas, G. C., Bisetto, S. P., Xavier, N. V., y Sterzo, E. V. (2016). Inconsistency of allometric scaling for dissociative anesthesia of wild felids. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 43, 338–342. <https://doi.org/10.1111/vaa.12310>
- Castillo, D. F., Vidal, E. L., Casanave, E. B., y Lucherini, M. (2012). Field immobilization of Molina's hog-nosed skunk (*Conepatus chinga*) using ketamine and xylazine. *Journal of Wildlife Diseases*, 48, 173–175. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-48.1.173>
- Dahlgren, D. K., Elmore, R. D., Smith, D. A., Hurt, A., Arnett, E. B., y Connelly, J. W. (2011). Use of dogs in wildlife research and management. *Wildlife Techniques Manual: Research, Volume 1* (7a edición), October, 140–153.

- Darwin, C. (1868). *The variation of animals and plants under domestication* (volumes 1–2). John Murray.
- Davidson, A. D., Parmenter, R. R., y Gosz, J. R. (1999). Responses of small mammals and vegetation to a reintroduction of Gunnison's prairie dogs. *Journal of Mammalogy*, 80(4), 1311–1324. <https://doi.org/10.2307/1383181>
- DBC&A. (2017). *Standard Operating Procedure: Semi-permanent marking of mammals using ear tags*. Department of Biodiversity, Conservation and Attractions. https://www.dpaw.wa.gov.au/images/documents/plants-animals/monitoring/sop/sop_semi-permanent_marking_of_mammals_uisng_ear_tags_v1.1_2017.pdf
- De Oliveira Gasparotto, V. P., Attias, N., Miranda, F. R., Soresini, G. C. G., da Costa Canena, A., y Mourão, G. (2017). Chemical immobilization of free-ranging yellow armadillos (*Euphractus sexcinctus*) for implantation of intra-abdominal transmitters. *Journal of Wildlife Diseases*, 53, 896–900. <https://doi.org/10.7589/2016-12-262>
- Diehl, K. H., Hull, R., Morton, D., Pfister, R., Rabemampianina, Y., Smith, D., Vidal, J. M., y van de Vorstenbosch, C. (2001). A good practice guide to the administration of substances and removal of blood, including routes and volumes. *Journal of Applied Toxicology*, 21, 15–23. <https://doi.org/10.1002/jat.727>
- Dietz, C., Dietz, I., Ivanova, T., y Siemers, B. M. (2006). Effects of forearm bands on horseshoe bats (Chiroptera: Rhinolophidae). *Acta Chiropterologica*, 8, 523–535. <https://doi.org/10.3161/150811006779398591>
- Ellis, C. K., Wehtje, M. E., Wolfe, L. L., Wolff, P. L., Hilton, C. D., Fisher, M. C., Green, S., Glow, M. P., Halseth, J. M., Lavelle, M. J., Snow, N. P., VanNatta, E. H., Rhyhan, J. C., VerCauteeren, K. C., Lance, W. R., y Nol, P. (2019). Comparison of the efficacy of four drug combinations for immobilization of wild pigs. *European Journal of Wildlife Research*, 65, 78. <https://doi.org/10.1007/s10344-019-1317-z>

- Eshar, D., y Weinberg, M. (2010). Venipuncture in bats. *Lab Animal*, 39, 175–176. <https://doi.org/10.1038/labnan0610-175>
- Fernández-Duque, E., y Rotundo, M. (2003). Field methods for capturing and marking Azarai night monkeys. *International Journal of Primatology*, 24, 1113–1120. <https://doi.org/10.1023/A:1026284430453>
- Fisher, D. O., y Blomberg, S. P. (2009). Toe-bud clipping of juvenile small marsupials for ecological field research: No detectable negative effects on growth or survival. *Austral Ecology*, 34, 858–865. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2009.01991.x>
- Forgacs, D., Wallen, R. L., Boedeker, A. L., y Derr, J. N. (2019). Evaluation of fecal samples as a valid source of DNA by comparing paired blood and fecal samples from American bison (*Bison bison*). *BMC Genetics*, 20(1), 1–8. <https://doi.org/10.1186/s12863-019-0722-3>
- Fowler, M. E. (1995). *Restraint and handling of wild and domestic animals* (2a edición). Iowa State University Press.
- Francisco, C. C., Howarth, G. S., y Whittaker, A. L. (2015). Effects on animal wellbeing and sample quality of 2 techniques for collecting blood from the facial vein of mice. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 54(1), 76–80. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4311747/>
- Galante, R., Muniz, J. A., Castro, P. H., Amora, D. S., Gris, V. N., Carvalho, E. R., y Vilani, R. G. (2014a). Continuous infusion of propofol or intermittent bolus of tiletamine-zolazepam in feline night monkeys (*Aotus infulatus*). *Journal of Medical Primatology*, 43, 22–30. <https://doi.org/10.1111/jmp.12089>
- Galante, R., Muniz, J. A., Castro, P. H., Gris, V. N., Carvalho, E. R., Amora, D. S., y Vilani, R. G. (2014b). Continuous infusion of propofol or intermittent bolus of tiletamine-zolazepam in squirrel monkeys (*Saimiri sciureus*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 41, 506–515. <https://doi.org/10.1111/vaa.12155>

- Garsd, A., y Howard, W. E. (1981). A 19-Year study of Microtine population fluctuations using time-series analysis. *Ecology*, 62(4), 930–937. <https://doi.org/10.2307/1936991>. <http://www.jstor.org/stable/1936991>
- Getz, L. L., y Batzli, G. O. (1974). A device for preventing disturbance of small mammal live-traps. *Journal of Mammalogy*, 55(2), 447–448. <https://doi.org/10.2307/1379013>. <http://www.jstor.org/stable/1379013>
- Golde, W. T., Gollobin, P., y Rodríguez, L. L. (2005). A rapid, simple, and humane method for submandibular bleeding of mice using a lancet. *Lab Animal*, 34, 39–43. <https://doi.org/10.1038/labani005-39>
- Grinnell, J. (1928). Recommendations concerning the treatment of large mammals in Yosemite National Park. *Journal of Mammalogy*, 9(1), 76. <https://doi.org/10.1093/jmammal/9.1.76>
- Hadinger, U., Haymerle, A., Knauer, F., Schwarzenberger, F., y Walzer, C. (2015). Faecal cortisol metabolites to assess stress in wildlife: evaluation of a field method in free-ranging chamois. *Methods in Ecology and Evolution*, 6, 1349–1357. <https://doi.org/10.1111/2041-210X.12422>
- Hadow, H. H. (1972). Freeze-branding: A permanent marking technique for pigmented mammals. *The Journal of Wildlife Management*, 36, 645–649. <https://doi.org/10.2307/3799102>. <https://www.jstor.org/stable/3799102>
- Harikrishnan, V. S., Hansen, A. K., Abelson, K. S., y Sørensen, D. B. (2018). A comparison of various methods of blood sampling in mice and rats: Effects on animal welfare. *Laboratory Animals*, 52(3), 253–264. <https://doi.org/10.1177/0023677217741332>
- Hart, E. B. (1973). A simple and effective live trap for pocket gophers. *American Midland Naturalist*, 89(1), 200–202. <https://doi.org/10.2307/2424147>. <http://www.jstor.org/stable/2424147>
- Hawes, M. L. (1977). Home range, territoriality, and ecological separation in sympatric shrews, *Sorex vagrans* and *Sorex obs-*

- curus. *Journal of Mammalogy*, 58(3), 354–367. <https://doi.org/10.2307/1379334>. <http://www.jstor.org/stable/1379334>
- Heard, D. (2003). Chiroptera. En M. Fowler y E. Miller (Eds.), *Zoo and Wildlife Animal Medicine*. Elsevier Science.
- Heimann, M., Käsermann, H. P., Pfister, R., Roth, D. R., y Bürki, K. (2009). Blood collection from the sublingual vein in mice and hamsters: a suitable alternative to retrobulbar technique that provides large volumes and minimizes tissue damage. *Laboratory Animals*, 43, 255–260. <https://doi.org/10.1258/la.2008.007073>
- Howard, W. E., y Brock, E. M. (1961). A drift-fence pit trap that preserves captured rodents. *Journal of Mammalogy*, 42(3), 386–391. <https://doi.org/10.2307/1377037>.
- Huber, N., Vetter, S. G., Evans, A. L., Kjellander, P., Küker, S., Bergvall, U. A., y Arnemo, J. M. (2017). Quantifying capture stress in free ranging European roe deer (*Capreolus capreolus*). *BMC Veterinary Research*, 13, 127. <https://doi.org/10.1186/s12917-017-1045-0>
- Ishizuka, S., Kawamoto, Y., Toda, K., y Furuichi, T. (2019). Bonobos' saliva remaining on the pith of terrestrial herbaceous vegetation can serve as non-invasive wild genetic resources. *Primates*, 60, 7–13. <https://doi.org/10.1007/s10329-018-00704-x>
- Jeneby, M. (2011). *Haemoprotozoan parasites of non-human primates in Kenya: Studies on prevalence and characterization of Haemoprotozoan parasites of wild-caught baboons, African green monkeys and Syke's monkeys*. Tesis de doctorado, Acta Universitatis Upsaliensis. <http://urn.kb.se/resolve?urn=urn:nbn:se:uu:diva-150467>
- Jones, C., McShea, W. J., Conroy, M. J., y Kunz, T. H. (1996). Capturing mammals. En 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* (pp. 115–155). Smithsonian Institution Press. https://www.academia.edu/download/35110896/CAPTURING_MAMMALS.pdf

- Kaufman, D. W., y Kaufman, G. A. (1989). Burrow distribution of the thirteen-lined ground squirrel in grazed mixed-grass prairie: Effect of artificial habitat structure. *Prairie Naturalist*, 21(2), 81–83. https://www.researchgate.net/profile/Glennis-Kaufman/publication/292800922_Burrow_distribution_of_the_thirteen-lined_ground_squirrel_in_grazed_mixed-grass_prairie_Effect_of_artificial_habitat_structure/links/5e912e694585150839d23172/Burrow-distribution-of-the-thirteen-lined-ground-squirrel-in-grazed-mixed-grass-prairie-Effect-of-artificial-habitat-structure.pdf
- Kelly, M. J., Betsch, J., Wulsch, C., Mesa, B., y Mills, L. S. (2012). Noninvasive sampling for carnivores. En L. Boitani y R. A. Powell (Eds.), *Carnivore ecology and conservation: A handbook of techniques*. Oxford University Press.
- Kelt, D. A., Hafner, M. S., y ASM' Ad Hoc Committee for Guidelines on Handling Rodents in the Field. (2010). Updated guidelines for protection of mammalogists and wildlife researchers from hantavirus pulmonary syndrome (HPS). *Journal of Mammalogy*, 91(6), 1524–1527. <https://doi.org/10.1644/10-MAMM-A-306.1.Key>
- Kendall, K. C., y McKelvey, K. S. (2008). Chapter 6: Hair collection. En R. A. Long, P. MacKay, J. C. Ray, y W. J. Zielinski (Eds.), *Noninvasive survey methods for North American carnivores* (pp. 135–176). Island Press.
- Kreeger, T. J., y Arnemo, J. M. (2012). *Handbook of wildlife chemical immobilization* (4a edición). Anesthesia of Free Ranging Wildlife.
- Kuehn, D. W., Fuller, T. K., Mech, L. D., Paul, W. J., Fritts, S., y Berg, W. (1986). Trap-related injuries to gray wolves in Minnesota. *The Journal of Wildlife Management*, 50(1), 90–91. <https://doi.org/10.2307/3801494>
- Kunz, T. H., y Parsons, S. (2009). *Ecological and behavioral methods for the study of bats* (2a edición). Johns Hopkins University Press.

- Kurose, N., Masuda, R., y Tatara, M. (2005). Fecal DNA analysis for identifying species and sex of sympatric carnivores: A noninvasive method for conservation on the Tsushima Islands, Japan. *Journal of Heredity*, 96, 688–697. <https://doi.org/10.1093/jhered/esi124>
- Latham, K. E., y Miller, J. J. (2018). DNA recovery and analysis from skeletal material in modern forensic contexts. *Forensic Sciences Research*, 4, 51–59. <https://doi.org/10.1080/20961790.2018.1515594>
- Layne, J. N. (1987). An enclosure for protecting small mammal traps from disturbance. *Journal of Mammalogy*, 68(3), 666–668. <https://doi.org/10.2307/1381599>.
- Leary, S., Underwood, W., Anthony, R., Cartner, S., Grandin, T., Greenacre, C., Gwaltney-Brant, S., McCrackin, M. A., Meyer, R., Miller, D., Shearer, J., Turner, T., y Yanong, R. (2020). *AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2020 Edition*. American Veterinary Medical Association. https://doi.org/10.1163/9789004294530_006
- Lescano, J., Quevedo, M., Baselly, L., Crespo, A., y Fernández, V. (2014). Chemical immobilization of captive cougars *Puma concolor* (Linnaeus, 1771) (Carnivora: Felidae) using a combination of tiletamine-zolazepam, ketamine and xylazine. *Journal of Threatened Taxa*, 6, 6659–6667. <https://doi.org/10.11609/JoTT.o3973.6659-67>
- Lescano, J., Quevedo, M., Ramos, M., y Fernández, V. (2016). Chemical restraint of captive kinkajous *Potos flavus* (Schreber, 1774) (Carnivora: Procyonidae) using a ketamine, xylazine and midazolam combination and reversal with yohimbine. *Journal of Threatened Taxa*, 8, 9610–9618. <https://doi.org/10.11609/jott.2670.8.14.9610-9618>
- Lindner, E., y Fuelling, O. (2002). Marking methods in small mammals: Ear-tattoo as an alternative to toe-clipping. *Journal of Zoology*, 256, 159–163. <https://doi.org/10.1017/S0952836902000195>

- Lobo, D., Godinho, R., Álvares, F., López-Bao, J. V., y Rodríguez, A. (2015). A new method for noninvasive genetic sampling of saliva in ecological research. *PLoS ONE*, *10*(10), e0139765. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139765>
- Lollar, A., y Schmidt-French, B. (1988). *Captive care and medical reference for the rehabilitation of insectivorous bats*. Bat World Sanctuary.
- Luengos Vidal, E. M., Castillo, D. F., Baglioni, J., Manfredi, C., Lucherini, M., y Casanave, E. B. (2014). Chemical immobilization of free-ranging Pampas foxes (*Pseudalopex gymnocercus*): Assessment of ketamine-xylazine and tiletamine-zolazepam combinations. *Research in Veterinary Science*, *96*, 371–376. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2013.12.016>
- MacLean, R. A., Mathews, N. E., Grove, D. M., Frank, E. S., y Paul-Murphy, J. (2006). Surgical technique for tubal ligation in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, *37*, 354–360. <https://doi.org/10.1638/05-091.1>
- MAE. (2015). *Norma técnica para la liberación o translocación de individuos de vida silvestre retenida, rescatada o nacida en cautiverio*. Ministerio del Ambiente del Ecuador.
- MAE. (2017). *Norma técnica para la eutanasia de fauna silvestre*. Ministerio del Ambiente del Ecuador.
- MAE. (2018). *Protocolo de respuesta a varamientos de especies marinas (cetáceos, pinnípedos, tortugas marinas, tiburones ballena y mantarrayas)*. Ministerio del Ambiente del Ecuador.
- Mammal Diversity Database. (2021). *Mammal Diversity Database (Version 1.5)*. Zenodo. <https://doi.org/10.5281/zenodo.4926590>
- Martin-Solano, S., Carrillo-Bilbao, G. A., Ramírez, W., Celi-Erazo, M., Huynen, M. C., Levecke, B., Benitez-Ortiz, W., y Losson, B. (2017). Gastrointestinal parasites in captive and free-ranging *Cebus albifrons* in the Western Amazon, Ecuador. *Inter-*

- national Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 6, 209–218. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2017.06.004>
- Martínez-Mota, R., Kohl, K. D., Orr, T. J., y Dearing, M. D. (2020). Natural diets promote retention of the native gut microbiota in captive rodents. *The ISME Journal*, 14, 67–78. <https://doi.org/10.1038/s41396-019-0497-6>
- McGregor, M., y Jones, D. (2016). Tattoo pens as a low-cost approach to in-field permanent identification of medium-sized mammals. *Wildlife Society Bulletin*, 40, 169–173. <https://doi.org/10.1002/wsb.631>
- Miller, B. F., Muller, L. I., Doherty, T., Osborn, D. A., Miller, K. V., y Warren, R. J. (2004). Effectiveness of antagonists for tiletamine-zolazepam/xylazine immobilization in female white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*, 40, 533–537. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-40.3.533>
- Mohan, S., y Huneke, R. (2019). The role of IACUCs in responsible animal research. *ILAR Journal*, 60(1), 43–49. <https://doi.org/10.1093/ilar/ilz016>
- NIH / OLAW. (2016). *Public Health Service Policy on humane care and use of laboratory animals*. National Institutes of Health, Department of Health and Human Services / The Office of Laboratory Animal Welfare. <https://grants.nih.gov/grants/olaw/references/phspolicylabanimals.pdf>
- NRC. (2008). *Recognition and alleviation of distress in laboratory animals*. National Research Council.
- NRC. (2009). *Recognition and alleviation of pain in laboratory animals*. National Research Council.
- NRC. (2011). *Guide for the care and use of laboratory animals*. National Research Council. <https://grants.nih.gov/grants/olaw/guide-for-the-care-and-use-of-laboratory-animals.pdf>
- O’Shea, T. J., y Bogan, M. A. (2003). *Monitoring trends in bat populations in the United States and territories: problems and prospectus*. United States Geological Survey Information and

- Technology Report ITR. <https://digitalcommons.unl.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1016&context=usgspubs>
- OIE. (2008). *Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals (mammals, birds and bees)* (6a edición). Organización Mundial de Sanidad Animal.
- OIE. (2019). *Código sanitario para los animales terrestres*. Organización Mundial de Sanidad Animal.
- Parmenter, R. R., Yates, T. L., Anderson, D. R., Burnham, K. P., Dunnum, J. L., Franklin, A. B., Parmenter, C. A., Stanley, T. R., y White, G. C. (2003). Small-mammal density estimation: a field comparison of grid-based vs web-based density estimators. *Ecological monographs*, 73(1), 1–26. [https://doi.org/10.1890/0012-9615\(2003\)073\[0001:SMDEAF\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/0012-9615(2003)073[0001:SMDEAF]2.0.CO;2)
- Parsons, S., y Szewczak, J. M. (2009). Detecting, recording, and analyzing the vocalizations of bats. En T. H. Kunz y S. Parsons (Eds.), *Ecological and behavioral methods for study of bats* (2a edición, pp. 91–111). The Johns Hopkins University Press.
- Patkó, L., Ujhegyi, N., Szabó, L., Péter, F., Schally, G., Tóth, M., Lanszki, J., Nagy, Z., Szemethy, L., y Heltai, M. (2016). Even a hair casts its shadow: review and testing of noninvasive hair collecting methods of carnivore species. *North-Western Journal of Zoology*, 12, 130–140. https://www.researchgate.net/profile/Miklos-Heltai/publication/304014229_Even_a_hair_casts_its_shadow_Review_and_testing_of_noninvasive_hair_collecting_methods_of_carnivore_species/links/5767aa3c08ae421c448c5c40/Even-a-hair-casts-its-shadow-Review-and-testing-of-noninvasive-hair-collecting-methods-of-carnivore-species.pdf
- Pedroso, N. M., Dias, S. V., Diniz-Reis, T. R., Santos-Reis, M., y Verdade, L. M. (2018). Non-invasive hair sampling of Neotropical otters. *Biota Neotropica*, 18(4), e20180579. <https://doi.org/10.1590/1676-0611-BN-2018-0579>

- Petit, S., Waudby, H. P., Walker, A. T., Zanker, R., y Rau, G. (2012). A non-mutilating method for marking small wild mammals and reptiles. *Australian Journal of Zoology*, 60, 64–71. <https://doi.org/10.1071/ZO11088>
- Piaggio, A. J., Shriner, S. A., Young, J. K., Griffin, D. L., Callahan, P., Wostenberg, D. J., Gese, E. M., y Hopken, M. W. (2020). DNA persistence in predator saliva from multiple species and methods for optimal recovery from depredated carcasses. *Journal of Mammalogy*, 101, 298–306. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyz156>
- Pizon, K. (2017). Isolation of DNA from bone material of selected animals from Cervidae family. *World Scientific News*, 67(2), 265–276. <http://www.worldscientificnews.com/wp-content/uploads/2017/01/WSN-672-2017-265-276-1.pdf>
- Powell, R. A., y Proulx, G. (2003). Trapping and marking terrestrial mammals for research: Integrating ethics, performance criteria, techniques, and common sense. *ILAR Journal*, 44(4), 259–276. <https://doi.org/10.1093/ilar.44.4.259>
- Raposo, A. C., Ofri, R., Schaffer, D. P., Gomes Júnior, D. C., Libório, F. A., Martins Filho, E. F., y Oriá, A. P. (2015). Evaluation of ophthalmic and hemodynamic parameters in capuchin monkeys (*Sapajus* sp.) submitted to dissociative anesthetic protocols. *Journal of Medical Primatology*, 44, 381–389. <https://doi.org/10.1111/jmp.12200>
- Reeder, D. M., Field, K. A., y Slater, M. H. (2015). Balancing the costs of wildlife research with the benefits of understanding a Panzootic disease, White-Nose Syndrome. *ILAR Journal*, 56(3), 275–282. <https://doi.org/10.1093/ilar/ilv035>
- REMAB. (2005). *Protocolo de conduta para encalhe de mamíferos aquáticos*. Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste. Rede de Encalhe e Informação de Mamíferos Aquáticos do Brasil. http://www.car-spaw-rac.org/IMG/pdf/Protocolo_de_conduta_para_encalhes_de_mamferos_aquaticos.pdf

- Rivera, E. A. B., Hernández-González, R., Carbone, C., Baamonde, J. M., Rivera, T. A. B., y Carissimi, A. S. (2018). Laboratory Animal Legislation in Latin America. En *Laboratory Animals* (2a edición). Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-849880-4.00004-0>
- Rodas-Martínez, A. Z., Canales, D., Brousset, D. M., Swanson, W. F., y Romano, M. C. (2013). Assessment of adrenocortical and gonadal hormones in male spider monkeys (*Ateles geoffroyi*) following capture, restraint and anesthesia. *Zoo Biology*, 32, 641–647. <https://doi.org/10.1002/zoo.21101>
- Rooney, N., Gaines, S., y Hiby, E. (2009). A practitioner’s guide to working dog welfare. *Journal of Veterinary Behavior*, 4(3), 127–134. <https://doi.org/10.1016/j.jveb.2008.10.037>
- Rosero, P. (2019a). *Guía metodológica: “Conformación de la Red ecuatoriana de respuesta a varamientos y rescate de especies marinas en áreas marinas y costeras protegidas del Ecuador*. Subsecretaría de Gestión Marina y Costera, Ministerio del Ambiente del Ecuador. https://www.researchgate.net/publication/337063304_GUIA_METODOLOGICA_CONFORMACION_DE_LA_RED_ECUATORIANA_DE_RESPUESTA_A_VARAMIENTOS_Y_RESCATE_DE_ESPECIES_MARINAS_EN_AREAS_MARINAS_Y_COSTERAS_PROTEGIDAS_DEL_ECUADOR
- Rosero, P. (2019b). *Guía práctica: “Protocolo de respuesta a varamientos de especies marinas: cetáceos, pinnípedos, tortugas marinas, tiburones ballena y mantarrayas”*. Ministerio del Ambiente del Ecuador y GIZ Ecuador. https://www.researchgate.net/publication/337063301_GUIA_PRACTICA_PROTOCOLO_DE_RESPUESTA_A_VARAMIENTOS_DE_ESPECIES_MARINAS_Cetaceos_Pinnipedos_Tortugas_Marinas_Tiburones_Ballena_y_Manta_rayas
- Rovang, S., Nielsen, S. E., y Stenhouse, G. (2015). In the trap: detectability of fixed hair trap DNA methods in grizzly bear po-

- pulation monitoring. *Wildlife Biology*, 21, 68–79. <https://doi.org/10.2981/wlb.00033>
- Rusak, B., y Zucker, I. (1975). Biological rhythms and animal behavior. *Annual Review of Psychology*, 26, 137–171. <https://doi.org/10.1146/annurev.ps.26.020175.001033>
- Samsuwan, J., Somboonchokepisal, T., Akaraputtiporn, T., Srimuang, T., Phuengsukdaeng, P., Suwannarat, A., Mutirangura, A., y Kitkumthorn, N. (2018). A method for extracting DNA from hard tissues for use in forensic identification. *Biomedical Reports*, 9, 433–438. <https://doi.org/10.3892/br.2018.1148>
- Schemnitz, S. D., Batcheller, G. R., Lovallo, M. J., White, H. B., y Fall, M. W. (2009). *Capturing and handling wild animals*. USDA National Wildlife Research Center. https://digitalcommons.unl.edu/icwdm_usdanwrc/1191/
- Sherwin, R. E., Haymond, S., Stricklan, D., y Olsen, R. (2002). Freeze-branding to permanently mark bats. *Wildlife Society Bulletin*, 30, 97–100. <https://www.jstor.org/stable/3784641>
- Sikes, R. S., y Animal Care and Use Committee of the American Society of Mammalogists. (2016). 2016 Guidelines of the American Society of Mammalogists for the use of wild mammals in research and education. *Journal of Mammalogy*, 97(3), 663–688. <https://doi.org/10.1093/jmammal/gyw078>
- Sikes, R. S., y Bryan, J. (2015). Institutional Animal Care and Use Committee Considerations for the Use of Wildlife in Research and Education. *ILAR Journal*, 56(3), 335–341. <https://doi.org/10.1093/ilar/ilv071>
- Sikes, R. S., y Paul, E. (2013). Fundamental differences between wildlife and biomedical research. *ILAR Journal*, 54(1), 5–13. <https://doi.org/10.1093/ilar/ilt015>
- Sikes, R. S., Paul, E., y Beaupre, S. J. (2012). Standards for wildlife research: Taxon-specific guidelines versus US Public Health Service Policy. *BioScience*, 62(9), 830–834. <https://doi.org/10.1525/bio.2012.62.9.9>

- Silvy, N., Lopez, R., y Peterson, M. (2005). Wildlife marking techniques. En C. E. Braun (Ed.), *Techniques for wildlife investigations and management* (6a edición, pp. 339 – 376), The Wildlife Society. http://www.loiret-nature-environnement.org/images/Inventaires_et_expertises/P%C3%A9lobate_brun/Silvy_2005.pdf
- Simons, N. D., Lorenz, J. G., Sheeran, L. K., Li, J. H., Xia, D. P., y Wagner, R. S. (2012). Noninvasive saliva collection for DNA analyses from free-ranging Tibetan macaques (*Macaca thibetana*). *American Journal of Primatology*, 74, 1064–1070. <https://doi.org/10.1002/ajp.22062>
- Spelman, L. H., Summer, P. W., Karesh, W. B., y Stoskopf, M. K. (1997). Tiletamine-zolazepam anesthesia in North American river otters (*Lutra canadensis*) and its partial antagonism with flumazenil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 28, 418–423. <https://www.jstor.org/stable/20095684>
- Stewart, J. L., Shipley, C. F., Ellerbrock, R. E., Lima, F. S., y Canisso, I. F. (2018). Variation in post-thaw sperm quality of white-tailed deer bucks (*Odocoileus virginianus*) during rut. *Animal Reproduction Science*, 195, 121–130. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2018.05.014>
- Tennenhouse, E. M., Putman, S., Boisseau, N. P., y Brown, J. L. (2017). Relationships between steroid hormones in hair and social behaviour in ring-tailed lemurs (*Lemur catta*). *Primates*, 58, 199–209. <https://doi.org/10.1007/s10329-016-0566-7>
- Tirira, D. G. (ed.). (2021). Lista Roja de los mamíferos del Ecuador. En *Libro Rojo de los mamíferos del Ecuador* (3a edición). Asociación Ecuatoriana de Mastozoología, Fundación Mamíferos y Conservación, Pontificia Universidad Católica del Ecuador y Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica del Ecuador. Publicación Especial sobre los mamíferos del Ecuador 13. https://aem.mamiferosdeecuador.com/images/pdf/Tirira_2021-Lista_roja_de_los_mamiferos_del_Ecuador_2021.pdf

- Tirira, D. G., Brito, J., Burneo, S. F., Carrera, J. P., y Comisión de Diversidad de la AEM. (2021). *Mamíferos del Ecuador: lista oficial actualizada de especies / Mammals of Ecuador: official updated species checklist*. Versión 2021.2. Asociación Ecuatoriana de Mastozoología. <https://aem.mamiferosdeecuador.com/publica/lista-actualizadas-de-especies.html>
- Tirira, D. G., Reid, F. A., y Engstrom, M. D. (2019). *Monitoreo Biológico Yasuní. Volumen 2: Mamíferos*. Ecuambiente Consulting Group.
- UCACS. (2013). *Guidelines SOP: C201: Blood Collection-Multiple Species*. University Committee on Animal Care and Supply, University of Saskatchewan. <https://es.scribd.com/document/521259556/C201-BloodCollection>
- IUCN. (2022). *The IUCN Red List of Threatened Species*. Version 2021-3. <https://www.iucnredlist.org/>
- IUCN/SSC. (2013). *Directrices para la reintroducción y otras translocaciones para fines de conservación*. Versión 1.0. IUCN Species Survival Commission. <https://portals.iucn.org/library/sites/library/files/documents/2013-009-Es.pdf>
- Walker, F. M., Tobin, A., Simmons, N. B., Sobek, C. J., Sanchez, D. E., Chambers, C. L., y Fofanov, V. Y. (2019). A fecal sequel: Testing the limits of a genetic assay for bat species identification. *PLoS ONE*, *14*, e02249. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0224969>
- Walker, W. A. (1975). Review of the live-capture fishery for smaller cetaceans taken in southern California waters for public display, 1966–73. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, *32*(7), 1197–1211. <https://doi.org/10.1139/f75-139>
- Wang, Y., Tu, X., Humphrey, C., McClure, H., Jiang, X., Qin, C., Glass, R. I., y Jiang, B. (2007). Detection of viral agents in fecal specimens of monkeys with diarrhea. *Journal of Medical Primatology*, *36*, 101–107. <https://doi.org/10.1111/j.1600-0684.2006.00167.x>

- Wenker, C. J., Hunziker, D., Lopez, J., Oppliger, H., Forrer, R., y Lutz, H. (2007). Haematology, blood chemistry and urine parameters of free-ranging plains viscachas (*Lagostomus maximus*) in Argentina determined by use of a portable blood analyzer (i-STAT) and conventional laboratory methods. *Journal of Veterinary Medicine: A, Physiology, Pathology, Clinical Medicine*, 54(5), 260–264. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0442.2007.00903.x>
- Wheat, R. E., Allen, J. M., Miller, S. D. L., Wilmers, C. C., y Levi, T. (2016). Environmental DNA from residual saliva for efficient noninvasive genetic monitoring of brown bears (*Ursus arctos*). *PLoS ONE*, 11(11): e0165259. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0165259>
- Wildlife Ethics Committee. (2017). *Collection of blood from wildlife policy*. Zoos South Australia, South Australian Museum y Department for Environment and Water, Government of South Australia. <https://cdn.environment.sa.gov.au/environment/docs/wec-collection-of-blood-policy-jan-2018-gen.pdf>
- Williams-Newkirk, A. J., Salzer, J. S., Carroll, D. S., Gillespie, T. R., y Dasch, G. A. (2013). Simple method for locating a suitable venipuncture site on the tail of the Virginia opossum (*Didelphis virginiana*). *European Journal of Wildlife Research*, 59, 455–457. <https://doi.org/10.1007/s10344-013-0706-y>
- Williamson, R. H., Muller, L. I., y Blair, C. D. (2018). The use of Ketamine-Xylazine or Butorphanol-Azaperone-Medetomidine to immobilize American black bears (*Ursus americanus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 54, 503–510. <https://doi.org/10.7589/2017-10-255>
- Wilson, D. E., Cole, R. F., Nichols, J. D., Rudran, R., y Foster, M. S. (1996). *Measuring and monitoring biological diversity: standard methods for mammals*. Smithsonian Institution Press.
- Wirsing, A. J., Quinn, T. P., Adams, J. R., y Waits, L. P. (2020). Optimizing selection of brown bear hair for noninvasive gene-

- tic analysis. *Wildlife Society Bulletin*, 44, 94–100. <https://doi.org/10.1002/wsb.1057>
- Wolfe, L. L., Lance, W. R., Smith, D. K., y Miller, M. W. (2014). Novel combinations of nalbuphine and medetomidine for wildlife immobilization. *Journal of Wildlife Diseases*, 50, 951–956. <https://doi.org/10.7589/2014-04-096>
- Wolfe, L. L., Nol, P., McCollum, M. P., Mays, T., Wehtje, M. E., Lance, W. R., Fisher, M. C., y Miller, M. W. (2018). Tissue residue levels after immobilization of rocky mountain elk (*Cervus elaphus nelsoni*) using a combination of Nalbuphine, Medetomidine, and Azaperone antagonized with Naltrexone, Atipamezole, and Tolazoline. *Journal of Wildlife Diseases*, 54, 362–365. <https://doi.org/10.7589/2017-06-132>
- Wolfe, L. L., Wood, M. E., Fisher, M. C., y Sirochman, M. A. (2019). Evaluation of chemical immobilization in captive black bears (*Ursus americanus*) receiving a combination of Nalbuphine, Medetomidine, and Azaperone. *Journal of Wildlife Diseases*, 55, 84–90. <https://doi.org/10.7589/2018-03-079>
- Yamanashi, Y., Teramoto, M., Morimura, N., Hirata, S., Suzuki, J., Hayashi, M., Kinoshita, K., Murayama, M., e Idani, G. I. (2016). Analysis of hair cortisol levels in captive chimpanzees: Effect of various methods on cortisol stability and variability. *MethodsX* 3, 110–117. <https://doi.org/10.1016/j.mex.2016.01.004>
- Zepeda-Espinosa, J. Y., Alonzo-Salomón, L. G., Reyes-Novelo, E. A., y Ruiz-Piña, H. A. (2019). Haematological parameters in a free-ranging population of *Didelphis virginiana* from Mexico. *Austral Journal of Veterinary Sciences*, 51, 125–130. <http://dx.doi.org/10.4067/S0719-81322019000300125>

12

ANEXOS

Anexo 1

Marco legal

El marco legal que ampara a la vida silvestre en el Ecuador y de forma particular a sus especies de mamíferos, es el siguiente:

CÓDIGO ORGÁNICO DEL AMBIENTE

CAPITULO II

INSTRUMENTOS DEL SISTEMA NACIONAL DESCENTRALIZADO DE GESTIÓN AMBIENTAL

Artículo 17.- De la investigación ambiental. El Estado deberá contar con datos científicos y técnicos sobre la biodiversidad y el ambiente, los cuales deberán ser actualizados permanentemente. La Autoridad Ambiental Nacional deberá recopilar y compilar dichos datos en ar-

ticulación con las instituciones de educación superior públicas, privadas y mixtas, al igual que con otras instituciones de investigación.

LIBRO SEGUNDO DEL PATRIMONIO NATURAL
TITULO I
DE LA CONSERVACIÓN DE LA BIODIVERSIDAD

Artículo 30.- Objetivos del Estado. Los objetivos del Estado relativos a la biodiversidad son:

Literal 8. Promover la investigación científica, el desarrollo y transferencia de tecnologías, la educación e innovación, el intercambio de información y el fortalecimiento de las capacidades relacionadas con la biodiversidad y sus productos, para impulsar la generación del bioconocimiento;

Artículo 32.- De la investigación. La entidad rectora del Sistema Nacional de Ciencia, Tecnología, Innovación y Saberes Ancestrales promoverá y regulará las investigaciones científicas in situ y ex situ que comprendan actividades de extracción, colección, recolección, importación, movilización, transportación, exportación y disposición temporal o final de especies de vida silvestre, implementando mecanismos de rastreo y monitoreo de la biodiversidad, de acuerdo a los lineamientos de las autoridades competentes. Se fomentarán estrategias para la innovación tecnológica de la biodiversidad.

Artículo 35.- De la protección de las especies de vida silvestre. Para la protección de la vida silvestre, se establecen las siguientes condiciones a las personas naturales y jurídicas:

1. Conservar a las especies de vida silvestre en su hábitat natural prohibiendo su extracción, salvo las consideradas para la

investigación, repoblación de especies con cualquier tipo de amenaza y las establecidas en este Código;

2. Reconocer el uso tradicional y el aprovechamiento de las especies de vida silvestre por motivos de subsistencia o por prácticas culturales medicinales;
3. Proteger todas las especies nativas de vida silvestre terrestres, marinas y acuáticas con especial preocupación por las especies endémicas, las amenazadas de extinción, las migratorias y las listadas por instrumentos internacionales ratificados por el Estado;
4. Proteger los hábitats, ecosistemas y áreas de importancia biológica, de los que dependen las especies de vida silvestre;
5. Coordinar acciones interinstitucionales para la conservación in situ de especies de vida silvestre que sean afectadas, o que puedan resultar afectadas por actividades antropogénicas;
6. Promover investigaciones sobre vida silvestre para difundir el bioconocimiento dentro del territorio nacional; y,
7. Otras que se determinen para el efecto.

Artículo 36.- De los mecanismos para la conservación in situ. Los mecanismos para la conservación in situ de la biodiversidad son los siguientes:

1. El Sistema Nacional de Áreas Protegidas;
2. Las áreas especiales para la conservación de la biodiversidad;
3. La gestión de los paisajes naturales; y,
4. Otras que determine la Autoridad Ambiental Nacional.

TITULO III
CONSERVACIÓN *EX SITU*

CAPITULO I
DE LA CONSERVACIÓN *EX SITU*

Artículo 64.- Conservación y manejo ex situ. La conservación ex situ procurará la protección, conservación, aprovechamiento sostenible y supervivencia de las especies de la vida silvestre, a fin de potenciar las oportunidades para la educación ambiental, la investigación y desarrollo científico, desarrollo biotecnología) y comercial de los componentes de la biodiversidad y sus productos sintetizados.

CAPITULO VIII
OTROS INSTRUMENTOS DE GESTIÓN Y CONTROL

Artículo 133.- Investigación científica, innovación y desarrollo tecnológico y extensión forestal. La Autoridad Ambiental Nacional, la Autoridad Nacional de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca, la Autoridad Única del Agua y la Autoridad Nacional de Ciencia, Tecnología e Innovación y Saberes Ancestrales identificarán y propondrán iniciativas para la investigación científica, innovación y desarrollo tecnológico y extensión forestal en base a sus competencias.

TITULO VII
MANEJO RESPONSABLE DE LA FAUNA Y
ARBOLADO URBANO

CAPITULO I
MANEJO RESPONSABLE DE LA FAUNA URBANA

SECCIÓN I
DISPOSICIONES GENERALES PARA EL MANEJO
RESPONSABLE DE LA FAUNA URBANA

Artículo 139.- Objeto. El presente capítulo tiene por objeto la promoción y la garantía del bienestar animal, a través de erradicar la violencia contra los animales, fomentar un trato adecuado para evitarles sufrimientos innecesarios y prevenir su maltrato, y de aplicar y respetar los protocolos y estándares derivados de instrumentos internacionales reconocidos por el Estado.

La tenencia de animales conlleva la responsabilidad de velar por su bienestar, y su manejo deberá promover una relación armoniosa con los seres humanos.

Artículo 142.- Ámbitos para el manejo de la Fauna Urbana. Se expedirán normas de bienestar animal a los animales destinados a:

1. Compañía: todo animal que ha sido reproducido, criado o mantenido con la finalidad de vivir y acompañar a las personas;
2. Trabajo u oficio: animales que son empleados para labores industriales, productivas, seguridad, cuidado o cualquier oficio;
3. Consumo: son todos los animales que son empleados para el consumo humano o animal;
4. Entretenimiento: cualquier especie animal a realizar acciones en contra de su patrón de comportamiento natural con la finalidad de entretener a los seres humanos; y,
5. Experimentación: animales reproducidos, criados y utilizados en actividades de experimentación, docencia e investigación.

Artículo 143.- De la rectoría del Gobierno Central en el Manejo de Fauna Urbana. Para efectos del manejo de la fauna urbana se deberá considerar los siguientes lineamientos y normas técnicas:

1. Las emitidas por el Autoridad Nacional de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca sobre el bienestar de los animales destinados al consumo, en toda la cadena de producción, para procurar la inocuidad y calidad de los productos que llegan al consumidor, así como el bienestar de los animales destinados, trabajo u oficio, de conformidad con las normas de la materia;
2. Las emitidas por la Autoridad Nacional de Salud sobre prevención y control de enfermedades transmisibles entre animales y personas;
3. Las emitidas por la Autoridad Nacional de Educación para ser incorporados en el Sistema Nacional de Educación relativo a principios, valores y criterios sobre bienestar animal, convivencia armónica, y tenencia responsable, de conformidad con las distintas manifestaciones interculturales y pluri-nacionales;
4. Las emitidas por la Autoridad Nacional de Investigación sobre planes, programas y proyectos de investigación que se realicen con animales, de conformidad con estándares internacionales y la ley; y,
5. Las emitidas por la Autoridad Ambiental Nacional sobre fauna silvestre y fauna silvestre urbana, de conformidad con las disposiciones contenidas en este Código.

**REGLAMENTO AL CÓDIGO
ORGÁNICO DEL AMBIENTE**

**CAPITULO II
COMITÉS NACIONALES AMBIENTALES**

**SECCIÓN 1a
COMITÉ NACIONAL DE PATRIMONIO NATURAL**

Artículo 13.- Comité Nacional de Patrimonio Natural.- Créase el Comité Nacional de Patrimonio Natural, instancia conformada por delegados especializados permanentes de las siguientes instituciones:

- a. La Autoridad Ambiental Nacional, quien lo presidirá y tendrá voto dirimente;
- b. La Autoridad Única del Agua;
- c. La Autoridad Agraria Nacional;
- d. La Autoridad Nacional de Acuicultura y Pesca;
- e. La Autoridad Nacional de la Investigación, Ciencia, Tecnología e Innovación;
- f. La Autoridad Nacional de Industrias y Productividad;
- g. La Autoridad Nacional de Defensa;
- h. La Autoridad Nacional de Seguridad Interna;
- i. La Autoridad Nacional de Electricidad y Energía Renovable;

- j. La Autoridad Nacional de Minería;
- k. La Autoridad Nacional de Hidrocarburos; y,
- l. La Autoridad Nacional de Telecomunicaciones.

Artículo 14.- Atribuciones.- Serán atribuciones específicas del Comité Nacional de Patrimonio Natural:

- a. Promover la formulación de la política pública intersectorial para la conservación, restauración y uso sostenible del Patrimonio Natural y el Patrimonio Forestal Nacional;
- b. Coordinar la formulación intersectorial, seguimiento y evaluación de la Estrategia Nacional de Biodiversidad, Estrategia Nacional de Incendios Forestales y sus planes de acción, conforme el Plan Nacional de Desarrollo;
- c. Coordinar lo relativo al cumplimiento interinstitucional de la normativa nacional e internacional aplicable a la conservación *in situ* y *ex situ*;
- d. Dar seguimiento a la aplicación intersectorial de la Políticas Nacionales Oceánicas y Costeras, el Plan de Ordenamiento del Espacio Marino Costero, la Agenda Intersectorial del Mar, y Plan de Manejo Costero Integrado, en materia ambiental;
- e. Establecer acuerdos interinstitucionales que garanticen el bienestar animal, así como la prevención, control y gestión del riesgo biológico ocasionado por enfermedades zoonóticas, incendios, plagas, enfermedades forestales, especies exóticas y otros factores de origen natural o antrópico que represente un

- riesgo para la salud humana o la biodiversidad, en coordinación con las Autoridades Competentes;
- f. Coordinar temas específicos relacionados con el acceso a recursos genéticos y el acceso a recursos biológicos con fines comerciales, cuando impliquen la formulación de informes o reportes nacionales ante organismos internacionales, la generación de bases de datos e información institucional compartida, la evaluación del estado de conservación de la biodiversidad, y la generación de insumos para políticas ambientales nacionales de conservación y uso sostenible de la biodiversidad;
 - g. Coordinar el establecimiento de políticas y normas intersectoriales que promuevan el uso sostenible de los recursos biológicos y que aporten al desarrollo del biocomercio, la bioeconomía, la conservación de servicios ambientales, la producción y consumo sostenible, la responsabilidad extendida del productor, el aprovechamiento de residuos para la industria, los incentivos ambientales, entre otros;
 - h. Las demás que, mediante resolución, el Comité decida conocer y abordar.

SECCIÓN 2a INVESTIGACIÓN AMBIENTAL

Artículo 28.- Fines de la investigación ambiental.- La investigación ambiental, como instrumento del Sistema Nacional Descentralizado de Gestión Ambiental, tendrá los siguientes fines:

- a. Desarrollar y adquirir nuevos conocimientos e información ambiental;

- b. Contar con datos científicos y técnicos sobre el medio ambiente, con el objeto de construir políticas y estrategias ambientales nacionales; y,
- c. Contar con una base de información científica y técnica que fundamente la toma de decisiones sobre la gestión ambiental, orientadas a prevenir y solucionar problemas ambientales, promover el desarrollo sostenible, garantizar la tutela de los derechos de naturaleza y de las personas.

Artículo 29.- Lineamientos Estratégicos Nacionales de Investigación Ambiental.- La Autoridad Ambiental Nacional elaborará, en coordinación con el ente rector del Sistema Nacional de Ciencia, Tecnología, Innovación y Saberes Ancestrales, y expedirá los Lineamientos Estratégicos Nacionales de Investigación Ambiental, mismos que deberán ser concordantes con el Plan Nacional de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad, Innovación y Saberes Ancestrales y los lineamientos técnicos establecidos por el ente rector del Sistema Nacional de Ciencia, Tecnología y Saberes Ancestrales, mismos que deberán actualizarse periódicamente. Se considerarán, al menos, los siguientes lineamientos generales:

- a. Fortalecer la coordinación de las instituciones que realizan investigación ambiental y fomentar el desarrollo del conocimiento relacionado a la temática ambiental del Ecuador;
- b. Fomentar la participación ciudadana en los procesos de la investigación ambiental;
- c. Fortalecer y expandir los mecanismos de información, comunicación y difusión de la investigación ambiental, propiciando que más actores sociales conozcan las necesidades, resultados y aplicaciones del conocimiento científico y técnico generado; y,

- d. Promover la investigación ambiental basada en prioridades nacionales, regionales y locales, apoyándose en el involucramiento de los diversos actores y en el establecimiento de programas de formación de investigadores ambientales.

Artículo 30.- Coordinación interinstitucional.- La Autoridad Ambiental Nacional coordinará con el ente rector del Sistema Nacional de Ciencia, Tecnología, Innovación y Saberes Ancestrales, y otros actores cuando corresponda, al menos los siguientes aspectos:

- a. Implementación de los Lineamientos Estratégicos Nacionales de Investigación Ambiental;
- b. Priorización de líneas de investigación ambiental para el desarrollo de proyectos de investigación ambiental;
- c. Mecanismos de intercambio, transferencia y uso de información sobre investigaciones ambientales en el marco del Sistema Nacional Descentralizado de Gestión Ambiental;
- d. El reconocimiento e incorporación de saberes ancestrales de dominio público en los procesos de generación de nuevos conocimientos ambientales; y,
- e. La coordinación para la gestión de investigación ambiental a través de los institutos públicos de investigación.

Para el ejercicio e implementación descentralizada de los Lineamientos Estratégicos Nacionales de Investigación Ambiental y los respectivos proyectos de investigación ambiental, la Autoridad Ambiental Nacional mantendrá una coordinación interinstitucional con los Gobiernos Autónomos Descentralizados o con las instancias asociativas de éstos a nivel nacional, a través de acuerdos, convenios u otros instrumentos de carácter legal y vinculante.

Artículo 31.- Proyectos de investigación ambiental.- Los Gobiernos Autónomos Descentralizados elaborarán, implementarán y evaluarán proyectos de investigación ambiental, en el marco de sus facultades establecidas en el Código Orgánico del Ambiente, en articulación con las políticas y estrategias ambientales nacionales emitidas por la Autoridad Ambiental Nacional, los Lineamientos Estratégicos Nacionales de Investigación Ambiental y el Plan Nacional de la Economía Social de los Conocimientos, Creatividad, Innovación y Saberes Ancestrales.

En dichos proyectos se deberán incluir los mecanismos para la transferencia de información a la Autoridad Ambiental Nacional.

Artículo 32.- Requerimientos.- Independientemente de los requisitos que establezca el ente rector del Sistema Nacional de Ciencia, Tecnología, Innovación y Saberes Ancestrales, cuando los proyectos de investigación ambiental sean ejecutados por personas naturales o jurídicas extranjeras, se requerirá, además, el auspicio de una institución científica o el respaldo de un organismo nacional de investigación autorizado, así como la participación de personal nacional con fines de capacitación y formación científica.

Artículo 33.- Financiamiento de proyectos de investigación ambiental.- La Autoridad Ambiental Nacional podrá financiar proyectos de investigación ambiental enmarcados en el Plan Nacional de Inversiones Ambientales administrado por el Fondo Nacional para la Gestión Ambiental, sin perjuicio del financiamiento que pueda recibirse de otras fuentes.

El procedimiento de priorización, convocatoria, recepción, calificación, evaluación, selección y aprobación de proyectos de investigación ambiental a ser financiados mediante el Fondo Nacional para la

Gestión Ambiental deberá ser regulado por la Autoridad Ambiental Nacional mediante la respectiva norma técnica.

Artículo 34.- Importación y exportación con fines científicos.- La Autoridad Ambiental Nacional, por medio del Instituto Nacional de Investigación sobre la Biodiversidad, podrá importar y exportar semillas forestales de especies nativas y material vegetal con fines de investigación científica, intercambio o donación conforme los procedimientos establecidos previstos en el Código Orgánico de Economía Social de Conocimientos, Creatividad e Innovación, y las normas de bioseguridad aplicables.

Anexo 2

Compuestos químicos utilizados para la inmovilización de mamíferos silvestres como objeto de una investigación (aplicación de marcas, extracción de muestras de tejidos y eutanasia)

Grupo taxonómico	Efectos deseados	Efectos adversos	Referencias
Zolazepam			
En combinación con tiletamina se utiliza en varios grupos taxonómicos: <i>Lontra canadensis</i> , <i>Chrysocyon brachyurus</i> , <i>Odocoileus virginianus</i> , <i>Sapajus</i> sp., <i>Saimiri sciureus</i> , <i>Lycalopex gymnocercus</i> , <i>Aotus</i> sp., <i>Ateles geoffroyi</i>	Sedación, propiedades ansiolíticas y relajantes musculares.	La resedación puede ocurrir en animales que reciben dosis grandes o múltiples de zolazepam. La recuperación puede ser lenta.	(Spelman et al. 1997; Rodas-Martínez et al. 2013; Galante et al. 2014a; Galante et al. 2014b; Luenagos Vidal et al. 2014; Raposo et al. 2015; Stewart et al. 2018; Bronson et al. 2021)
Xilazina			
Sin combinación: <i>Sapajus</i> sp., en combinación con ketamina: <i>Leopardus pardalis</i> , <i>Puma concolor</i> , <i>Panthera onca</i> ,	Sedación, analgesia visceral y relajación muscular, mejor colecta de muestras y recuperación suave.	No se recomienda en felinos, ya que no se logró la anestesia, o bien los períodos de latencia fueron largos. Períodos	(Acosta-Jamett et al., 2010; Alfonso et al., 2020; Barros et al., 2009; Carregaro et al., 2016; Castillo et al., 2012; Raposo

Grupo taxonómico	Efectos deseados	Efectos adversos	Referencias
<i>Panthera leo</i> , <i>Co-nepatus chinga</i> , <i>Lycalopex griseus</i> , <i>Lycalopex culpaeus</i> , <i>Nasua nasua</i> , <i>Lagos-tomus maximus</i> , <i>Aotus vociferans</i>		largos de recuperación, hipotermia, menor saturación de oxígeno que con otras combinaciones de anestésicos, en primates hubo una pobre relajación muscular	et al., 2015; Wenker et al., 2007)
Ketamina			
En combinación con medetomidina: <i>Lycalopex griseus</i> , <i>Lycalopex culpaeus</i> . Primates: <i>Aotus sp.</i> En combinación con midazolam: <i>Aotus vociferans</i> . En combinación con otras drogas: <i>Euphractus sexcinctus</i>	Inicio de acción rápido (1–4 minutos) y corta duración de acción (12–25 min). Promueve relajación muscular y analgesia. En combinación con medetomidina obtiene mayores saturaciones de oxígeno que con otras combinaciones. En primates no se observaron convulsiones o efectos secundarios.	Hipertermia, vómito, hipertonia y rigidez muscular. Deprimen la presión arterial y hacen que la extracción de sangre sea más larga y potencialmente peligrosa. No se dispone de agentes de reversión. En combinación con xilazina/midazolam produjo efectos depresivos cardiorespiratorios e hipotensión.	(Acosta-Jamett et al., 2010; Alfonso et al., 2020; de Oliveira Gasparotto et al., 2017; Fernández-Duque y Rotundo, 2003)
Tiletamina			
<i>Nasua nasua</i>	Provoca una disociación sistema nervioso central, analgesia visceral	Hipertonia y rigidez muscular, taquicardia, vómitos, hipertensión y	(Barros et al., 2009)

Anexo 2: Compuestos químicos para la inmovilización

Grupo taxonómico	Efectos deseados	Efectos adversos	Referencias
	y anestesia superficial, recuperación en ciertos casos suave cuando se combina con zolazepam.	recuperación errática/ prolongada. No se dispone de agentes de reversión.	
Medetomidina-midazolam-butorfanol (MMB)			
<i>Sus scrofa</i>	Resultados óptimos en relación con la temperatura corporal, la recuperación, la morbilidad y mortalidad.	Ninguno conocido.	(Ellis et al., 2019)
Butorfanol-azaperona-medetomidina (BAM™)			
<i>Sus scrofa, Ursus americanus</i>	Inmovilizaciones seguras y predecibles con menos inconvenientes y tiempos de recuperación más rápidos.	Una disminución de la frecuencia cardíaca y respiratoria que provoca una reducción de los niveles de saturación de oxígeno.	(Ellis et al., 2019; Williamson et al., 2018)
Nalbufina-medetomidina-azaperona (NalMed-A)			
<i>Sus scrofa, Cervus elaphus nelsoni, Ursus americanus</i>	Inmovilizaciones cortas	Con esta droga no obtuvieron una inmovilización adecuada o de tiempos cortos, Hipoxemia leve.	(Ellis et al., 2019; Wolfe et al., 2014, 2018, 2019)
Tiletamina-zolazepam-xilazina (TZX)			
<i>Sus scrofa, Odocoileus virginianus</i>	Inmovilizaciones	Ninguno conocido.	(Ellis et al., 2019; MacLean et al., 2006; Miller et al., 2004)

Anexo 3

Sitios específicos para la recolección de sangre recomendados para algunos grupos taxonómicos

Orden	Lugar	Referencias
Didelphimorphia	La arteria tibial y las venas yugular y lateral caudal. Venopunción en la cola.	(Williams-Newkirk et al., 2013; Zepeda-Espinosa et al., 2019)
Chiroptera	Menos de 100 gramos: la vena propatagial (cefálica). Más de 100 gramos: vena o arteria mediana o bien las venas safenas (interfemorales).	(Eshar y Weinberg, 2010; Heard, 2003)
Primates	La vena femoral. Para los frotis finos y gruesos se pueden utilizar la oreja o las puntas de los dedos (esterilizar el área con alcohol antes de hacer la punción).	(Diehl et al., 2001; Jeneby, 2011)
Rodentia (ratas y ratones)	La vena caudal lateral o bien la vena safena lateral (no requieren anestesia). Venopunción submandibular.	(Berl et al., 2017; Diehl et al., 2001; Harikrishnan et al., 2018)
Artiodactyla	Vena yugular y de la vena caudal ventral.	(Huber et al., 2017; UCACS, 2013)

Una publicación de:



Con el apoyo de:

Ministerio del Ambiente, Agua y Transición Ecológica



República
del Ecuador



Gobierno
del Encuentro

Juntos
lo logramos



ISBN: 978-9942-8584-6-7

