

Pteronura brasiliensis

**PROTOCOLO PARA LA REHABILITACION
Y MANEJO DE NUTRIAS GIGANTES**



Pteronura brasiliensis

CÍTESE COMO:

Peña, J., Morales-Betancourt, D., Galvis, C., Medina-Barrios, O. Garrote, G., Valderrama, J. y F. Trujillo. 2020. *Pteronura brasiliensis*. Protocolo para la rehabilitación y manejo de nutrias gigantes. Fundación Omacha, Fundación Zoológico de Cali, IBICO, Zoológico de Barcelona. Bogotá, Colombia. 128 pp.

PTERONURA BRASILIENSIS, PROTOCOLO PARA REHABILITACION Y MANEJO DE NUTRIAS GIGANTES es un proyecto de Fundación Omacha, que cuenta con el apoyo de la Fundación Zoológico de Cali, Zoológico de Barcelona e IBICO.

EDICIÓN: Fundación Omacha

AUTORES: Juliana Peña, Diana Morales-Betancourt, Carlos Galvis, Oscar Daniel Medina Barrios, Germán Garrote, Jimena Valderrama y Fernando Trujillo.

REVISIÓN CIENTÍFICA: Mariella Superina

DISEÑO GRÁFICO E IMAGEN: Julio García Robles

FOTOGRAFÍA: Fernando Trujillo, Julio García Robles, Diana Morales-Betancourt, Jimena Valderrama y Juliana Peña.

IMPRIME: Unión Gráfica Ltda.

ISBN Impreso: 978-958-8554-78-5 | ISBN Digital: 978-958-8554-79-2

Queda rigurosamente prohibida, sin la autorización escrita de los autores y del editor, bajo las sanciones establecidas en la ley, la reproducción total o parcial de esta obra por cualquier medio o procedimiento, comprendidos la reprografía y el tratamiento informático. Todos los derechos reservados.

Pteronura brasiliensis

PROTOCOLO PARA LA REHABILITACION Y MANEJO DE NUTRIAS GIGANTES





PRESENTACIÓN DEL PROTOCOLO

En Colombia la rehabilitación de las nutrias gigantes (*Pteronura brasiliensis*) es un proceso que está regulado por la resolución 2064 del 21 de octubre de 2010, "por la cual se reglamentan las medidas posteriores a la aprehensión preventiva, restitución o decomiso de especímenes de especies silvestres de Fauna y Flora Terrestre y Acuática y se dictan otras disposiciones".

Tras el decomiso de un animal, se puede emitir el concepto técnico de ser apto para la liberación por parte de un funcionario de un hogar de paso o del Centro de Atención y Valoración de fauna silvestre (CAV) al que fue enviado. En

ambos escenarios el individuo es remitido a un Centro de Atención, Valoración y Rehabilitación de fauna silvestre (CAVR) para iniciar la rehabilitación, la cual tiene como objetivo devolver el animal en óptimas condiciones que le permitan sobrevivir en su hábitat natural. Sobre este proceso se centra el presente documento, ya que esta especie tiene requerimientos particulares para su tratamiento médico, nutricional, biológico y comportamental. La información relacionada con los procedimientos previos, puede consultarse en la anterior resolución.

La sección de Manejo Veterinario es una guía elaborada por médicos con experiencia y sirven como guía a otros veterinarios, quienes son las personas idóneas para realizar estos procedimientos. Por su parte, las demás secciones del proceso de rehabilitación pueden ser desarrolladas por técnicos, profesionales en biología, ecología y afines, con conocimiento en la especie y en comportamiento animal; idealmente con experiencia específica en rehabilitación de nutrias, considerando que las dos especies presentes en Colombia tienen diferencias biológicas y por ende diferencias en el proceso de rehabilitación.

Es importante mencionar que los procedimientos de rehabilitación se plantean desde experiencias específicas y desde los lineamientos que propone el grupo de especialistas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) para esta especie. Sin embargo, cada individuo tiene unas características e historia de vida particular, aunado a condiciones o limitantes particulares de cada proceso, por lo que deberán, con criterio, adaptarse a cada escenario.

Este documento surge como una necesidad ante la frecuente aparición de individuos decomisados, generalmente crías, principalmente en la región de la Orinoquia. Para abordarlo se consolidó un equipo de trabajo de veterinarios experimentados con esta especie y biólogos con experiencia en manejo y rehabilitación.

MARCO LEGAL

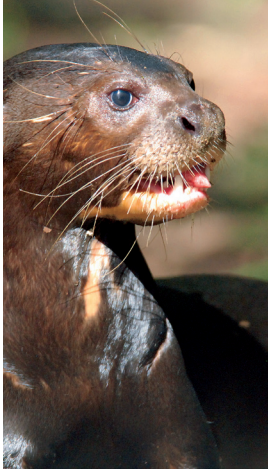
En Colombia, *Pteronura brasiliensis* es una especie En Peligro (EN) (Trujillo, Botello & Carrasquilla 2006), ratificado en la Resolución 1912 del 15 de septiembre de 2017. La anterior protección se fundamenta en la Constitución Nacional de 1991, principalmente en el Artículo 79 que indica que "*Todas las personas tienen derecho a gozar de un ambiente sano. La ley garantizará la participación de la comunidad en las decisiones que puedan afectarlo. Es deber del Estado proteger la diversidad e integridad del ambiente, conservar las áreas de especial importancia ecológica y fomentar la educación para el logro de estos fines*". Así como en un decreto anterior vigente, el cual generó el marco normativo en materia ambiental para el ámbito nacional, el Decreto Ley 2811 de 1974: Código Nacional de Recursos Naturales Renovables y de Protección al Medio Ambiente y su reglamentación a través del Decreto 1608 de 1978.

Por lo anterior, el país ratificó la firma de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres por medio de la Ley 17 de 1981, la cual posteriormente se convalida en la Ley 84 de 1989 del Estatuto Nacional de Protección a los Animales, en su Artículo 31, el cual establece la prohibición de la fauna silvestre con fines comerciales. Años después, tras la firma del Convenio sobre la Diversidad Biológica, se hace su ratificación con la Ley 165 de 1994 y se establecen las normas para el manejo sostenible de especies de fauna silvestre y acuática con la Ley 611 de 2000.

Por último, la Ley 599 de 2000 del código penal, en el artículo 333, hace referencia al proceso sancionatorio ambiental, lo cual se amplía en la Ley 1333 del 21 de julio de 2009, y la brinda en el marco general e indica en el Artículo 52 sobre la disposición final de fauna silvestre decomisada o aprehendida preventivamente o restituida.

A su vez, esto se regula en la Resolución 2064 del 21 de octubre de 2010, por la cual se reglamentan las medidas posteriores a la aprehensión preventiva, restitución o decomiso de especímenes de especies silvestres de fauna y flora terrestre y acuática y se dictan otras disposiciones, sobre esta se basa este documento en la sección de manejo posdecomiso.





CONTENIDO

10. Introducción

12. Historia natural

28. Proceso de rehabilitación

36. Rehabilitación de fauna salvaje

36. Recepción e identificación de individuos

40. Evaluación médica

44. Evaluación de la condición corporal

60. Evaluación de compromisos

64. Rehabilitación física

70. Enfermedades (identificación y tratamiento)

74. Exámenes paraclínicos

80. Necropsia

84. Dieta

98. Calidad del alimento y su manejo

100. Condiciones ambientales para el manejo de nutrias gigantes

104. Ambiente social

108. Toma de decisiones

112. Liberación, reubicación o derivación

114. Seguimiento

116. Educación

118. Condiciones mínimas de instalaciones, facilidades veterinarias y de dieta

120. Nodos de contactos y Autores

123. Bibliografía



Introducción



La nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) es uno de los grandes carnívoros de América del Sur y uno de los mamíferos más amenazados del mundo (Duplaix, Evangelista & Rosas 2015). En la lista roja de la UICN se encuentra en la categoría En Peligro de extinción (EN) (Groenendijk, Duplaix, Marmontel, van Damme & Schenck 2015). Desde 1973 está prohibido el comercio internacional de la especie (viva o muerta y sus partes), ya que se cataloga en el Apéndice I de la Convención sobre

Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora (CITES, por sus siglas en inglés) (Duplaix *et al.* 2015).

Es una especie gregaria, es decir que vive en grupos, entre el agua dulce y las zonas terrestres adyacentes. Su dieta es principalmente carnívora, esencialmente consume peces y su cuerpo evidencia adaptaciones hacia el ambiente acuático. No obstante, la mayor cantidad de su tiempo y actividades las realiza fuera del agua (Duplaix 1980, Staib 2005).

En diferentes lugares en Suramérica, incluyendo Colombia, entre los años 1950 y 1970, la especie fue intensamente cazada por su piel, lo cual disminuyó drásticamente las poblaciones e hizo que estuviera al borde de la extinción. En la actualidad, las mayores amenazas para las nutrias son la disminución del hábitat y su calidad, el conflicto que se presenta con algunos pescadores que las consideran competencia (Trujillo, Botello & Carrasquilla 2006) y la tenencia ilegal como mascotas (Morales-Betancourt 2011, Trujillo & Mosquera 2018).

Hoy día, las autoridades ambientales reciben individuos provenientes de decomiso y entregas voluntarias y aunque no todos los individuos son aptos para una rehabilitación de acuerdo al concepto emitido por los funcionarios capacitados para ello, varios sí lo son y requieren un manejo específico que les permita tener las condiciones necesarias para retornar a su hábitat natural. Por esto, la finalidad del presente documento fue compilar los conocimientos adquiridos a lo largo de los años, desde diferentes entidades y proyectos, en torno al manejo que se le debe dar los individuos de nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*), con el fin de incrementar el éxito de los procesos de rehabilitación y con ello aportar a las poblaciones en vida silvestre.

Historia natural

BIOLOGÍA Y ECOLOGÍA

La nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*), conocida como lobo de río o perro de agua, es un mamífero carnívoro diurno y semiacuático, ya que requiere tanto del agua dulce como del ecosistema terrestre adyacente para vivir. Es gregaria y se encuentra en grupos familiares, conformados por una pareja y su descendencia, que varían en promedio de cuatro a diez individuos (Emmons 1997; Trujillo, Botello & Carrasquilla 2006), los cuales se mantienen con sus padres hasta alcanzar la madurez sexual, aproximadamente hasta los dos años (Duplaix *et al.* 2015).

Los grupos son territoriales, ocupan un rango de hogar superior a los 12 km², estimándose una densidad de individuos de 0,8 km² (Díaz & Sanchez 2002). Habitan ríos y lagunas con buen abastecimiento de comida, así como vegetación ribereña (Isola 2004), variando de una época climática a otra. Durante el periodo de aguas bajas los territorios están mejor definidos, mientras que en aguas altas parecen dispersos, ya que deben buscar sus presas en áreas de mayor tamaño (Duplaix 1980; Trujillo, Botello & Carrasquilla 2006; Duplaix, Waldemarin, Groenendijk, Evangelista, Munis, Valesco & Botello 2008; Trujillo & Mosquera 2018).

Los mayores depredadores de la nutria gigante son el ser humano con la actividad de la caza, el caimán negro (*Melanosuchus niger*) (Jácome-Negrete 2016), el caimán del Orinoco (*Crocodylus intermedius*), las babillas (*Caiman crocodylus*), las anacondas (*Eunectes* sp.) y los jaguares (*Panthera onca*), los cuales se pueden alimentar de las crías (Trujillo & Mosquera-Guerra 2018).



TAXONOMÍA

En la clasificación taxonómica se encuentra en el orden Carnivora (Bowdich 1821), familia Mustelidae (Fischer 1817), subfamilia Lutrinae (Bonaparte 1838) y es la única especie del género, siendo su nombre científico *Pteronura brasiliensis* (Gmelin 1788). Los estudios filogenéticos indican que se originó en Asia, al igual que las demás especies de América (Duplaix *et al.* 2015). Los primeros registros fósiles de sus antecesores datan de hace 25 Ma. Sin embargo, las demás *Lontras* de Suramérica tienen un ancestro distinto en América al de *Pteronura*, es decir, tienen una historia evolutiva paralela e independiente (Feuillet & de Thoisy 2009).

Respecto a los grupos filogenéticos se establecieron cuatro, de los cuales solo uno (Amazonas, Orinoco y Guayanas) corresponde al área geográfica de Colombia (Duplaix *et al.* 2015). Aunque estudios recientes indican que existe un quinto grupo (Puerto Carreño) altamente diverso y diferenciado de otras muestras en Colombia, por lo que tendrá que tenerse en consideración para las estrategias de conservación y liberación de individuos (Caballero, Correa-Cárdenas & Trujillo 2015).



DISTRIBUCIÓN

La distribución histórica de *P. brasiliensis* abarcaba los biomas Orinoco, Amazonas y Pantanal, desde el sur de Venezuela hasta el norte de Argentina. Se reporta esta especie desde los 0 a 600 m s. n. m. (Duplaix *et al.* 2008) e incluso hasta los 1000 m s. n. m. (Groenendijk, Duplaix, Marmontel, van Damme & Schenck 2015a). Actualmente la distribución de la especie se ha reducido y fragmentado, declarándose extinta en Uruguay y Argentina (Harris 1968; Laidler 1984; Carter & Rosas 1997).

En Colombia las nutrias gigantes se distribuyen en la cuenca del Amazonas y Orinoco, estando presentes en una gran cantidad de ríos que incluyen el Arauca, Casanare, Ele, Lipa, Cravo Sur, Cusiana, Pautó, Meta, Bitá, Duda, Guayabero, Guaviare, Inírida, Putumayo, Cauca, Caquetá, Cahuinarí, Apaporis, Mirití-Paraná y Amazonas, entre otros; además de lagunas y otros humedales (Botello 2000; Trujillo, Botello & Carrasquilla 2006; Ferrer *et al.* 2009; Trujillo 2014).



Rango geográfico de *Pteronura brasiliensis* (Kruuk 2006) y distribución geográfica en Colombia.



La nutria gigante habita en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador, Guayana Francesa, Guyana, Paraguay, Perú, Surinam y Venezuela.

En Colombia tienen una distribución amplia en la cuenca de los ríos Amazonas y Orinoco.



MORFOLOGÍA

Pteronura brasiliensis es la especie más grande de la subfamilia Lutrinae. Tiene el cuerpo alargado y ondulado, totalmente cubierto de pelos de color café, con una longitud máxima de 1,9 m y un peso de hasta 32 kg (Feuillet & de Thoisy 2009).

La cola representa el 35% de la extensión de su cuerpo, es gruesa en la base y aplanada hacia la punta, por lo que le sirve para dar propulsión durante el nado sumergido (Feuillet & de Thoisy 2009). La cabeza es aplanada en la parte superior, el hocico redondeado y prominente, el cuello largo y musculoso, en este se observa un patrón de color único para cada individuo de color crema denominado mancha gular (Duplaix 1980).

Las vibrisas (pelos largos y gruesos que sobresalen sobre los ojos y como bigotes) son largas, numerosas y sensibles, lo que contribuye a la localización de presas en aguas turbias, cuando la visión no es óptima; su nariz está cubierta de pelos (Duplaix 1980) y al igual que las demás nutrias tienen dos tipos de pelos, unos densos y finos de corto tamaño que atrapan aire y mantienen el cuerpo aislado y caliente, y otros más largos.

Las orejas son pequeñas y redondeadas y, al igual que las ventanas de la nariz, pueden ser cerradas para evitar la entrada de agua durante la inmersión (Groenendijk 1998). Los cinco dedos de las cuatro patas poseen gruesas membranas interdigitales que van hasta las uñas (Duplaix 1980). No se alcanza a presentar dimorfismo sexual, aunque las hembras pueden ser ligeramente más pequeñas (10 cm) y pesar máximo 26 kg (Duplaix *et al.* 2015).

Clasificación científica:

Reino: Animalia
Filo: Chordata
Subfilo: Vertebrata
Clase: Mammalia
Subclase: Theria
Infraclase: Placentalia
Orden: Carnivora
Suborden: Caniformia
Familia: Mustelidae
Subfamilia: Lutrinae
Género: *Pteronura*
Especie: *Pteronura brasiliensis*
Descrita: Gmelin, 1788

Cabeza ancha y ovalada,
con grandes ojos.

Nariz cubierta de pelo,
a excepción de las
narinas. Fosas nasales
separadas.

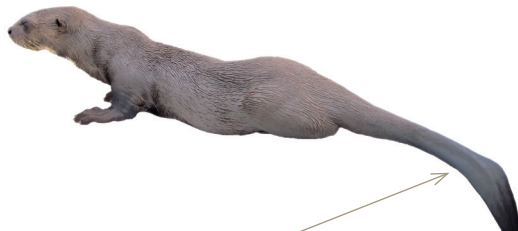
Orejas pequeñas y
redondeadas.

Largas vibrisas
faciales.

Su color varia entre
leonado y café oscuro.

Dispone de una
mancha amarillenta
en el cuello, única
en cada ejemplar,
la cual sirve a los
investigadores para
identificar individuos.

Longitud adultos: de 150 a 190 cm.



La cola mide de 53 a 70 cm, es
gruesa en su base y aplanada
hacia la punta.



Extremidades cortas y
gruesas, dedos unidos por
una membrana interdigital.

SENTIDOS

Pteronura brasiliensis es diurna y depredadora, por lo que es un animal muy visual. La contracción de los músculos oculares en la parte anterior del lente hace que sus ojos se vean saltones o bulbosos después de la inmersión, ya que es una adaptación para mejorar la visión en aguas poco claras o turbulentas por el movimiento. Pueden distinguir y reaccionar a otros individuos y personas a distancias de 50 m y aunque tiene orejas pequeñas, su sentido está bien desarrollado. No se tienen estudios específicos, pero se ha identificado que es mejor que el oído humano (Duplaix 1980; Trujillo & Mosquera 2018).

En cuanto al sentido del olfato, también es agudo. Tiene cornetes nasales bien desarrollados y numerosas terminaciones nerviosas dentro de su hocico. Utilizan las glándulas de secreción anal para marcar territorios; se considera que las letrinas permiten reforzar los comportamientos dominantes e identificar el estado sexual de otros individuos que se acercan al territorio (Duplaix 1980).

El sentido del tacto está presente en la manipulación del alimento y en el contacto nariz con nariz que ocurre entre los miembros del grupo cuando se reencuentran; así como en las actividades de confort. Las vibrisas, abundantes y notorias, están asociadas con una especialización sensorial facial relacionada en el cerebro con amplias circunvoluciones cerebrales (Duplaix 1980).

LONGEVIDAD

En la vida silvestre, las nutrias gigantes tienen una esperanza de vida ligeramente diferente entre machos y hembras de 15,5 y 13,5 años respectivamente (Groenendijk, Hajek, Johnson, Macdonald, Calvimontes,

Staib & Schenck 2014; Noonan *et al.* 2017). El tiempo generacional es de 7 años (Groenendijk *et al.* 2015a), que es el promedio para que las hembras tengan sus primeras crías. En cautividad, la esperanza de vida está entre 17 y 20 años (Noonan *et al.* 2017).

ALIMENTACIÓN

Los mustélidos son generalmente carnívoros oportunistas. La dieta en vida libre de las nutrias consta principalmente de peces, crustáceos moluscos y otros vertebrados acuáticos; también consumen aves, mamíferos terrestres como roedores, y reptiles y anfibios (Duplaix 1980; Emmnos 1997; Kruuk 2006; Staib 2005). Generalmente pescan en las aguas superficiales de lagunas y ríos donde la densidad de peces es alta (<0,60 m) llegando a cazar 3,2 peces/h/nutria. Está reportado que un adulto en vida silvestre puede llegar a consumir 3 kg de peces diariamente (Carter & Rosas 1997).



La nutria gigante se alimenta principalmente de peces de las familias Characidae, Pimelodidae, Serrasalminidae, Curimatidae, Erythrinidae, Anostomidae, Cichlidae y Loricariidae (Jácome-Negrete 2016), y de Perciformes y Siluriformes (Duplaix *et al.* 2015). La variedad es amplia y cambia, dada la diversidad de especies que ese encuentran en las cuencas donde habitan las nutrias. Las presas las consumen fuera del agua, en la orilla o en la superficie sobre algún tronco o piedra emergida. Se conoce poco sobre las estrategias de captura, pueden hacerlo de manera individual o con más de un miembro del grupo; con peces se observa un cambio en el nado, con inmersiones prolongadas y respiraciones cortas en superficie, incluyendo algunos saltos fuera del agua para realizar clavados.

Cada uno de los individuos subadultos y adultos caza su propia comida, no se observa que se compartan las presas; cuando son peces, se observa que los sacan del agua con la boca, una vez en la orilla o sobre alguna superficie emergida (roca o rama) se toma firmemente con las patas delanteras. En el caso de peces de escama los consumen desde la cabeza y en bagres desde la cola.

Es común que otros integrantes realicen vocalizaciones cuando uno tiene una caza exitosa, pero no hay intento de obtener alimento (Duplaix 1980). No obstante, en condiciones muy desfavorables, en época seca y sin disponibilidad de otras presas, un grupo de nutrias en visibles condiciones de desnutrición fue observado cazando babillas subadultas, en dichos casos, se observó que diferentes nutrias se alimentaron del mismo individuo de manera sucesiva y no simultánea, el cambio de consumidor produjo comportamientos defensivos entre ellas (Ribas, Damasceno, Magnusson & Leuchtenberger 2012).

REPRODUCCIÓN

Tras el periodo de gestación de 64 a 77 días, la hembra tiene entre dos y tres crías, justo después del periodo de lluvias; aunque pueden tener solo una o hasta seis cachorros, los cuales nacen con pelo y ojos cerrados, con pesos que varían de 155 a 380 gr (siendo de menor peso los nacidos en cautiverio) y de 31 a 36 cm de longitud (Duplaix *et al.* 2015).

Los individuos de un mismo grupo comparten las madrigueras, pero tienen una madriguera separada para el nacimiento, las cuales son mucho más pequeñas y están escondidas entre la vegetación riparia. La madriguera para el parto es abandonada después de unas semanas, cuando la hembra lleva a los cachorros con el resto del grupo y pueden ser reutilizadas para siguientes partos (Duplaix 1980; Duplaix *et al.* 2015). Una vez reunidos con el grupo, las crías son protegidas por sus padres (cuidado parental) y cuando los padres salen en busca de comida, los miembros subadultos del grupo se hacen cargo de ellas (cuidado aloparental) (Rosas, Mendes, de Mattos & Silva 2009b).

ESTRUCTURA SOCIAL

La especie es monógama y los grupos están compuestos de una pareja de adultos (pareja alfa), subadultos, jóvenes y neonatos (Duplaix 1980). Se considera cachorros o crías desde el día de nacimiento hasta los seis meses de edad; juvenil desde los seis meses hasta el año y subadulto entre el primer y segundo año (Duplaix *et al.* 2015).

Estudios recientes muestran que las parejas recién formadas aceptan nuevos integrantes subadultos, los cuales permanecen hasta por dos años con el grupo (Leuchtenberger & Mourão 2008), incluso se ha visto la aceptación en algunos casos de cachorros que fueron rehabilitados



y puestos en libertad (McTurk & Spelman 2005; Gómez, Jorgenson & Valbuena 1999). Sin embargo, hay casos en que los grupos no son permeables y el intento de individuos rehabilitados por unirse a grupos ya establecidos en libertad han terminado en la muerte de los foráneos tras el ataque directo del grupo residente (McTurk & Spelman 2005). En otros casos, los animales son ahuyentados con fuertes vocalizaciones y los enfrentamientos físicos son evitados (Morales-Betancourt 2011). En todo caso, los individuos transeúntes (Duplaix 1980) pueden tener una mayor vulnerabilidad a los predadores, pero si logran establecerse en territorios vacíos con buena disponibilidad de alimento, durante sus recorridos podrán encontrar pareja y establecer un nuevo grupo, pero para ello deberá haber presencia de otros grupos aguas arriba, aguas abajo o en cuerpos de agua cercanos.

COMPORTAMIENTO

Se pueden observar distintos tipos de comportamientos como lo son los instintivos, las interacciones entre individuos de la misma especie y con otras especies (Manning & Dawkins 2012). Así como también se puede observar el desarrollo de habilidades a lo largo del crecimiento de cada individuo. Para la nutria gigante los comportamientos se agrupan en cuatro aspectos principales: locomoción, actividades de confort, alimentación y eliminación (Duplaix 1980).

LOCOMOCIÓN

La nutria gigante es una especie ágil tanto en el ambiente acuático como en el terrestre. Las categorías de comportamiento registrados para cada uno son de acuerdo a Duplaix (1980):

- Locomoción terrestre: caminar, trotar, galopar, saltar, escalar, deslizarse y sentarse en trípode (utilizando la cola de soporte).
- Locomoción acuática: nado (con cabeza fuera del agua), el periscopio (estirar el cuello para tener la cabeza mucho más alta fuera del agua) es una postura de investigación ante algún ruido, olor u observación realizada; nado regular (incluye buceo), nado en cacería (se distingue por las fuertes inhalaciones y el chapoteo), nado en alarma (rápido, donde el macho alfa es el último en alejarse, manteniendo la postura defensiva). El tiempo de inmersión máximo registrado en individuos adultos fue 72 s y la mayor rapidez de 100 m en 26 s equivalente a 14 km/h (Duplaix 1980).

ACTIVIDADES DE CONFORT

La especie presenta una amplia variedad de actividades de acicalamiento, que se realiza el individuo a sí mismo o a otros individuos de su grupo (Duplaix *et al.* 2015), como rodar y refregarse (contra una superficie), rascado (solo cuando se realiza con las patas traseras), mordisqueo de pelaje (en flancos, espalda, extremidades, cola, zona dorsal y ventral), uso de patas delanteras (para restregarse los ojos, el hocico, detrás de las orejas), estiramiento, bostezo y sacudida de cabeza.

Posturas de reposo: postura baja (el cuerpo extendido cerca del suelo, con las cuatro extremidades flexionadas y la cola reposando en tierra, usualmente cuando está alerta), descanso (diferentes posiciones cuando duermen durante el día, pueden ser en compañía, utilizando el cuerpo de otro miembro como soporte, enrollados en sí mismos, entre otros), dormir (de día o noche, se diferencia del descanso al ser un sueño profundo donde la exhalación es más larga que la inhalación, incluso se observan movimientos o sonidos durante el sueño).

ELIMINACIÓN

La defecación se realiza en letrinas fuera del agua. Primero se olfatea y luego se da la espalda antes de proseguir. La micción puede ocurrir después de la defecación y tienen más presión, mezclando en ocasiones las heces de la letrina (Duplaix 1980).

SONIDOS

El repertorio de sus vocalizaciones es extenso e incluye 22 sonidos en adultos y 11 en neonatos. Los sonidos se agrupan en: llamados de cohesión, vocalización de alarma y amenaza, llamados de alimentación y otros (Mumm & Knörnschild 2014):

En los llamados de cohesión se encuentran:

-Llamado simple (sonido "coo", llamado corto asociado a distintos comportamientos), llamado de contacto (en movimiento o juego se requiere reubicar al grupo, ocurre durante el forrajeo, se distingue al tener un silbido en medio), modificación al llamado de contacto (cuando inicia desde el silbido en el mismo contexto), "hum" (sonido distinguido de la especie asociado a las actividades grupales), modificación al "hum" (sonido "coo-hum", incluye un sonido "hum" y llamado de contacto, asociado al cambio de dirección durante el desplazamiento, saludo y juego), silbido (llamado al grupo), silbido doble (monitoreo del entorno), llamado subacuático.

-Vocalización de alarma y amenaza: gruñido (defensa, advertencia, jugando), "hah" (sonido característico de la especie, advertencia), resoplido (alarma, amenaza), grito ondulado (alarma). Llamados de alimentación: suplica, llamado de súplica, grito de súplica, modificación grito de súplica, quejido (cuando un subadulto obtiene una presa y se

acompaña de posturas defensivas, también usado en vida silvestre cuando hay alarma por caimán). Otros: apareamiento (sonido emitido por la hembra, ya que el macho genera gruñidos), "hum" de succión (emitido por crías durante la lactancia).

Llamados que solo ocurren en vida silvestre:

-Llamados de cohesión: "hum" corto (al salir del agua) y llamado de aislamiento (ocurre cuando uno de los individuos ha perdido contacto con el grupo durante el forrajeo).

Llamados que ocurren únicamente en cautiverio:

-Llamados de cohesión: llamado cercano (en movimiento o juego).

ESTADO DE CONSERVACIÓN

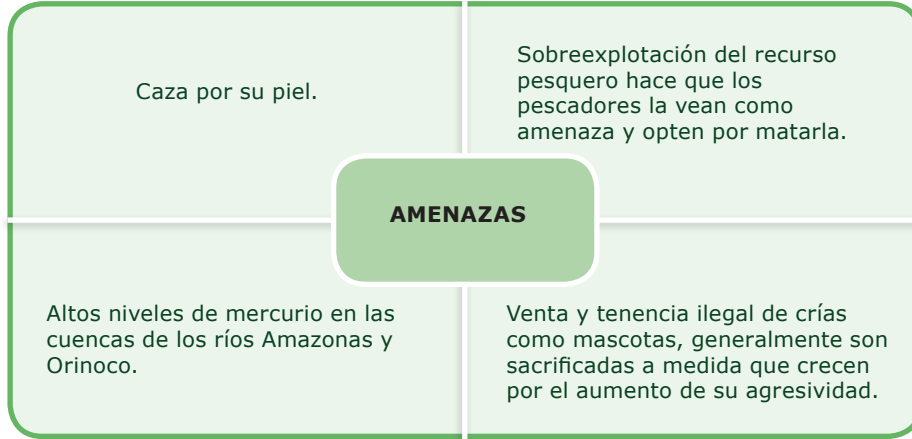
Posterior a la época de la cacería por pieles, entre 1950 y 1970, las poblaciones de esta especie se redujeron considerablemente o desaparecieron de las inmediaciones de los grandes centros poblados como Leticia (Amazonas), Puerto Carreño (Vichada), Inírida (Guainía) y Florencia (Caquetá). En 1972 la especie hizo parte de los 10 mamíferos más amenazados del mundo (Duplaix *et al.* 2015). Sin embargo, en algunas de estas localidades se han recuperado paulatinamente y la frecuencia de observación ha aumentado.

Su comportamiento diurno y sus fuertes vocalizaciones hacían de esta especie una presa fácil de ser ubicada y cazada, a diferencia de la nutria neotropical, que por su comportamiento solitario y más silencioso no sufrió el mismo impacto (Bastida *et al.* 2007). La diversificación de pieles a final de la década del 1970 aumentó aún más la cacería de nutrias, una sola piel costaba alrededor de US\$ 250 y un abrigo US\$ 4000 (basado en el Bureau of Labor Statistics, *consumer price index*).

La especie tiene la misma categoría de amenaza a nivel mundial y en Colombia: En Peligro de extinción (EN). Esto quiere decir que se encuentra en un nivel de riesgo cuatro sobre cinco antes de la extinción, y el segundo de tres en el grado de amenaza. A nivel mundial se reporta por A3ce en CITES y en Colombia por A2cd+3cd (Trujillo *et al.* 2006), su amenaza está determinada por los factores de Población (A) debido "reducción del tamaño de la población observada, estimada, inferida o sospechada, en el pasado donde las causas de la reducción pudieron no haber cesado O no ser entendidas y conocidas O no ser reversibles" por "una reducción del área de ocupación (AOO), extensión de presencia (EOO) y/o calidad del hábitat" (c) y por "niveles de explotación reales o potenciales" (d).

Hoy en día, la especie presenta amenazas directas e indirectas. Como amenazas directas se pueden mencionar principalmente el conflicto con pescadores y piscicultores y la captura de crías para tenencia (Trujillo *et al.* 2006; Morales-Betancourt 2011; Trujillo & Mosquera-Guerra 2018; Duplaix & Savage 2018). En varias ocasiones, las crías que se tienen en cautiverio (tenencia ilegal) son sacrificadas al llegar a la etapa juvenil o adulta porque sus demandas de alimentos y actividad son muy altas y en ocasiones ocurren mordeduras a las personas con las que interactúan (Trujillo y Morales Betancourt, observación personal).

Entre las amenazas indirectas se encuentran la pérdida de la cobertura vegetal en las márgenes de los cuerpos de agua (por tala de bosque, cultivos, extracción de material de arrastre, construcciones de viviendas, vías, senderos, entre otros), sobrepesca, bioacumulación de metales pesados por contaminación de los ríos con mercurio (por extracción de oro fluvial), plomo, cromo y otros metales pesados (por extracción



o refinería de petróleo), derrames de petróleo (lo que produce daños en el pelaje, hipotermia, toxicidad por falla renal y hepática cuando el animal lo consume al limpiar su pelaje, daños en los pulmones y ojos e inanición por pérdida de alimento) (Carter & Rosas 1997; Peterson, Rice, Short, Esler, Bodkin, Ballachey & Irons 2003), contaminación por aguas negras y abonos, reducción de los caudales y modificación de los cauces, generando alteraciones en la disponibilidad de presas y hábitat (zonas de refugio, desplazamiento, letrinas, madrigueras) (Díaz & Sánchez 2002; Duplaix, Evangelista & Rosas 2015; Duplaix & Savage 2018).

Esta especie está protegida junto a la nutria neotropical a través de la resolución 574 de julio 24 de 1969, que establece la veda de la caza de algunas especies de la fauna silvestre. Posteriormente se confirmó la prohibición de la caza con la resolución 848 de agosto de 1973, aún vigente, por medio de la cual se veda la caza de mamíferos silvestres del orden Carnivora. Actualmente existe un plan de conservación de la nutria gigante y la neotropical en Colombia avalado por el Ministerio de Ambiente (Trujillo *et al.* 2017).

Proceso de rehabilitación

Se entiende por rehabilitación de fauna la acción de recuperar física y conductualmente a un animal silvestre para retornar a su hábitat natural, del cual fue sustraído. La rehabilitación tiene como objetivo preparar integralmente a los ejemplares, de manera tal que les permita desenvolverse en su ambiente de forma independiente y acorde a las características biológicas de su especie (Aprile & Bertonatti 1996).

La rehabilitación de fauna silvestre requiere de conocimientos en biología y medicina veterinaria de cada especie y en general no existe un único método (Aprile & Bertonatti 1996), debido a la singularidad de los casos. Por ello es muy importante documentar y divulgar los procesos, no solo para el cumplimiento de los requerimientos legales, sino también para contribuir con información que sea útil a otras personas e instituciones encargadas de estos procedimientos.

El tipo de rehabilitación dependerá de las condiciones de los lugares en los que se realice y de la técnica de liberación seleccionada, ya sea dura, en la cual se corta la relación humano-animal en un momento determinado y de forma abrupta; o blanda, cuando el proceso de ruptura de la relación con la persona a cargo se realiza de manera gradual (Llewellyn 2003). En varios casos con otras especies de nutrias se ha probado que la liberación blanda es exitosa.

Se deben tener en consideración los siguientes requerimientos para iniciar un proceso de rehabilitación:

- Evaluación del estado físico y comportamental o mental del individuo. Estado biológico, nutricional y sanitario.
- Facilidades locativas adecuadas para la rehabilitación y liberación.
- Condiciones del área para el momento de la liberación (debe coincidir con el periodo de mayor disponibilidad de presas).
- Estado del área de liberación (densidad: otros grupos o individuos en el área, disponibilidad de alimento durante todo el año, vegetación riparia, áreas de refugio, proximidad a zonas urbanas o de ocurrencia humana, etc.)
- Personal para realizar el proceso de seguimiento e implementación de acciones necesarias en los tiempos adecuados.
- Recursos para las fórmulas dietarias adecuadas (pescado diario y fresco de acuerdo al tipo de especies, en cantidad y frecuencia necesarias).
- Acompañamiento de un médico veterinario en vida silvestre con experiencia en la especie.
- Realizar un plan de manejo en cautiverio y liberación.
- Determinar las entidades que puedan recibir al individuo para disposición final en caso que el individuo no sea apto para la liberación.

Adicionalmente, en caso de neonatos y juveniles, se ha de identificar si en otras áreas existen individuos en condiciones de cautividad, para realizar un proceso conjunto de rehabilitación, ya que aumenta el aprendizaje, fortalece los comportamientos naturales y evita el condicionamiento, amansamiento o habituación.

Los recursos anteriormente mencionados se deben mantener mínimo nueve meses. Liberar a un individuo menor de un año disminuye significativamente las probabilidades de éxito de supervivencia en vida silvestre.

En la etapa de rehabilitación se requiere de un recinto que permita fomentar o fortalecer los comportamientos naturales del animal, por lo que será necesario ofrecer diferentes estímulos de tipo ambiental, sensitivo, cognitivo y alimenticio. Para ello, el enriquecimiento ambiental se constituye como la principal herramienta. En algunos casos, estos recintos podrán realizarse en los lugares de liberación (liberación blanda explicado en dicha sección), siempre y cuando se presenten las condiciones anteriormente descritas y la autoridad ambiental competente lo permita.



VALORACIÓN INICIAL PARA LA REHABILITACIÓN

Recepción e identificación de individuos

Al momento de recibir un animal en el CAVR, se debe verificar la información: salvoconductos o permisos de movilización, acto administrativo de la autoridad ambiental, hoja de vida del individuo y se debe diligenciar el acta de entrega. Posteriormente en el CAVR se realiza el acto de registro y se inicia la rehabilitación o preliberación como lo establece la Resolución 2064 del 21 de octubre de 2010.

En el CAVR se revisan o toman los datos detallados del origen del individuo, medidas corporales y registro fotográfico del patrón de manchas ubicado en la garganta de los animales (zona gular), ya que son únicos y sirven de identificación individual. La edad aproximada del animal se establece de acuerdo a la curva de crecimiento. Estos datos son importantes ya que permitirán ofrecer un tratamiento adecuado a cada individuo. Cada ejemplar se deberá tener una ficha individual (hoja de vida) en donde se registren cambios de salud o comportamiento y los procedimientos que se le realizan.

VALORACIÓN COMPORAMENTAL

Después de diligenciar la ficha individual, se realiza el examen comportamental. En este punto, se debe prestar atención a la condición actitudinal del animal, haciendo referencia a la postura corporal y su respuesta al ambiente que lo rodea. Se deben registrar, en el formato establecido, todas las conductas observadas en el arribo al CAVR en la historia del individuo, ya sean naturales, condicionadas, aberrantes o indeseadas y en casos muy específicos en los que se tenga conocimiento pleno de la historia de vida del animal e improntas.

Esta evaluación debe realizarse durante todo el periodo de permanencia del individuo en el centro de rehabilitación, desde que ingresa hasta que finaliza el proceso. Se debe tener en cuenta que el confinamiento generalmente produce condiciones de estrés en los animales que conllevan a comportamientos estereotipados, alterando la respuesta a estímulos ofrecidos; estas condiciones pueden variar de acuerdo al tiempo de cautiverio, a las condiciones y a la habituación del mismo por lo que la implementación de adecuados enriquecimientos ambientales es fundamental para mantener la salud física y mental de los especímenes.

VALORACIÓN MÉDICA

Al tratarse de un procedimiento exclusivamente veterinario, se encuentra en la sección Evaluación Médica y Evaluación Corporal.

MANEJO

Identificación individual y de sexo

Las nutrias poseen una serie de manchas en el cuello o región gular de color café marrón y crema que son únicas para cada individuo y sirven para identificarlas visualmente (Duplaix 1980). Para determinar el sexo, en adultos es sencillo ya que las hembras que ha tenido crías se les puede observar las cuatro glándulas mamarias más desarrolladas. En los machos, el escroto es posible de ver después del completo desarrollo, entre el segundo y tercer año. Para individuos subadultos y crías, la observación de la proximidad de la superficie urinaria y el ano permite establecer si es hembra, presentándose alta proximidad, o macho con menor proximidad (Groenendijk & Hajek 2015).



Manipulación general

Cada día, durante la limpieza o alimentación, se debe reportar cualquier anomalía respecto al comportamiento en general del individuo, ingestión de alimento, consistencia de heces, etc. (Rey 2016). Además, se deben realizar una serie de actividades de limpieza y desinfección regularmente (Reid-Smith 2015) para evitar la proliferación de patógenos:

- Agua limpia para beber, debe estar siempre disponible y debe ser cambiada diariamente.
- Comederos y bebederos, se deben limpiar y desinfectar diariamente.
- Diariamente se debe eliminar cualquier residuo fecal, de alimento (incluidas las escamas) y cualquier otro sustrato contaminado.
- La desinfección del recinto debe ser regular, enfocando esfuerzos en paredes, pisos duros y piscinas, retirando posteriormente el agente desinfectante con abundante agua.
- Áreas compactadas del suelo deben ser removidas y suavizadas para evitar lesiones en extremidades de los animales.

CAPTURA

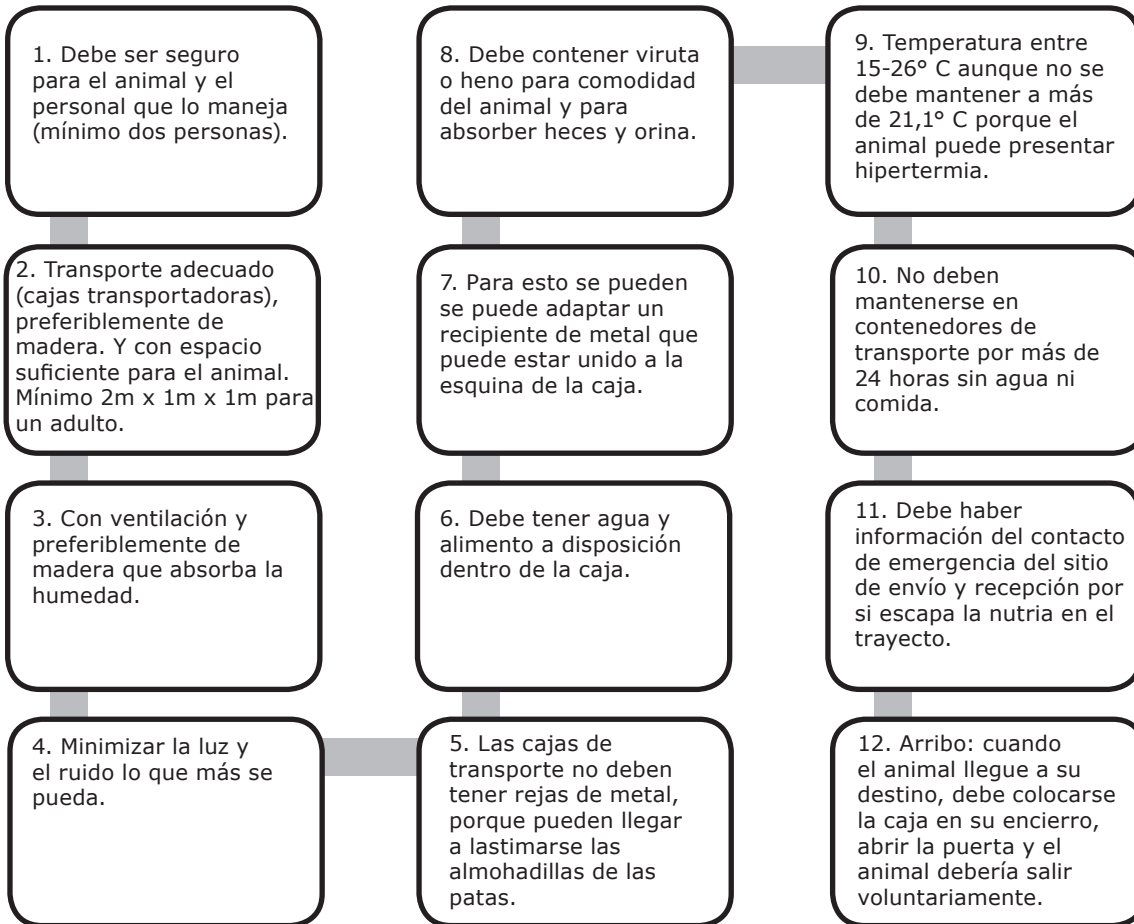
Se define como el acto de atrapar y confinar a un animal en un espacio limitado. Para la aplicación de este procedimiento se emplean diferentes tipos de equipos y materiales:

- Señuelos: ejemplares de la misma especie (preferiblemente del sexo contrario) o animales que hagan parte de la cadena alimenticia del ejemplar objeto de captura.
- Cebos: pueden ser alimentos preparados o naturales de gran atractivo y palatabilidad, suministrados en periodos determinados con la intención de generar conductas de acostumbramiento a los lugares de alimentación.
- Esencias y olores: son atrayentes específicos para determinados animales; en este grupo se encuentran principalmente las feromonas.
- Sonidos: se utilizan como atrayente la imitación de las llamadas producidas por la especie del animal y de algunas especies que pueden formar parte de la dieta.

Para la captura de animales silvestres se usan generalmente trampas con cierres de accionamiento manual cuando se está monitoreando el movimiento del animal, o semiautomático cuando no se está presente en el momento de la captura (Varela, Brievea, Parra & Barragán 2005).

TRANSPORTE

Al momento de realizar un decomiso o traslado a otra institución, se deben seguir ciertas pautas para que el animal esté lo más cómodo posible durante su viaje a la corporación o centro de rehabilitación. Además de garantizar la seguridad del personal responsable de su manejo.



Indicaciones para el transporte de nutrias gigantes (AZA 2009).

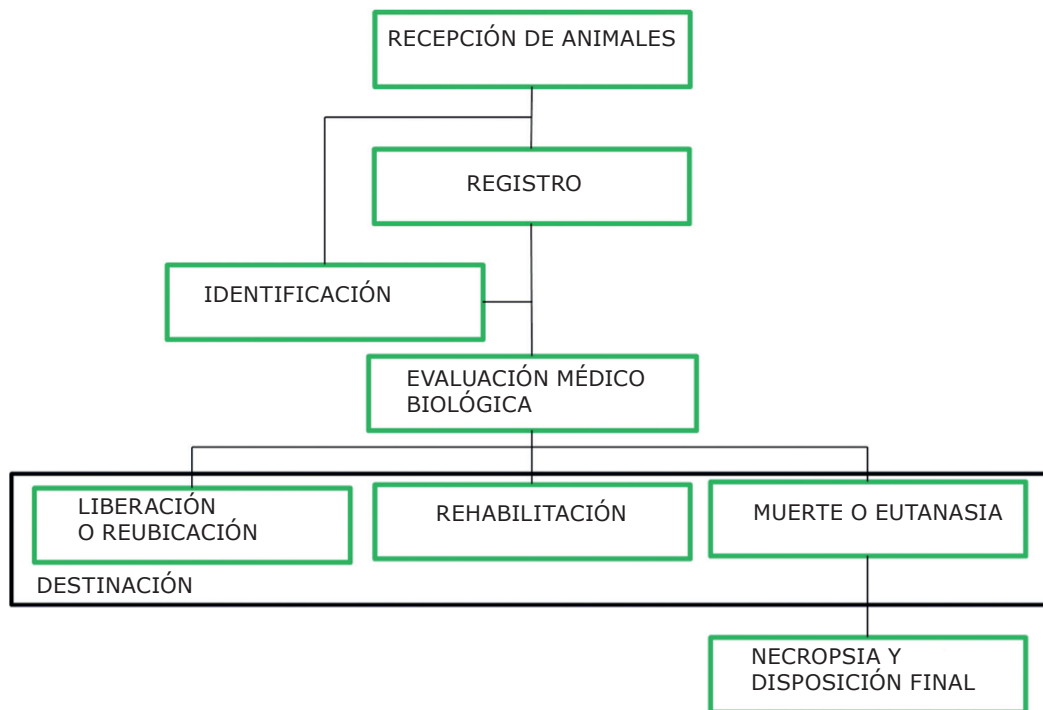
Rehabilitación de fauna salvaje

Desde un punto de vista etimológico rehabilitar (re=volver; habilitar=capacitar o condicionar) se interpreta como volver a condicionar una cosa o algo. Por eso entendemos rehabilitación de fauna como la acción de recuperar sanitaria, física, psíquica y conductualmente a un animal silvestre que padeció algún tipo de patología o bien que fue sustraído de su hábitat (Evans 1985). Esta tiene como objetivo capacitar integralmente a los ejemplares, de manera tal que les permita desenvolverse en su ambiente de forma independiente y acorde a las características biológicas de su especie (Aprile & Bertonatti 1996). A continuación se describen los pasos de un protocolo de rehabilitación para *Pteronura brasiliensis*.

RECEPCIÓN E IDENTIFICACIÓN DE INDIVIDUOS

La llegada de individuos a las corporaciones generalmente ocurre de forma imprevista y ello hace que los funcionarios no estén debidamente preparados, incluso en aquellas corporaciones que cuentan con centros de fauna, que generalmente están más enfocados a especies terrestres. Por esta razón es conveniente disponer de un sistema de recepción planificado.

- Recepción: se debe realizar una valoración biológica completa al animal con una apertura de historia clínica individual, examen clínico y medición de índices fisiológicos.
- Terapéutica: se efectúan diferentes tratamientos según se requiera y de acuerdo al examen clínico, y se aplican métodos de medicina veterinaria preventiva como cuarentena, el aislamiento y desparasitación.



- Cuarentena: donde se hace un aislamiento y periodo de aclimatación para que el animal se acostumbre a su entorno, manejo y dieta, antes de hacer capturas, procedimientos invasivos o anestesia. De acuerdo con los riesgos se determinará la necesidad de aislamiento, considerando las necesidades sociales de la especie. Se aprovecha el periodo de cuarentena para toma de muestras como coprología, hematología, química, diagnóstico por imagen, etc. Debe ser mínimo 30 días, para que si tiene alguna enfermedad se puedan observar signos asociados.

- Destinación: pueden ser liberación inmediata, rehabilitación (para posterior reubicación o liberación), bajo cuidado humano (zoológicos) y muerte o eutanasia.

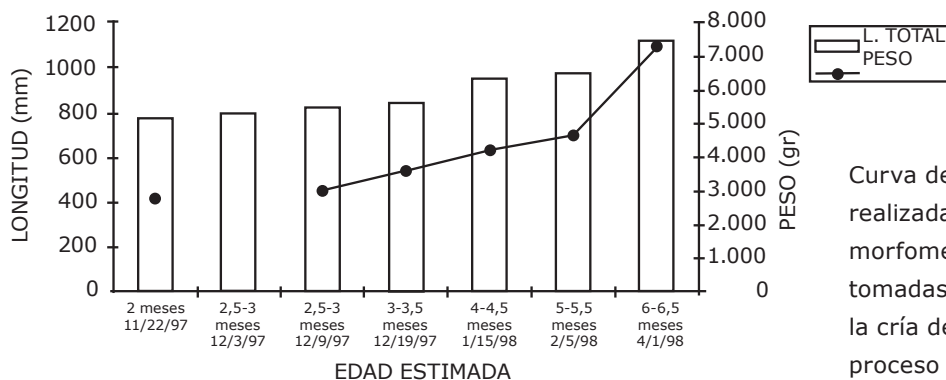
Pasos a seguir en el momento de recibir un animal (Varela, Brieva, Parra & Barragán 2005).

Fichas individuales para toma de datos de cada individuo recibido.

FICHA INDIVIDUAL			
Especie	Especie: <i>Pteronura brasiliensis</i>	Especie: <i>Pteronura brasiliensis</i>	Sexo:
Código	Código	Código de identificación del individuo	Código de identificación del individuo:
1. INGRESO	1. INGRESO	1. INGRESO	Edad y/o estado de desarrollo:
Fecha	Fecha de ingreso:	Fecha de ingreso:	
2. PROCEDENCIA	2. PROCEDENCIA	2. PROCEDENCIA	
	Forma en que fue obtenido	Forma en que fue obtenido	Marcar con una X
Captur	Capturado en el campo	Capturado en el campo	Capturado en el campo
Compr	Comprado	Comprado	Comprado
Decom	Decomisado	Decomisado	Decomisado
Encon	Encontrado en la vía pública	Encontrado en la vía pública	Encontrado en la vía pública
Nacido	Nacido en cautiverio	Nacido en cautiverio	Nacido en cautiverio
Otro	Otro (Cual):	Otro (Cual):	Otro (Cual):
3. BREVE HISTORIA	3. BREVE HISTORIA	3. BREVE HISTORIA	3. BREVE HISTORIA
Edad	Edad cuando fue recibido:	Edad cuando fue recibido:	Edad cuando fue recibido:
Tipo	Tipo de lugar donde vivía:	Tipo de lugar donde vivía:	Tipo de lugar donde vivía:
Alime	Alimentación recibida antes	Alimentación recibida antes	Alimentación recibida antes de ser entregado:
Enfer	Enfermedades o accidentes	Enfermedades o accidentes	Enfermedades o accidentes que tuvo:
Convi	Convivía con otro tipo de animales	Convivía con otro tipo de animales	Convivía con otro tipo de animales Si ___ No: ___
Cuales	Cuales:	Cuales:	Cuales:
4. MEDIDAS	4. MEDIDAS	4. MEDIDAS	4. MEDIDAS
Longitud	Longitud total (Cabeza-cuerpo-cola)	Longitud total (Cabeza-cuerpo-cola)	Longitud total (Cabeza-cuerpo-cola):
Peso	Peso y/o condición corporal:	Peso y/o condición corporal:	Peso y/o condición corporal:
	Peso y/o condición corporal:	Peso y/o condición corporal:	Peso y/o condición corporal:

- Seguimiento: se evalúa constantemente el progreso médico del animal y se controlan posibles problemas clínicos (Varela, Brieva, Parra, & Barragán 2005).

Al momento de recibir un animal, el primer paso a seguir consiste en la toma detallada de los datos de origen del individuo que se va a recibir. Los datos recogidos son de suma importancia, ya que permitirán dar un tratamiento adecuado, partiendo de lo que se pueda reconstruir a partir de ellos, por lo que se debe tomar la mayor cantidad de información posible. Cada ejemplar debe tener una ficha individual. Además, existen curvas de crecimiento que ayudan en el momento de determinar qué edad aproximada tiene un individuo.



Curva de crecimiento realizada con las medidas morfométricas y peso, tomadas quincenalmente a la cría de nutria gigante en proceso de rehabilitación (Gómez 1999).

Parámetro	Cría (hasta 5 meses)	Juvenil (de 5 meses a 2 años)	Adulto (más de 2 años)
Características generales	Neonato pelo gris claro, que se oscurece a las 6-7 semanas. Ojos cerrados antes de cuatro semanas. Se pueden sexar a las diez semanas.	Después de los diez meses es difícil diferenciarlo de un adulto.	Animal completamente desarrollado. Madurez sexual a los dos años.
Peso	Nacen con un peso de 156-256 gr. A los cinco meses pueden pesar 4,5 kg. 80 cm al nacer.	Pueden pesar desde 5 kilos hasta el peso que tendrán en estado adulto que es de hasta 34 kg.	Los adultos pueden pesar de 24-34 kg.
Longitud	Aproximadamente 90-100 cm a los 4- 5 meses	Puede ser desde un metro hasta 1,9 m a la edad adulta.	La longitud puede ser entre 1,5-1,9 m.

Parámetros de identificación de la edad en nutrias.

EVALUACIÓN MÉDICA

Después de hacer diligenciar la ficha individual es importante observar al animal detenidamente (examen visual). En este momento se debe mirar el posicionamiento del animal físicamente y su interacción hacia el medio externo. Verificar que no tenga posición antiálgica, la cual se presenta cuando los animales intentan evitar un dolor. Esta valoración permite hacer una evaluación indirecta del funcionamiento general del sistema nervioso central y en especial el sistema reticular activador ubicado cerca del tallo cerebral.

• Desplazamiento

Esta valoración permite hacer una evaluación indirecta de daños o lesiones a nivel musculoesquelético. Se deben reportar las cojeras y clasificarlas como de apoyo o elevación. Asimismo, se deben reportar las ataxias o incoordinaciones y paresias o debilidades.

Puntos clave para evaluar la actitud de un paciente.



Estado de conciencia	Qué se observa
Alerta o normal	Animal activo que está pendiente de todo lo que sucede a su alrededor y responde a los estímulos externos.
Deprimido	Animal consciente, pero inactivo y no responde al ambiente, tiende a dormir todo el día.
Estuporoso o semicomatoso	Animal generalmente en posición de descanso, puede o no tener los ojos abiertos y solo responde a estímulos dolorosos.
Coma	No responde a estímulos externos, ojos cerrados, no responde a estímulos dolorosos pero aún tiene signos vitales como respiración y latidos cardiacos. Implica disminución de las funciones cerebrales y alto peligro de muerte.

Evaluación del estado de conciencia de un animal.

- **Condición del pelaje y uñas.**

Se debe evaluar la humectación y condición del pelaje. Si la cercanía lo permite, la presencia de ectoparásitos y la presencia de heridas, nodulaciones y lesiones de piel. Los animales enfermos o con mal estado nutricional por lo general presentan pelo hirsuto (opaco o quebradizo, de mal aspecto).

- **Membranas mucosas:**

Nos permite evaluar la irrigación sanguínea y el estado de hidratación del animal. Se evalúa la mucosa conjuntiva palpebral, gingival, vestibulo-vaginal y balanoprepucial. Las cuales pueden presentar alteraciones de color por causas fisiológicas o patológicas y se clasifican en: cianóticas (color azulado) cuando se disminuye el oxígeno en la sangre del animal; ictericas (color amarillo) cuando hay mucha bilirrubina en sangre a causa de problemas en el hígado o la vesícula biliar; pálidas (rosa claro,

Examen
de mucosa
gingival en una
nutria gigante
anestesiada.



blanco) por disminución del volumen sanguíneo; rosas, las cuales son indicadoras del estado de hidratación e irrigación sanguínea adecuado; y congestionadas (rosa oscuro, rojas) por procesos inflamatorios o estados febriles.

- **Ganglios linfáticos:**

Bajo condiciones normales no deben ser palpables. El aumento de tamaño de los ganglios linfáticos ubicados en las zonas submandibular, axilar, inguinal y en los muslos puede indicar una respuesta frente a un proceso inflamatorio, infeccioso o neoplásico.

- **Ojos y nariz**

Se debe evaluar la apertura palpebral de los ojos, presencia de secreciones y su carácter, así como cualquier pérdida de transparencia en el medio ocular. La nariz se deberá evaluar por secreciones, así como humectación y cambios en forma y textura.

- **Órganos reproductores externos**

Se deben evaluar en hembras las glándulas mamarias y pezones que suelen aumentar de tamaño durante los procesos fisiológicos, como gestación, o patológicos, como pseudogestación. Se deben reportar todas las secreciones prepuciales y vaginales y su carácter y el tamaño testicular.

La evaluación del tracto reproductivo se puede realizar en animales que están involucrados regularmente en un programa de entrenamiento médico. En ejemplares bien entrenados es posible la ultrasonografía del útero, así como la inspección visual o palpación de la glándula mamaria y los testículos. No se deben usar las hormonas contraceptivas en nutrias gigantes debido a sus efectos colaterales, como endometritis y piómetra y el resultado potencial de la inhibición futura de reproducción.

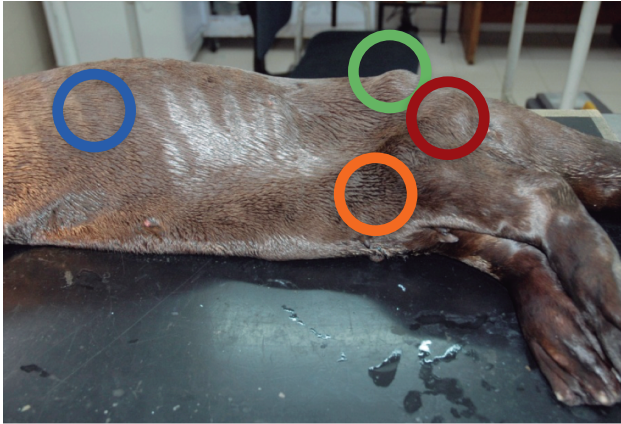
EVALUACIÓN DE LA CONDICIÓN CORPORAL

Durante el examen general se debe evaluar la condición corporal. En la siguiente tabla se hace una descripción de las diferentes áreas corporales para ayudar a determinar la condición del individuo.

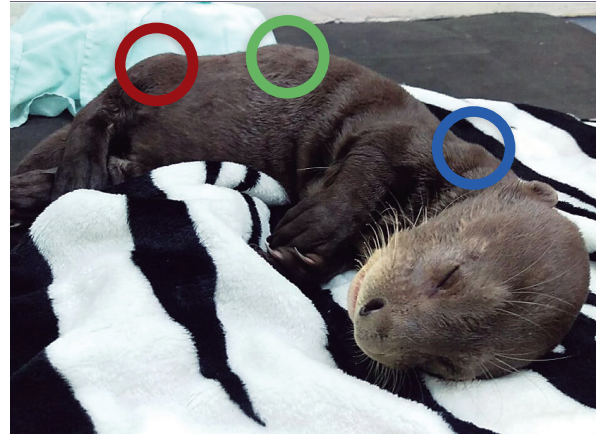


Condición corporal en nutrias (AZA 2009).

Calificación	Emaciado	Pobre	Ideal	Sobrepeso	Obeso
Condición general	No hay presencia de grasa y hay pérdida de masa muscular, son visibles vértebras lumbares, costillas, pelaje opaco y sin brillo.	Flaco, masa muscular pobre.	Tono muscular y grasa corporal óptima, bien proporcionado, buena condición del pelo.	Depósitos grasos notables en todo el cuerpo.	Depósitos grasos muy evidentes, no hay diferenciación entre hombros estómago o región pélvica.
Cuello y hombros	Escápula pronunciada, falta de músculo sobre los hombros	Escápula visible con un poco de musculo sobre sus hombros, cuello delgado.	Líneas suaves sobres sus hombros.	No hay delineación sobre el área de los hombros.	No hay definición, región del cuello muy engrosada, depósitos grasos sobre los hombros y cuello.
Abdomen y cintura	Cintura muy pronunciada y línea de abdomen muy pronunciada.	Cintura visible detrás de sus costillas, no hay grasa abdominal.	No es visible una línea abdominal, hay un poco de grasa abdominal no es exagerada.	La región abdominal se ve ligeramente redonda.	Grasa abdominal obvia, y zona de la cintura voluminosa la grasa abdominal descuelga desde la caja torácica.
Región caudal	Cadera y región iliaca muy pronunciada.	Huesos pélvicos visibles.	Caderas y pelvis ligeramente visibles.	No hay visibilidad de huesos.	Depósitos grasos obvios en miembros posteriores, patas y cola.
Vertebras y caja torácica	Todas las vértebras y costillas son visibles	Las puntas de las vértebras lumbares y torácicas son visibles, y las costillas son ligeramente visibles y fácilmente palpables.	No hay vertebras o costillas visibles	Se evidencian depósitos grasos sobre las vértebras y costillas	Tejido graso sobre la caja torácica además de grandes depósitos grasos en sobre las vértebras.



Ejemplar con enfermedad neoplásica metastásica terminal y condición corporal de emaciación. Se observa la pérdida de grasa subcutánea y la prominencia del arco costal (azul), la tuberosidad coxal (verde) e incluso el trocánter mayor (rojo). Se aumenta la profundidad de la fosa ilíaca (naranja).



En esta imagen se puede observar la prominencia ósea de la región escapular (azul), costal (verde) e ilíaca (roja), consistente con una condición corporal pobre, de acuerdo con la tabla de evaluación de condición corporal.



En esta imagen se pueden observar dos individuos con una condición corporal ideal, se observa la línea dorsal y ligeramente las costillas con una cantidad adecuada de grasa subcutánea.



Este es un ejemplar con sobrepeso, en el que se ven pliegues sobre el miembro anterior derecho y aumento en el volumen de la zona dorsal, no se observa depresión en la zona correspondiente a la fosa ilíaca.

EVALUACIÓN DE LA DESHIDRATACIÓN

Otro aspecto para evaluar durante el examen general es el grado de deshidratación. Este es un signo de enfermedad común y es necesario realizar una determinación lo más precisa posible para abordarla de la manera correcta (Williams *et al.* 1990). Pueden existir diferentes niveles de deshidratación que se podrán evaluar de la siguiente forma:



Manifestación corporal	% deshidratación				
	< de 5%	5-7%	7-10%	10-12%	12-15%
Mucosas Secas	No	Leve	Moderado	Severo	Severo
Ojos hundidos	No	No	Leve	Severo	Severo
Demora del retorno del pliegue en retornar*	Menos de un segundo	1"-2"	2"-5"	>5"	No retorna

Estimación de la deshidratación mediante algunas manifestaciones corporales (Varela, Brieve, Parra & Barragán 2005). *Consiste en tomar una porción de piel como un ligero "pellizco" y tomar el tiempo en que la piel vuelve a su posición.

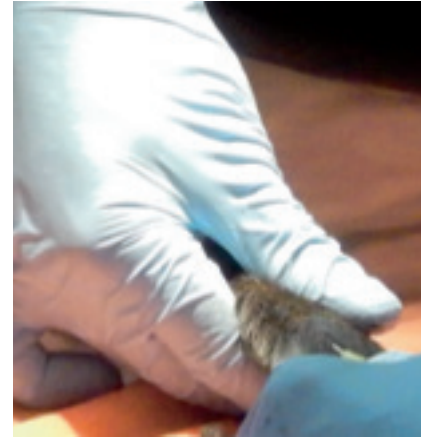
La corrección de déficit de hidratación puede realizarse por las vías oral y parenteral (subcutánea, intravenosa, intraósea e intraperitoneal).

1. **Oral.** Es la vía fisiológica y se recomienda por ser más sencilla y eficaz que las demás alternativas y permite la administración de los volúmenes necesarios y las medicaciones. Puede emplearse para evitar deshidratación en animales jóvenes (cachorros) por ejemplo con diarrea, administrando "soluciones de rehidratación oral" (ORS) con la frecuencia suficiente (cada 1/2 hora o más a menudo). En casos de deshidratación grave esta ruta es demasiado lenta. Si los animales vomitan o si existe enfermedad del tracto gastrointestinal alto, es una ruta inadecuada. En otros casos no existe ingestión de alimentos o líquidos por parte del paciente o bien se encuentra en una situación en la cual la deglución o la digestión son complicadas o imposibles: coma, sedación profunda, etc. Una alternativa en cachorros es usar el tubo gástrico.

2. **Subcutánea.** Se usa con frecuencia, es sencilla, barata, permite suministrar volúmenes importantes de fluidos y requiere poco equipo. Es imprescindible que exista una buena perfusión periférica para que se absorba el líquido inyectado en el espacio subcutáneo. En caso contrario, quedará secuestrado y no se absorberá correctamente; por esta razón en casos de deshidratación grave es lenta e inefectiva. Hay que tener en cuenta que algunos fluidos no deben administrarse por esta vía (ej. glucosa). Los sueros que contienen calcio o potasio deben diluirse previamente antes de administrarlos por esta vía. Cuando la técnica no se realiza con la suficiente asepsia puede haber complicaciones graves: infecciones subcutáneas que ocupan grandes extensiones. Se debe evitar que el fluido administrado gravite hacia zonas declives y que afecte a zonas de heridas quirúrgicas hasta su cicatrización completa.

3. **Intraperitoneal.** Es una ruta sencilla y también requiere poco equipo para la perfusión. Al igual que la ruta subcutánea, en casos de deshidratación o hipovolemia graves es lenta y debe considerarse inefectiva. Puede utilizarse para la administración de fluidos cristaloides y algunas medicaciones, incluso para la perfusión de transfusiones sanguíneas, pero la vía resulta más incómoda para los pacientes y potencialmente irritante. Además si se produce una infección, es inmediata la difusión generalizada de la misma y se tiene el riesgo de enfrentarse a una septicemia fulminante. En la mayoría de las ocasiones no existe una clara justificación para utilizar la vía intraperitoneal en lugar de la vía intravenosa o la intraósea.

4. **Intravenosa.** Requiere cierto material, catéteres venosos y yugulares en animales muy pequeños, bombas de infusión, etc. La colocación de catéteres venosos puede llevar algo más de tiempo que una administración subcutánea o intraperitoneal y los pacientes deben ser controlados de forma exhaustiva. Es una ruta rápida y efectiva y es la más indicada en animales con deshidratación o hipovolemia graves, al igual que en la corrección de desequilibrios electrolíticos importantes. Las venas periféricas que con mayor frecuencia se utilizan son las venas cefálica (extremidades anteriores), safena y coccígea dorsal. La yugular permite el acceso venoso central, al terminar la punta del catéter en la vena cava craneal. La vía venosa permite un acceso directo al compartimento intravascular; a través de ella se pueden administrar grandes volúmenes de fluidos a velocidades elevadas y suministrar prácticamente todos los medicamentos requeridos, incluidos aditivos de la fluidoterapia a las concentraciones que sean necesarias. Se debe tener en cuenta la velocidad de infusión del suero, ya que si es muy



Posicionamiento de catéter IV calibre 24 en vena cefálica de un individuo juvenil. En la corrección del déficit de hidratación por vía intravenosa es muy importante la asepsia para evitar contaminación de la vía y diseminación de una posible infección.

alta o hay mucha cantidad se puede generar edema pulmonar o flebitis. También hay que tener en cuenta las concentraciones que vienen en las presentaciones comerciales de algunos medicamentos, ya que una alta concentración puede generar irritación, flebitis o dolor. Hay que verificar que el catéter se encuentre en la posición adecuada en vena y no subcutáneo o intramuscular, ya que dependiendo del principio activo se podría generar irritación, dolor e incluso necrosis del tejido. La vía venosa permite utilizar fluidos isotónicos, hipotónicos e hipertónicos, algo que las vías intraperitoneal o subcutánea no permiten. Desafortunadamente, requiere la restricción física o química del paciente, lo cual no siempre es una opción para esta especie.

5. **Intraósea.** En animales pequeños o pacientes donde la colocación de un catéter venoso resulta imposible, la administración de fluidoterapia intraósea proporciona un acceso eficaz y rápido al sistema circulatorio central a través de la red de capilares de la médula ósea. El hueso que rodea la cavidad medular evita el colapso del espacio vascular que, sin embargo, sí se produce en las venas periféricas durante el shock. El hueso proporciona estabilidad y permite administrar rápida y fácilmente: sangre, cristaloides, coloides y medicaciones varias. El ritmo de absorción de una sustancia inyectada en médula ósea es igual al de la inyectada en una vena periférica y las soluciones y medicaciones que pueden utilizarse son las mismas, al igual que lo son las dosis recomendadas. Hay catéteres intraóseos comerciales, que suelen tener un estilete que evita que la luz del catéter se obstruya al colocarlo. En crías de nutria con huesos "blandos" se puede administrar fluidoterapia intraósea utilizando agujas hipodérmicas (20-22 G), espinales (20 G) o de médula ósea. La técnica de trocarización debe realizarse de forma aséptica para evitar la contaminación bacteriana del canal intraóseo. En animales conscientes el procedimiento puede resultar doloroso, la piel y periostio se anestesian

localmente con lidocaina 2%. Los lugares de acceso más frecuentes son: la fosa trocantérica del fémur, la superficie medial de la tibia proximal (aprox. 1-2 cm distal a la tuberosidad de la tibia), la propia tuberosidad de la tibia, el ala del ilion y el tubérculo mayor del húmero.

Los fluidos para la corrección de déficit de hidratación pueden clasificarse en dos grandes grupos: soluciones cristaloides y coloides:

-Las soluciones cristaloides contienen electrolitos que pueden desplazarse por todos los compartimentos orgánicos. Así pueden pasar del espacio intravascular al intersticial y al intracelular y además, pueden excretarse o secretarse por la orina.

-Las coloidales contienen moléculas de alto peso molecular que permite que queden restringidas al ámbito intravascular, impidiendo su paso al espacio intersticial. Estas sustancias tienen influencia osmótica lo que supone una entrada y retención de agua en el espacio intravascular y en consecuencia, aumentan y mantienen la volemia y la presión sanguínea.

En la corrección de la deshidratación por vía oral en animales anoréxicos por varios días es importante no suministrar líquidos que tengan niveles altos en solutos, puesto que pueden causar diarreas por hiperosmolaridad; es recomendable no usar más del 10% de dextrosa en estos líquidos.

La sustitución de fluidos puede ser realizada por vía parenteral con Ringer lactato y glucosa 5%, para una dosis total de 10% de peso corporal/día. Los fluidos orales para niños son una buena opción para usar en cachorros de nutrias. Las crías que están demasiado débiles para alimentarse por sí mismas, deben ser alimentadas a través de un tubo gástrico (ver sección de nutrición). Es muy importante que el tubo lo coloque alguien con conocimiento en el área, ya que accidentalmente se puede pasar el tubo por la tráquea y como resultado enviar leche a los pulmones (AZA 2009).

Ejemplo de cómo calcular la dosis para hidratar:

Cachorro de 200 gr con 10% de deshidratación

Día 1

1. Determinar el estado de deshidratación.
2. Determinar deficiencia de fluidos (valor decimal del % de deshidratación por el peso en gr) (10% = 0,1).

Deficiencia de fluidos = 200 gr x 0,1 = 20 ml
(asumiendo que 1 gr = 1 ml)

3. El requerimiento por mantenimiento es de 50 ml/kg (constante)
 $50\text{ml/kg} \times 0,2 \text{ kg} = 10 \text{ ml mantenimiento.}$
4. La cantidad total diaria a suministrar el día 1 es 30 ml.
5. Esta dosis total se suministra en 2 o 3 dosis al día, puede ser vía oral si es posible el acceso, si no se puede dar por vía intravenosa (IV)

Día 2

1. Calcular el requerimiento calórico del cachorro (ver sección de dieta), usar la TMB (tasa metabólica basal) x 2 si es adulto o 3 si es un cachorro; en el caso de un individuo de 200 gr es de 72 Kcal/día.
2. El cachorro necesita una dieta líquida y en el caso de que se use una fórmula que brinde 1,78 kcal/ml, el individuo necesita 40,4 ml/día.

Día 3 y posteriores

Se evalúa la actitud del individuo diariamente y su porcentaje de deshidratación y se reajustan las dosis de los fluidos; dependiendo de la edad de la cría se va introduciendo una dieta sólida (Varela, Brieve, Parra & Barragán 2005) & (AZA 2009).

Examen físico

Posterior al examen visual, se continúa con el examen físico que consiste en un registro de datos que permita obtener una información correcta y útil. En esta se obtienen datos como estado general, actividad motriz, respiraciones (cuantitativa y cualitativa) por minuto, temperatura (°C), y pulso (por minuto), además del registro del color de las membranas mucosas (MM) (que pueden ser rosadas, pálidas, cianóticas o ictéricas y congestivas), el tiempo de llenado capilar (TLLC) en segundos y el peso del animal (gramos o kilogramos). Para este examen es probable que se necesite algún tipo de restricción que puede ser física o química, siempre pensando en lo que es mejor para el individuo y lo que le vaya a causar el menor estrés posible.

En algunas ocasiones se puede presentar la necesidad de capturar, restringir y/o inmovilizar a las nutrias para procedimientos clínicos o de emergencia. Sin embargo, debe hacerse una evaluación cuidadosa, pues en las nutrias, especialmente en las gigantes, es un procedimiento de alto riesgo. Es clave que todos los equipos de captura estén en buen estado de funcionamiento y a disposición del personal encargado del cuidado de los animales; cabe mencionar que este personal debe ser autorizado y capacitado para este fin.

Se recomienda el uso de anestesia por vía intramuscular (IM) en el muslo craneal (cuádriceps), el muslo caudal (semimembranoso-tendinoso) o los músculos perforantes lumbares asociados (Spelman 1999).

En general, la restricción se lleva a cabo con un brete o jaula de captura. La SSP de nutrias de la AZA recomienda entrenar a los animales para recibir inyecciones, lo cual reduce al mínimo los riesgos (en animales de zoológicos). La inmovilización de *Pteronura brasiliensis* con



cerbatana ha demostrado que minimiza el estrés considerablemente. Se recomienda dardear al animal en el bíceps femoral M./semimembranoso /semitendinoso. Una variedad de agentes se ha utilizado con éxito en varias especies de nutria para su inmovilización, que incluyen la ketamina sola (no recomendado), la ketamina con midazolam, ketamina con diazepam y Telazol ®. Las nutrias tienen una gran reserva respiratoria, por lo que usar anestésicos inhalados para la inducción anestésica toma a menudo mucho tiempo.



Las nutrias tienen una gran reserva respiratoria, por lo que el uso de anestésico inhalados puede llevar mucho tiempo.

A pesar del método de inducción, la anestesia puede ser mantenida por intubación del animal y el mantenimiento, puede hacerse con Isoflurano. Las nutrias son relativamente fáciles de intubar y este método es el preferido cuando es necesario inmovilizar un animal durante un procedimiento prolongado (más de 30 minutos).

Un cuidadoso monitoreo de los signos vitales, donde se evalúe el grado de profundización de la anestesia es primordial, así como monitoreo de la temperatura corporal, frecuencia y tipo de respiración, la frecuencia cardíaca, el ritmo y el color de las mucosas y el tiempo de llenado capilar. En cuanto a los sitios para la oximetría de pulso se recomiendan lugares como la lengua, en la comisura de los labios, la boca o en el recto. La suplementación de oxígeno debe estar disponible y se administra cuando sea necesario.

Debido al gran tamaño de *Pteronura brasiliensis* se recomienda la aplicación de una inyección intramuscular profunda. La respiración de los animales debe ser vigilada cuidadosamente, así como la temperatura con el fin de evitar una hipertermia (L. Spelman, comunicación personal, 2007). Los métodos de enfriamiento por enema y piel con agua fría están contraindicados, pues incrementan la vasoconstricción periférica que impide el intercambio térmico y aumenta el daño en órganos. Es ideal hacer los movimientos en horas del día donde se minimice este riesgo. Los protocolos de anestesia reportados en literatura utilizados con la especie han sido los siguientes:

- ketamina 7,5 mg/kg (5-10 mg) en combinación con xilacina a 1,5 mg (1-2 mg/kg). La combinación de la ketamina con xilacina (Rompun ® 2%) da un tiempo corto de anestesia con buena relajación muscular y analgesia. La xilacina puede ser revertida con atipamezol (Antisedan ®)

Atención a nutria gigante con mantenimiento anestésico inhalado en la Fundación Zoológica de Cali.



(C.Osmann, comunicación personal). En el zoológico de Cali se utilizaron en el pasado la combinación de Ketamina (10 mg/kg) + Xilacina (1 mg/kg) en tres individuos para procedimientos de corta duración. Se manejaron parámetros fisiológicos estables y la recuperación fue rápida.

- Xilacina 2,5 mg/kg, espere 15 minutos y aplicar la ketamina 2,5 mg/kg. Una vez finalizado el procedimiento, se aplica la yohimbina para revertir (L.Spelman, comunicación personal, 2007).

- Para una sola inyección se recomienda el uso de medetomidina 0.030 mg/kg, 3 mg/kg ketamina y revertir una vez se termine el procedimiento con atipamezol 0,125 mg/kg. Aunque más fácil de usar, este protocolo puede conducir a problemas respiratorios en el inicio del procedimiento (L. Spelman, comunicación personal, 2007).



Nutria gigante bajo restricción química en la Fundación zoológica de Cali. Monitoreo anestésico.

- La suplementación de oxígeno debe estar siempre disponible para suministrarla si es necesario. Para procedimientos mayores y de largo tiempo los animales pueden ser mantenidos con isoflurano.

Actualmente los protocolos reportados en "Species 360" son:

1. Ketamina 4,05 mg/kg, Medetomidina 0,036 mg/kg (dosis promedio)
2. Dexmedetomidina 0,015 mg/kg, Ketamina 3,43 mg/kg (dosis promedio).
3. Butorfanol 0,17 mg/kg, Dexmedetomidina 0,17 mg/kg y midazolam 0,17 mg/kg.

Estos tres protocolos se han utilizado en el Zoológico de Cali con mantenimiento de constantes y recuperación adecuada.

Oídos: evaluar conformación y funcionamiento, buscar parásitos.

Ojos: evaluar conformación y funcionamiento, secreciones extrañas, heridas y opacidad.

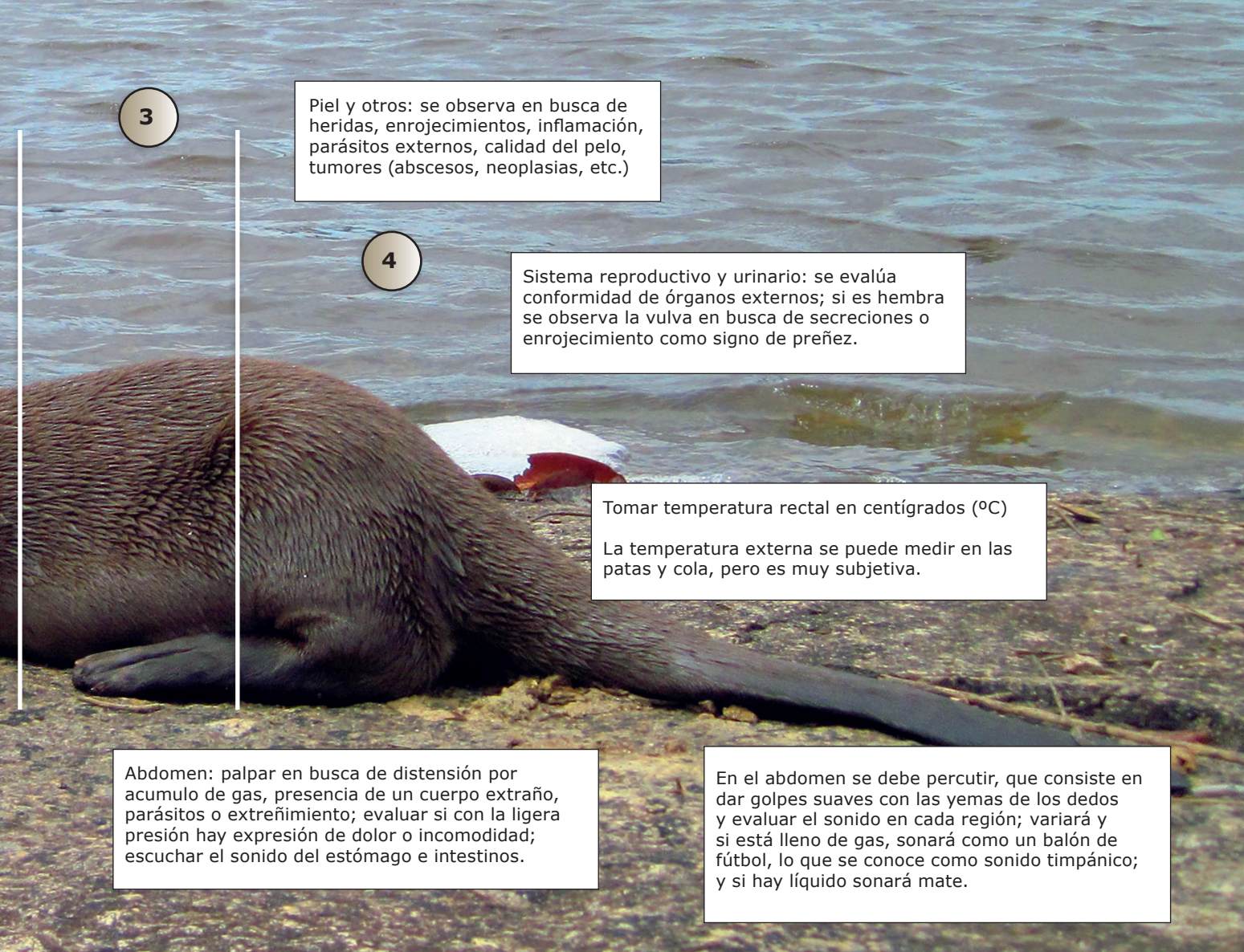
Nariz: buscar heridas, parásitos y secreciones (serosa, mucosa, purulenta y sanguinolenta)

Cavidad bucal: evaluar color y humedad de membranas mucosas, tiempo de llenado capilar (TLLC), piezas dentales completas, ulceraciones, heridas y cuerpos extraños.

Auscultación cardíaca: frecuencia y ritmo, calidad de sonidos cardíacos y presencia de ruidos cardíacos anormales.

Frecuencia respiratoria/minuto: se escucha la cantidad y calidad de las respiraciones, como profundidad y ritmo, además del flujo del aire.

Examen clínico: 1. Cabeza Cuello y miembros anteriores, 2. Cavidad Torácica, 3. Cavidad Abdominal y 4. Región caudal, piel y otros.



3

Piel y otros: se observa en busca de heridas, enrojecimientos, inflamación, parásitos externos, calidad del pelo, tumores (abscesos, neoplasias, etc.)

4

Sistema reproductivo y urinario: se evalúa conformidad de órganos externos; si es hembra se observa la vulva en busca de secreciones o enrojecimiento como signo de preñez.

Tomar temperatura rectal en centígrados (°C)

La temperatura externa se puede medir en las patas y cola, pero es muy subjetiva.

Abdomen: palpar en busca de distensión por acumulo de gas, presencia de un cuerpo extraño, parásitos o estreñimiento; evaluar si con la ligera presión hay expresión de dolor o incomodidad; escuchar el sonido del estómago e intestinos.

En el abdomen se debe percutir, que consiste en dar golpes suaves con las yemas de los dedos y evaluar el sonido en cada región; variará y si está lleno de gas, sonará como un balón de fútbol, lo que se conoce como sonido timpánico; y si hay líquido sonará mate.

Signos clínicos asociados a un sistema orgánico afectado. Sistema neurológico: alteraciones de conciencia, pérdida de función movilidad, convulsiones.



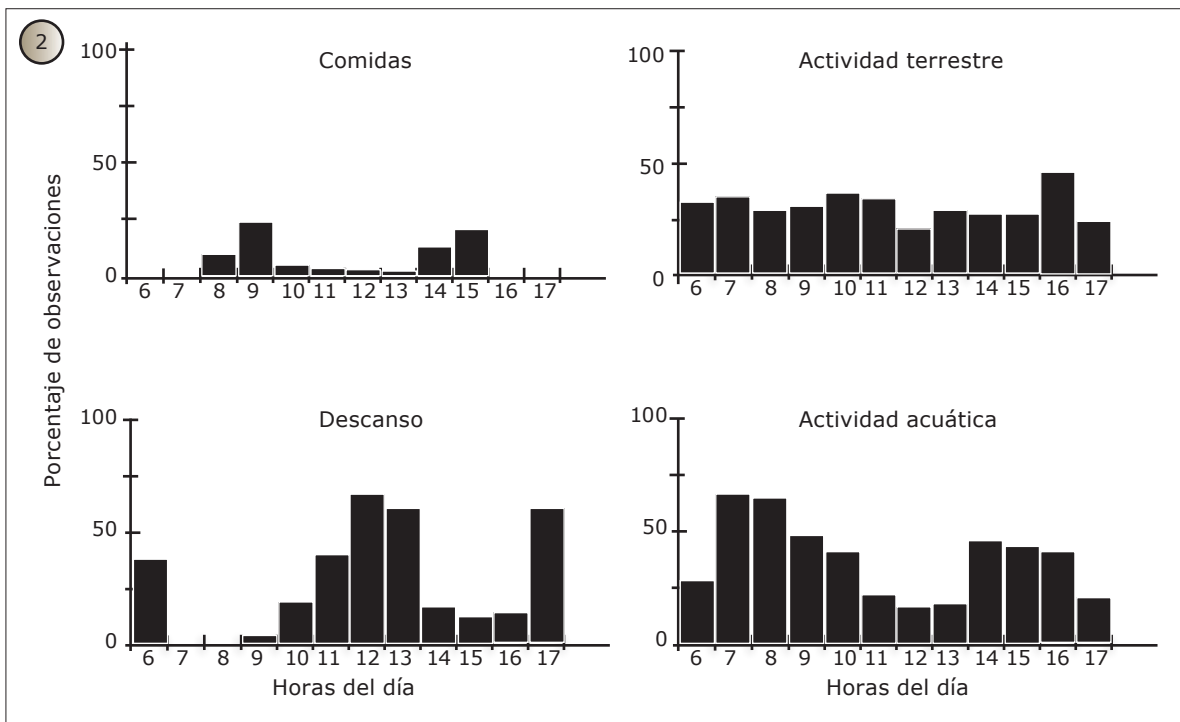
EVALUACIÓN DE COMPORTAMIENTOS

La evaluación comportamental se debe realizar todo el tiempo que el animal permanezca dentro de la corporación o centro de rehabilitación desde el ingreso del animal, durante la rehabilitación y al finalizar el proceso. La evaluación debe realizarse observando al animal sin la presencia de estímulos perturbadores como ruidos, olores fuertes, humanos o contacto con otros animales. Durante la observación se examina el comportamiento del individuo y luego se compara con el normal esperado para la especie en cautiverio.

El confinamiento siempre genera estrés, alterando la respuesta a un estímulo; este estrés puede variar de acuerdo con el tiempo de cautiverio, y a la adaptación al mismo. Lo ideal es que el individuo se muestre incomodo ante el confinamiento y que despliegue reacciones instintivas de defensa ante la presencia humana. Un animal demasiado adaptado, conforme, y amistoso con las personas, puede indicar alteraciones comportamentales causadas por impronta inadecuada o amansamiento, contacto prolongado con humanos. Lo esperado de carnívoros bajo cuidado humano son comportamientos defensivos, incluyendo agresión cuando hay humanos cerca.

De esta evaluación se generan una lista de procedimientos a implementar con el animal o grupo de animales tendientes a modificar algunos comportamientos indeseables, o a afianzar los propios de la especie.

Otro aspecto importante en la evaluación comportamental en *Pteronura brasiliensis* es la comunicación entre individuos; ya que como se mencionó anteriormente producen un importante número de vocalizaciones (Carter & Rosas 1997).



1. Comportamientos normales en *Pteronura brasiliensis*.

2. Actividades diurnas en Nutria gigante en el Instituto Nacional de Investigación Amazonas, Manaus, Brasil. Un total de 1554 observaciones fueron hechas en intervalos de 10 minutos durante 60 días, entre el periodo de enero de 1993 y febrero de 1994 (Carter & Rosas 1997).



Vocalizaciones de *Pteronura brasiliensis*

- "Hah" o un bufido: alarma o advertencia.
- Gruñido: sinónimo de amenaza.
- Murmullo o tarareo: resultado de contacto físico cercano que puede ser intercalado con arrullos cuando es utilizado por parejas de padres con sus crías.
- "Di" o sonido trisilábico: es producido cuando están viajando o nadando.
- Chillido o grito vacilante en adultos: agresión, defensa o excitación.
- Chillido o grito vacilante en crías: para pedir comida o para expresar frustración.
- Chillido en recién nacidos: comunica miedo, hambre o localización.

Al valorar al animal desde el punto de vista comportamental, mediante evaluación etológica, se efectúa una categorización que puede ser:

1. Tipo A: animales aptos para rehabilitación y liberación.
2. Tipo B: animales para rehabilitación, pero no para liberación; con estado de conservación muy vulnerable.
3. Tipo C: animales para rehabilitación, pero no para liberación; con estado de conservación poco o no vulnerable. En este caso seleccionar a entidades adecuadas para mantenerlos bajo cuidado humano.

El mejoramiento de estos aspectos es lo que se conoce como rehabilitación biológica, la cual es más compleja y crítica pues involucra aspectos psicológicos y pretende asegurar que el individuo aprenda a desempeñarse exitosamente en el hábitat natural. Toda esta información recolectada en la evaluación médica permite establecer el estado de salud al ingreso (ESI).



Impronta: identificación con un humano como miembro del grupo social.



Pérdida de la habilidad de identificar y buscar alimento y de autobalancear la dieta.



Acostumbramiento a otros animales, como mascotas y otras especies.

Alteraciones en el comportamiento adaptado (Brieva C. 2000).

ESI 1	Condición clínica Buena o Excelente: es un animal que a su examen clínico revela un estado de salud óptimo y su actitud, aspecto, conformación y temperamento son normales, teniendo en cuenta los parámetros normales de la especie.
ESI 2	Condición clínica aceptable: el animal presenta posibilidades de recuperación física.
ESI 3	Condición clínica crítica: el animal debe permanecer en cuidados intensivos u hospitalizados.
ESI 4	Condición clínica mala: hay gran compromiso sistémico, con pocas posibilidades de vida, debido a enfermedades o lesiones graves e irreversibles, teniendo en cuenta sus posibilidades de recuperación son nulas o reducidas.

Clasificación de las categorías clínicas (Brieva, Moreno & Sánchez 2000).

REHABILITACIÓN FÍSICA

Busca garantizar la buena salud y la recuperación de las capacidades físicas del animal para facilitar así su buen desempeño en el medio, este se comienza cuando se tiene un diagnóstico preciso del animal y se instaura una terapéutica específica según el caso (Brieva C. 2000).

Hospitalización, cuarentena y bioseguridad

Si un individuo ingresa presentando algún tipo de patología, debe evaluarse la necesidad o no de ubicarse en la zona de hospitalización. Los animales con enfermedades infecciosas o parasitarias (tabla 8) deben ser confinados estrictamente a esta zona, para evitar transmisión de enfermedades a otros animales o al personal; en esta zona se lleva a cabo el manejo y administración de fármacos el seguimiento del animal hospitalizado (hoja de evolución), y en general la aplicación de medidas terapéuticas específicas (Brieva C. 2000).

Como respuesta a este tratamiento inicial pueden pasar tres cosas: el animal mejora, muere o se opta por la eutanasia por el estado de compromiso de su sistema; si el animal mejora el paso a seguir es el área de cuarentena, si muere o escoge la eutanasia se debe hacer la necropsia correspondiente la cual se explicará más adelante. El cadáver se debe disponer de acuerdo al plan de gestión de residuos hospitalarios o el envío a alguna institución para investigación o colección de referencia.

Todos los procedimientos de cuarentena deben ser supervisados por un veterinario. Así no se tenga un área de cuarentena específica se deben mantener los nuevos ejemplares separados del resto de los animales con contacto físico prohibido, para prevenir transmisión de enfermedades, pues algunas de las enfermedades pueden tener contagio aerógeno (moquillo). El tiempo mínimo debe ser de 30 días, ya que el animal puede

ser portador sano o el patógeno se encuentra en fase de incubación, si en este periodo en el área de cuarentena entra otro carnívoro el periodo debe volver a empezar. Todas las instituciones deben tener prevención por enfermedades zoonóticas para todos los trabajadores del lugar, además de protocolos de prevención para minimizar el riesgo de transmisión, entre los otros animales del lugar. De ser posible se debe tener personal distinto para el área de cuarentena y para el resto de las áreas; si no es así, se deben tratar primero los animales de planta y luego los de cuarentena. Todos los implementos usados en esta área deben ser de uso exclusivo, o deben desinfectarse adecuadamente aunque esto presenta un alto riesgo.



Imagen radiográfica de *Pteronura brasiliensis* que muestra enfermedad articular degenerativa de columna espinal en un individuo de 11 años de la fundación zoológica de Cali.



Inyección subcutánea (arriba) e inyección intramuscular (abajo) mediante condicionamiento operante en un animal de la Fundación Zoológica de Cali. Fotos: cortesía de Jorge Sánchez.

Durante el periodo de cuarentena se deben realizar exámenes de laboratorio de forma preventiva de acuerdo con el análisis de riesgo generado a partir del origen y contacto con los otros animales (cuadro hemático, coprocultivo e imagenología), además del examen clínico completo que se realiza al llegar, se debe evaluar la presencia de parásitos externos, y tratarlos adecuadamente, además de muestras de sangre y heces para descartar parásitos internos. Para salir de cuarentena el individuo debe tener idealmente 3 muestras fecales negativas o como mínimo, dos muestras negativas para parásitos intestinales con un intervalo de dos semanas. Una al inicio del tratamiento y otra al final, además de estar libres de ectoparásitos.

Parásitos	Protocolo de detección
Parásitos externos	Inspecciones regulares durante el examen físico, raspado de piel.
Parásitos internos	<p>Exámenes fecales: por observación directa, flotación y sedimentación fecal, técnica de Baermann.</p> <p>Exámenes fecales en cuarentena: tres muestras negativas a observación directa, y tres muestras negativas a flotación fecal antes de salir de cuarentena.</p> <p>ELISA para antígeno del gusano del corazón (<i>Dirofilaria immitis</i>): debe ser realizado en zonas donde hay alta densidad de mosquitos y sea una zona endémica del parásito.</p>

Protocolos de identificación de parásitos (AZA 2009).

La vacunación es importante para salir de cuarentena a continuación se muestra una tabla con las vacunas apropiadas para este tipo de animales.

El periodo de cuarentena es el momento apropiado para marcar al animal si se va a hacer un seguimiento, en el momento en que se haga un manejo con anestesia para examen clínico o algún otro procedimiento. Para las nutrias se recomienda colocar un chip de identificación en el cuello detrás del pabellón auricular izquierdo o entre las escapulas sin embargo en esta ubicación puede llegar a migrar y romperse o perderse durante una pelea por lo que se prefiere detrás de la oreja (AZA 2009).

Si el animal muere durante el periodo de cuarentena se debe hacer la necropsia adecuada bajo la supervisión de un médico veterinario; se deben tomar tejidos representativos y mandarlos a análisis histopatológicos.

Además de las enfermedades infecciosas de estos mustélidos, se deben considerar otras enfermedades infecciosas comunes de perros y gatos, que dependiendo de la zona pueden afectar a las nutrias. Considerar agentes virales parvovirus, moquillo, adenovirus, parainfluenza y rabia, entre otros. Sus tratamientos deben seguir los lineamientos planteados para perros y gatos.

Fármacos utilizados en *Pteronura brasiliensis* como tratamiento antiparasitario (AZA 2009).

Tratamiento	Dosis
Fenbendazole	10-20 mg/kg oral por 3 días.
Pamoato de pirantel	10 mg/kg oral
Ivermectina	0,1 mg/kg una vez al mes para prevenir el gusano del corazón. 0,2-0,4 mg/kg subcutánea (SC) y oral para tratamiento de nematodos intestinales.
Prazicuantel	5 mg/kg subcutánea u oral. 10 mg/kg vía oral por 7 días.

Plan vacunal para nutrias adaptado de Wallach & Boever (1983), AZA (2009) y Veterinary Standars Committee American Association of Zoo Veterinarians (1998).

Nombre	Protocolo	Repetición
Distemper canino (virus muerto o de subunidad canarypox). No se consiguen en el país.	Inicial a las 6-8 semanas y cada 2-3 semanas, hasta cumplir 14 semanas un total de tres vacunas aplicadas de 1 ml intramuscular (IM).	Anual
Leptospirosis	Dos dosis deben ser dadas a intervalos de 3-4 semanas en zonas geográficas donde la leptospirosis es un problema.	Anual
Parvovirus	2-3 inyecciones IM de 1 ml en intervalos de tres semanas.	Anual
Rabia	4-6 meses (vacuna de virus muerto solamente), 1 ml de vacuna IM.	Anual

ENFERMEDADES (IDENTIFICACIÓN Y TRATAMIENTO)

Posibles enfermedades en nutrias y su tratamiento.
Adaptado de (Wallach & Boever 1983)

Enfermedad	Agente etiológico	Signos	Diagnóstico	Hallazgo de necropsia	Tratamiento
Estreptococosis	<i>Streptococcus</i> spp.	Abscesos subcutáneos por mordidas.	Encontrar bacterias gram positivas en forma de coco en cadenas en Agar Sangre a 37°C.	-	Penicilina g procainica 40.000-44.000 UI/ kg cada 24 h IM Cloranfenicol: vía oral 30-50 mg/kg/día Trimetropin sulfonamida vía parenteral 15 mg/ kg/día.
Estafilococosis	<i>Staphylococcus aureus</i>	Prostatitis, múltiples abscesos abiertos que drenan con exudado de color amarillo hasta gris.	Encontrar bacterias gram positivas en forma de coco en Agar sangre a 37° C.	-	Eritromicina 10 mg/kg vía oral cada 6 horas (Carpenter 2001).
Neumonía	<i>Pseudomona aeruginosa</i>	Síndrome respiratorio agudo, disnea, descarga nasal hemorrágica.	Cultivo de bacterias gram negativas.	Neumonía hemorrágica, congestión del hígado y bazo y hemorragia en el timo, glándula tiroides y riñones.	Enrofloxacin 5 mg/ kg BID IM, Amoxicilina 15 mg/kg IM cada 48 h, según resultados de antibiograma.
Listeriosis	<i>Listeria monocytogenes</i>	Abortos, muerte perinatal, septicemia y ataxia.	Cultivo de bacterias gram positivas.	Áreas miliars de necrosis en el hígado, pulmones bazo y corazón.	Antibióticos de amplio espectro Trimetropin sulfonamida vía parenteral 15 mg/kg/ día (AZA 2009).
Pasteurelisis	<i>Pasteurella multocida</i> , <i>Pasteurella pseudotuberculosis</i>	Depresión, marcha lenta, septicemia, espasmos tónico-clónicos, ataxia, diarrea, disnea, temperatura elevada, muerte.	Cultivo de sangre durante la fase septicémica.	Áreas de necrosis focal en hígado y bazo, neumonía, hepatomegalia y esplenomegalia.	Tetraciclinas 20 mg/ kg cada 8 horas vía oral (Carpenter 2001).

Enfermedad	Agente etiológico	Signos	Diagnóstico	Hallazgo de necropsia	Tratamiento
Tularemia	<i>Francisella tularensis</i>	Curso hiperagudo o agudo, anorexia y muerte súbita.	-	Granulomas miliares o abscesos difusos en pulmones, hígado, linfonodos, mesentéricos y bazo, se pueden observar esplenomegalia.	Gentamicina 2 mg/kg cada 12 -24 h Neomicina 10 mg/kg vía oral cada 6 horas (Carpenter 2009).
Salmonelosis	<i>Salmonella typhimurium</i> , <i>Salmonella enteritidis</i>	Enteritis hemorrágicas, deshidratación, pérdida de peso, temperatura elevada, y conjuntivitis.	Cultivo de muestras fecales o alimento contaminado en agar salmonella-shigella a 37°C	Se pueden observar abscesos miliares y focos necróticos en hígado y bazo, con o sin enteritis.	Furazolidona o cloranfenicol: 30-50 mg/kg/día (AZA 2009). Según resultados del antibiograma
Botulismo tipo C	<i>Clostridium botulinum</i>	Disnea, parálisis flácida, muerte después de 24 horas de exposición a la toxina. Muerte por parálisis respiratoria.	Observación de signos clínicos e historia de enfermedad hiperaguda.	Ausentes.	Retirar alimento contaminado, inyección del suero, lavado gástrico o enemas, Tetraetilamida, colirios, administración de fluidos (Pellegrino 2016)
Leptospirosis	<i>Leptospira grippotyphosa</i> , <i>L. pomona</i> , <i>L. ballum</i> , <i>L. hyos hyos</i> , <i>L. canicola</i> , <i>L. icterohaemorrhagiae</i>	Anorexia, emesis, letargia, anemia, hemoglobinuria, ictericia, fiebre y muerte. En algunos casos, aborto.	Serología.	Aguda: anemia, ictericia, hemoglobinuria, hemorragia en mucosas y submucosas.	Penicilina g procainica 40.000-44.000 UI/kg cada 24 horas IM (AZA 2009). Doxiciclina 10 kmg/Kg cada 24 horas.
Tuberculosis	<i>Mycobacterium tuberculosis</i>	Síndrome respiratorio crónico, disnea, tos, estornudos, agradamiento indoloro de linfonodos, emaciación, mastitis y ligeros aumentos de temperatura.	Extendido de esputo o soap de tráquea con coloración, Ziehl- Neelsen, radiografía de tórax vista latero-lateral y dorso-ventral, cultivo.	Material caseoso en pulmón, destrucción de bronquios y vasos sanguíneos "cavernas".	Gentamicina 2 mg/kg cada 12 -24 h Neomicina 10 mg/kg vía oral cada seis horas (Carpenter 2009).

Enfermedad	Agente etiológico	Signos	Diagnóstico	Hallazgo de necropsia	Tratamiento
Coccidiosis	<i>Isospora laidlawi</i> , <i>I. bigemina</i> , <i>Eimeria vison</i> , <i>E. mustelae</i> , <i>E. hiepei</i>	Diarrea sanguinolenta y acuosa, anemia, postración.	Hallazgo de oocitos en heces.	Congestión puntiforme, engrosamiento y edema de la mucosa intestinal (ciego y colon) y ultima porción del recto, ganglios linfáticos aumentados de tamaño, contenido intestinal hemorrágico. (González <i>et al.</i> 2017)	Toltrazuril 10mg/kg sid * 2días
Parasitismo renal	<i>Diocotophyma renale</i>	Pérdida de peso marcada, hematuria, poliuria, cólico renal y temblores.	Hallazgo de huevos en orina, radiografía donde se ven los parásitos en riñones.	Se encuentran los parásitos generalmente en riñones derecho son de color rojo, las hembras tienen de 20-40 cm de largo y los machos 12-30 cm y de 2 mm de diámetro, afecta tanto el riñón que puede dejar solo una capa delgada de quiste y se observa hipertrofiado el otro riñón, el quiste de riñón contiene nemátodos adultos.	Extirpación quirúrgica y terapia de fluidos.
Triquinosis	<i>Trichinella spiralis</i>	Solo se observan con infestaciones masivas del parásito con temperaturas elevadas, dolor muscular e hinchazón, disnea, anorexia y eosinofilia.	Observación de signos clínicos, eosinofilia en el hemograma y biopsia muscular.	Hallazgos de quistes musculares.	Tiabendazol mg/kg por 5-10 días.
Fasciolosis hepática	<i>Fasciola hepatica</i>	Debilidad, anemia, edema y constipación alternada con diarrea.	Hallazgo de huevos en heces.	Hallazgo del parásito a nivel hepático, puede medir 13-30 mm, y encontrarse fibrinosis, colangitis y calcificación del conducto biliar; anemia y emaciación se puede observar.	Albendazol, triclabendazole.

Enfermedad	Ag. etiológico	Signos	Diagnóstico	H. de necropsia	Tratamiento
Strongylosis	<i>Strongyloides</i> sp.	Vómito, diarrea y deshidratación.	Hallazgo de huevos en heces.	-	Levamisol, Tiabendazol y avermectinas
Dirofilariosis	<i>Dirofilaria immitis</i>	Tos no productiva crónica que se acentúa después del ejercicio, dificultad respiratoria leve, letargia, apatía, intolerancia al ejercicio, síncope, pérdida de peso y de masa muscular, en ocasiones dermatitis, anemia y ascitis con efusión pleural.	Signos clínicos, Detección del parásito en muestras de sangre, suero o plasma. Se pueden apreciar con un examen radiográfico o eco cardiográfico. Serología.	Hallazgo de parásitos en el corazón.	Remoción quirúrgica, ivermectina: 50µg/kg) después de la remoción para eliminar también microfilarias por 15-30 días.
Parasitismo en oídos	<i>Otodectes cynotis</i>	Prurito en la región de la oreja, rascado, sacudir la cabeza, infestación bacteriana secundaria, torticolis y circling usualmente la infestación es bilateral.	Extendido de secreción del canal auditivo externo, se observan huevos, larvas y adultos.	Lavado de oído con aceite mineral al 0,5 %. Antes del lavado, el oído debe ser limpiado.	Lavado de oído con aceite mineral al 0,5%. Solo si hay infección bacteriana secundaria se debe aplicar antibiótico de amplio espectro, se puede aplicar nextgard e ivermectina tópica (0.1mg) en el oído afectado (Ruiz <i>et al.</i> 2010).
Enfermedades digestivas de nutrias y su tratamiento.					
Úlceras gástricas	Estrés y ayuno prolongado	Enteritis hemorrágicas y muerte súbita.	Signos clínicos y examinación postmortem.	Úlcera en estómago.	Protectores gástricos omeprazol 4mg/kg cada 24 horas via oral, ranitidina: 3.5 mg/kg cada 12 horas (Carpenter 2001).
Peritonitis	Ruptura de tracto gastrointestinal	Dolor abdominal agudo, aumento de temperatura de frecuencia cardiaca y respiratoria.	Signos clínicos.	Contenido intestinal en cavidad abdominal.	Quirúrgico, antibióticos de amplio espectro.



Ubicación de las venas coccígeas dorsales.

Foto: Jorge Sánchez.

EXÁMENES PARACLÍNICOS

Sangre (gráfica con puntos de veno-punción), hematología, serología y genética

La adquisición de muestras en nutria se toma de la vena cefálica o safena en animales que se vayan a canalizar por vía IV y cuando se requieran muestras pequeñas de sangre. De lo contrario, se pueden usar la vena yugular o femoral. Para el acceso de yugular se debe poner al animal en posición de esfinge, con ayuda de una persona que pase su brazo por detrás de uno de los hombros y abrace al animal, ubicando el sujetando el hombro y halando en dirección caudo ventral y estirando su cabeza hacia craneal y ligeramente diagonal en dirección contraria al hombro, con el fin de visualizar mejor el vaso sanguíneo. Según el tipo de análisis requeridos se debe envasar la sangre en los siguientes contenedores:

- Vacutainer o microtainer con EDTA (tapa morada): para muestras que se enviarán para conteo celular o frotis sanguíneo. Se debe refrigerar la muestra a 4°C.

- Vacutainer con SPS: para muestras que van a bacteriología.

- Vacutainer o microtainer sin aditivos (tapa roja) o con heparina de litio (tapa verde): para bioquímica sanguínea.

- Vacutainer o microtainer con citrato (tapa azul) para pruebas de coagulación.

La toma de muestra de sangre en el ámbito clínico ayuda a guiar el diagnóstico presuntivo y puede llegar a confirmar o descartar muchas patologías que se estén sospechando en un caso determinado.

Toma de muestra en vena femoral (Dierauf 1990) y en vena yugular en *Pteronura brasiliensis* (fotografía).



EXCREMENTO. Para evaluación genética, las heces se deben colectar en tubos de etanol al 70%. Para parásitos en formol salino al 10%. Para cultivo se debe recolectar en un contenedor estéril. Enviar a análisis lo antes posible. Si refrigera solo se conserva la prueba por 48 horas.

ORINA. Es recomendable por cistocentesis, también se puede inducir a la micción aplicando una ligera presión en el abdomen caudal, si es necesario los machos pueden ser caracterizados. Se puede tomar la muestra si el animal orina en el momento del examen. La muestra se debe depositar en un recipiente estéril y refrigerar teniendo en cuenta que la refrigeración genera artefactos con cristales.

CULTIVOS. Si el animal se encuentra con una contención adecuada, estuporoso o comatoso, se deben obtener secreciones o hisopados de aberturas naturales como el ano, la vulva, los ojos, oídos o algunas heridas. Es recomendable tomar la muestra en animales anestesiados.

ECTOPARÁSITOS. Se pueden recolectar garrapatas y se colocan en alcohol al 70% para identificación. Para los ácaros se realiza el raspado de piel y la muestra se coloca en un portaobjetos, fijando con glicerina, y se observa en el microscopio.

Muestras para exámenes de laboratorio.

Valores hematológicos de la especie *Pteronura brasiliensis* (Colares et al. 1991). Glóbulos rojos (RBC), hemoglobina (Hb), volumen de células empaquetadas (PCV), volumen corpuscular medio (MCV), concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC) y glóbulos blancos (WBC).

HEMATOLOGÍA	
Parámetros	<i>Pteronura brasiliensis</i>
RBC (*106 células / μ L)	5,5
Hb (g/dL)	17,3
PCV (%)	60
MCV (fl)	109,1
MCHC (g/dL)	28,8
MCH (pg)	31,5
WBC (Células/ μ L)	5200
Bandas (Células/ μ L) / (%)	0 / 0
Neutrófilos (Células/ μ L) / (%)	3588 / 69
Linfocitos (Células/ μ L) / (%)	1248 / 24
Monocitos (Células/ μ L) / (%)	208 / 4
Eosinófilos (Células/ μ L) / (%)	156 / 3

Valores de química sanguínea para la especie *Pteronura brasiliensis* (Colares et al. 1991). Nitrógeno ureico sanguíneo (BUN), aspartato aminotransferasa (AST) y alanina aminotransferasa (ALT).

Química sanguínea	
Parámetros	<i>Pteronura brasiliensis</i>
Proteínas totales (g/dL)	6,6
Albumina (g/dL)	2,6
Globulina (g/dL)	4
BUN (mg/dL)	39,2
Creatinina(mg/dL)	1.,3
Glucosa (mg/dL)	250
Bilirrubina total (mg/dL)	0,5
Colesterol (mg/dL)	207
AST (IU)	8,7
ALT (IU)	11,6
Ácido úrico (mg/dL)	-

Otras pruebas diagnósticas cuando se requiera

Radiografía

El posicionamiento del animal es clave para una buena toma radiográfica, para ello es necesario una buena simetría y estabilización; se pueden utilizar cuerdas para asegurar las extremidades y espuma radiolúcida para posicionar bien al paciente. En algunos casos es necesario realizar anestesia general al animal. Si son pacientes muy grandes se deben omitir las extremidades para que no oscurezca la región abdominal o torácica, muchas veces es necesario asegurarlas al chasis con cinta.

• Proyecciones de cráneo:

Proyección ventrodorsal. El paladar duro debe quedar paralelo a la mesa. Se puede conseguir pasando una cinta adhesiva por los dientes incisivos desde un lado de la mesa a otro o colocando un rollo de algodón por debajo del cuello.

Proyección ventrodorsal oblicua. Ideal para evidenciar las regiones nasal y etmoidal sin que se superponga la mandíbula.

Proyección rostrocaudal. Evaluación de senos frontales, la posición de la nariz debe ser tal que el paladar duro quede perpendicular a la mesa.

Proyección rostrocaudal con boca abierta. Permite evaluar las bullas timpánicas con mínima superposición, para evaluar el diente del axis y la congruencia articular atlantoaxial (Moreno 2007).

• Proyecciones de columna vertebral:

Es necesaria la anestesia general si se quieren obtener radiografías de calidad de la columna vertebral, ya que sin ella se pueden ver falsos estrechamientos de los espacios intervertebrales secundarios a espasmos musculares. Se coloca el centro longitudinal del haz primario sobre las vértebras y cuadre la anchura del haz para aumentar el detalle.

- **Proyecciones de miembro torácico:**

Escápula. Proyección caudo-craneal y medio-lateral.

Articulación escapulohumeral. Proyección medio-lateral y caudo-craneal de hombro. Proyección medio-craneal y caudo-craneal de humero.

Articulación humero-radio-ulnar (codo). Proyección cráneo-caudal y medio-lateral de codo (Moreno 2007).

- **Proyecciones de miembro pélvico y pelvis:**

Fémur y articulación femoro-tibio-patelar (rodilla). Proyección cráneo-caudal y medio-lateral.

Pelvis. Proyección laterolateral izquierda derecha y ventro-dorsal. El animal puede tener las piernas flexionadas o en completa extensión.

- **Radiografías de miembros torácicos y pélvicos.** Las imágenes radiográficas de los miembros pélvicos o torácicos se realizan con el paciente en recumbencia lateral o dorsal.

- **Radiográficas de cabeza.** Incluyen posiciones radiográficas laterales y dorsoventrales y ocasionalmente oblicuas. El paciente se coloca en recumbencia ventral.

- **Ultrasonografía.** Es muy útil la información que puede arrojar el diagnóstico ecográfico. Los equipos y técnicas utilizados en pequeños animales son adecuados para su uso en nutrias.

El animal debe ser colocado en decúbito dorsal, preferiblemente anestesiado o sedado, evitando el uso de xilacina ya que produce atonía gástrica y acumulación rápida de aire. Debe ser sujetado correctamente de las extremidades anteriores y posteriores. Es recomendable examinar en orden: hígado, bazo, estómago, duodeno, páncreas, riñones, glándulas adrenales, vejiga, próstata y nódulos linfáticos sublumbares seguido de un barrido del resto del tracto intestinal (Matton *et al.*)



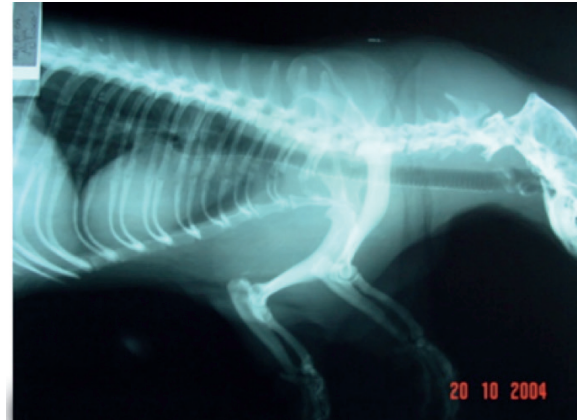
Nutria neotropical o lobito de río
(*Lontra longicaudis*).



Radiografía de miembro posterior
(González 2009).



Radiografía de cavidad torácica y abdominal en
Lontra longicaudis (González 2009).



NECROPSIA

Es importante llevar a cabo un riguroso protocolo de necropsia que permita la recolección de información suficiente para determinar la causa de muerte de un individuo y que sirva como referencia para el tratamiento de futuros individuos, además del aporte al conocimiento sobre patología en la especie.

Condición de la carcasa

Se evalúa el estado general de la carcasa, que ayudará a determinar la cantidad de muestras que se deberán tomar.

Morfometría

En el caso de *Pteronura brasiliensis* es necesario medir lo siguiente:

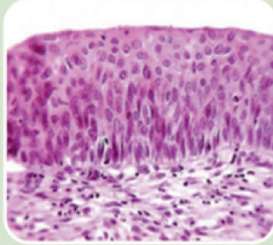
Longitud total, circunferencia de la cabeza, circunferencia del cuello, longitud de la cabeza, longitud del cuerpo, longitud de la cola, longitud de la oreja, ancho de la oreja, longitud de miembros y patas todo en centímetros y peso en kilogramos (Silveira *et al.* 2011). El registro fotográfico es importante porque nos da las medidas talla, forma y posición del individuo (Rowles, Van Dolah & Hohn 2001).

Contenido estomacal

Es importante tanto para una evaluación diagnóstica como toxicológica. También es necesaria para aproximación biológica de escogencia de presa. El contenido estomacal puede variar entre otolitos, carne de la presa macerada, restos de huesos, espinas, parásitos, cuerpos extraños y vegetación. Las muestras para toxicología deben ser almacenadas en papel aluminio y refrigeradas.

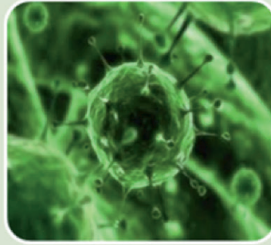
Código	Definición	Apariencia	Muestras	Interpretación
1	Vivo		Morfometría, Sangre, Biopsias, orina, heces, imagenología, diagnóstico molecular	
2	Cadáver fresco	No distención de dermis ni epidermis, músculos y mucosas firmes, órganos internos intactos.	Se puede recolectar todo tipo de muestras.	Se puede observar sobrecrecimiento bacteriano en cultivos o histología, donde puede haber un poco de autólisis.
3	Descomposición moderada	Ligera distención, protrusión de lengua y pene, descamación y cuarteo de piel y ojos hundidos. Los órganos internos tienen integridad general, están suaves y friables.	Morfometría, patología, parasitología, genética, algo de histología.	Autólisis enmascara cambios histológicos.
4	Descomposición avanzada	Distención, pérdida de partes de epidermis y pelo.	Morfometría, patología, genética.	Autólisis enmascara la causa de muerte y puede alterar la morfometría.
5	Descomposición severa	Momificación o esqueleto.	Morfometría limitada, edad, patología de huesos, genética.	La causa de muerte es raramente identificada.

Clasificación de la condición de la carcasa (Rowles, Van Dolah & Hohn 2001).



HISTOPATOLOGÍA

El cadáver debe ser analizado lo más rápido posible para evitar cambios postmortem. Se deben escoger secciones normales y patológicas. El tamaño de la muestra debe ser de 1-2 cm de ancho por 2 cm de grosor. Se debe fijar en formol al 10%, en una relación 1:10 (órgano:formol) en frascos de plástico.



VIROLOGÍA

Para este tipo de análisis se debe enviar suero, pulmones, hígado, bazo, nódulos linfáticos y cerebro. Si hay un feto, se debe muestrear todo, además de la placenta y las glándulas adrenales de la madre; generalmente los análisis se hacen por PCR.



MICROBIOLOGÍA

Para evitar la contaminación, las muestras externas se deben hacer antes de abrir el cadáver, y las internas inmediatamente después. Se abre y expone el lugar deseado para tomar la muestra.



GENÉTICA

Depende del grado de descomposición del animal, coleccionar una muestra de piel de la cola 2x2x2cm. Otros órganos pueden ser hígado, bazo o sangre completa. Almacenar en un tubo de plástico, en etanol al 70% y en una relación 1:2 (órgano:etanol)

Toma de muestras al momento de la necropsia.

Estado reproductivo.

Determinar si el individuo era sexualmente maduro o no; para una hembra adulta es importante determinar si estaba preñada, lactando, o no. La presencia de leche en glándulas mamarias en ausencia de patología indica que el animal se encontraba en época de lactancia; la presencia de cicatrices de ovulación es indicativo de un animal sexualmente maduro, además de que la presencia de un cuerpo lúteo puede llegar a significar preñez por lo que hay que revisar con especial atención el útero. Para determinar la madurez sexual en un macho es necesario analizar el esperma en busca de espermatozoo, o en el análisis histológico de tejido gonadal.

Muestras de toxicología

Para este tipo de pruebas se envía orina, contenido gástrico, leche, sangre, saliva, cabello, hígado, riñón y piel. Deben recolectarse mínimo 20 gr de tejido (100 gr idealmente), deben recolectarse en frascos de vidrio bien almacenados a -80°C .

DIETA

Las nutrias en rehabilitación deben ser alimentadas con presa viva para desarrollar su instinto de caza, en vida libre comen peces, aves y reptiles, cuando se les suministra pescado que ha sido congelado se debe tener en cuenta la temperatura en la que se les da, ya que en ese proceso se generan tiaminasas, las cuales se deben evitar; las carpas presentan alto contenido de éstas. Se debe revisar el aporte nutricional ya que al ser descongelado o al tener mucha grasa baja significativamente su contenido de vitamina E.

Nota: Las dietas se ajustan según la condición corporal del animal.

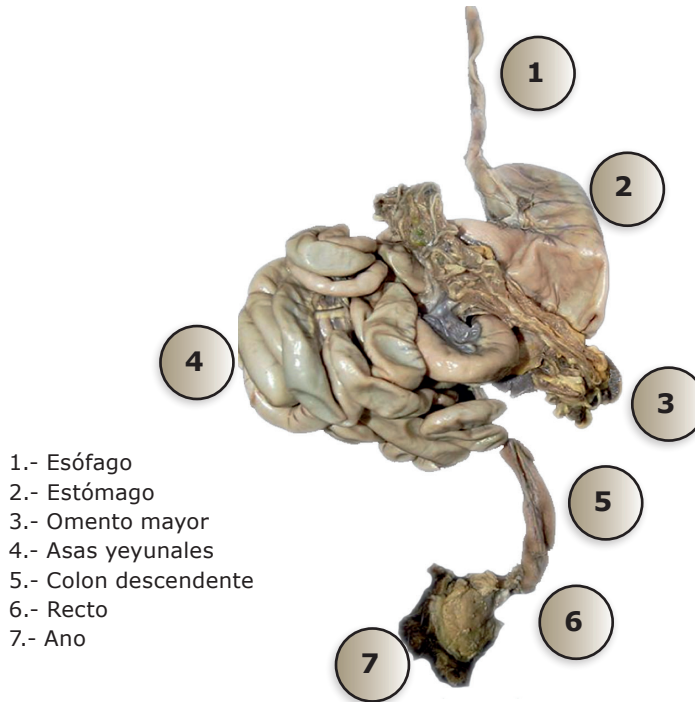


Pautas para la presentación de dietas en rehabilitación (Varela, Brieve, Parra & Barragán 2005).



Generalidades anatómicas fisiológicas y alimenticias de *Pteronura brasiliensis*

Los mustélidos son generalmente carnívoros. La dieta en vida libre de las nutrias consta principalmente de peces, crustáceos moluscos y otros vertebrados acuáticos; también consumen aves, mamíferos terrestres como roedores, reptiles y anfibios. Generalmente pescan en las aguas superficiales de lagunas y ríos donde la densidad de peces es alta (<0,60 m) en donde pueden llegar a cazar 3,2 peces/h/nutria. Está reportado que un adulto en vida silvestre puede llegar a consumir 3 kg de pez diariamente (Carter & Rosas 1997).



Órganos digestivos
Pteronura brasiliensis
(Aparicio & López
2013)



La mayoría de los peces que son consumidos por nutrias gigantes pertenecen al suborden Characoidei, Percoidei y Siluroidei. Su consumo varía según la abundancia y vulnerabilidad a la depredación. Los peces nocturnos y lentos son presas fáciles para las nutrias, el rango de medida del pez preferido por la especie es de 0,10-0,40 m de longitud; el límite parece ser 0,60 m.

El tracto gastrointestinal de los carnívoros se caracteriza por un estomago simple y un tracto gastrointestinal corto, como es en el caso específico de los mustélidos. Además el segmento distal de su intestino está marcado por un cambio de la mucosa y no poseen ciego.

Para animales bajo cuidado humano existen variaciones en las necesidades nutricionales según la edad o el estado fisiológico del animal.

Variaciones en las necesidades nutricionales		
Edad	Época Reproductiva	Necesidades según variaciones ambientales y fisiológicas.
Los adultos consumen de un 10% (rango 6-16%) de su peso diariamente, mientras que los subadultos consumen de 13,4 % de su peso corporal diariamente (rango de 8-18,9%) (AZA 2009).	Las hembras lactantes generalmente aumentan su consumo de alimento de 4,41-6.61 libras por día a 13,23 libras por día también se reporta aumento de requerimientos vitamínicos durante la época de preñez/lactancia y suplementación con calcio durante la lactancia (Sykes-Gatz 2005).	Las necesidades nutricionales varían según el estado metabólico del animal. Por ejemplo, 173 kcal/kg de peso vivo son suficientes para mantener a un adulto, si es mantenido con una pareja debe aumentar el consumo de energía a 201 kcal/kg de peso vivo, durante meses cálidos y a 243 kcal/ kg de peso vivo en meses fríos.

Tabla de variaciones nutricionales en cautividad de la nutria gigante.

Luego de tener en cuenta la cantidad de alimento que consumirá el individuo según su peso vivo se deben cubrir las necesidades nutricionales de la especie. En las tablas se muestran los requerimientos nutricionales en nutrias y en animales carnívoros, con lo que se pueden comparar para hacer dietas balanceadas en cautiverio.

REQUERIMIENTOS NUTRICIONALES	
ITEM	RANGO
Energía kcal/g	3,6-4,0
Proteína Cruda (%)	24-32,5
Grasa %	15-30
Vitamina A UI/g	3,3-10
Vitamina D UI/g	0,5-1,0
Vitamina E mg/kg	30-120
Tiamina mg/kg	1-5
Riboflavina mg/kg	3,7-4,0
Ácido pantoténico mg/kg	5-7,4
Niacina mg/kg	9,6-40
Piridoxina mg/kg	1,8-4,0
Ácido fólico	0,2-1,3
Biotina mg/kg	0,07-0,08
Vitamina B12 mg/kg	0,02-0,025
Colina mg/kg	1.000-3.000
Calcio %	0,6-0,8
Fosforo %	0,6
Potasio %	0,04-0,06
Sodio%	0,04-0,06
Magnesio %	0,04-0,07
Zinc %	50-94%
Cobre mg/kg	5-6,25
Manganeso mg/kg	5,0-9,0
Hierro mg/kg	80-114
Yodo mg/kg	1,4-4,0

Requerimientos nutricionales en nutrias (en base materia seca) (AZA 2009).

Ejemplos de dietas

Se deben ofrecer peces de buena calidad, bajos en grasa y tiaminasa. Los peces de agua salada altos en grasa deben ofrecerse solo de forma ocasional. Las nutrias deben comer 2-3 veces al día. Normalmente a un adulto se le debe alimentar con 2-3 kg (4,4-6,6 libras) de pez al día.

Las nutrias gigantes consumen principalmente peces de los órdenes Characiforme, Perciforme y Siluriforme, los últimos son mayormente consumidos en periodos secos (Trujillo *et al.* 2016). Entre el orden Characiforme consumen principalmente especies de las familias Erythrinidae, Anostomidae, Serralsamidae, Prochilodontidae, Cynodontidae, Characidae y Ctenoluciidae. En el Perciforme son consumidas especies de las familias Cichlidae y Scianidae. Finalmente, en el Siluriforme son las familias Doradidae, Loricariidae, Pimelodidae, Auchenipteridae y Callichthyidae. Cabe citar que también se registran consumos de reptiles, principalmente tortugas del genero *Podocnemis*, así como de diversas aves y pequeños mamíferos, aunque en menor proporción (Velasco 2004)

Si la mayoría de la dieta consta de pez descongelado, debe suplementarse con tiamina (Vitamina B1) (100mg diarios) y vitamina E (400 UI diarias), ya que al descongelarlos se producen tiaminasas que degradan la tiamina y se pierde alto contenido de vitamina E. Los suplementos alimenticios deben darse por separado de las comidas principales, con dos horas de distancia (Sykes-Gatz 2005).

Es importante que se suplementen las dietas con:

- Tiamina: 25-30 mg/kg/día. Aproximadamente 100 mg para un adulto
- Vitamina E: 400 UI/kg/día en base de materia seca.
- Suplemento multivitamínico 3 veces por semana.

También se han elaborado dietas para nutrias en cautiverio utilizando como ingredientes carne vacuna o de caballo, alimento balanceado para perros, huesos molidos, complejos vitamínicos solubles, calcio, huevos aceite vegetal, que se pueden mezclar formando una pasta si es que el animal viene acostumbrado a dietas caseras se puede implementar este tipo de dietas como un inicio de la rehabilitación. Sin embargo el objetivo siempre será que el animal se acostumbre a cazar peces, por lo que se debe empezar con un transición donde los peces sean la dieta final.

Dieta en rehabilitación (enriquecimiento ambiental)

Primero se debe evaluar si el animal ya desarrolló su capacidad de caza que en las nutrias gigantes está completamente desarrollada más o menos a los 10 meses; si no la posee se deben crear estrategias para desarrollar esa habilidad de caza que es vital para un animal en vida silvestre, con la implementación de un programa de alimentación acorde a la evolución del individuo.

Morales (2011) reporta que la alimentación de una nutria gigante en rehabilitación realizada por la Fundación Omacha, fue cada dos horas desde las 06:30 hasta las 17:00 h y su ración fue calculada ofreciéndole alimento hasta que solo se comía las cabezas de los peces; en ese punto se asumió que el animal estaba satisfecho. Además, si se ofrecía una nueva especie de pez y la nutria no lo ingería por completo, se ofrecía otra especie de la misma familia para asegurarse de que comiera lo suficiente para saciar su apetito.

Alimentar a la nutria en la orilla del lago de su encierro, donde la profundidad sea de unos 20 cm como máximo, con peces recién sacrificados. Es importante que el animal vea su presa en un principio en el agua.

Alternar peces vivos en un contenedor de plástico con las presas muertas recién sacrificadas, siempre en la orilla del lago.

Pasados 10-15 días en rehabilitación, la presa viva se puede dar sin el contenedor de plástico en la orilla del lago.

Pasados unos días, a evaluar según respuesta, la presa viva se lanza aproximadamente a un metro de la orilla del lago, donde el animal debe estar nadando libremente sin ningún problema.

En este punto se debe observar en qué lugar del lago se alimenta para colocar la presa a ese nivel.

Cada día en el que se progresa, el rehabilitador debe entrar menos en contacto con el animal, y se dejan más peces para evitar el contacto innecesario.

Al final de un proceso de rehabilitación, las habilidades de caza deben estar desarrolladas completamente y la nutria debe ser capaz de conseguir su alimento por sí misma.

Presentación de dieta en rehabilitación para *Pteronura brasiliensis*.

Presentación de la dieta en protocolos de rehabilitación.

* La presa muerta debe parecer un pez vivo. Se puede atar el pez a una cuerda para menearlo. Lo ideal es que no vea a los rehabilitadores.



Manejo de la dieta en cachorros

Inicialmente al animal se le debe dar una solución de electrolitos por las dos o tres primeras veces, dependiendo de qué tan comprometido este. Con ello se rehidrata al animal y se le prepara el estómago para recibir leche materna. La fórmula artificial debe ser dada, en un principio, diluida generalmente en una relación de 1:4 (fórmula: agua) por 2-3 alimentaciones, toma aproximadamente 72 horas para dar al animal

la mezcla con la concentración total, aumentándola gradualmente para evitar diarreas. Durante la fase inicial (24-36 horas después de su llegada) se espera pérdida de peso, pero el animal rápidamente debe empezar a mantener el peso y comenzar a ganar a medida que la concentración de la fórmula aumenta. La probabilidad de diarrea es muy alta en animales menores de una semana por su poca inmunidad. Para esto es necesario implementar dietas con bajo contenido de lactosa (como Esbilac o Matrix Zoo) y se debe mantener la bioseguridad en el lugar y sitio de preparación de los alimentos.

Para calcular la cantidad de leche (fórmula) que se debe administrar a los cachorros se debe saber lo siguiente:

1. La tasa metabólica basal es la cantidad de energía (Kcal) que un animal necesita para su metabolismo básico en descanso en una zona de temperatura neutra. Los mustélidos tienen una tasa metabólica basal alta frente a otros mamíferos, por eso para calcular su tasa metabólica se usa la fórmula de Iversen (1972) $84,6 \times$ por peso (kg) $0,78$.

De esta manera, para una nutria de 200 g se deben dar:

$$84,6 \times (0,2) 0,78 = 24 \text{ Kcal/día.}$$

2. Luego de calcular la tasa metabólica, se debe calcular el requerimiento de energía para el mantenimiento. Esto se determina según el estado fisiológico del animal. En un adulto se multiplica por dos la tasa metabólica basal; sin embargo en un cachorro que tiene un metabolismo más elevado se multiplica por tres o cuatro, dependiendo de la especie y de otros factores.

$$24 \text{ kcal/día} \times 3 = 72 \text{ Kcal/día. Energía de Mantenimiento}$$

3. La capacidad del estómago de la mayoría de los mamíferos placentarios es de 5-7 % del peso total. Se convierte el peso a gramos para encontrar el volumen del estómago (ml). En el caso del mismo animal de 200 g, la capacidad de su estómago tomando como referencia 5% de su peso total es de:

$$200\text{g} \times 0,05 = 10 \text{ ml de capacidad total de su estómago}$$

Es importante no pasarse de esa cantidad para no producir regurgitación, vómito o diarrea en el cachorro.

4. Tras disponer de estos dos datos, se debe dividir la energía de mantenimiento por el número de Kcal/ml en la fórmula para determinar el volumen a consumir al día. Si tomamos que, por ejemplo, una fórmula tiene 1,78 kcal/ml, la cantidad sería la siguiente:

$$72 \text{ kcal/día} / 1,78 \text{ kcal/ml} = 40,4 \text{ ml/día}$$

5. Los ml de la fórmula que se va a dar al día se deben dividir por el volumen a ser consumido en cada comida (teniendo en cuenta la capacidad del estómago), esto da el número de comidas al día.

$$40,4 \text{ ml/día} / 10 \text{ ml de capacidad del estómago} = 4,04 \text{ comidas al día.}$$

6. Y por último, se divide las 24 horas del día por el número de alimentaciones para saber los intervalos de tiempo entre comidas.

$$24\text{h} / 4 \text{ comidas al día} = 6 \text{ h}$$

Por lo tanto cada 6 horas se deben dar 10 ml de fórmula para un animal de 200 g. Los cálculos se deben realizar cada 3-4 días para ajustar los requerimientos al peso del animal en crecimiento.

Nutrientes	NRC 1986 gato		NRC 2006 gato		Zorro del artico	Vison	Carnívoro
	Mantenimiento	Crecimiento	Mantenimiento	Gestación y lactancia	Mantenimiento	Mantenimiento	Todos
Proteína (%)	24-30	22.5	20	21.3-30	19.7-29.6	21.8-26	19.7-30
Grasa (%)	9.0-10.5	9.0	9.0	15.0	-	-	9.0-15.0
Acido linoleico	0.5	0.55	0.55	0.55	-	-	0.5-0.55
Vit. A (UI/g)	3.3-9.0	3.55	3.55	7.5	2.44	5.9	2.44-9
Vit. D (UI/g)	0.5-0.75	0.25	0.25	0.25	-	-	0.25-0.75
Vit. E (mg/kg)	27-30	38.0	38.0	38.0	-	27.0	27-38
Vit. K (mg/kg)	0.1	1.0	1.0	1.0	-	-	0.1-1
Tiamina (mg/kg)	5.0	5.5	5.6	5.5	1.0	1.3	1-5.6
Riboflavina (mg/kg)	3.9-4.0	4.25	4.25	4.25	3.7	1.6	1.6-4.25
Niacina (mg/kg)	40-60	42.5	42.5	42.5	9.6	20.0	9.6-60
Piridoxina (mg/kg)	4.0	2.5	2.5	2.5	1.8	1.6	1.6-4
Folacina (mg/kg)	0.79-0.8	0.75	0.75	0.75	0.2	0.5	0.2-0.8
Biotina	0.07-0.08	0.075	0.075	0.075	-	0.12	0.07-0.12
Vitamina B12 (mg/kg)	0.02	0.022	0.022	0.022	-	0.032	0.02-0.032
Acido Pantotenico (mg/kg)	5.0	6.25	6.25	6.25	7.4	8.0	5.0-8.0
Colina (mg/kg)	2400	2550	2550	2550	-	-	2400-2550
Calcio (%)	0.8-1.0	0.8	0.29	1.08	0.6	0.3-0.4	0.29-1.08
Fosforo (%)	0.6-0.8	0.72	0.26	0.76	0.6	0.3-0.4	0.26-0.8
Magnesio (%)	0.03-0.08	0.04	0.04	0.06	-	-	0.03-0.08
Potasio (%)	0.4-0.6	0.4	0.52	0.52	-	-	0.4-0.6
Sodio (%)	0.05-0.2	0.14	0.068	0.132	-	-	0.05-0.2
Hierro (mg/kg)	80.0	80.0	80.0	80.0	-	-	80
Zinc (mg/kg)	50-75	75.0	75.0	60.0	-	-	50-75
Cobre (mg/kg)	5.0	8.4	5.0	8.8	-	-	5-8.8
Manganeso (mg/kg)	5.0	4.8	4.8	7.2	-	-	4.8-7.2
Yodo (mg/kg)	0.35-0.42	2.2	2.2	2.2	-	-	0.35-2.2
Selenio (mg/kg)	0.1	0.4	0.4	0.4	-	-	0.1-0.4

Requerimientos nutricionales de referencia para balancear las dietas.

Especie	Sólidos (%)	Kcal/ml	Grasa (%)	Proteína (%)	Carbohidratos (%)
Nutria	38	2,6	24	11	0,1
			63,2 (MS)	28,9 (MS)	0,3 (MS)

Composición nutricional de la leche de la nutria (*Lutra spp.*) (AZA 2009), se muestra la composición de la leche en nutrias para escoger una fórmula parecida que cubra los requerimientos.

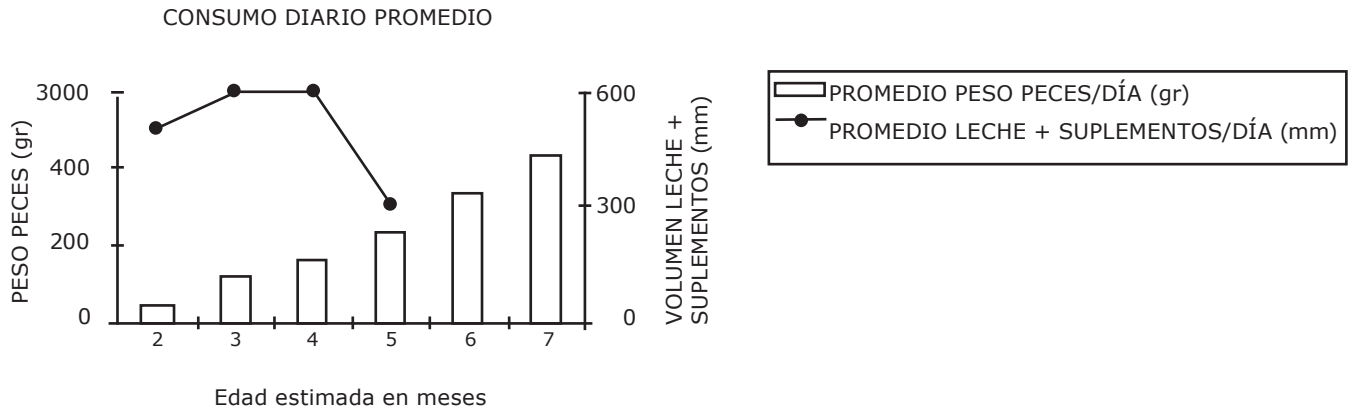
Como regla general, los animales deben tener un espacio entre comidas en la noche que es el doble de tiempo del intervalo que se da durante el día. En el caso de nuestro ejemplo, si se dan 6 horas de intervalo durante el día, durante la noche deben ser 12 horas. Sin embargo no es recomendable pasarse de 8 horas sin comer, además estos intervalos también van a depender de qué tan fuerte se encuentra el cachorro (AZA 2009) .

Una forma de asegurarse de que el cachorro está consumiendo alimento es observar sus sonidos, pues cuando realmente está succionando produce una vocalización, que Sykes-Gatz (2005) denomina "gemido de amamantamiento o lactancia", el cual se caracteriza por ser una voz mucho más aguda y rápida que los gemidos realizados cuando hay contacto físico. Además de que también agitan su cola mucho más rápido, de lado a lado, cuando están amamantándose.

Los lactoreemplazadores recomendados para nutria son los comerciales para felinos domésticos, ya que los requerimientos nutricionales son similares. Sin embargo, si no se encuentran, se puede alimentar al cachorro también con leche deslactosada y suplementarlo dos a tres veces por semana con Ensure® y/o Emulsión de Scott® (Poches-Franco 2009).

Al cabo de dos o tres meses se debe empezar a desarrollar la habilidad de caza. Pero no se dejara de dar leche hasta que el cachorro tengan cinco meses de edad, en este momento, en vida silvestre, ya deben ser más hábiles a la hora de obtener su alimento aunque continúan solicitando alimento a los adultos (Portocarrero Aya, Morales-Betancur, Díaz & Millan 2009).

Por último, es importante tener en cuenta que en los neonatos se debe utilizar un paño húmedo y tibio al final del ofrecimiento de la leche, efectuando sobre el ano un estímulo para la defecación. Este fue un comportamiento observado en cautiverio en el zoológico de Cali y de gran relevancia para el manejo (Poches-Franco 2009).



Relación diaria de alimentación (leche más suplemento vitamínico y peces) tomada diariamente con una cría de *Pteronura brasiliensis* (Gómez 1999).

CALIDAD DEL ALIMENTO Y SU MANEJO (ZONAS URBANAS Y RURALES)

Almacenamiento en refrigeración (carne, vegetales, suplementos). Todos los ingredientes refrigerados y congelados deben estar cubiertos (caja recipientes, empaques plásticos) para reducir la pérdida de humedad. Los productos congelados deben permanecer en anaqueles en cuartos fríos de -10°C . La transferencia entre áreas frías no debe exceder más de 30 minutos (Dierenfeld & Graffam 1996).

Almacenamiento seco (granos forrajes, alimentos, concentrados comerciales).

Todos los productos deben mantenerse en recipientes de plástico o de acero inoxidable, de fácil limpieza, los cuales puedan cubrirse o cerrarse de forma que se mantengan libres de plagas. El óptimo almacenamiento en seco de aire acondicionado y/o ventilación de forma continua para mantener las temperaturas entre 15 y 25° . Elevadas temperaturas disminuyen la calidad de los nutrientes.

Tiempo máximo de almacenamiento

Es importante adquirir y consumir los productos de forma periódica. Idealmente, la carne y el pescado congelado (de bajas cantidades de grasa) no pueden almacenarse por más de 6 meses. Especies con mayor cantidad de grasa tienen una vida de anaquel menor y no deben en lo posible almacenarse por más de 4 meses.

Preparación de alimentos

Mantener a la vista los procedimientos de preparación de las dietas en cada área específica de trabajo es muy útil. Es importante respetar la precisión de la preparación en cada dieta de acuerdo con lo establecido. Siempre se deben lavar las manos, tablas y equipos con agua tibia y jabón antes de iniciar la rutina de trabajo.

Riesgos potenciales

- **Biológicos:** con el fin de minimizar la contaminación fúngica y bacteriana (*Salmonella*, *Clostridium*, aflatoxinas, estafilococos), se deben descongelar durante una noche en el refrigerador todo ingrediente congelado. Nunca se incluyen huevos crudos en las dietas, se deben cocinar por 7 minutos para eliminar posible contaminación por *Salmonella*.
- **Físicos:** algunos riesgos físicos potenciales incluyen pacas de heno o pasto; vidrios, metales o plásticos mezclados con los productos peletizados comerciales.
- **Químicos:** es importante y necesario inspeccionar periódicamente el agua y demás ingredientes para evitar la contaminación con residuos de pesticidas y/o metales pesados. Lavar muy bien los alimentos reduce el riesgo de residuos de detergentes y otros químicos (Dierenfeld & Graffam 1996).

CONDICIONES AMBIENTALES PARA EL MANEJO DE NUTRIAS GIGANTES (DISEÑO DEL HÁBITAT Y CONTENCIÓN)

Enriquecimiento ambiental

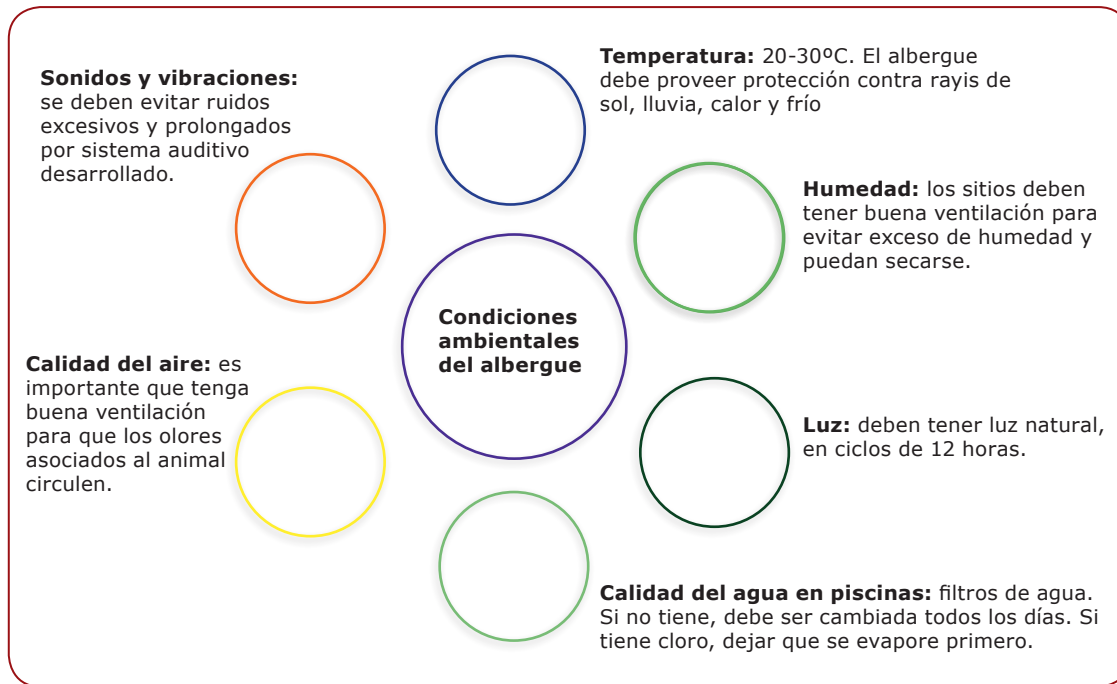
Los cambios a los que se somete un hábitat en cautiverio (enriquecimiento ambiental) deben estar guiados a las necesidades del rehabilitador para lograr el objetivo, respetando las condiciones ambientales semejantes a las naturales que aumenten la probabilidad de subsistencia, razón por la cual el enriquecimiento es un recurso rehabilitador para evitar consecuencias negativas del cautiverio como estrés o síndrome de mala adaptación (Varela *et al.* 2005). El recinto debe pensarse para que sirva al animal para dormir, resguardarse del clima, esconderse de predadores, almacenar el alimento, defender y criar y establecer territorialidad (Brieva C. 2000).

Espacio y Complejidad

Relación tierra/agua. Un recinto con condiciones óptimas para el bienestar de las nutrias debe de tener un 60% de tierra en áreas mayores a 240 m², con el fin de que puedan tener espacio donde secar su pelo. Además, la mayoría de actividades (acicalarse, jugar, ejercitarse...) las realizan en tierra. Estas son las actividades a las cuales se deben orientar a las nutrias para mantener su salud física y comportamental (AZA, Small Carnivore TAG 2009).

Sustratos

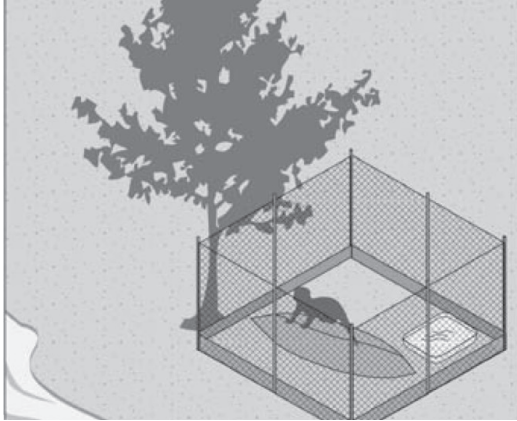
Los recintos deben de tener una zona de manejo y ambos deben construirse con una variedad de sustratos naturales que se acomoden



Condiciones ambientales de albergue adaptado (Sykes-Gatz 2005).

a esas actividades: pasto, musgo, arena, arcilla, tierra, hojas, cortezas. No es recomendable el concreto o debe estar cubierto con arena cuando su uso es inevitable. Así como para las zonas de refugio o madriguera. Siempre se deben incluir fosos de cavado y áreas de acicalamiento con sustratos sueltos y suaves.

Una variedad de plantas vivas, troncos, raíces, tocones, troncos huecos y colinas pequeñas van a proporcionar una complejidad visual al recinto y les dará a las nutrias la propiedad para jugar y resguardarse (AZA, Small Carnivore TAG 2009).



Ejemplo de un recinto de una nutria en rehabilitación (Morales 2011).

Es necesario tener espacios para dormir y esconderse. El diseño del recinto debe permitir el desarrollo comportamental natural esto es importante tomarlo en cuenta a la hora del diseño. La vista a las personas que realizan las labores de cuidado y alimentación puede ser desde varios ángulos siempre y cuando mantengan una zona sin acceso visual del o de los cuidadores.

Complejidad del área acuática

La porción de agua debe incluir profundidades variables (50-200 cm) entre más zonas de profundidad más actividad de buceo y algunas porciones de playa debe tener acceso fácil. Las playas deben ser construidas con rocas planas que tengan un nivel o troncos posicionados para impedir el paso de los sustratos a la piscina. Los bordes deben ser complejos y curvos y no rectos e ininterrumpidos. La playa debe ser periódicamente interrumpida con árboles y/o arbustos que den sombra y estructuras para trepar como troncos y/o rocas. El mobiliario debe permitir que nutrias de todas las edades puedan acceder a la piscina.

• **Calidad del agua:** es prudente realizar por lo menos una vez a la semana un test de carga bacteriana del agua (coliformes no deben exceder 500-1000 por mL de agua) y test diarios de niveles de químicos para evitar problemas en los animales. Los coliformes fecales no deben exceder de 400 por mL. Si los cuidadores están expuestos al agua de la piscina se deben establecer estándares más altos de control para que se considere seguro también para humanos.

• **Temperatura de agua:** no debe ser menor de 5°C. Si el encierro es al exterior se deben tener áreas internas en las que el animal pueda nadar cuando la temperatura externa está por debajo de 15°C.

Existen varios tipos de filtraciones del agua que nos permiten tenerla dentro de los estándares:

-Filtración biológica.

-Filtración Mecánica.

-Filtración química. En las que se usan sustancias como carbón activado, osmosis reversa y resinas para intercambio de iones.

• **Limpieza del recinto:** no se debe limpiar toda el área (zona de manejo y recinto) al mismo tiempo. Los recintos se pueden limpiar a diario, barrer y eliminar los residuos.

• **Zona de manejo:** se recomienda una zona de manejo con una piscina de agua limpia todo el tiempo, con luz y espacio suficiente para acicalarse y secarse. La zona de manejo debe de tener un mínimo de 1,22 x 1,22 si un animal va a pasar la noche ahí. Sykes-Gatz (2005) recomienda que las áreas de manejo deban tener un recubrimiento natural entre 10 a 15 cm, que puede ser arena sin piedras o material vegetal. Los cubiles de manejo no deben tener zonas trepables, las mallas deben de estar cubiertas para que los animales no trepen y se caigan.

- **Seguridad y contención:** las paredes del recinto deben tener un mínimo de dos metros por todos los lados y no debe de tener cerca ningún tronco, árbol o mobiliario que pueda ser usado para treparse y rebasar la altura del muro.

AMBIENTE SOCIAL

Interacción social con individuos de su misma especie.

Este punto es como los anteriores de vital importancia para la posterior liberación de un animal y posible inclusión en un grupo de vida silvestre ya que son animales muy sociales.



Viven en grupos familiares, generalmente compuestos de seis a diez individuos.

Los grupos están formados por el padre, la madre y dos camadas de hijos.

Actividades grupales: cazar, comer, dormir, marcar territorio, defenderse, jugar y cuidar las crías.

Interacción social de la nutria gigante entre individuos de su misma especie.

Estas consideraciones se deben de tener en cuenta para asegurar que las estructuras de los grupos de nutrias y los tamaños satisfagan las necesidades sociales y físicas, y el bienestar psicológico de los animales para facilitar que desarrollen conductas apropiadas. Además hay que tener consideraciones específicas para animales mantenidos bajo cuidado humano que han sido decomisados y se pretenden incluir en un grupo o presentarse con otro individuo decomisado (Portocarrero, Morales, Díaz & Millán 2009).

El proceso de introducción o reintroducción de individuos en un grupo social debe seguirse con los siguientes pasos a partir de una introducción buscando la seguridad para humanos y nutrias:

- 1.- Acercamiento auditivo y olfativo.
- 2.- Pasar a un contacto táctil y visual limitado.
- 3.- Observación de comportamiento afiliativo: por ejemplo, riéndose entre dientes, frotando, gruñendo "amigable", pateando y rodando.
- 4.-Introducción física (en territorios neutrales).





Las nutrias gigantes son animales sociales y viven en grupos familiares compuestos generalmente por hasta diez individuos.

Estas consideraciones se deben de tener en cuenta para asegurar que las estructuras de los grupos de nutrias y los tamaños satisfagan las necesidades sociales, físicas, el bienestar psicológico de los animales y facilitar que las especies desarrollen conductas apropiadas. Además hay que tener consideraciones específicas para animales mantenidos bajo cuidado humano que han sido decomisados y se pretenden incluir en un grupo o presentarse con otro individuo decomisado (Portocarrero, Morales, Díaz & Millán 2009). También hay que tener en cuenta los posibles grupos que se pueden tener bajo cuidado humano con éxito.

En lo posible, las nutrias deben albergarse en pares. Los grupos de machos (por ejemplo 2 o 3 animales) puede permanecer juntos como alternativa. Las hembras pueden mantenerse juntas, pero estas generalmente solo tienen éxito como dúos si están relacionadas con animales introducidos a una edad temprana. No se deben juntar hembras adultas a menos que tengan al grado de parentesco (hermanas), aunque también se puede presentar grado de agresión. Grupos de hembras que son compatibles pueden mostrar agresión hacia uno al otro durante el estro. En los casos de agresión, las hembras deben estar separadas (Schollhamer 1987). Se recomienda que los pares de nutrias se formen después de que hayan madurado sexualmente (Carter & Rosas 1997).

Las introducciones pueden tardar desde unas horas hasta varias semanas o meses en algunos casos. Hay algunas introducciones que nunca van a tener éxito.

La reintroducción debe de seguir los mismos pasos, especialmente si los animales han estado separados por mucho tiempo. Cuando los animales se vuelvan a introducir el uno al otro, incluso después de las separaciones cortas, el personal debe llevar a cabo cada paso (auditivas, olfativas, visuales, táctiles limitada y el contacto completo) para asegurar que los animales no experimenten estrés excesivo o una lesión.



La reintroducción en la naturaleza es la culminación de un proyecto de rehabilitación, y debe de ser cuidada para evitar posibles eventos que reviertan la posibilidad de liberar al individuo con éxito.



Toma de decisiones

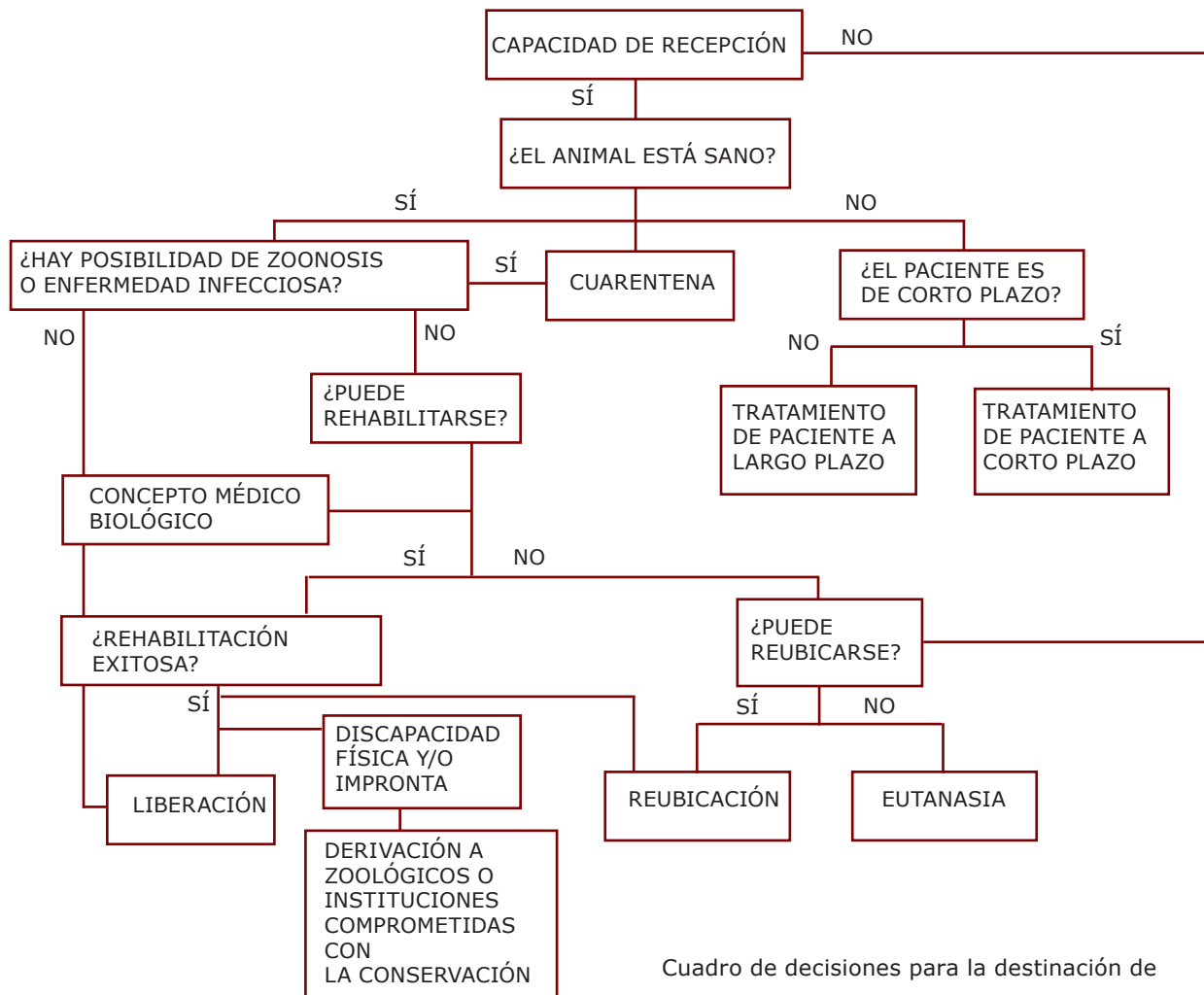
TOMA DE DECISIÓN PARA PROCESOS DE REHABILITACIÓN

La rehabilitación de fauna silvestre requiere ineludiblemente de conocimientos de biología y medicina veterinaria. En general no existe un único método para rehabilitar una especie, pero aun cuando una metodología funciona bien es difícil demostrarlo como regla universal (Aprile & Bertonatti 1996). En la figura siguiente se observa un cuadro estándar de toma de decisiones. Sin embargo, como se mencionó, no hay reglas universales y cada caso se estudia independientemente.

EUTANASIA COMO UNA DECISIÓN INTERDISCIPLINAR

La eutanasia deriva del griego y significa "buena muerte". Debe pensarse siempre en el bienestar del animal, y debe llevarse a cabo con las técnicas más estrictas para que sea libre de dolor y de angustia.

La decisión debe basarse en muchos factores como anatomía (miembros completos, órganos sensoriales completos, dientes, etc.), fisiología (buena visión, olfato, oído, funcionamiento motor, y sensitivo), historia natural, ecología, desarrollo de capacidades durante el proceso de rehabilitación, problemas médicos tanto físicos (enfermedad crónica o enfermedad zoonótica que pueda ser un riesgo para la salud pública) como comportamentales (estereotipias entre otras) (AVMA 2013). Es importante que varios profesionales se consulten antes de tomar una decisión de este tipo y más cuando es un ejemplar perteneciente a una especie en peligro de extinción.



Cuadro de decisiones para la destinación de pacientes (adaptado de Varela, Brieva, Parra & Barragán 2005).

Lo que se evalúa al tomar una decisión de este tipo, primero es el bienestar del animal teniendo este tres componentes principales: que las funciones del animal están completas (anatómica y fisiológicamente), se siente bien y tenga la capacidad de realizar comportamientos que son innatos o que son adaptaciones especie-específicas. Un animal tiene bienestar, si su vida tiene un valor positivo para él. Todo esto se encuentra bajo el marco de la resolución 2064 del 2010, en la cual se reglamentan las medidas posteriores a la aprehensión preventiva, restitución o decomiso de especímenes de especies silvestres de fauna y flora terrestre y acuática y se dictan otras disposiciones.

Bajo todas las circunstancias se debe tratar de mantener el bienestar animal, con una buena calidad de vida para este, suministrándole el tratamiento necesario para evitar cualquier tipo de dolor o molestia.

MÉTODOS ACEPTADOS PARA LA EUTANASIA DE MAMÍFEROS

Agentes no-inhalados: el uso de barbitúricos (sobredosis) intravenosos o intraperitoneal tienen una acción rápida. Otros agentes que se pueden usar son los opioides, la vía de administración puede ser intravenosa o intramuscular. Se debe escoger la vía de más fácil de acceso para evitar estrés por manejo

Métodos aceptados con condiciones

Agentes inhalados: si se tiene el equipo adecuado pueden ser administrados a través de la máscara facial, o se puede colocar al animal entero en una cámara donde se dejara fluir el anestésico elegido (el que tenga un mínimo olor para evitar estrés en el animal). Este tipo de agentes tienen rápido efecto y parecen no producir dolor (AVMA 2013), aunque el isoflurano está contraindicado por su fuerte olor.

CONSIDERACIONES ANTES DE REALIZAR EUTANASIA



Cuadro de consideraciones generales para la eutanasia adaptado de AVMA (2013).

Liberación, reubicación o derivación

La liberación es la culminación del proceso de rehabilitación y esta puede ser dada de dos maneras:

- **Liberación dura o súbita.** El animal o grupo es liberado de manera inmediata en el medio ambiente sin un proceso previo de adaptación.
- **Liberación suave o gradual.** Se lleva a cabo acostumbrando al animal o grupo a su nuevo ambiente. Para ello se ubica al individuo o grupo en encierros dentro del área de liberación con vegetación y demás factores ambientales propios del medio hasta que se considere que ha culminado la adaptación y puedan ser liberados definitivamente.

Sea cual sea el método de liberación debe conocerse primero la distribución geográfica más probable, si se conoce el lugar de extracción de la nutria, y esta zona o una cercana debe ser elegida para efectuar la liberación; preferiblemente deben tratarse de lugares que tengan una garantía de supervivencia de los animales, como reservas públicas o privadas, parques nacionales o fincas de particulares comprometidos con la protección del ambiente (Varela, Brieva, Parra & Barragán 2005). Se debe tener en cuenta el tamaño del área, refugio, disponibilidad de alimento, depredadores y enfermedades presentes en la zona. Un Análisis poblacional de viabilidad y de hábitat ayudará a identificar las variables poblacionales y ambientales más significativas y a evaluar sus potenciales interacciones, lo cual guiará a un manejo poblacional a largo plazo (UICN 1998).

Liberación. En esta se dan los siguientes casos:

- Introducción: un animal liberado donde la especie no es autóctona.
- Reintroducción: liberación intencional de un animal rehabilitado o trasladado en un área natural donde la especie es autóctona pero desapareció.
- Reconstitución: liberación intencional de un animal a su mismo lugar de origen, donde la especie a la que pertenece continua existiendo.

Reubicación o derivación. Se refiere a trasladar al animal a una entidad zoológica, bioparque o parque de conservación ya que después de terminar su proceso de rehabilitación se determinó que no era apto para liberación en vida silvestre, donde se le podrá hacer un seguimiento médico especializado y los procesos de cría que se no se realizan en un centro de rescate.



La rehabilitación de una nutria gigante debe tener como principal objetivo su vuelta a la naturaleza, en su defecto y en caso de imposibilidad se tiene que trasladar a un centro zoológico donde pueda ser atendida.

Seguimiento

El seguimiento postliberación es uno de los puntos neurálgicos en los actuales procesos de rehabilitación y reintroducción que se llevan a cabo en Colombia; el cual busca indicar al rehabilitador si su trabajo ha tenido el éxito esperado, es decir, si los animales son capaces de subsistir por si mismos y son viables como componentes biológicos de un ecosistema. Uno de los aspectos que más se espera es que el animal sea capaz de reproducirse. Para realizar un seguimiento adecuado deben establecerse criterios de evaluación antes de la liberación, para compararlos en las dos circunstancias y poder aplicar un modelo estadístico que sirva para analizar los resultados obtenidos.

Por otra parte, la información que se pueda obtener permite empalmar los proyectos de rehabilitación-liberación con otros de investigación sobre las mismas especies y así comparar y compartir los resultados. En resumen el seguimiento nos permite obtener más información de la especie sobre aspectos:

- descriptivos como áreas de actividad, uso de hábitat, migraciones, frecuencia de interacciones con otros individuos, etc.
- relacionales como la supervivencia productiva, la productividad o depresión del animal en su hábitat, con el clima u otros animales.
- causativos con experimentos de liberación, alimentación, comportamiento social e incremento de depredadores.
- de evaluación y corrección del método aplicado en cada etapa de rehabilitación.
- que nos permiten conocer mejor el área de liberación para analizar su potencial en proyectos futuros.

La telemetría es uno de los métodos más usados para realizar seguimiento a los animales. La decisión del sistema de montaje debe darse bajo la premisa de alterar al mínimo las características y comportamientos de los animales; los sistemas de montaje van desde collares, arneses, aretes e implantes.

Los radiotransmisores intraperitoneales tienen un tamaño aproximado de 102 mm x 20 mm y pesan 42 g. Se debe realizar una cirugía para la implantación del radio transmisor en la cavidad, para esto es necesario estrictas condiciones de asepsia y un tiempo de recuperación para verificar que no se presentó ninguna infección postquirúrgica. Es importante la aplicación de antibióticos postquirurgicos de amplio espectro (por ejemplo: Enrofloxacina IM 2-5 mg/kg) y antiinflamatorios SC (Ketoprofeno 2 mg/kg) (Silveira *et al.* 2011).



Inserción de radiotransmisor en cavidad peritoneal (Silveira *et al.* 2011).

Educación

Es una parte vital del proceso informar a la comunidad el valor de las nutrias en los ecosistemas, para mostrar que los mitos que corren alrededor de ellas (como el hecho de que acaban con los peces sustento de los pescadores de la región) no son ciertos y que merecen un espacio dentro de la comunidad, lo cual favorece con más garantía el éxito del proceso de rehabilitación ya que las personas se vuelven aliados para el seguimiento y cuidado de las poblaciones.

Acusadas de competir con los pescadores, las nutrias gigantes son perseguidas; la educación es clave para desterrar mitos y mostrar la importancia de estos animales en su medio natural.





La extracción de crías de la naturaleza para servir de mascotas es un problema que tiene su solución en la educación y sensibilización.



Las presentaciones son esenciales para la educación y conservación de las especies.



Condiciones de instalaciones, veterinaria y dieta

Si el proceso de rehabilitación es importante, depende en gran medida su éxito de las condiciones del centro de atención, sus instalaciones, la veterinaria y la dieta empleada. En cualquier centro es muy importante, como condiciones mínimas para la tenencia de *Pteronura brasiliensis* (Varela, Brieva, Parra & Barragán 2005) que se disponga de:

- personal clínico disponible (médico veterinario, zootecnista, biólogo y voluntarios).
- instalaciones clínicas (consultorio, hospital, cuarentena, hábitats adaptados).
- un área de servicio y mantenimiento (cocina, cuarto de limpieza y demás estancias).

Las condiciones mínimas de instalaciones, facilidades veterinarias y de dieta para avalar tenencia de nutrias gigantes se podrían desglosar:

- 1.- **Contención.** Nasas o redes de captura, guantes de cuero o carnaza.
- 2.- **Alojamiento.** Jaulas de manejo y de cuarentena, guacales de plástico, encierros (ideal encierros no menores de 240 m²) con las especificaciones mostradas y requeridas.
- 3.- **Manejo médico.** Fonendoscopio, termómetro, balanza, instrumental, mesa de examen, agujas y jeringas de diferente tamaño y volumen, algofón, gasa, bajalenguas, guantes de examen, tapabocas desechables, alcohol, yodo, cicatrizantes, antiparasitarios, antibióticos, analgésicos,



Las condiciones de las instalaciones y la competencia del personal son esenciales a la hora de rehabilitar un ejemplar, de ello depende en gran medida el éxito o el fracaso de la empresa.

antimicóticos, laxantes (aceite mineral y carbón activado), solución de Rigenr lactato, dextrosa en diferentes concentraciones, droga para eutanasia, tranquilizantes anestésicos de administración oral y parental.

4.- **Manejo biológico.** Termómetro ambiental y calentadores ambientales (según el clima).

5.- **Cocina.** Refrigerador, congelador, balanza de gramos, cuchillos, estufa, comederos metálicos y tablero.

En cuanto a las dietas en cautiverio, se han reportado especies alimentadas con alimento comercial para gatos; así como también con ingredientes como pollo, pescado, carbonato de calcio y suplementos de vitaminas y minerales con los siguientes porcentajes de inclusión para adultos: proteína 35%, grasa 21,5 %, cenizas 4,68%, calcio 1,5% y Fosforo 1,5 %. Para cachorros los porcentajes serían: proteína 42 %, grasa 29%, cenizas 4,77%, calcio 1,38 % y fósforo 1,09%.

Nodos de contacto

ZOOLÓGICO O BIOPARQUE DE DESTINO PARA INDIVIDUOS QUE NO PUEDEN SER LIBERADOS



Fundación Zoológica de Cali

Carrera 2a. Oeste. Calles 14 esquina
Cali, Valle Colombia 4265
Tel. 572 892
7474x118 Fax: 8922195
carlosgalvis@zoologicodecali.com.co
Contacto: Carlos Andrés Galvis R.



Parque Recreativo y Zoológico Piscilago

Km 105 Vía Bogotá - Giradot
Cundinamarca. Colombia
zoologico.piscilago@colsubidio.com
Contacto: Liz Díaz



Bioparque Los Ocarros

Km 3 Vía Villavicencio-Restrepo,
Villavicencio. Colombia
Tel: +57 320 8496916
CORPOMETA
Tel: (8) 6703808 - (8) 6713533
bioparqueocarrosvillavicencio@gmail.com
Contacto: Carlos Eduardo Rojas L.

ORGANIZACIONES QUE APOYAN CENTROS DE REHABILITACIÓN



Corporinoquia

Sede Principal Yopal:

Carrera 23 N° 18-31
Tel. 57 8 6358588
Fax: 57 8 6322623

Subsede Arauca: Carrera 25
N° 15-69

Tel. 57 7 8852026

Subsede Caqueza: Carrera 5,
Calle 6 Esquina
Telefax 57 1 8481022

Subsede La Primavera:
Telefax: 57 8 5662504,
5662509

Horario de atención: de
lunes a viernes, de 7 am a 12
m y de 2 pm a 5 pm

E-mail: atencionusuarios@
corporinoquia.gov.co



Corpoamazonia

Sede principal: Carretera 17
N° 14-85 Mocoa - Putumayo,
Colombia
Tel. 57 8 4295267, 4296641,
4296642

Fax: 57 8 4295255

Sede Territorial Amazonas:
Carretera 11 N° 12-45 Leticia,
Colombia

Tel. 57 8 5925064, 5927619
Fax: 57 8 5925065

Sede Territorial Caquetá:
Carretera 11 N° 5-67 Km 3 Vía
Aeropuerto
Florencia, Colombia
Tel. 57 8 4356884, 4351870
Fax: 57 8 4357456

E-mail: correspondencia@
corpoamazonia.gov.co



Cormacarena

Sede principal: Calle 26 N°
11-131 Barrio San Benito
Villavicencio - Meta, Colombia
Tel. PBX (8) 6730420
Tel. (8) 6825731 - (8)
6733338
info@cormacarena.gov.co



CDA - Corporación para el Desarrollo Sostenible del Norte y el Oriente Amazónico

Sede principal: Calle 26 N°
11-131, Barrio 5 de Diciembre
Inírida - Guainía, Colombia
Tel. (8) 5656351

Telefax: (8) 5656352
contactenos@cda.gov.co

**Subsede Dirección
Seccional Guaviare -Barrio
Villa del Parque**

Tel. (57-8) 5841043 - 5849494
San José de Guaviare
Telefax: (57-8) 5841043

E-mail: cdaguaviare@gov.co

**Barrio Avenida del Río 15 N°
8-144, Mitú - Vaupés**
Tel y Fax. 310 2058018
cdavaupes@cda.gov.co

Autores



Juliana Peña Stadlin

Médica Veterinaria Zootecnista egresada de la Universidad de Caldas (1997), Jefa de la Unidad de Bienestar Familiar del Zoológico de Cali desde el 2005. Amplia experiencia en el manejo de nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*).



Diana Morales Betancourt

Ecológa, especialista en turismo sostenible, maestra en dimensiones humanas de los recursos naturales y en liderazgo para la conservación. Doctora en Pensamiento Complejo, tiene experiencia en estudios para la conservación de especies con alta participación social, destacándose su conocimiento en nutria gigante y nutria neotropical. Ha implementado metodologías de rehabilitación con liberación blanda para nutria gigante y de educación ambiental para diversos públicos objetivo. Es asesora y docente universitaria en temas de turismo de naturaleza, sostenible y comunitario.



Carlos Galvis

Biólogo egresado de la Universidad del Valle. Especialista en manejo y conservación de especies amenazadas. Se encuentra vinculado a la Fundación Zoológica de Cali desde 1999, y actualmente se desempeña como Jefe de la Colección de Fauna en esta institución. A lo largo de su carrera profesional ha venido trabajando en proyectos relacionados con la conservación *in situ* y *ex situ*. Actualmente es el responsable del Studbook Latinoamericano para *Pteronura brasiliensis*.



Oscar Daniel Medina Barrios

Biólogo, especialista en gestión de proyectos. Coordinador de Cuidado Animal en la Fundación Botánica y Zoológica de Barranquilla. Amplia experiencia en el estudio de especies en vida silvestre y en condiciones de cuidado humano. Realiza investigaciones principalmente en etología y con distintas especies de serpientes y nutria neotropical. Tiene experiencia procesos de incautación de individuos sometidos a tráfico ilegal, procesos de cuarentena y rehabilitación.



Germán Garrote

PhD en Biología, con amplia experiencia en el estudio y conservación de carnívoros terrestres, principalmente del lince ibérico (*Lynx pardinus*) y carnívoros neotropicales como el jaguar (*Panthera onca*) y la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*). Con esta última especie coordina un proyecto de evaluación de abundancia en la Orinoquia colombiana. Socio fundador del Instituto de Biología de la Conservación (IBICO).



Jimena Valderrama

Analista Ambiental y Médica Veterinaria Zootecnista de la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales UDCA. Actualmente veterinaria de la Fundación Omacha apoyando procesos de rehabilitación de mamíferos acuáticos (delfines, manatíes, nutrias) y manejo veterinario de mamíferos para marcación satelital (jaguares, dantas, armadillos).



Fernando Trujillo

Biólogo Marino, Master en Ciencias y PhD en Zoología. Miembro correspondiente de la Academia de Ciencias de Colombia. Especialista en mamíferos acuáticos con más de 30 años de experiencia y miembro del grupo de especialistas de nutrias de la IUCN.



BIBLIOGRAFÍA

Aparicio, P. & López, C. 31 de Octubre de 2013. Atlas de Anatomía de Especies Silvestres de la Amazonia Peruana. Obtenido de <http://atlasanatomiaamazonia.uab.cat/taxonomia.asp?especie=28>

Aprile, G. & Bertonatti, C. 1996. Manual sobre Rehabilitación de Fauna. Buenos Aires, Argentina: Fundación Vida Silvestre Argentina.

Arcila, D., Trujillo, F., Botero, Á. & Benjumea, L. C. 2013. Mamíferos acuáticos de la región de los Andes colombianos. En: F. Trujillo, G. Alexandra, D. Caicedo & M. C. Diazgranados. *Diagnóstico del estado de conociendo y conservación de los mamíferos acuáticos en Colombia* (págs. 43-59). Bogotá: Ministerio de Medio ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha, Conservación internacional y WWF.

AVMA. 2013. *AVMA Guidelines for Euthanasia of Animals:2013 Edition*. Schaumburg: AVMA.

AZA. 2009. *Otter (Lutrinae) Care Manual*. Silver Spring: Association of Zoos and Aquariums.

Bastida, R., Rodríguez, D., Secchi, E. & Da Silva, V. 2007. Mamíferos acuáticos de Sudamérica y antartida. Buenos Aires: Vázquez Mazzini Editores.

Belfiore, N. 2008. Trapping and Handling of north american river otter (*Lontra canadensis*) in a manged marsh. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 13-20.

Beltrán, S., Díaz, J., Trujillo, F. & F. Dignum. 1994. Descripción de algunos aspectos ecológicos de la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el río Caquetá, Colombia. Abstracts 6th Reunión de Trabajo de Especialistas en Mamíferos Acuáticos de América del Sur, Florianópolis, Brasil, p.51.

Bermúdez-Romero, A.L., Trujillo, F., Solano, C., Alonso, J.C. & B.L. Ceballos-Ruíz. (Editores). 2010. REtos locales y regionales para la Conservación de la Fauna Acuática del Sur de la Amazonia colombiana. Corpoamazonia, Instituto Sinchi, Fundación Omacha, Fundación Natura. Bogotá, Colombia. 189 p.

Botello, J.C. 2000. Ecología y comportamiento del lobo de río (*Pteronura brasiliensis*) en la región del bajo río Apaporis, Amazonia colombiana. Tesis de Grado, Universidad del Valle.

Botello, J.C. 2009. El lobo de río *Pteronura brasiliensis* en el lago del Grillo (Mosiro Itajura): distribución y abundancia en la region del bajo río Apaporis, Amazonia Colombiana. Pp. 163-169. En: Alarcón-Nieto, G & E. Palacios (Eds). *Estación Biológica Mosiro Itajura-Caparú: Biodiversidad en el Territorio del Yaigojé-Apaporis*. Conservación Internacional Colombia, Bogotá.

Carrasquilla, M.C. 2002. Uso de habitat, comportamiento y dieta de la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el río Orinoco. Tesis de Pregrado, Universidad de los Andes, Bogotá, 62p.

Carrasquilla, M.C. & F. Trujillo. 2004. Uso del hábitat, comportamiento y dieta de la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el río Orinoco, Vichada. Colombia. Pp. 179-202. En: M.C. Diazgranados y F. Trujillo (eds.). *Fauna Acuática en la Orinoquia colombiana*. Pontificia Universidad Javeriana, Instituto de Estudios Ambientales para el Desarrollo-IAVH-GTZ. Vol. 6. Serie Investigación, 404 pp. Bogotá.

Carter, S. & Rosas, W. 1997. Biology and conservation of the Giant Otter *Pteronura brasiliensis*. Mammal Review, 1-26.

Colares, E.P.; and Best, R.C. 1991. Blood parameters of amazon otters (*Lutra longicaudis*, *Pteronura brasiliensis*) (Carnivora, Mustelidae). Comparative Biochemistry and Physiology 99 (4): 513–515

Correa-Cárdenas, C.A. 2010. Diversidad genética e Hipótesis de estructura Poblacional para la Nutria Gigante (*Pteronura brasiliensis*) entre la Orinoquia y Amazonia sumado a sus Determinantes Climáticas Terrestres. Trabajo de grado, Univesidad de los Andes, Bogotá.

Corredor, G. 2013. Reproducción desarrollo y biología de la nutria gigante de río *Pteronura brasiliensis* en el zoológico de Cali. En: F. Trujillo, A. Gärtner, D. Caicedo & M. C. Diazgranados. *Diagnóstico del estado de conservación de los mamíferos acuáticos en Colombia* (pp. 253-271). Bogotá: Ministerio de Medio Ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha, Conservación internacional y WWF.

Corredor, G. & N. Tigreros. 2005. Reproduction Behaviour and Biology of the Giant Otter (*Pteronura brasiliensis*) at the Cali Zoo. International Zoo Yearbook.

Cubillos-Moreno, J. C. 2009. Determinación de mercurio en la cadena trófica acuática en Puerto Nariño, Amazonas (Colombia): implicaciones ecológicas a nivel global. Tesis pregrado, Universidad de los Andes, Facultad de Ciencias, Bogotá. 22

Defler, T. 1983. Associations of the giant river otter (*Pteronura brasiliensis*) with fresh water dolphins (*Inia geoffrensis*). *Journal of Mammalogy*, 64:692. Díaz, J.H. & I. M. Sánchez. 2002. Historical and actual presence

of the giant otter (*Pteronura brasiliensis*) on the lower Meta river, Department of Casanare, Colombian Orinoquia. IUCN Otter Spec. Group. Bull, 19(1): 97-102.

Defler, T. 1986. The giant river otter in El Tuparro National Park, Colombia. *Oryx* 20:87-88.

Díaz D. L. 2008. Uso de hábitat de nutria gigante *Pteronura brasiliensis* en segmentos de los ríos Bitá y Orinoco en el área de influencia de Puerto Carreño (Colombia). Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Colombia, 126 p. Bogotá

Dierauf, L. 1990. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine: Health Disease and Rehabilitation*. Boston: CRC press.

Dierenfeld, E., & Graffam, W. 7 de Enero de 1996. *Manual de nutrición y dietas para animales silvestres en cautiverio (ejemplos para animales de América Latina)*. Nueva York, Estados Unidos: Wildlife Conservation society.

Evans, A.T. 1985. Introduction to wildlife medicine rehabilitation. Nat. Wildlife rehabilitators Assoc. 87 p. USA.

Ferrer, A., Beltrán, M., Díaz-Pulido, A., Trujillo, F., Mantilla-Meluk, H., Herrera, O., Alfonso, A. & E. Payán. 2009a. Lista de los mamíferos de la cuenca del Orinoco. *Biota Colombiana* 10 (1 y 2): 179-207.

Ferrer, A., Beltrán, M. & C. Lasso. 2009b. Mamíferos de la Estrella Fluvial de Inírida: ríos Inírida, Guaviare, Atabapo y Orinoco (Colombia). *Biota Colombiana* 10 (1 y 2): 209-218.

Garrote, G. 2006. Evaluación preliminar del conflicto nutria gigante (*Ptrenonura brasiliensis*) - pescadores indigenas en la comunidad Puerto Príncipe (Puerto Inírida-Guainía). Corporación para el Desarrollo

Sostenible del Norte y el Oriente Amazónico (CDA)-Fundación Omacha. Informe Técnico, 16 p.

Gómez, J.R., Jorgenson, J.P. & Valbuena, R. 1999. Report on the rehabilitation and release of two giant river otter (*Pteronura brasiliensis*) pups in the Bitá river (Vichada, Colombia). Pp. 86-89. IUCN Otter Spec. Group Bull. 16(2)

Gómez, J. R. 2003. Follow Up To A Rehabilitation Of Giant Otter Cubs In Colombia. Pp. 42- 44. IUCN Otter Specialist Group Bulletin 20(1) 2003.

Gómez, J. R. Abril de 1999. Ecología alimentaria de la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el bajo río Bitá (Vichada, Colombia). Bogotá DC, Colombia: Pontificia Universidad Javeriana.

González, G. 2009. *IUCN Otter Specialist Group*. Obtenido de http://www.otterspecialistgroup.org/Library/TaskForces/OCT/Nutria_neotropical_Ch4_Medical.pdf

González F., Odriozola E. & Steffan P. 2017 Coccidiosis en el partido de general Alvear. Descripción

Hidalgo- Mihart, M. G., Olivera-Gómez & David, L. 2011. Radio Telemetría de vida silvestre. En: S. Gallina Tessaro & C. López- González, *Manual de Técnicas para el estudio de la fauna* (pp. 178-220). Querétaro: Instituto de Ecología.

IUCN. 1 de Enero de 2013. *The IUCN Red List of threatened Species*. Obtenido de <http://www.iucnredlist.org/search>

Kruuk, H. 2006. *Otters ecology behaviour and conservation*. New York: Oxford University Press.

Lasso, C., Usma, J., Trujillo, F., Morales-Betancourt, M., Sarmiento, C. & C. F. Suárez. 2010. Priorización

de áreas para la conservación y uso sostenible de la biodiversidad en la Cuenca del Orinoco: Metodología. Pp. 45-49. En: Lasso, C., Usma, J.S., Trujillo, F. y A. Rial. 2010 (Editores). Biodiversidad de la cuenca del Orinoco: Bases Científicas para la identificación de áreas prioritarias para la conservación y uso sostenible de la biodiversidad. Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt, WWF Colombia, Fundación Omacha, Fundación La Salle e Instituto de Estudios de la Orinoquia (Universidad Nacional). Bogotá, Colombia. 609 p.

Larivière, S. & Jennings, P. A. 2009. Family Mustelidae (Weasels and relatives). Pp 564-658. En: Wilson, D. E. & R. A. Mittermeier (Eds.) Handbook of the Mammals of the World Vol. 1 Carnívoros. Lynx Ediciones, Barcelona.

Matapi, D., Yucuna, A., Yucuna, J. & F. Trujillo. 2008. Evaluación de las poblaciones de nutrias gigantes en el río Caqueta. Pp. 73-82. En: Trujillo, F., Alonso, J.C., Diazgranados, M.C & C. Gómez (Eds) 2008 Fauna acuática amenazada en la Amazonia colombiana: Análisis y propuestas para su conservación.

Medem, F. 1968. Exterminación de la fauna de los Llanos Orientales de Colombia. Publicación Especial N°. 1. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, 13 p.

Morales-Betancourt, D. & F. Trujillo. 2010. Proceso de Rehabilitación de una Nutria Gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el Orinoco colombiano. IX Congreso Internacional sobre Manejo de Fauna Silvestre en la Amazonia y América Latina, Santa Cruz de La Sierra, Bolivia, 10-15 mayo 2010.

Morales, D. 2011. Report of an adaptative reintroduction of a Juvenile Giant Otter (*Pteronura brasiliensis*). *IUCN Otter Specialist Group Bulletin*, 23-33.

Moreno, A. 2007. Diagnóstico imagenológico veterinario. Universidad Autónoma de Aguascalientes. 1-71

Muñoz, Y. & A. Repiso. 2001. Mamíferos, Fauna, Reserva Nacional Natural Puinawai. *En*: A. Etter (Ed.) Puinawai y Nukak: Caracterización ecológica general de las reservas nacionales naturales de la Amazonia colombiana. Ambiente y Desarrollo, Serie Investigación 2. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia, 382 p.

Myers, G. Otters in Zoos, Aquariums, Rehabilitation, and Wildlife Centers. *IUCN/SSC Otter Specialist Group*. 1-17.

Pellegrino, F. 2016. Botulismo. *Ciencia Veterinaria*. 18. 34-53.

Poches-Franco, R. 2009. Anotaciones sobre neonatología de nutrias gigantes (*Pteronura brasiliensis* y *Lontra longicaudis*). *Memorias de la conferencia interna de medicina y aprovechamiento de fauna silvestre y exótica*. Colombia.

Portocarrero Aya, M., Morales- Betancur, D., Díaz, D. & Millan, J. 2009. *Nutrias de Colombia*. Fundación Omacha-Fundación Horiante Verde. Bogotá: Proyecto Pijiwi-Orinoko.

Portocarrero, M., Morales, D., Díaz, L., & Millán, J. P. 2009. *Nutrias de Colombia*. Bogotá D.C.: Fundación Omacha.

Portocarrero-Aya, M., Morales-Betancourt, D., Díaz, D. & J.P. Millán. 2009. *Nutrias de Colombia*. Fundación Omacha-Fundación Horizonte Verde. Proyecto Pijiwi Orinoko. Bogotá, 40 p.

Pugliares, K., Bogomolni, A., Touhey, K., Herzig, S., Harry, C. & Moore, M. Septiembre de 2007. Marine Mammal Necropsy: An introductory guide for stranding responders and field biologist. USA: Woods Hole Oceanographic Institution.

Rodríguez-Mahecha, J.V., Hernández-Camacho, J., Defler, T., Alberico, M., Mast, R., Mittermeier, R. & A. Cadena. 1995. Mamíferos colombianos: sus nombres comunes e indígenas. Occasional Papers in Conservation Biology, Conservation International. Washington. Occasional Paper, N°. 3, 56 pp.

Rowles, T., Van Dolah, F. & Hohn, A. 2001. Gross Necropsy an Specimen Collection protocols. *En*: L. Dierauf & F. Gulland. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine* (pág. 449-504). Nueva York: CRC Press.

Ruiz, J., Orozco J. & Quintero, G. 2010. Evaluación de eficacia de la ivermectina al 0.01% aplicada dentro del oído, contra infestaciones naturales de *Otodectes cynotis* en perros. *REDVET*. 11. 1-12

Silveira, L., Furtado, M., Rosas, F., Silva, L., Cabral, M., Torres, N. & Jácomo, A. 2011. Taggin Giant Otters (*Pteronura brasiliensis*) (Carnivora, Mustelidae) for radio-telemetry Studies. *Aquatic Mammals*, 208-212.

Soto-Azat, C., Boher, F., Flores, G., Mora, E., Santibañez, A. & Medina-Vogel, G. 2006. Reversible Anesthesia in Wild Marine Otters (*Lontra felina*) using Ketamine and Medetomidine. *Journal of zoo and Wildlife Medicine*, 535-538.

Suárez, J.P. 2009. Evaluación de uso de hábitat de la nutria gigante *Pteronura brasiliensis*, asociado a problemas de conservación en el río Inírida. Tesis de Pregrado, Universidad Militar Nueva Granada, Bogotá.

Sykes-Gatz, S. 2004. International Giant Otter Studbook Husbandry and Management Information and Guidelines (2005). Husbandry and Management of the Giant Otter (*Pteronura brasiliensis*), 2nd Edition. Zoologischer Garten Dortmund, Germany, 226 p.

Trujillo, F., Caicedo-Herrera, D. & M. C. Diazgranados (Eds.) En prensa. Plan para la Conservación de Mamíferos Acuáticos de Colombia. Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial-Fundación Omacha. Bogotá, 190 p.

Trujillo, F., Rodríguez Mahecha, J., Tirira, M. & Gonzalez. 2005. *Mamíferos acuáticos y relacionados con el agua en el Neotrópico*. Conservación internacional.

Trujillo, F., Botello, J.C. & M.C. Carrasquilla. 2006. Perro de agua *Pteronura brasiliensis*, pp. 133-138. En: Rodríguez-Mahecha, J.V., Alberico, M., F. Trujillo & J. Jorgenson (Eds.) 2006. Libro Rojo de los Mamíferos de Colombia. Serie Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Conservación Internacional Colombia & Ministerio de Ambiente Vivienda y Desarrollo Territorial. Bogotá, Colombia.

Trujillo, F., Alonso, J.C., Diazgranados, M.C y C. Gomez (Eds) 2008a. Fauna acuática amenazada en la Amazonia colombiana: Análisis y propuestas para su conservación. Fundación Omacha, Fundación Natura, Instituto Sinchi, Corpoamazonia. Bogotá, Colombia, 152 p.

Trujillo, F., Portocarrero, M. y C. Gomez (Eds.) 2008b. Plan de Manejo y Conservación de Especies Amenazadas en la Reserva de Biosfera El Tuparro: Delfines de río, manatíes, nutrias, jaguares y tortugas del género *Podocnemis*. Proyecto Pijiwi Orinoko

(Fundación Omacha-Fundación Horizonte Verde), Forest Conservation Agreement, Bogotá, Colombia, 144 p.

Trujillo, F., Gomez, C. & J. Alonso. 2008c. Evaluación de las concentraciones de mercurio en peces de interés comercial, como indicadores de contaminación en el río Amazonas. Pp. 83-90. En: Trujillo, F., Alonso, J.C., Diazgranados, M.C & C. Gómez (Eds). 2008. Fauna acuática amenazada en la Amazonia colombiana: Análisis y propuestas para su conservación.

Trujillo, F., Lasso, C., Diazgranados, M. C., Farina, O., Pérez, L. E., Barbarino, A., González, M. & J. Usma. 2010a. Evaluación de la contaminación por mercurio en peces de interés comercial y de la concentración de organoclorados y organofosforados en el agua y sedimentos de la Orinoquia. Pp. 339-355. En: Lasso, C., Usma, J.S., Trujillo, F. & A. Rial. 2010 (Editores). Biodiversidad de la Cuenca del Orinoco: Bases Científicas para la identificación de áreas prioritarias para la conservación y uso sostenible de la biodiversidad. Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt, WWF Colombia, Fundación Omacha, Fundación La Salle e Instituto de Estudios de la Orinoquia (Universidad Nacional). Bogotá, Colombia. 609 p.

Trujillo, F., Beltrán, M., Díaz-Pulido, A., Ferrer, A. & E. Payán. 2010b. Mamíferos. Pp: 311-336. En: Lasso, C., Usma, J.S., Trujillo, F. & A. Rial. 2010 (Editores). Biodiversidad de la Cuenca del Orinoco: Bases Científicas para la identificación de áreas prioritarias para la conservación y uso sostenible de la biodiversidad. Instituto de Investigaciones Biológicas Alexander von Humboldt, WWF Colombia, Fundación

Omachá, Fundación La Salle e Instituto de Estudios de la Orinoquía (Universidad Nacional). Bogotá, Colombia. 609 p.

Trujillo, F., Bermúdez-Romero, A. L., Galíndez, X. P. & B. L. Ceballos. 2010c. Instrumentos de planificación y gestión: estrategias, acuerdos y perspectivas para el uso, manejo y conservación de la fauna acuática del Sur de la Amazonia colombiana. Pp. 165-172. *En*: Bermúdez-Romero, A. L., Trujillo, F., Solano, C., Alonso, J. C. & B. L. Ceballos-Ruíz. (Editores). 2010. Retos locales y regionales para la conservación de la fauna acuática del sur de la Amazonia colombiana. Corpoamazonia, Instituto Sinchi, Fundación Omacha, Fundación Natura. Bogotá, Colombia. 189 p.

Trujillo, F., Caicedo, D., Mosquera, F. & Botero, Á. 2016. Plan de manejo para la conservación de las nutrias (*Lontra longicaudis* y *Pteronura brasiliensis*) en Colombia. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. Dirección de Bosques, Biodiversidad y Servicios Ecosistémicos: Avella, Carolina; Fundación Omacha.

Valbuena, R. 1999. Tamaño poblacional y aspectos grupales de la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) en el bajo río Bitá (Vichada, Colombia). Tesis de pregrado, Universidad Javeriana, Bogotá. Colombia.

Valderrama, E., Hoyos, M., Correa, L. M., Caro, X., Bermúdez-Romero, A. L. & J. Barragán. 2010. Evaluación del conflicto entre la nutria gigante (*Pteronura brasiliensis*) y las comunidades locales. Pp. 86-106. *En*: Bermúdez-Romero, A. L., Trujillo, F., Solano, C., Alonso, J. C. & B. L. Ceballos-Ruíz. (Editores). 2010. Retos locales y regionales para

la conservación de la fauna acuática del sur de la Amazonia colombiana. Corpoamazonia, Instituto Sinchi, Fundación Omacha, Fundación Natura. Bogotá, Colombia. 189 p.

Varela, N., Brieva, C., Parra, S. & Barragán, K. 2005. *Rehabilitación de Fauna Silvestre Memorias del curso teórico práctico*. Bogotá: Unidad de rescate y Rehabilitación de Animales Silvestres, Asociación de Veterinarias de Vida Silvestre.

Velasco, D. M. 2004. Valoración biológica y cultural de la nutria gigante *Pteronura brasiliensis* en el área de influencia de Puerto Carreño, Vichada, Colombia (ríos Orinoco y Bitá, caños Juriepe y Negro). Tesis de Pregrado, Universidad Javeriana, Facultad de Estudios Ambientales y Rurales. Bogotá, 88p.

Veterinary Standards Committee American Association of Zoo Veterinarians. (1998). Guidelines for Zoo and Aquarium Veterinary Medical Programs and Veterinary Hospitals. USA.

Wallach, J. & Boever, W. 1983. *Diseases of exotic animals Medical and surgical management*. Philadelphia: Sanders Company.

Williams, T., Williams, L. & Stoskopf, M. 1990. Marine Mammal Anesthesia. *En*: L. Dierauf. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine* (págs. 175-191). Washington D.C: CRC Press.

Fluidoterapia en Perros y Gatos. Notas clínicas para urgencias y cuidados intensivos. Dr. Enrique Ynaraja Ramírez Servicios Veterinarios. Vall de Uixó. Castellón. España. <http://www.norvet.com.mx/Memorias2011/Fluidoterapia%20-%20UCI.pdf>

