

MANUAL DE MANTENIMIENTO Y REHABILITACIÓN DE

# ARMADILLOS

MARIELLA SUPERINA, CLAUDIA BRIEVA R., ROBERTO F. AGUILAR Y FERNANDO TRUJILLO

**CÍTESE COMO:**

**Superina, M., Brieva R., C, Aguilar, R.F. & Trujillo, F.** Manual de mantenimiento y rehabilitación de armadillos. 2014. Fundación Omacha. Bogotá, Colombia. 96 pp.

**Autores:**

Mariella Superina, Claudia Brieva R., Roberto F. Aguilar y Fernando Trujillo

**Diseño gráfico e imagen:**

Julio García Robles

**Fotografía:**

Julio García Robles, Fernando Trujillo, Lina Báez, Federico Mosquera, Mariella Superina, Emilio Constantino, Roberto Aguilar, Frédéric Delsuc y Pauline Conayne

**Ilustraciones:**

Sergio Guinot Aledo e Iván Bernal Neira

**Agradecimientos especiales:**

Eduardo Valdés

**Imprime:**

Unión Gráfica Ltda.

**ISBN:**



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.



# ARMADILLOS

## CONTENIDO

<b>1. Especies de armadillos presentes en Colombia</b>	<b>8</b>
1.1 Descripción	12
1.2 Amenazas	20
<b>2. Contención y manejo físico de armadillos</b>	<b>22</b>
<b>3. Transporte</b>	<b>24</b>
<b>4. El proceso de rehabilitación</b>	<b>26</b>
<b>5. Recepción</b>	<b>28</b>
<b>6. Cuarentena, evaluación y atención médica</b>	<b>32</b>
6.1 Cuarentena	32
6.2 Examen clínico	34
6.3 Exámenes paraclínicos	41
6.3.1 Extracción y análisis de sangre	41
6.3.2 Radiografía	44
6.3.3 Otros análisis paraclínicos	45
6.4 Contención química	46
6.5 Enfermedades más comunes y su tratamiento	48
6.5.1 Deshidratación	48
6.5.2 Heridas y fracturas	49
6.5.3 Infecciones	52
6.5.4 Parásitos	54

<b>7. Necropsia</b>	<b>56</b>
7.1 Condición de la carcasa	56
7.2 Morfometría	58
7.3 Examen externo del cadáver	58
7.4 Examen interno del cadáver	61
7.5 Ingreso de material biológico a colecciones de referencia	63
<b>8. Recintos temporales</b>	<b>64</b>
<b>9. Dieta</b>	<b>68</b>
9.1 Generalidades anatómicas, fisiológicas y alimenticias	68
9.2 Calidad del alimento y su manejo	70
9.3 Adaptación a la dieta artificial	73
9.4 Dieta artificial	75
<b>10. Crianza artificial</b>	<b>76</b>
<b>11. Liberación o reubicación</b>	<b>82</b>
11.1 Liberación	82
11.1.1 Seguimiento postliberación	84
11.1.2 Educación	87
11.2 Reubicación	87
11.3 Eutanasia	89
<b>Nodos de contacto</b>	<b>90</b>
<b>Literatura citada</b>	<b>92</b>



## INTRODUCCIÓN

En Colombia está reportada la presencia de seis de las 21 especies de armadillos que existen a nivel global. De estas, cinco están presentes en la Orinoquia, pero desafortunadamente el nivel de conocimiento sobre ellas es muy bajo. Esto sumado a diferentes tipos de amenaza hace que su conservación se vuelva una prioridad en la región.

Una de las principales problemáticas que enfrentan los armadillos en los Llanos Orientales es sin duda la cacería, tanto de subsistencia como la de tipo comercial que es de carácter ilegal. Las autoridades ambientales hacen grandes esfuerzos por controlar este flagelo, realizando desde decomisos en carreteras hasta la incautación de carne y otros productos en mercados y restaurantes. Generalmente se trata de animales muertos, pero en ocasiones también se confiscan armadillos vivos en condiciones precarias.

Tanto la cacería con perros como los cada vez más frecuentes atropellamientos pueden causarles a los armadillos lesiones considerables que requieren de tratamientos prolongados. Por otra parte, debido a su dieta especializada y su hábito de escarbar para buscar alimento y hacer madrigueras, muchos armadillos mantenidos ilegalmente como mascotas están viviendo en condiciones inapropiadas. Es frecuente que al momento de ser decomisados por las autoridades se les detecten problemas de salud relacionados con el mantenimiento inadecuado que deben ser tratados previo a su reintroducción a su hábitat natural.

El manejo, transporte y disposición de estos animales no es fácil. Este documento busca explicar de manera comprensiva cómo trasladar, evaluar, tratar, mantener adecuadamente y, si es posible, liberar estos magníficos animales en los ecosistemas donde naturalmente habitan. Esta iniciativa hace parte del programa de conservación de armadillos de los Llanos Orientales bajo la alianza de Cormacarena, Corporinoquia, ODL, Bioparque Los Ocarros, Corpometa y Fundación Omacha.

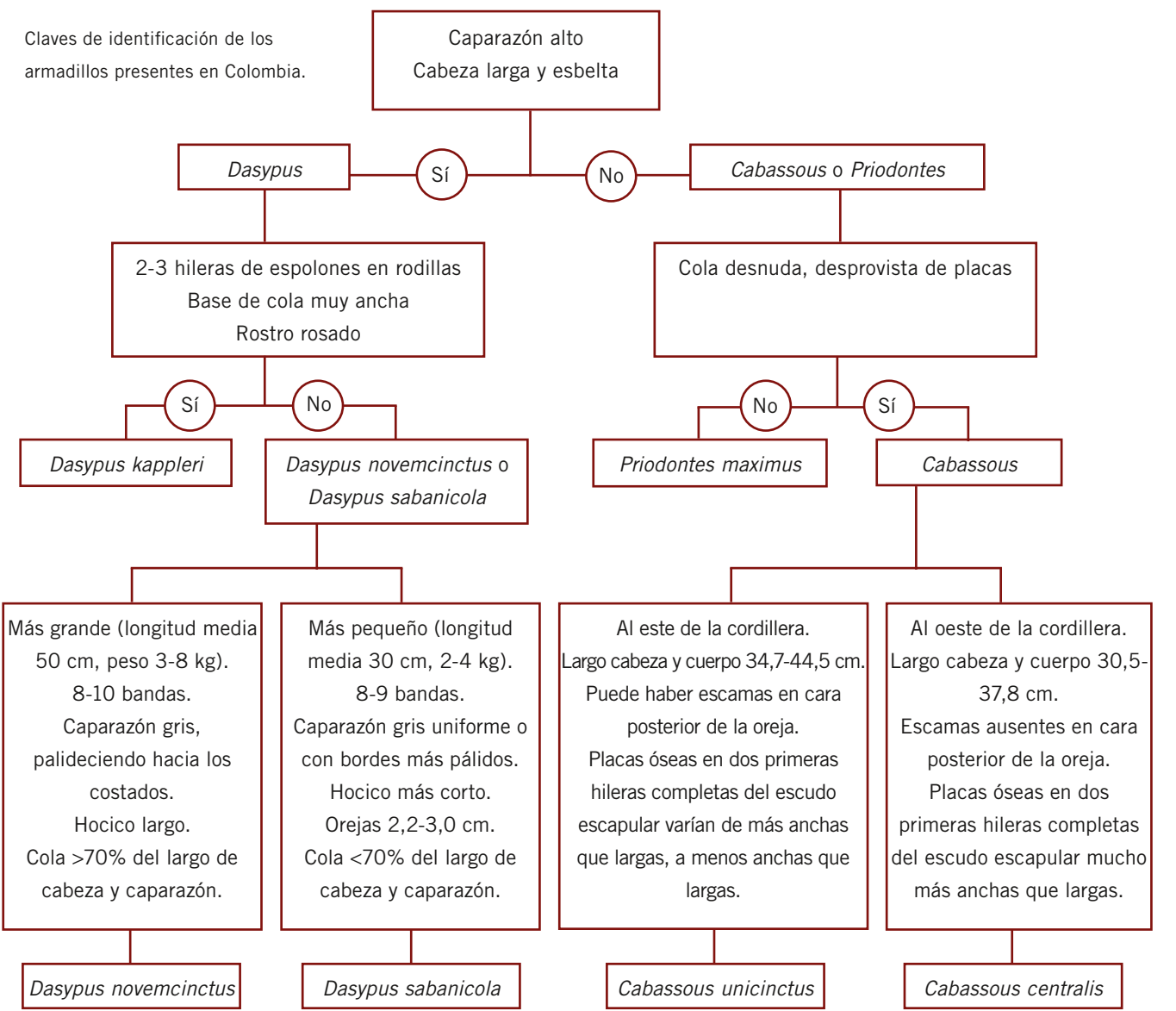
**Fernando Trujillo**, director científico de Fundación Omacha



# 1. Especies de armadillos presentes en Colombia

Los armadillos pertenecen a la familia Dasypodidae, del orden Cingulata. En Colombia se registran seis de las 21 especies existentes de armadillos: el coletrapo centroamericano (*Cabassous centralis*), el coletrapo (*Cabassous unicinctus*), el espuelón (*Dasypus kappleri*), el montañero (*Dasypus novemcinctus*), el cachicamo sabanero (*Dasypus sabanicola*) y el ocarro (*Priodontes maximus*). A continuación se relacionan aspectos de identificación y conservación de las especies de armadillos presentes en Colombia.

En Colombia habitan seis especies de armadillos, entre ellos el coletrapo (*Cabassous unicinctus*).



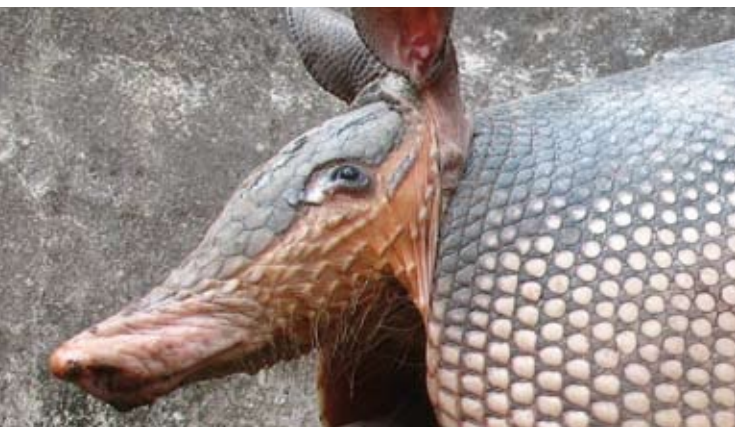




Coletrapo centroamericano (*Cabassou centralis*)



Coletrapo (*Cabassou unicinctus*)



Espuelón (*Dasypus kappleri*)



Montañero (*Dasypus novemcinctus*)



Cachicamo sabanero (*Dasypus sabanicola*)



Ocarro (*Priodontes maximus*)







*Cabassous centralis*

### 1.1 DESCRIPCIÓN

#### **Coletrapo centroamericano, *Cabassous centralis*** (Miller, 1899)

Su caparazón es de color café parduzco oscuro, con el borde amarillento, con 10-13 bandas inconspicuas móviles. Las placas del caparazón son largas, con formas cuadradas un tanto toscas; son mucho más anchas que largas en las dos primeras bandas completas del escudo escapular. La cola es corta, de menor tamaño que la mitad de la longitud del cuerpo y la cabeza. La cara es ancha y de color pardo-rosado pálido. No posee placas en la mejilla ni en la parte posterior de las orejas. En cada pata tiene 5 garras. Las garras de las patas delanteras son anchas y largas, siendo muy larga la del medio, cerca de la mitad del tamaño de la pata (Wetzel, 1980; Elizondo, 1999). Pesa entre 2,0 y 3,5 kg y posee un largo de cuerpo y cabeza de aproximadamente 34 cm.

Esta especie registra un comportamiento solitario, de hábitos nocturnos y semifosoriales. Construye sus madrigueras cerca de nidos de hormigas y termitas, a menudo en bancos, con entradas ovaladas o circulares. Al sentirse amenazado se dirige a su madriguera tapando la entrada después de su paso. Tiene solo un parto al año, con una cría, la cual nace desnuda, con los ojos cerrados y pesando aproximadamente 100 g.



*Cabassous unicinctus*

#### **Coletrapo, *Cabassous unicinctus*** (Linnaeus, 1758)

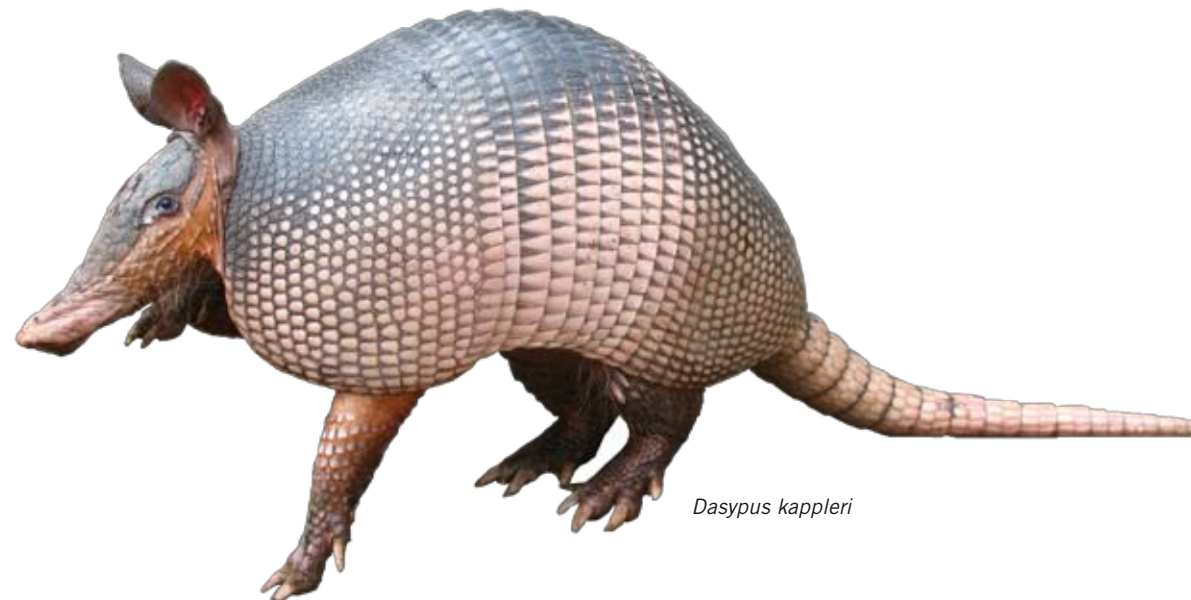
Existen dos subespecies de *Cabassous unicinctus*. La subespecie existente en Colombia es *C. u. unicinctus*, un armadillo que presenta un caparazón óseo gris oscuro con el borde inferior más claro. La otra subespecie, *C. u. squamicaudis*, tiene un caparazón de color gris uniforme y ocurre en Brasil. Las placas de las dos primeras bandas completas del escudo escapular de *C. u. unicinctus* varían de levemente más anchas que largas, a menos anchas que largas. Su cola es larga y delgada, despojada de armadura. Presenta entre diez y trece bandas móviles, no muy marcadas. La cabeza es ancha y puede tener algunas pequeñas escamas en la mejilla. Las orejas son grandes, redondas en forma de embudo, y carecen de placas en su superficie posterior. Las patas delanteras presentan en el medio una garra grande y notoria. Tiene una longitud promedio de 40 cm y pesa entre 2 y 5 kg. Las hembras son más grandes que los machos (Wetzel, 1980; Trujillo & Superina, 2013).

Es principalmente nocturno, terrestre, lento y solitario. Cava madrigueras con varias entradas de alrededor de 16 cm de diámetro, generalmente asociadas a termiteros o en la ribera de los ríos. Normalmente utiliza las madrigueras por un solo día. Se alimenta principalmente de hormigas y termitas. Se encuentra en un amplio rango de hábitats, desde bosques hasta pastizales.

**Espuelón, *Dasyus kappleri* Krauss, 1862**

Dentro del género *Dasyus* es el armadillo más grande; su peso varía entre 8 y 11 kg y el largo de su caparazón y cabeza ronda los 54 cm. Su caparazón puede tener de siete a nueve bandas móviles. La cola es larga y muy ancha en su base, cubierta por anillos de escamas. En las rodillas presenta dos hileras de escudos alargados en forma de espolones que se proyectan hacia abajo. Su rostro es rosado y el cuerpo de color gris, aclarándose gradualmente hacia las partes inferiores. El hocico es largo y angosto. Sus orejas son largas, sin escamas, casi tocándose en la base (Wetzel, 1985; Trujillo & Superina, 2013).

Es una especie solitaria, con hábitos nocturnos. Prefiere áreas con bosques antes que sabanas abiertas y pantanos de la Orinoquia y la Amazonia. Se alimenta principalmente de hormigas, lombrices, termitas y algunos vertebrados pequeños. Tiene una o dos crías al año.



*Dasyus kappleri*



*Dasyus novemcinctus*

**Montañero, *Dasyus novemcinctus* Linnaeus, 1758**

Tiene una longitud promedio de 50 cm y pesa entre 3 y 8 kg. Su caparazón es alto y está dividido por 7 a 10 bandas móviles. Generalmente es de color gris, palideciendo gradualmente hacia los costados de cuerpo, donde en las bandas posee numerosas escamas triangulares de color amarillento. Presenta un hocico largo y angosto, orejas largas (pero proporcionalmente más cortas que *Dasyus sabanicola*), casi tocándose en la base. La cola es larga, disminuyendo gradualmente su espesor. Sus patas traseras poseen cinco garras y las delanteras cuatro (Wetzel, 1985; Trujillo & Superina, 2013).

Esta especie es principalmente nocturna, terrestre y solitaria. Vive en bosques, pastizales y matorrales secos. Se alimenta sobre todo de hormigas, termitas, raíces tuberosas, lombrices, caracoles y pequeños anfibios. Tiene implantación retardada o diapausa embrionaria y da a luz cuatro crías genéticamente idénticas por camada.





*Dasypus sabanicola*

**Cachicamo sabanero, *Dasypus sabanicola* Mondolfi, 1968**

Resulta similar al armadillo de nueve bandas, pero presenta un hocico más corto y su tamaño es más pequeño; en promedio mide 30 cm de longitud y pesa 2 a 4 kg. Generalmente su caparazón tiene ocho, a veces nueve, bandas móviles y es de color grisáceo. En comparación con *D. novemcinctus*, en los adultos el caparazón es más oscuro, no palidece hacia los costados, y son más escasas las escamas amarillas y triangulares en los costados. Sus orejas son largas y sus patas traseras presentan cinco garras y las delanteras cuatro, siendo las centrales más alargadas (Wetzel, 1985; Trujillo & Superina, 2013).

Es nocturno, terrestre y solitario. Se alimenta de hormigas y otros invertebrados. Cava madrigueras de varios metros de profundidad, con entradas pequeñas y en sitios poco protegidos. Se encuentra principalmente en sabanas, tierras bajas abiertas y bosques ribereños. Da a luz cuatro crías genéticamente idénticas por camada.



*Priodontes maximus*

**Ocarro, *Priodontes maximus* (Kerr, 1792)**

Es la especie más grande de la familia Dasypodidae. La longitud del cuerpo y la cabeza puede variar entre 75 y 100 cm, y la cola mide unos 50 cm. El peso medio de esta especie es de 30 kg en vida silvestre, pero en cautiverio, si está bien atendido, puede llegar fácilmente a los 50 kg. El caparazón óseo es de color gris con un borde claro de ancho variable. Presenta entre once y trece bandas móviles. La cola está cubierta de placas óseas. Las orejas se encuentran bien separadas. Las patas delanteras presentan una garra central gruesa y muy alargada (Wetzel, 1985; Trujillo & Superina, 2013).

Es nocturno y solitario. Su dieta se basa en hormigas, lombrices y termitas. Se le puede encontrar en un amplio rango de hábitats, desde bosques hasta pastizales, preferiblemente cerca de cuerpos de agua. Tiene una cría al año, aunque excepcionalmente puede tener dos.



Página siguiente: detalle de la cabeza de un coletrapo centroamericano (*Cabassous centralis*).

En la tabla se relaciona una breve descripción de la distribución y el estado de conservación para cada una de las especies de armadillos de Colombia. Abreviaturas: Ant: Antioquia, Ces: Cesar, Cho: Chocó, LaG: La Guajira, Mag: Magdalena, Qui: Quindío, Tol: Tolima, VdC: Valle del Cauca, Met: Meta, Put: Putumayo, Ara: Arauca, Cas: Casanare, Cun: Cundinamarca, Vic: Vichada, Ama: Amazonas, Caq: Caquetá, Vau: Vaupés. NE: No Evaluado, DD: Datos Insuficientes, LC: Preocupación Menor, NT: Casi Amenazado, VU: Vulnerable, EN: En Peligro. Fuente: Solari *et al.* (2013), IUCN (2014).

CINGULATA					
Familia Dasypodidae					
Taxón	Región geográfica	Departamentos	Altitud (msnm)	Categoría nacional	Categoría internacional
<i>Cabassous</i> McMurtrie, 1831					
<i>Cabassous centralis</i>	Andina, Caribe, Pacífica, Ser. de Perijá	Ant, Ces, Cho, LaG, Mag, Qui, Tol, VdC	0-3018	NE	DD
<i>Cabassous unicinctus</i>	Amazonia, Orinoquia	Ces, Mag, Met, Put	0-630	NE	LC
<i>Dasypus</i> Linnaeus, 1758					
<i>Dasypus kappleri</i>	Amazonia, Orinoquia	Met, Put	0-1000	NE	LC
<i>Dasypus novemcinctus</i>	Colombia		0-3100	NE	LC
<i>Dasypus sabanicola</i>	Orinoquia	Ara, Cas, Cun, Met, Vic	0-500	DD	NT
<i>Priodontes</i> F. Cuvier, 1825					
<i>Priodontes maximus</i>	Amazonia, Orinoquia	Ama, Ara, Caq, Met, Vau, Vic	0-500	EN	VU





## 1.2 AMENAZAS

La cacería es una de las principales amenazas para los armadillos (Abba & Superina, 2010). La cacería de subsistencia ha ocurrido en prácticamente toda su área de distribución, incluyendo en Colombia, durante décadas, mientras que en los últimos años se ha observado un incremento de cacería comercial para el suministro ilegal de especímenes para consumo en restaurantes (Trujillo & Superina, 2013). En nuestro país, generalmente se les caza con trampas caseras posicionadas en la entrada de una madriguera habitada o con perros entrenados.

A veces los armadillos son transportados vivos por mucho tiempo en condiciones inapropiadas antes de que puedan ser confiscados por las autoridades. El traslado en jaulas metálicas, cajas con bordes filosos o clavos sobresalientes y otros recipientes inadecuados conllevan un alto riesgo de que los armadillos se lastimen en el intento de escaparse. También pueden padecer hipertermia al estar expuestos al sol y al calor.

El deterioro del hábitat y los procesos de fragmentación por causa de actividades humanas son otros factores que están afectando a los armadillos a lo largo de su rango de distribución y en nuestro país (Abba & Superina, 2010). Los cultivos agroindustriales que emplean gran cantidad de agroquímicos reducen sustancialmente el componente de invertebrados que constituyen la dieta principal de los armadillos (Trujillo & Superina, 2013). No está claro si la mecanización del suelo con arados y tractores genera mortalidad de los armadillos, pero puede ocurrir.

El atropellamiento de fauna es una amenaza que no ha sido evaluada en Colombia. Sin embargo, en estudios realizados en otros países se ha observado que los armadillos son los animales más frecuentemente atropellados en algunas rutas (Weiss & Vianna, 2012).

Tampoco se cuenta con datos sobre la envergadura del mantenimiento ilegal de armadillos como mascotas en Colombia y el tráfico relacionado con esta actividad. En otros países se ha descrito que al hallar un ocarro (*Priodontes maximus*) en el campo, personas inexpertas lo capturan y tratan de mantenerlo para poder comercializarlo en el mercado negro como “fósil viviente”. Estos intentos pueden tener consecuencias nefastas para esta delicada especie que posee requerimientos alimenticios y ambientales muy específicos (Superina, 2000; Superina *et al.*, 2008).

El ocarro (*Priodontes maximus*) es capturado a menudo para ser comercializado como fósil viviente.



## 2. Contención y manejo físico de armadillos

Al ser excelentes excavadores, los armadillos poseen mucha fuerza en las extremidades y potentes garras, las cuales también utilizan para defenderse. Resulta importante utilizar guantes gruesos al manipularlos para evitar arañazos. La única especie que podría tratar de morder para defenderse es *Euphractus sexcinctus*, un armadillo que no es nativo de Colombia.

Para un manejo físico seguro tanto para el animal como para el personal, los ejemplares pequeños se sujetan con una mano por la parte dorsal del caparazón. Para manipular un armadillo de mayor tamaño se le sujeta con ambas manos por el borde lateral del caparazón. A pesar de poseer un caparazón óseo, los armadillos son bastante ágiles y tratarán de zafarse de las manos de quien los manipula. Muchas veces se tranquilizan cuando se les aplica una leve presión lateral sobre el caparazón. Solo se les debe sujetar por la base de la cola (nunca por la punta de la misma) por cortos períodos, y siempre apoyando al mismo tiempo el escudo escapular con la otra mano para evitar movimientos bruscos.

En el manejo de armadillos grandes es aconsejable sujetar al animal por los bordes laterales del caparazón; en los de pequeño tamaño, deben sujetarse por la parte superior del caparazón y la base de la cola.





### 3. Transporte

Un aspecto importante que deben tener en cuenta las autoridades que realizan decomisos de armadillos vivos es la forma de transportarlos. Esto es igualmente útil para desplazarlos de una localidad a otra, como por ejemplo de las instalaciones de las corporaciones ambientales a los núcleos de manejo o a un zoológico. Para el traslado de armadillos, es importante tener en cuenta algunos puntos:

Precaución	Advertencia	Aconsejable
No llevar sueltos en el vehículo (p.ej. en la caja de la camioneta).	Pueden escaparse trepando o escarbando.	Transportarlos en caja de madera o plástico duro, guacal para perro (VariKennel) o similar. Asegurar siempre que tenga buena ventilación.
No llevar en bolsas de plastillera ni en cajas de cartón.	Las rompen fácilmente con sus garras.	
No llevar en jaulas.	Pueden lastimarse el hocico y las garras al introducirlos entre las barras.	
No exponer al sol.	Son muy sensibles a altas temperaturas y cambios bruscos de temperatura, se pueden morir.	Transportar en un sitio con sombra y bien ventilado.



Muestra de sujeción para traslado y cajas preparadas para ello.

## 4. El proceso de rehabilitación

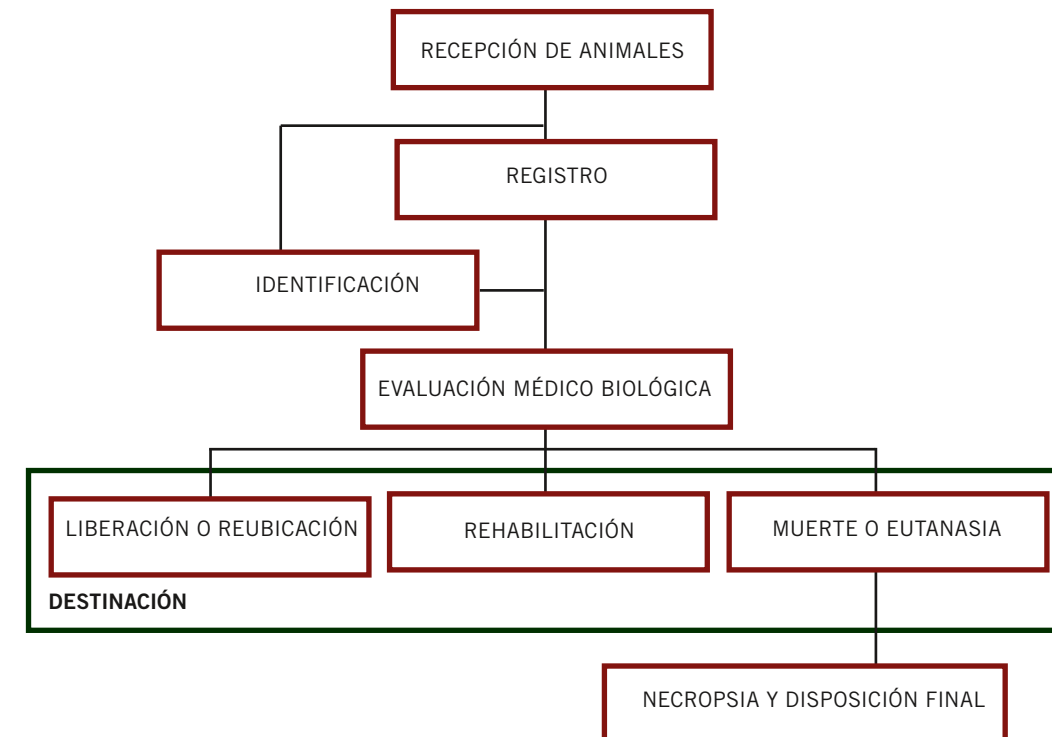
Se entiende como rehabilitación de fauna la acción de brindar atención temporaria a animales silvestres enfermos, lastimados, abandonados o desplazados y, si posible, la posterior liberación de ejemplares sanos en un hábitat apropiado (Rowles *et al.*, 2001; Sleeman, 2008).

La llegada de individuos a las Corporaciones Autónomas Regionales generalmente ocurre de forma imprevista y ello hace que los funcionarios no estén debidamente preparados, incluso en aquellos centros que generalmente están más enfocados a especies terrestres. Por esta razón, es conveniente disponer de un sistema de captación planificado que incorpore los siguientes pasos:

- 1. Recepción.** Se debe realizar una valoración biológica y médica completa del animal y una apertura de historia clínica individual.
- 2. Terapéutica.** Se efectúan diferentes tratamientos según se requiera y, de acuerdo al examen clínico, se aplican métodos de medicina veterinaria preventiva como cuarentena, aislamiento y desparasitación.
- 3. Destinación.** Según su estado pueden ser liberados inmediatamente, destinados para rehabilitación (posterior reubicación o liberación) o sacrificados (eutanasia).
- 4. Seguimiento.** Se evalúa constantemente el progreso médico del animal y se controlan los posibles problemas clínicos que se den (Varela *et al.*, 2005).

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. Incluso cuando una metodología funciona bien, es difícil aplicarla como regla universal.

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.



Pasos a seguir en el momento de recibir un animal (Varela *et al.*, 2005).



## 5. Recepción

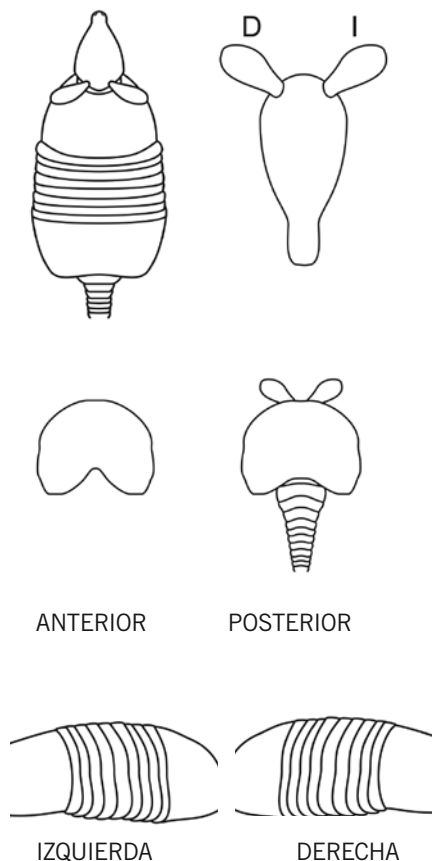
El primer paso a seguir al momento de recibir un animal consiste en registrar detalladamente los datos de origen del individuo y las condiciones en las que se lo capturó o confiscó. Estos datos son de suma importancia, ya que permitirán dar un tratamiento adecuado y, en el caso de que sea posible, liberar al animal en su sitio de origen.

Cada ejemplar debe tener una ficha individual. Además, se recomienda realizar un registro fotográfico del animal dado que se pueden diferenciar los individuos con base en ciertas características. Por ejemplo, la franja blanca en el borde del caparazón de los ocarros (*Priodontes maximus*) y los coletrapo (*Cabassous unicinctus* y *Cabassous centralis*) presenta variaciones individuales en su ancho y su forma. Los armadillos también poseen un patrón individual en el número y la ubicación de las placas en el escudete cefálico que cubre su cabeza. Las cicatrices pueden servir como otra característica de identificación individual.



Con la llegada al centro de un ejemplar o varios, se inicia un protocolo para evaluar al animal con el objeto de devolverlo a la naturaleza si es posible.

FICHA INDIVIDUAL	
Especie:	Sexo:
Código de identificación del individuo:	
1. INGRESO	Edad y/o estado del desarrollo:
Fecha de ingreso:	
2. PROCEDENCIA	
Forma en que fue obtenido	Marcar con una X
Capturado en el campo	
Comprado	
Decomisado	
Encontrado en la vía pública	
Nacido en cautiverio	
Otro - ¿Cuál?:	
3. BREVE HISTORIA	
Edad cuando fue recibido:	
Tipo de lugar donde vivía:	
Alimentación recibida antes de ser entregado:	
Enfermedades o accidentes que tuvo:	
Convivió con otro tipo de animales    Sí___ NO___	
¿Cuáles?	
4. MEDIDAS	
Longitud total (Cabeza – cuerpo - cola):	
Peso y/o condición corporal:	



Ficha individual para armadillos, con anexo de dibujos donde indicar particularidades.

La determinación del sexo en armadillos a veces lleva a confusión debido a que las hembras poseen una protuberancia en la vulva que, a primera vista, se asemeja a un pene. La vulva se puede identificar por la hendidura que posee desde su base casi hasta su punta. A veces puede ser necesario evertir el pene, ejerciendo una leve presión sobre la zona alrededor de la base del mismo, para poder distinguirlo de la vulva de una hembra.

No es posible determinar la edad de un armadillo una vez que alcanza el tamaño adulto, por lo cual se los debe clasificar como crías, juveniles o adultos.

Detalle de los órganos sexuales de dos especies de armadillos.



*Cabassous unicinctus* hembra.



*Cabassous unicinctus* macho.



*Dasypus sabanicola* hembra.



*Dasypus sabanicola* macho.



Crías con los ojos abiertos de *Dasypus sabanicola*.

Cría	Juvenil	Adulto
Menos de la mitad del tamaño de un adulto (con base en peso y/o longitud de caparazón).	Más de la mitad del tamaño de un adulto (con base en peso y/o longitud de caparazón).	Tamaño adulto (con base en peso y/o longitud de caparazón).
Caparazón blando (rosado en los primeros días).	Caparazón brillante.	Caparazón se torna más opaco con los años, las placas se ven desgastadas, incremento de manchas y cicatrices en el caparazón.
Los armadillos del género <i>Dasypus</i> nacen con los ojos abiertos. Las crías de los demás géneros abren los ojos a los 21 días.		
Aún toma leche.	Destetado.	

Ficha de observación para la determinación y clasificación según edad estimada.



## 6. Cuarentena, evaluación y atención médica

### 6.1 CUARENTENA

En general se desconoce la historia sanitaria previa de los armadillos entregados para su rehabilitación. Para realizar un diagnóstico temprano de enfermedades preexistentes y prevenir la diseminación de patógenos que puedan portar los armadillos recién llegados, es indispensable que todos los individuos sean sometidos a cuarentena.

Todos los procedimientos de cuarentena deben ser supervisados por un veterinario y, así no se tenga un área de cuarentena específica, se deben mantener los nuevos ejemplares separados del resto de los animales sin contacto físico posible. El tiempo mínimo debe ser de 30 días, ya que el animal puede ser portador sano de una enfermedad o que el patógeno se encuentre en fase de incubación. Si en este período en el área de cuarentena entra otro armadillo, el período debe volver a empezar hasta cumplir los 30 días de aislamiento para ambos animales.

Todas las instituciones deben tener prevención por enfermedades zoonóticas para sus trabajadores, 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 la zona 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.



Implante PIT Tag en la nuca de un armadillo.

Durante el período de cuarentena se deben hacer exámenes de laboratorio si se sospecha de alguna enfermedad, además del examen clínico completo que se realiza al ser ingresado. Los ejemplares deben ser revisados en busca de parásitos externos, y tratados adecuadamente. Se deben tomar muestras de sangre para cuadro hemático y analizar heces para descartar parásitos internos. Para salir de cuarentena, el individuo debe tener idealmente tres muestras negativas; como mínimo dos muestras negativas para parásitos intestinales con una separación de dos semanas (una al inicio del tratamiento y otra al final), además de estar libres de ectoparásitos.

El período de cuarentena es el momento apropiado para marcar al animal si se va a hacer un seguimiento. Se le puede tatuar en la cara interna del miembro posterior, realizar cortes en la oreja, o implantar un chip de identificación Passive Integrated Transponder (PIT Tag). En los armadillos se debe colocar el chip detrás de la oreja izquierda (Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial de Colombia, 2004). Es indispensable realizar el implante bajo estrictas medidas de asepsia.

## 6.2 EXAMEN CLÍNICO

Como primer paso del examen clínico, se evalúa la actitud y el estado de la condición corporal del animal. Esta última es más difícil de evaluar en armadillos que en otros mamíferos debido a la presencia del caparazón. Sin embargo, existen algunos puntos claves que se pueden observar para determinar si el animal está emaciado, obeso o en un estado corporal adecuado.

Puntos clave para evaluar el estado de un paciente.

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

Calificación	Emaciado	Ideal	Obeso
Condición general	No hay presencia de grasa y hay pérdida de masa muscular.	Presencia de musculación fuerte, poca grasa corporal, animal bien proporcionado.	Depósitos grasos evidentes.
Región ventral	Borde del caparazón muy marcado.	Borde del caparazón marcado.	Grasa corporal sobrepasa el borde del caparazón.
Región dorsal, a la altura del escudo pélvico	Huesos pélvicos visibles a través del caparazón.	Escudo pélvico redondeado, huesos pélvicos no visibles.	Escudo pélvico redondeado, huesos pélvicos no visibles.
Región caudal	Borde posterior del caparazón y base de la cola bien demarcados.	Borde posterior del caparazón y base de la cola bien demarcados.	Depósitos grasos obvios alrededor de la base de la cola, sobrepasan el borde del caparazón.

Condición corporal en armadillos. Solo se mencionan las condiciones extremas.

Posterior al examen visual se continúa con el examen físico, el cual se dificulta en los armadillos debido a la presencia del caparazón ya que limita las posibilidades de realizar palpaciones, auscultaciones y exámenes neurológicos de la columna vertebral. Se deben registrar el estado general, actividad motriz, respiración (cuantitativa y cualitativa) y frecuencia cardíaca por minuto y temperatura rectal (°C). Los armadillos tienen un tórax rígido por poseer costillas completamente osificadas, por lo cual no pueden profundizar su respiración en caso de problemas en el tracto respiratorio, sino que aumentarán su frecuencia respiratoria. Por otra parte, es difícil interpretar la temperatura corporal en los armadillos ya que es más





Registro de la frecuencia cardíaca por minuto de un armadillo.



Registro de la temperatura rectal (°C).

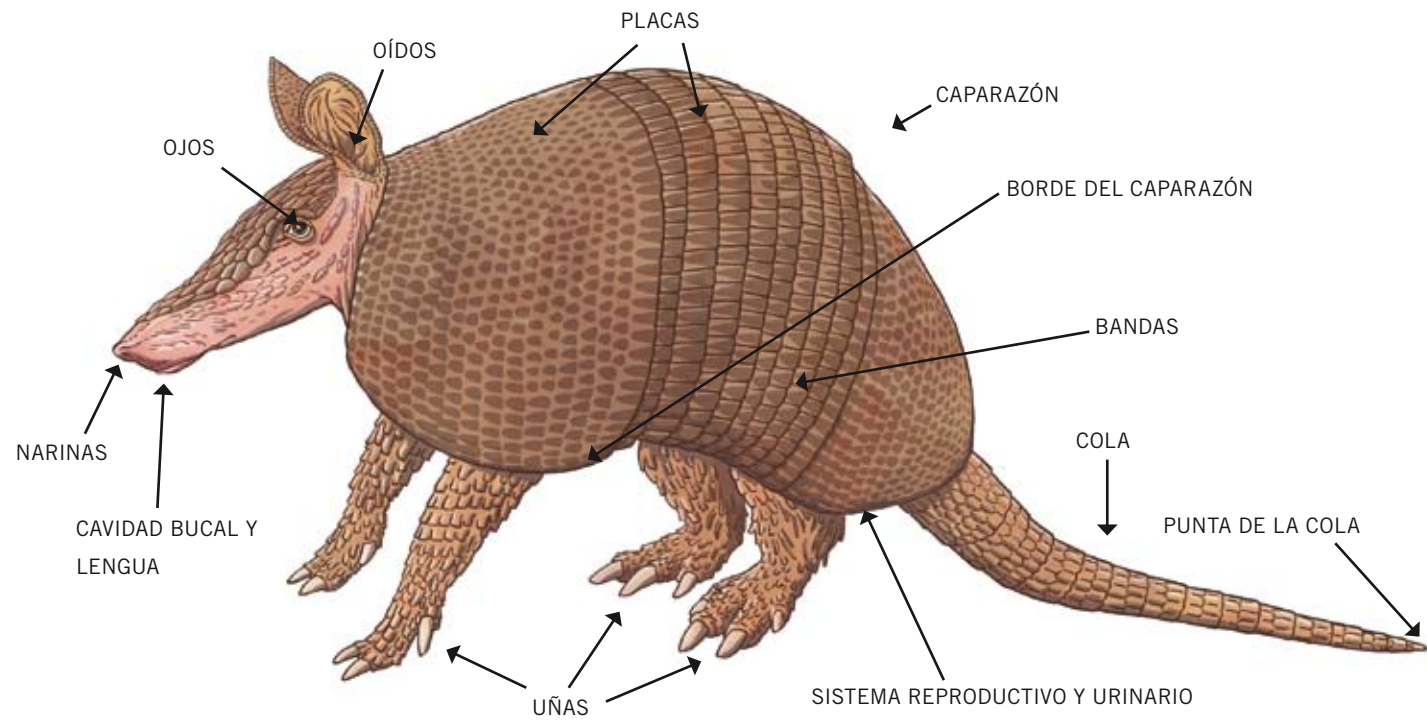


baja que en otros mamíferos y puede variar considerablemente dependiendo de la temperatura ambiente y la actividad del animal (heterotermia).

También se registran el color de las membranas mucosas (MM), que pueden ser rosadas, pálidas, cianóticas o barrosas; el tiempo de llenado capilar (TLLC) en segundos y el peso del animal en gramos o kilogramos, dependiendo de su tamaño.

En el examen clínico, se debe prestar especial atención al tejido entre las bandas móviles, el borde del caparazón, la cola y la base de las garras, ya que son los sitios donde ocurren las lesiones con mayor frecuencia.

Diferentes diagnósticos tras un examen clínico: obeso, emaciado, inflamación en la piel del cuello y heridas en las bandas.



Ilustraciones y tabla de examen clínico para armadillos

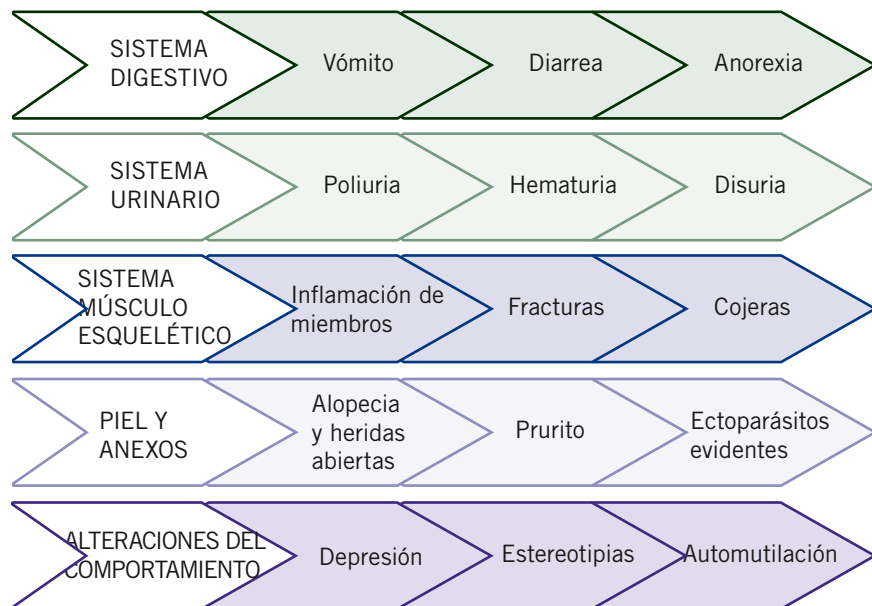
<b>Cabeza</b>	Oídos: evaluar postura y buscar parásitos.
	Ojos: comprobar el estado de la visión, observar si hay secreciones, heridas u opacidad.
	Narinas: observar si hay secreciones o cuerpos extraños. En armadillos estresados es frecuente observar burbujas en las narinas.
	Cavidad bucal: observar el color de las membranas mucosas y el tiempo de llenado capilar. Revisar si hay cuerpos extraños y la presencia y largo de piezas dentales; son de crecimiento continuo, hay un solo tipo de dientes (premolares) y carecen de esmalte. Los armadillos no tienen dientes de leche.
	Lengua: verificar si hay fibras de carne enredadas en la lengua.



<b>Caparazón y cola</b>	Observar si hay asimetrías o áreas más calientes al tacto, pueden indicar la presencia de un absceso debajo del caparazón.
	Revisar el caparazón, y especialmente el borde, en busca de placas faltantes o lesionadas.
	Revisar cada banda y el tejido entre bandas, prestar especial atención a zonas inflamadas o rojizas que puedan ser signos de una herida o infección.
	Revisar integridad de la cola, poner especial atención a su punta.
<b>Región ventral</b>	Sistema reproductivo y urinario: evaluar conformación de órganos externos. Si es hembra, observar la vulva en busca de secreciones, enrojecimientos o hinchazón que podrían ser signos de celo o parto inminente; revisar glándulas mamarias y largo de pezones para evaluar si podría estar en lactancia. Si es macho, evertir el pene para revisar si hay presencia de lesiones; los testículos son intraabdominales (los armadillos no poseen escroto) pero se pueden palpar a través de la piel durante la época reproductiva.
	Piel: buscar heridas, enrojecimientos, inflamación, parásitos externos, tumoraciones (abscesos, neoplasias, etc.).
<b>Miembros anteriores y posteriores</b>	Observar la postura, reconocer posibles heridas.
	Revisar si faltan uñas o dedos.
	Poner especial atención a la base de las uñas donde son frecuentes las lesiones e infecciones.



Signos clínicos asociados a un sistema orgánico afectado.



Valores de referencia para armadillos. Nótese que para muchas especies aún no han sido establecidos valores de referencia. Fuente: Johansen (1961), Burns & Waldrip (1971), Ulrich *et al.* (1976), McNab (1985), Superina (2000).

<b>Frecuencia cardíaca</b>	<i>Dasyus novemcinctus</i> : aproximadamente 126 por minuto en machos, 84 por minuto en hembras.
<b>Frecuencia respiratoria</b>	30 – 40 por minuto en <i>Dasyus novemcinctus</i> tranquilos. Hasta 160 por minuto en armadillos estresados. Hasta 180 por minuto con alta temperatura ambiente.
<b>Temperatura rectal</b>	<i>Dasyus novemcinctus</i> : 31 – 35 °C (promedio 33,4 °C) en machos, 30 – 33° C (promedio 31,3 °C) en hembras. <i>Dasyus sabanicola</i> : promedio de 34 – 35 °C con temperatura ambiente de 20 °C. <i>Priodontes maximus</i> : promedio de 33,6 °C con temperatura ambiente de 20 °C. <i>Cabassous</i> : promedio de 33,6 °C con temperatura ambiente de 20 °C.



Extracción de sangre en la cola, en la vena coccígea.

### 6.3 EXÁMENES PARACLÍNICOS

#### 6.3.1 Extracción y análisis de sangre

En armadillos pequeños e individuos acostumbrados al manejo, la extracción de sangre puede realizarse con contención física, mientras que en animales más grandes puede ser necesaria una contención química. Debido al fuerte desarrollo del codo y la presencia del caparazón, no es posible realizar una compresión adecuada para extraer sangre del antebrazo. La extracción de sangre se realiza preferentemente de la vena coccígea, en la base de la cola. Un operador sujeta al animal en decúbito dorsal; si es necesario, controla con los dedos índice y pulgar los miembros posteriores del animal. La persona que va a recolectar la muestra sujeta la cola extendiéndola suavemente hasta que quede totalmente desenvuelta. Luego, con el bisel de la aguja hacia arriba, inserta la aguja entre las placas de la cola (excepto en *Cabassous*, que carece de placas óseas en esa área) hasta tocar las vértebras coccígeas. Se debe extraer lentamente la aguja, aspirando levemente con el émbolo. Al pasar por la vena, la sangre fluirá dentro de la jeringa.

Es importante que la persona no mueva la aguja a partir de ese momento, y que siga tirando levemente del émbolo, creando la presión negativa necesaria para obtener la muestra. Como alternativa, y especialmente en armadillos pequeños, se puede dejar gotear la sangre del cono de la aguja a un tubo o colectarla con microcapilares (recubiertos con heparina o sin anticoagulante). Otra alternativa consiste en colectar sangre de la vena safena media, especialmente cuando se requieren de volúmenes grandes o se necesita cateterizar al animal, pero esta técnica generalmente requiere de una sedación previa (Superina, 2000). También está descrita la punción de la vena subclavia, pero es más difícil que las técnicas arriba mencionadas (Moore, 1983).

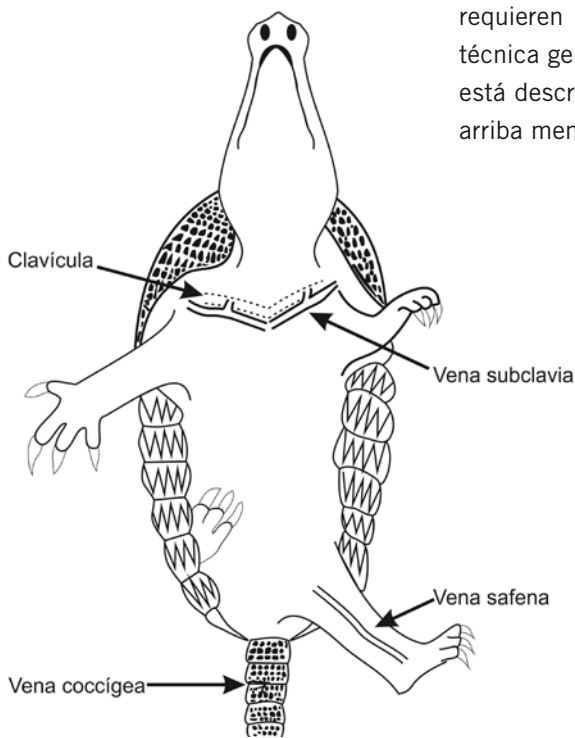


Gráfico de toma de muestras de sangre, modificado de Moore (1983).



Detalle de catéter en safena.

Análisis	<i>Dasyus novemcinctus</i> (X ± DS)
Eritrocitos (10 <sup>6</sup> /μL)	6,6 ± 1,4
Hematocrito (%)	43,5 ± 5,8
Hemoglobina (g/dL)	14,6 ± 1,9
VCM (fL)	66 ± 1,8
HCM (pg)	20,1 ± 1,5
CHCM (g/dL)	30,6 ± 2,2
Leucocitos (10 <sup>3</sup> /μL)	12,2 ± 6,1
Neutrófilos (10 <sup>3</sup> /μL)	7 ± 4,6
Linfocitos (10 <sup>3</sup> /μL)	3,1 ± 2,2
Monocitos (10 <sup>3</sup> /μL)	0,9 ± 1,1
Eosinófilos (10 <sup>3</sup> /μL)	0,4 ± 0,8
Basófilos (10 <sup>3</sup> /μL)	0,1 ± 0,1

Valores hematológicos de referencia. VCM, volumen corpuscular medio; HCM, hemoglobina corpuscular media; CHCM, concentración de hemoglobina corpuscular media. Fuente: Purtilo *et al.* (1975), D'Addamio *et al.* (1978). Nótese que no existen valores de referencia para otras especies de armadillos de Colombia.

Análisis	<i>Dasyus novemcinctus</i> (X ± DS)
Proteína total (g/L)	62 ± 11,66
Glucosa (g/L)	0,92 ± 0,41
BUN (g/L)	1,39 ± 0,35
Ácido úrico (ml/L)	18 ± 11,66
LDH (unidad/L)	1.587 ± 1.422,75
Albúmina (g/L)	32 ± 5,83
Fósforo (mg/L)	62 ± 17,49
Calcio (mg/L)	98 ± 17,49

Valores normales de química sanguínea. BUN, Nitrógeno ureico en sangre; LDH, lactato deshidrogenasa. Fuente: Ramsey *et al.* (1981). Nótese que no existen valores de referencia para las otras especies de armadillos de Colombia.



Lámina de la radiografía de un armadillo



### 6.3.2 Radiografía

El posicionamiento correcto del animal es clave para una radiografía diagnóstica, y depende de la simetría y la estabilización. Es importante estirar las extremidades para poder visualizar los órganos abdominales o torácicos. Se utiliza espuma radiolúcida para posicionar bien al paciente y cinta de enmascarar para asegurar las extremidades al chasis porta-placas o la mesa radiológica.

Se debe aumentar ligeramente el kilovoltaje de aquel que se usa en otros animales de tamaño similar. El miliamperaje puede permanecer igual al establecido para la medida del animal. Esto aumentará la penetración del rayo, ya que el caparazón de los armadillos consiste de tejido óseo que oculta la visibilidad de los órganos y tejidos.

En la interpretación de la radiografía, es importante tener en cuenta que los armadillos poseen un sinsacro (fusión de los huesos pélvicos con las vértebras caudales anteriores) y múltiples adaptaciones anatómicas a su vida semifosorial que incrementan las áreas de inserción muscular, como p.ej. una segunda espina escapular o un codo muy largo.

### 6.3.3 Otros análisis paraclínicos

**Excremento.** Es recomendable tener a mano un recipiente para recolectar las heces cuando se vaya a manipular un armadillo, ya que los ejemplares silvestres defecan como respuesta al estrés. Las heces se deben coleccionar en tubos de etanol al 70% para evaluación genética o en formol al 10% para parasitología. Si fuera para cultivo, se deben recolectar en un contenedor estéril, refrigerar y enviar a análisis lo antes posible. El cultivo se debe realizar inmediatamente si no es posible refrigerar la muestra.

**Orina.** Es difícil coleccionar orina de un armadillo. Algunos orinan como respuesta al estrés. Debido al largo pene no se pueden cateterizar a los machos. En armadillos sedados se puede intentar la punción de vejiga, utilizando la misma técnica que la que es usada en felinos domésticos. Se debe tener cautela y usar una técnica estéril para evitar laceraciones vesicales o infecciones secundarias.

**Cultivos.** Se pueden obtener secreciones o hisopados de aberturas naturales como el ano, la vulva, los ojos, oídos o algunas heridas. Para ello se utilizan hisopos estériles que posteriormente se conservan en medio de transporte.

Parásitos	Protocolo de detección	Comentarios
Parásitos externos.	Inspecciones regulares durante el examen físico, raspado de piel.	Recolectar garrapatas y pulgas y colocarlas en etanol 70% para identificación. Para ácaros, colocar raspado de piel en portaobjetos, fijar con glicerina y observar bajo microscopio.
Parásitos internos.	Exámenes fecales: por observación directa, flotación y sedimentación, técnica de Baermann.	Los armadillos poseen una fauna parasitaria muy específica. En muchos casos, las especies de parásitos que los afectan no se encuentran en otras especies de mamíferos, por lo cual su identificación puede ser complicada. Además, es común que tengan cargas bajas (p.ej. de <i>Aspidodera</i> sp.), por lo cual es muy importante evaluar la carga parasitaria y no solo la presencia o ausencia de parásitos.

#### 6.4 CONTENCIÓN QUÍMICA

Se entiende como la aplicación de fármacos que tienen diferentes modos de acción como tranquilizantes, narcóticos, sedantes y anestésicos, de tipo central y disociativos. Es importante mencionar que la manipulación y aplicación de fármacos debe realizarla siempre un médico veterinario.

Como todos los xenartros, los armadillos tienen tasas metabólicas bajas y una temperatura corporal baja y variable. Es importante realizar la contención química en un ambiente con temperatura controlada y estable. En ambientes fríos, se debe colocar al animal sobre una manta o bolsa de agua caliente para evitar la reducción de su temperatura corporal. Además de la temperatura corporal, deben monitorearse las frecuencias cardíaca y respiratoria constantemente.

En armadillos se recomienda colocar inyección intramuscular profunda; generalmente se realiza en los miembros posteriores donde hay mayor cantidad de masa muscular. En la tabla se observan los protocolos anestésicos usados en distintas especies de armadillos.

Es difícil o incluso imposible intubar un armadillo. Sin embargo, se ha descrito la intubación de *Dasypus novemcinctus* con un tubo de polietileno de 0,6 a 1,3 cm de diámetro y un endoscopio flexible (Divers, 1978).

En armadillos se puede usar la mayoría de los anestésicos inhalatorios e inyectables. Sin embargo, se han observado considerables diferencias interespecíficas e individuales en la duración y la profundidad de la anestesia. Por ejemplo, los armadillos del género *Dasypus* parecen ser menos sensibles a la ketamina y requieren una mayor dosis de este fármaco que otros xenartros (Fournier-Chambrillon *et al.*, 2000). Por lo tanto, es importante realizar un buen monitoreo y ajustar las dosis de acuerdo a la respuesta (Aguilar & Superina, 2015).

Para anestésias con ketamina, se recomienda premedicar con 0,02-0,04 mg/kg atropina para evitar una salivación excesiva. En el caso de la anestesia inhalatoria, es importante tener en cuenta que los armadillos pueden interrumpir su respiración durante varios minutos, lo cual puede dificultar la inducción (Superina, 2000).

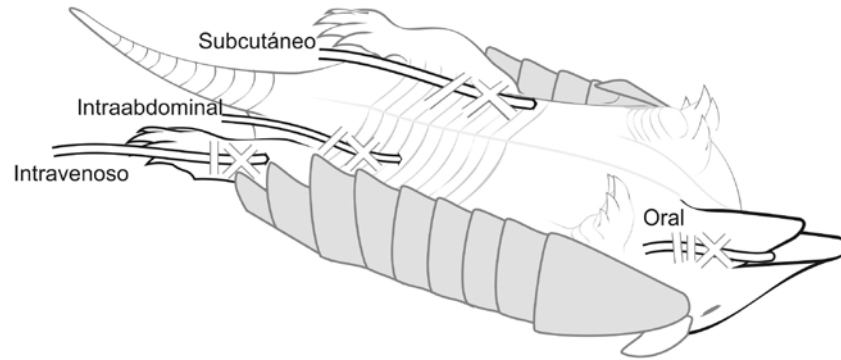
Protocolo anestésico	Especie
Ketamina 25 mg/kg + Acepromacina 0,3 mg/kg	<i>D. novemcinctus</i>
Fentanilo citrato / Droperidol 0,11-0,25 ml/kg	<i>D. novemcinctus</i>
Ketamina 4-7,5 mg/kg + Medetomidina 0,075 mg/kg; reversión con Atipamezol 0,38 mg/kg	<i>D. novemcinctus</i> y <i>D. kappleri</i>
Ketamina 40 mg/kg + Xilacina 1 mg/kg	<i>D. novemcinctus</i> y <i>D. kappleri</i>
Ketamina 20-37 mg/kg + Xilacina 0,6-1,25 mg/kg; reversión con Yohimbina 0,12-0,14 mg/kg	<i>Tolypeutes matacus</i>
Tiletamina / Zolazepam 8,5 mg/kg	<i>D. novemcinctus</i> y <i>D. kappleri</i>
Tiletamina / Zolazepam 3,85-11,9 mg/kg	<i>Tolypeutes matacus</i>
Ketamina 7 mg/kg + Midazolam 0,05 mg/kg + Dexmedetomidina 0,05 mg/kg; reversión con Atipamezol 0,4 mg/kg	<i>Zaedyus pichiy</i>
Isoflurano: Inducción 3-5%, mantenimiento 1-2%	

Protocolos anestésicos recomendados para armadillos; adaptado de Aguilar & Superina (2015). Se mencionan las especies en las cuales se han probado los protocolos debido a las notables diferencias intra e interespecíficas registradas. También se incluyen especies que no están presentes en Colombia para mostrar posibles protocolos.





La corrección del déficit de hidratación puede realizarse por vía oral, subcutánea, intravenosa o intraabdominal.



## 6.5 ENFERMEDADES MÁS COMUNES Y SU TRATAMIENTO

### 6.5.1 Deshidratación

El grado de hidratación se puede determinar con base en la turgencia de la piel. Si al pellizcar suavemente la piel del área ventral del animal ésta regresa a su posición anterior rápidamente (menos de 1 segundo), el animal está bien hidratado. En casos de deshidratación ligera a media –de un 3 a un 5%– la piel regresa lentamente, en dos o tres segundos. Si la piel permanece plegada y acartonada, el animal está severamente deshidratado, con un déficit de 7 a 10 %. En cualquier caso de deshidratación moderada o avanzada se recomienda la rehidratación con fluidos parenterales.

La corrección del déficit de hidratación puede realizarse por vía oral, subcutánea, intravenosa o intraabdominal. Existen tres tipos de procedimientos usados frecuentemente en el mantenimiento de los pacientes:

- hidratación y dextrosa al 5% (endovenoso o por vía oral), (tasa metabólica basal x 2) para administración por bolo o goteo.
- dextrosa al 5% + solución salina por vía oral, por sonda gástrica o *ad libitum*.
- suplementos dietarios: se deben suministrar hasta que el peso y la temperatura corporal sean óptimos y estables, como complemento terapéutico.

En la corrección de la deshidratación por vía oral de animales anoréxicos es importante no suministrar líquidos que tengan niveles altos en solutos, puesto que pueden causar diarreas. 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 infantiles (p.ej. Pedialyte) son una buena opción para usar en crías. Los ejemplares que están demasiado débiles para alimentarse deben ser suplementados mediante un tubo orogástrico. Es muy importante que el tubo lo coloque un veterinario con conocimiento en el área, ya que el tubo puede colocarse accidentalmente en la tráquea y, como resultado, introducir leche en los pulmones.

### 6.5.2 Heridas y fracturas

Las lesiones más frecuentes en armadillos silvestres afectan el caparazón, seguido por heridas en la cola y las patas. Los armadillos atropellados o decomisados de cazadores furtivos pueden presentar graves heridas y fracturas de caparazón que requieren de un tratamiento intensivo y prolongado, ya que la cicatrización es más lenta en armadillos que en otros mamíferos debido a su bajo metabolismo.

Es importante aislar a los individuos con heridas abiertas de otros armadillos para prevenir el canibalismo.



Armadillo con fractura en el caparazón.



Cuando se debe amputar la punta de la cola, se recomienda cubrir la herida con jeringa o tubo de plástico.



*Cabassous unicinctus*, detalle de una lesión en uñas.

Tabla de posibles lesiones sufridas por un armadillo y recomendaciones a tener en cuenta.

Sitio de la lesión	Puntos a tener en cuenta	Recomendaciones
Caparazón	No se puede suturar debido a la presencia de placas óseas.	Limpieza diaria de la herida, asegurarse de que cicatrice desde adentro hacia fuera. Si se cierra superficialmente, existe el riesgo de que se extienda la infección por debajo del caparazón. Administrar antibióticos y vitamina K. Pensar en infecciones por saprófitos en el caso de heridas que cicatrizan mal.

Sitio de la lesión	Puntos a tener en cuenta	Recomendaciones
Abdomen	Los armadillos pueden alcanzar casi cualquier parte del cuerpo con sus garras.	Se recomienda hacer suturas intradérmicas.
Bandas	Lesiones pueden cicatrizar superficialmente y enmascarar la real extensión de la herida o infección.	Evaluar bien la extensión de la lesión o absceso, limpiar a diario, asegurar un buen drenaje y que cicatrice desde adentro hacia fuera. Administrar antibióticos y vitamina K.
Cola	Generalmente cicatrizan mal y requieren de una amputación.	Para amputación de la punta: anestesia con lidocaína tópica (spray o pomada) o bloqueo regional. Realizar amputaciones mayores bajo anestesia general. Cubrir la herida con jeringa o tubo de plástico (pegar con cinta o pegamento). La cicatrización puede demorar hasta 1,5 meses; la herida debe estar cubierta durante todo este tiempo.
Dedos o extremidades	Las extremidades de los armadillos poseen masa muscular e irrigación sanguínea vigorosas. Las heridas pueden sangrar mucho.	Si la amputación es inevitable, usar electrocauterio para reducir el sangrado. Las heridas de amputaciones se infectan con frecuencia, desencadenando septicemia y llevando a la muerte.
Esqueleto	Por el caparazón, es casi imposible inmovilizar fracturas con yeso.	Las fracturas sin desplazamiento generalmente son estabilizadas por la fuerte masa muscular y no requieren intervención quirúrgica, pero es indispensable el reposo absoluto en un espacio reducido.



### 6.5.3 Infecciones

Debido a su sistema inmunológico celular deficiente, los armadillos parecen ser especialmente susceptibles a enfermedades infecciosas. Su baja temperatura corporal los protege de los organismos que tienen una temperatura óptima de crecimiento de 37 °C (Walsh, 1978), pero los hace susceptibles a patógenos inusuales o incluso saprófitos, lo cual debe tenerse en cuenta si un animal no responde a un tratamiento con medicamentos y dosis convencionales. Algunos patógenos son persistentes y de difícil resolución, como las bacterias *Nocardia brasiliensis* y *Mycobacterium leprae*, o los hongos *Paracoccidioides brasiliensis*, *Histoplasma capsulatum* y *Sporothrix schenckii* (Superina, 2000; Aguilar & Superina, 2015).

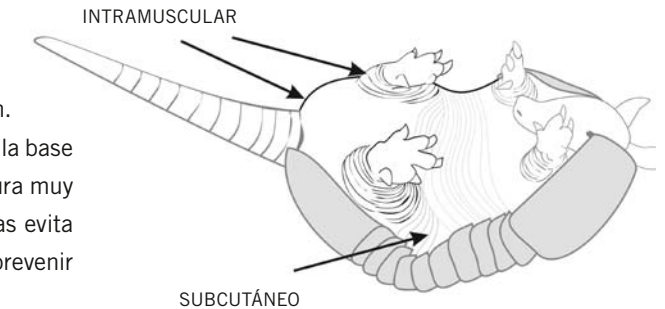
Es importante realizar una cuidadosa limpieza diaria de la zona infectada y administrar antibióticos. En general se pueden utilizar todos los antibióticos convencionales en dosis y frecuencia para gatos, teniendo en cuenta que pueden o no resultar efectivos si se está combatiendo una infección con un agente poco susceptible.

Los armadillos son reservorios naturales de *Mycobacterium leprae* y los únicos mamíferos, además del ser humano, susceptibles a lepra. Debido a su baja temperatura corporal y el sistema inmunológico celular deficiente desarrollan la forma maligna (lepromatosa) que afecta todos los órganos. El tiempo de incubación es de 10 meses a 4 años, y muchas veces el primer síntoma es un problema de coagulación. Sólo cierto porcentaje de armadillos, principalmente de la especie *Dasypus novemcinctus*, parecen ser susceptibles a lepra. La seroprevalencia en armadillos silvestres de EEUU varía entre <1% en áreas secas y 18–25% en áreas pantanosas y costeras, pero existen pocos datos de otros países. El riesgo de infección zoonótica parece ser extremadamente bajo, pero debe tenerse en cuenta al manipular armadillos. Se diagnostica mediante examen histopatológico, PCR o serología (Truman, 2008; Truman *et al.*, 2011).

### SITIOS DE INYECCIÓN

**Subcutáneo:** debajo del borde o margen del caparazón.

**Intramuscular:** en los miembros posteriores o lateral de la base de la cola. Los armadillos poseen una fuerte musculatura muy irrigada (realizar inyecciones intramusculares profundas evita el sangrado). Limpiar bien el sitio de inyección para prevenir infecciones y abscesos.



Los antibióticos pueden reducir la flora intestinal que sintetiza Vitamina K, llevando así a una hipovitaminosis y sangrados espontáneos. Por lo tanto, un tratamiento prolongado con antibióticos debe ser acompañado por el suministro diario de Vitamina K vía oral (10 mg menadiona por animal) o intramuscular (0,5 ml konakiona por animal) para prevenir problemas de coagulación.

Tabla de dosis de algunos antibióticos recomendados para armadillos. Fuente: Aguilar & Superina (2015).

Antibiótico	Dosis y frecuencia	Indicaciones
Ampicilina	10-20 mg/kg. Intramuscular, 3x/día, 5-10 días.	
Cloranfenicol	25-75 mg/kg. Intramuscular, 2x/día, 10 días.	Enteritis bacteriana.
	50-100 mg/kg. Intramuscular, 2x/día, 10 días.	Neumonía.
	1,25 mg/kg. Intramuscular, vía oral, 2x/día, 5 días.	
Enrofloxacina	2,5-5 mg/kg. Intramuscular, 1x/día, 5 días.	Infecciones generalizadas o sistémicas.
	10 mg/kg. Intramuscular, 1x/día, 12 días.	Infecciones con <i>Salmonella</i> sp.
Penicilina G benzatínica y procaínica	40.000 UI. Intramuscular, 1x/día, 5-10 días.	
Trimetoprim sulfametoxazol	15 mg/kg. Intramuscular, 1x/día, 5 días.	



*Priodontes maximus*. Los parásitos externos suelen instalarse en los pliegues y en el interior de las orejas de los armadillos para alimentarse de su sangre.

#### 6.5.4 Parásitos

Es frecuente hallar parásitos intestinales o externos en armadillos silvestres, y generalmente no causan problemas de salud por estar en equilibrio con su hospedador. Sin embargo, la captura, el traslado o el mantenimiento de armadillos en condiciones inadecuadas representan situaciones de estrés que pueden llevar a una inmunosupresión. Esta, a su vez, puede provocar un desequilibrio en la relación hospedador-parásito, causando así una patología.

En los armadillos se pueden utilizar todos los antiparasitarios tradicionales. Sin embargo, se debe evitar el uso de organofosforados, ya que se sospecha que los armadillos poseen una elevada susceptibilidad a estos químicos (Herbst *et al.*, 1989).

Los armadillos también pueden ser infectados con parásitos de la sangre como *Leishmania* spp. (Lainson & Shaw, 1989) o *Trypanosoma cruzi* (Lainson *et al.*, 1979; Barreto *et al.*, 1985; Orozco *et al.*, 2013). Sin embargo, no está claro si estos hemoparásitos causan alguna patología en los armadillos o si estos últimos serían reservorios sanos. Hasta ahora no se ha podido confirmar una transmisión zoonótica de *Leishmania* o de *Trypanosoma cruzi* al ser humano.

	Dosis (mg/kg)	Vía de administración	Frecuencia y duración
Ivermectina	0,2	SC	
Pamoato de pirantel	7,5	PO	1x/día, 3 días
Metronidazol	50	PO	2x/día, 5–7 días
Tinidazol	50	PO	2x/día, 5 días
Tiabendazol	50–100	PO	2x/día, 5 días
Mebendazol	15	PO	1x/día, 5 días
Fenbendazol	50	PO	1x/día, 3–5 días
Levamisol	10	PO/IM	2 dosis con un intervalo de 7 días
Piperazina	80–100	PO	Repetido
Praziquantel	5	PO	1 vez

Tabla de antiparasitarios. IM, intramuscular; PO, por vía oral; SC, por vía subcutánea. Fuente: Meritt (1976a), Kazda (1981), Gillespie (1993), Diniz *et al.* (1997), Superina (2000), Messias-Costa *et al.* (2001).

*Cabassous unicinctus*. En los armadillo se debe evitar el uso de antiparasitarios organofosforados.





## 7. Necropsia

Cuando muere un animal, es importante llevar a cabo un riguroso protocolo de necropsia o estudio post-mortem. Solo así se logrará recolectar suficiente información para determinar la causa de la muerte del animal. Los datos recabados durante la necropsia también servirán de referencia para el tratamiento de futuros individuos, además de aportar conocimiento sobre patología en armadillos.

Como generalmente no se puede descartar que el animal sea portador de enfermedades transmisibles al humano, el profesional veterinario que realizará la necropsia debe utilizar tapabocas, guantes y peto para su protección. Se debe manipular todas las muestras con cuidado. Si no son fijadas, se las debe colocar en frascos herméticos, impidiendo de esta forma el derrame de material infeccioso durante su transporte.

Una vez finalizada la necropsia, se debe poner especial cuidado en la descontaminación del sitio donde se realizó la misma y dar un destino apropiado a la carcasa del animal para minimizar el riesgo de la diseminación de enfermedades infecciosas.

### 7.1 CONDICIÓN DE LA CARCASA

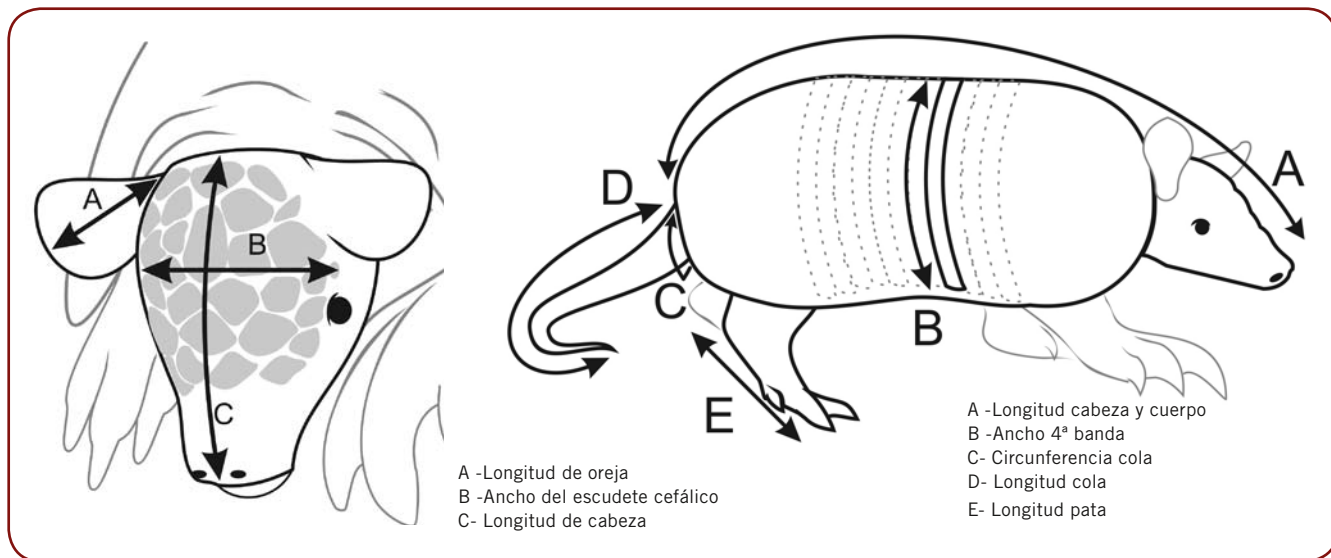
La condición de la carcasa determinará la cantidad de muestras tomadas. Por lo tanto, para minimizar los procesos de degradación de los tejidos es importante conservar correctamente el cadáver desde la muerte del animal hasta la necropsia. La refrigeración retrasa los procesos de autólisis y putrefacción, pero no los impide. En el caso de que la necropsia se realiza el mismo día de la muerte o dentro de las

24 horas posteriores a la muerte, se pueden guardar las carcasas en refrigeradores comerciales o cámaras frías, a 4–5 °C.

Se empieza la necropsia determinando la condición de la carcasa siguiendo las definiciones enunciadas en la tabla.

Tabla de clasificación de la condición de la carcasa. Modificado de Rowles *et al.* (2001).

Definición	Apariencia	Muestras	Interpretación
Cadáver fresco	No hay distensión de dermis ni de 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.
Descomposición moderada	Ligera distensión, protrusión de lengua y pene, descamación y cuarteo de piel y ojos hundidos. Los órganos internos tienen integridad general, están suaves y friables.	Patología, parasitología, genética.	Autólisis enmascara cambios histológicos.  Autólisis enmascara la causa de muerte y puede alterar la morfometría.
Descomposición avanzada	Distensión, pérdida de partes de epidermis y pelo.	Patología, genética.	La causa de muerte es identificada en escasas ocasiones.
Descomposición severa	Momificación o esqueleto.	Patología de huesos, genética.	



Esquema práctico y mediciones a realizar en la morfometría de un armadillo.

### 7.2 MORFOMETRÍA

En el caso de los armadillos, generalmente se toma las siguientes medidas en kilogramos o centímetros: peso corporal, longitud de cabeza y cuerpo, longitud de la cola, longitud de cabeza, ancho del escudete cefálico (en su parte más ancha), longitud de la oreja, ancho del caparazón en la cuarta banda, circunferencia de la base de la cola, longitud de la pata.

### 7.3 EXAMEN EXTERNO DEL CADÁVER

Es importante realizar un minucioso examen del animal para registrar todas las lesiones y alteraciones patológicas. Se describe la ubicación y la extensión de las mismas. Además de hacer un registro fotográfico de todas las lesiones, puede ser práctico marcarlas en un esquema de armadillo. El examen externo del cadáver debe incluir una revisión de los orificios corporales, estado de mucosas, descripción de secreciones y colecta de ectoparásitos. En las hembras se revisarán las mamas para determinar si estuvieron en período de lactancia; las hembras en lactancia presentan pezones alargados y las glándulas mamarias agrandadas.

**HISTOPATOLOGÍA**

Se colecta una sección del área de transición entre el tejido normal y el patológico; además, se colectan secciones de tejidos normales. Se deben colectar muestras de 1-2 cm de ancho por 2 cm de grosor con la ayuda de un bisturí o cuchillo, pero no con tijera. Las muestras se fijan en formol al 10%, en una relación 1:10 (órgano:formol) en frascos de plástico con boca ancha.

**PARASITOLOGÍA**

Se puede colectar materia fecal del recto del animal y/o conservar el tracto gastrointestinal entero. Se debe guardar el material en un recipiente sellado y refrigerado y enviar al laboratorio lo antes posible.

**MICROBIOLOGÍA**

Para evitar la contaminación, las muestras externas se deben colectar antes de abrir el cadáver y las internas inmediatamente después, previo a la manipulación de los órganos. Las muestras para bacteriología se pueden colectar con hisopos estériles que se conservan en medio de transporte de Stuart. Los líquidos se pueden aspirar con aguja y jeringa estéril. Si se pretende analizar fragmentos de órganos, se los debe "flamear" externamente posterior a su colección para eliminar la contaminación bacteriana en su superficie, y luego conservarlos en un recipiente estéril.

**GENÉTICA**

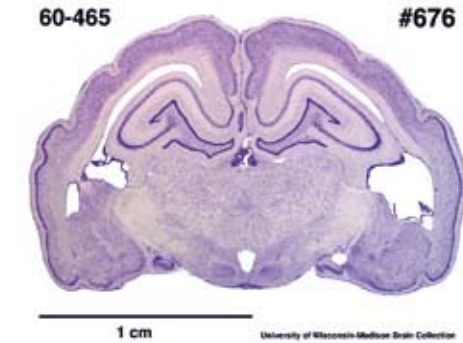
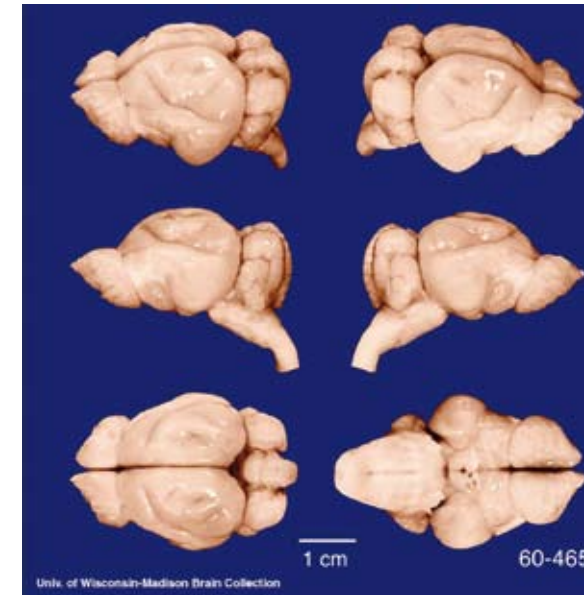
Se conserva una muestra de tejido (piel, músculo, hígado, sangre) en alcohol etílico o absoluto (1:1).

Toma de muestras al momento de la necropsia.



Tabla de clasificación de los procedimientos de la necropsia de un armadillo.

Sistema	Procedimiento
Gastrointestinal.	Abrir el intestino longitudinalmente en cada una de sus secciones para examinar la mucosa y el contenido.
	Examinar y palpar los lóbulos del hígado.
Cardiorrespiratorio.	Examinar, palpar y abrir los pulmones, examinar su contenido (sangre, mucosidad, parásitos).
	Examinar, luego abrir el pericardio, cortar cada lado del corazón desde la aurícula hasta el ventrículo, examinar las válvulas.
Cabeza y cavidad oral.	Examinar la cavidad oral y la lengua.
	Retirar el escudete cefálico, luego abrir el cráneo para retirar cuidadosamente el cerebro.
	Examinar las glándulas salivares.
Genitourinario.	Machos: diseccionar testículos, medir su tamaño para determinar si el animal era sexualmente maduro y estuvo en época reproductiva.
	Hembras: diseccionar ovarios y abrir útero, revisar si hay presencia de fetos o signos de gestaciones recientes.
	Examinar vejiga (recoger orina), uretra, uréteres.
	Riñones: retirar cápsula, cortar longitudinalmente.
Musculo-esquelético.	Examinar músculos esqueléticos y diafragma.
	Revisar integridad de huesos.
Nervioso-central.	Cerebro: examinar volumen, coloración, consistencia (considerando que es muy friable y puede licuarse fácilmente durante la manipulación), peso, vasos sanguíneos (inyectados o no) y la presencia de asimetrías.
	Médula espinal: analizar el contenido del canal medular y de la médula espinal, incluyendo el color, la consistencia y la simetría.



Forma, tamaño y corte del encéfalo de armadillo *Dasyurus novemcinctus*.

Fuente: <http://brainmuseum.org/specimens/cingulata/9bandarmadillo/index.html>

#### 7.4 EXAMEN INTERNO DEL CADÁVER

Finalizado el examen externo, se procede a retirar la piel y caparazón, revisando si existen lesiones como hematomas, heridas o hemorragias en el tejido subcutáneo. Para abrir el abdomen del cadáver se realiza primero una incisión en la pared abdominal, poniendo especial cuidado para no cortar los intestinos. Para ello se eleva la pared abdominal antes de empezar a incidir. Se examina primero la ubicación y el aspecto de los órganos en la cavidad abdominal y se registra si hay presencia de líquidos (color, volumen, consistencia). Luego, se procede a retirar el tracto gastrointestinal, realizando una ligadura entre el esófago y el estómago, y otra en el recto para evitar que se derrame el contenido, y cortando el mesenterio donde se une al intestino. Se deja el páncreas y el bazo unidos al tracto gastrointestinal. Para abrir el tórax es necesario cortar las costillas en el área cercana al esternón. Hay que tener en cuenta que las costillas de los armadillos están completamente osificadas, o sea, no poseen unión cartilaginosa con el esternón. Se examina la ubicación y el aspecto de los órganos y se registra si hay presencia de líquidos o lesiones. Luego se diseccionan y se retiran la tráquea, el esófago, los pulmones y el corazón (Miranda *et al.*, 2006).

Juvenil de *Dasypus sabanicola*.



Se procede a examinar los sistemas descritos en la tabla y se colectan muestras de todos los órganos sanos y de cualquier alteración macroscópica observada.

Para acceder al encéfalo, se hace inicialmente una incisión ventral de la articulación atlanto-occipital para separar la cabeza del cuerpo. Se retira la piel, los pabellones auriculares, el escudete frontal y los músculos que recubren la zona temporal, dejando los huesos del cráneo al descubierto. Se hace luego un corte transversal profundo en la frente, sobre las órbitas, y dos cortes laterales oblicuos que parten el foramen magnum y se unen con el corte transversal inicial. Otros autores describen la incisión como un corte coronal sobre el techo del cráneo, a la altura del ángulo lateral del ojo, y dos cortes laterales por encima de los cóndilos del occipital y dirigidos hacia los extremos del corte coronal. Posteriormente, se retira la tapa del cráneo con cuidado, ya que el cerebro es liso y muy friable. Si se logra conservar la integridad del encéfalo luego de los cortes, se pone la cabeza de forma invertida para que el encéfalo caiga por su propio peso. En individuos de talla grande puede ser necesario cortar los bulbos olfatorios, los nervios oculares, el tallo hipofisiario y los pares craneales. El cerebro es dos veces más largo que ancho. El bulbo olfatorio forma la parte más craneal, y la médula oblonga la más posterior.

Para la extracción y examen de médula espinal, se procederá a abrir el canal raquídeo retirando el escudo por su parte dorsal, y a quitar la musculatura de la parte superior entre apófisis espinosas y transversas. Se cortan las láminas vertebrales a ambos lados y se levanta la zona de las apófisis espinosas quedando el canal medular al descubierto, pudiendo extraer la médula espinal con la ayuda de unas pinzas.

### **7.5 INGRESO DE MATERIAL BIOLÓGICO A COLECCIONES DE REFERENCIA**

El material confiscado por la policía y las corporaciones ambientales puede tener un valor científico de gran importancia, al igual que los animales que mueran en núcleos de manejo o en zoológicos. Esqueletos completos, cráneos, restos óseos y caparazones de armadillos pueden ser remitidos a colecciones biológicas de carácter nacional como son las del Instituto de Ciencias Naturales de la Universidad Nacional y el Instituto Alexander von Humboldt. Es importante que este material esté acompañado de información básica para que pueda ser ingresado dentro de una colección:

- Fecha (día/mes/año).
- Localidad de procedencia (idealmente con coordenadas geográficas).
- Nombre del recolector.
- Datos ecológicos (hábitat, época climática).
- Especie.
- Sexo del ejemplar (macho/hembra).
- Categoría etaria (adulto, juvenil, cría).

Para enviar el material a las colecciones es necesario contar con el permiso de las corporaciones ambientales.

Cuando el material proviene de un decomiso, la mayoría de la información que se requiere no es viable de ser conseguida. Sin embargo, es importante tratar de tener datos sobre la localidad geográfica. Se espera que en el futuro, cuando se hayan realizado más evaluaciones genéticas de armadillos en los Llanos Orientales, se pueda identificar a qué poblaciones y áreas geográficas pertenece el material.



## 8. Recintos temporales

El éxito del proceso de rehabilitación depende en gran medida de las condiciones del centro de atención, sus instalaciones, el personal veterinario y la dieta empleada. En cualquier centro es muy importante que se disponga de las siguientes condiciones mínimas para el mantenimiento de animales en rehabilitación:

- personal clínico disponible (médico veterinario, zootecnista, biólogo y voluntarios).

- instalaciones clínicas (consultorio, hospital, cuarentena, hábitats adaptados).

- un área de servicio y mantenimiento (cocina, bodega de almacenamiento).

El tamaño del recinto dependerá de la especie, pero también del estado de salud y el tipo y severidad de la patología que está sufriendo el armadillo.

Los armadillos que requieren tratamiento diario deben ser mantenidos en un lugar confinado, como por ejemplo una caja de madera o plástico duro, guacal para perro (VariKennel) o similar. Su tamaño debe permitirles a los animales girar y estirarse por completo, y tener lugar para ofrecer comida y agua. También pueden utilizarse cajones metálicos, siempre y cuando no se los mantenga expuestos al sol ya que la superficie se calienta muy rápido, pudiendo causar hipertermia en el animal. Las cajas de cartón no son apropiadas para mantener armadillos juveniles o adultos, ni siquiera temporalmente, ya que las pueden romper con sus garras y escaparse.

En el caso de animales con fracturas en las extremidades se les debe ofrecer un sustrato blando, como por ejemplo pasto seco, aserrín o viruta sin polvillo, en el cual se puedan enterrar sin tener que ejercer mucha fuerza. Si hay fractura



Un recinto con sustrato de aserrín o virutas de madera es ideal para los casos de animales con fracturas en las extremidades





Caja de transporte acomodada para el manejo de armadillos, obsérvese el acondicionamiento de espacios y la cantidad de aserrín y papel usado para crear un suelo cómodo para el animal.



Caja de recreo funcional para armadillos en estado de recuperación situada dentro de un encierro techado.



de caparazón o una herida abierta se debe evitar cualquier sustrato que pueda adherirse en la lesión y ofrecer trapos secos, papel periódico o similar que se debe cambiar diariamente. Se les puede colocar una caja de cartón con trapos dentro del recinto para que puedan retirarse a un lugar oscuro.

Los armadillos que fueron mantenidos ilegalmente como mascotas y perdieron el miedo del hombre necesitan principalmente una rehabilitación comportamental. En este caso, una vez finalizada la cuarentena se deben transferir a un encierro con abundante sustrato natural (tierra) donde puedan excavar madrigueras y retirarse de la vista del humano. Pueden utilizarse para ello recipientes de plástico duro o piletas de cemento. No se recomienda soltar los animales en grandes recintos abiertos (tipo semicautiverio) ya que será imposible monitorear si están ingiriendo alimento natural o la dieta artificial, o recapturar los animales para controlarlos. Es importante que estos recintos estén protegidos de la lluvia y del sol; al menos una parte del recinto siempre debe brindar sombra.

Recreación de una cueva o escondite para armadillos, con sustrato de virutas de madera, usado en la recuperación de estos animales.



## 9. Dieta

### 9.1 GENERALIDADES ANATÓMICAS, FISIOLÓGICAS Y ALIMENTICIAS

La dieta de los armadillos está basada principalmente en insectos que de manera individual aportan un bajo porcentaje energético. Para poder ingerir la energía suficiente para subsistir, deberían consumir grandes cantidades de hormigas y termitas, lo cual les implicaría extensos períodos de alimentación. A lo largo de su evolución compensaron esta situación reduciendo su requerimiento energético a un nivel muy bajo del 40 al 60% de lo esperado por su tamaño y masa corporal (McNab, 1985). Esta adaptación es muy útil para los armadillos silvestres, pero en cautiverio implica que se debe tener mucho cuidado para no sobrealimentarlos. Es muy común ver armadillos obesos mantenidos en condiciones controladas.

Para poder ingerir una biomasa de insectos suficientemente grande en poco tiempo, los armadillos generalmente no mastican sus presas sino las tragan enteras para luego triturarlas con la ayuda de una fuerte musculación en la región pilórica del estómago. A lo largo de la evolución los dientes se redujeron en su complejidad y número, por lo cual los armadillos actuales poseen dientes simples, homodontes (no se pueden distinguir incisivos, caninos ni molares), sin esmalte y de crecimiento continuo (Smith & Redford, 1990; Superina, 2000). Es importante tener en cuenta este último punto ya que la dieta artificial debe contener ingredientes que los armadillos tienen que masticar para poder desgastar sus dientes.

Los armadillos del género *Dasypus* se consideran insectívoros oportunistas (Redford, 1985). El montañero *Dasypus novemcinctus* se alimenta principalmente de insectos (hormigas, termitas, escarabajos, larvas), pero dependiendo de su



disponibilidad también puede ingerir pequeños vertebrados y materia vegetal (Redford & Eisenberg, 1992). Los pocos estudios existentes sobre el espuelón *Dasypus kappleri* sugieren que ingiere principalmente escarabajos, seguido de otros invertebrados (Barreto *et al.*, 1985; Szeplaki *et al.*, 1988). El cachicamo sabanero *Dasypus sabanicola* parece comer principalmente termitas, hormigas y escarabajos (Barreto *et al.*, 1985).

*Cabassous* y *Priodontes* son insectívoros especialistas que se alimentan principalmente de hormigas y termitas (Redford, 1985). Ocasionalmente pueden ingerir otros invertebrados, como lombrices, larvas de insectos o escarabajos.

Los armadillos se alimentan especialmente de hormigas, lombrices y otros pequeños invertebrados que desentierran del suelo.

En los análisis de dieta siempre se halla tierra en los estómagos o las heces de armadillos. Hay distintas teorías sobre la razón para ello. Los animales podrían verse beneficiados por los aportes de minerales contenidos en la arcilla. La tierra también podría ayudarles a neutralizar los efectos de las defensas químicas que poseen las hormigas devoradas. Como tercera opción, es posible que las partículas de tierra les ayuden a triturar el alimento en el estómago. Aunque no se puedan excluir estas posibilidades, lo más probable es que al capturar los insectos con su lengua pegajosa, los armadillos simplemente no los pueden separar del sustrato en el que viven e ingieren la tierra accidentalmente (Redford, 1987; Bolkovic *et al.*, 1995; Superina, 2000). Es por ello que en algunas instituciones se añade tierra a la dieta. Sin embargo, esto se considera innecesario si los armadillos tienen acceso a un sustrato natural en el cual puedan cavar y/o reciban parte de su alimento en forma de termiteros, nidos de hormiga o tierra con lombrices.

## 9.2 CALIDAD DEL ALIMENTO Y SU MANEJO

### Almacenamiento en refrigeración (carnes, vegetales y suplementos)

Todos los ingredientes alimenticios refrigerados y congelados deben estar cubiertos (cajas, 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 los 30 minutos (Dierenfeld & Graffam, 1996).

### Almacenamiento seco (granos, forrajes, alimentos y 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 en climas cálidos debe ser con aire acondicionado y/o ventilación de forma continua, para mantener las temperaturas entre 15 y 25 °C. Elevadas temperaturas disminuyen la calidad de los nutrientes.

Tabla de composición de la dieta natural de *Dasyus novemcinctus*. Fuente: Ramsey *et al.* (1981)

Componente	Porcentaje
Cenizas	54,3 %
Fibra cruda	10,0 %
Proteínas	22,4 %
Grasa	10,2 %
Energía bruta	23,43 kJ/g



*Dasyus sabanicola* rebuscando entre la hojarasca en busca de pequeños invertebrados.





*Priodontes maximus* en cautividad alimentándose de un trozo de termitero.



Joven de *Chaetophractus villosus* alimentándose de huevo cocido y fruta. Esta es una especie no residente en Colombia.



Jóvenes de *Dasyus sabanicola* alimentándose de lombrices.

### 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.

### 9.3 ADAPTACIÓN A LA DIETA ARTIFICIAL

En general, los armadillos juveniles se adaptan más fácilmente a una dieta artificial que los adultos. Inicialmente es recomendable ofrecerles múltiples ingredientes para que puedan elegir cuál comer; en esta primera etapa, lo más importante es que coman algo, aunque no sea la dieta artificial definitiva, para prevenir una anorexia.

Se les puede ofrecer banano maduro, huevo picado, aguacate, insectos, carne de res molida y sin tendones ni nervios, trozos de frutas o alimento concentrado remojado en agua. Lo ideal es utilizar alimento especial para insectívoros, como p.ej. el Mazuri® Insectivore Diet. Como alternativa se puede utilizar alimento concentrado para perros o gatos de buena calidad (p.ej. Whiskas®), pero al menos inicialmente debe remojarse para asegurarse que sea blando. Una vez que hayan empezado a comer, se les puede ofrecer la dieta artificial sobre la que se les esparce el ingrediente que hayan aceptado anteriormente.

Es importante dejar a los animales tranquilos y no permanecer en su cercanía una vez que se les colocó el plato con la comida, ya que no comerán si se sienten observados.

Otra estrategia para animarlos a comer es juntarlos con armadillos ya adaptados a la dieta artificial. La rivalidad por la comida los estimulará a probar el alimento desconocido.

Especialmente al inicio, es importante comparar la cantidad de dieta ofrecida con la sobrante para poder evaluar si el animal está ingiriendo suficiente alimento.

Tabla de ejemplos de dietas generales. Fuente: Diniz *et al.* (1997), Gustavo Solís (com. pers.) y Eduardo Valdés (com. pers.).

<p><b>Todas las especies excepto <i>Priodontes maximus</i>: ofrecer 50 g de la siguiente mezcla por kilogramo de peso, dos veces al día.</b></p> <p>400 g carne molida cruda.          200 g alimento para perros de alta calidad.          100 g frutas (banano, naranja, papaya, etc).          100 g verduras (p.ej. zanahorias).          100 g maní.          100 g maíz molido.          5 g suplemento multivitamínico y mineral, p.ej. Canapet® (Laboratorios Erma).          + 1 huevo duro por día, a veces termitas o un pollito de un día muerto.</p>	<p><b>Todas las especies excepto <i>Priodontes maximus</i>:</b> solo por períodos cortos (p.ej. durante la rehabilitación), no para mantenimiento permanente.</p> <p>5% del peso corporal de alimento para perros o gatos de alta calidad y bajo contenido de almidón (p.ej. Whiskas®) remojado en agua. Es importante que sea de alta calidad, ya que los alimentos de baja calidad contienen un alto nivel de almidón que puede causar hiperglicemia y mal digestión.</p> <p>2 a 3 veces por semana: plátano maduro, banano muy maduro u otras frutas.          2 a 3 veces por semana: insectos, p.ej. hormigas, termitas y grillos.</p>
<p><b>Todas las especies: ofrecer 50 g por kilogramo de peso corporal de la siguiente mezcla una vez por día; la cantidad deberá adaptarse a la condición corporal y el nivel de actividad del animal.</b></p> <p>220 g corazón de res crudo o cocido, cortado en trocitos.          20 g banano.          ½ huevo duro (2 veces por semana con cáscara, resto sin cáscara).          1 g carbonato de calcio.          1,5 g de suplemento multivitamínico y mineral, p.ej. Canapet® (Laboratorios Erma).          2 a 3 veces por semana: plátano maduro, papaya, mango y aguacate.          2 a 3 veces por semana: insectos, p.ej. hormigas, termitas, grillos, o alguna fuente de quitina.</p>	<p><b><i>Priodontes maximus</i>: Ofrecer la siguiente mezcla una vez por día, en la noche.</b></p> <p>1,3 litros de agua.          125 g leche deslactosada.          2 manzanas.          1 banano (bien maduro).          3 yemas de huevo.          75 g Nestum 3 cereales.          250 g alimento concentrado para perros molido.          0,3 ml de Vitamina K (10 mg).          500 g de carne de pulpa, cortada en tiras bien finitas, con suplemento de calcio según corresponda (la carne se puede dar por separado).</p>

Además, se debe pesar los animales semanalmente para asegurarse de que estén manteniendo su peso o incrementándolo, en el caso de los animales que hayan llegado a rehabilitación en estado corporal malo.

#### 9.4 DIETA ARTIFICIAL

En general, las dietas para armadillos en cautiverio se basan en experiencia (prueba y error) en vez de tener una base científica. Consisten de una mezcla de proteína animal (carne molida o picada, huevo duro, pollitos de un día muertos o alimento concentrado para perros o gatos de alta calidad), frutas, verduras y un suplemento vitamínico-mineral (Superina, 2000; Aguilar & Superina, 2015). El alimento se debe ofrecer en platos hondos con base ancha (un plato por animal). El huevo duro se puede ofrecer entero, rompiendo un poco la cáscara, para que los armadillos se entretengan abriéndolo e ingieran la cáscara en el caso de necesitar calcio.

Se pueden utilizar las mismas dietas para prácticamente todas las especies, con excepción del ocarro (*Priodontes maximus*), que es más difícil de adaptar a una dieta artificial y no comerá dietas con ingredientes que deba masticar mucho (Meritt, 1976b; Redford, 1985). Como el nivel de actividad y, por lo tanto, el requerimiento energético puede variar considerablemente entre individuos, se recomienda controlar el peso de los animales de forma regular y adaptar la cantidad de alimento suministrada de forma individual.

Adicionalmente a la dieta artificial, es indispensable que se les ofrezca alimento natural. De esta forma se garantizará que no pierdan la costumbre de buscar y capturar su presa. Se pueden utilizar pedazos de nidos de hormigas, termiteros, escarabajos, grillos, lombrices, tenebrios, etc. En el caso de los tenebrios se debe tener en cuenta que tienen un alto contenido de grasa, por lo cual se les debe ofrecer en cantidades pequeñas para no causar obesidad en los armadillos.

Es importante que los armadillos tengan libre acceso a agua potable.



## 10. Crianza artificial

Cuando se realiza la crianza artificial de armadillos se les debe mantener en una incubadora o un ambiente controlado con una temperatura próxima a los 26 °C y una humedad ambiente del 40 a 60%. En zonas frías se pueden colocar botellas de agua caliente en el recinto para que las crías se acerquen a ellas cuando tengan frío, o se alejen cuando tengan calor. Lo más práctico es utilizar botellas de plástico de medio litro que se calienten en el microondas de forma regular.

De ser posible, se deben mantener las crías de una camada juntas. La ausencia de la madre requiere que se les ofrezcan animales de peluche, toallas o rollos de algodón sobre los cuales puedan trepar o debajo de los cuales se puedan esconder. Además, las crías pueden entrenarse para cavar en este material, ya que este comportamiento aparece muy temprano en el desarrollo de los armadillos. Cuando empiecen a caminar y comiencen a explorar el recinto, es importante ofrecerles tierra o algún sustrato similar para que puedan expresar su comportamiento natural de escarbar, ya que esto es indispensable para el desarrollo de la musculatura.

Para la alimentación de las crías se puede usar leche deslactosada (1 parte de leche por 3 de agua) o algún producto comercial para crianza artificial de cachorros, como Esbilac (1 parte Esbilac® y 3 partes de agua), o leche en polvo para bebés (p.ej. NAN®, S26®; una vez diluido según instrucciones del tarro, diluir 1 parte de leche en 3 partes de agua). También se puede usar una mezcla de leche de cabra y agua. Se comienza con una mezcla de leche y agua 1:4, la que se aumenta a lo largo del desarrollo del animal hasta alcanzar la relación de 1:1 (leche: agua).



La leche de cabra suele ser demasiado rica en azúcares para algunas crías. Si se observa diarrea, se disminuye la fórmula a la mitad hasta que los animales se adapten y luego se vuelve a aumentar la concentración poco a poco.

La suplementación con calcio y fósforo reviste especial importancia dado que las crías no sólo deben desarrollar su esqueleto sino también necesitan suficientes minerales para el desarrollo de su caparazón óseo. Para ello, se recomienda suplementar la leche con calcio para mantener una tasa de 3:1 calcio: fósforo.

Crías de *Dasypus* en cautividad, preparadas para ser alimentadas y cuidadas para su posterior liberación.

Contrariamente a otras especies de armadillos, las crías de *Dasyus* nacen con los ojos abiertos.



Composición de leche para *Dasyus novemcinctus*. Fuente: Knight *et al.* (2014).

Energía	1,17 kcal/g
Azúcar	2,68%
Proteína	10,0%
Grasa	5,20%
Cenizas	2,48%
Fósforo	0,437%
Calcio	0,757%

Al comienzo es necesario darles de comer cada 2,5 a 3 horas, reduciendo gradualmente los intervalos mientras van creciendo y van aumentando la cantidad de leche que tomen cada vez que se les alimente. Se les puede dar la cantidad de leche que ellos quieran y puedan comer. Es importante pesar las crías todos los días a la misma hora de la mañana, antes de empezar a alimentarlas, y crear una tabla de crecimiento.

Con excepción del género *Dasyus*, los armadillos nacen relativamente inmaduros; su boca está cerrada, salvo la parte terminal. Se aconseja utilizar inicialmente una sonda nasogástrica para bebés prematuros (p.ej. tamaño K35 de uso humano) conectada a una jeringa de 5 ml. Se introduce la punta de la sonda en la boca de la cría y se le suministra la leche lentamente, asegurándose de que el animal esté deglutiendo para evitar una posible broncoaspiración. No es necesario pasar la sonda hasta el estómago; la punta de la sonda en la boca estimulará el

reflejo de succión del armadillo. Conforme el armadillo va creciendo, se puede cambiar a pipetas de plástico (p.ej. pipeta Pasteur) de distintos tamaños hasta poder utilizar un biberón para cachorros o gatos. Cuando las crías empiezan a moverse por sí solas, p.ej. intentando alejarse de su nido o madriguera improvisada, se puede empezar a ofrecerles leche en un plato con base ancha. Inicialmente sólo se acercarán a olfatear, pero pronto empezarán a lamer la leche, lo cual facilitará considerablemente su alimentación.



Cría de *Chaetophractus villosus* alimentada con una pipeta. Esta especie no es residente en Colombia.



Crías de *Dasypus* alimentándose en zona adecuada para escarbar y fortalecer sus músculos.



Peso al nacer	100 g
Peso al destete	600 g
Peso adulto	4.000 g
Edad al destete	50 días
Tasa de crecimiento lineal	10 g/día

Algunos parámetros referidos a la tasa de crecimiento de crías de *Dasypus novemcinctus*. Fuente: Superina & Loughry (2012), Loughry & McDonough (2013). No se cuenta con datos similares de las otras especies de armadillos presentes en Colombia.

Si las crías tuvieran problemas para defecar, se les puede reducir la fórmula al 50%, agregando un 50% de Pedialyte para hidratarlos. Como alternativa, se pueden utilizar supositorios de glicerina para bebés prematuros, recortados a un tamaño adecuado para insertarlos en el recto. En algunas especies puede ser necesario realizar masajes abdominales después de alimentarlos porque en las primeras semanas no orinan ni defecan solos.

Al mes de edad, aproximadamente, se puede iniciar el destete agregando a la leche alimento concentrado molido, alimento húmedo para perros o gatos, o alimento para bebés, y reduciendo gradualmente la cantidad de leche. Al mismo tiempo se les ofrecen pequeñas cantidades de otros ingredientes, como huevo duro, frutas y verduras cortadas en trozos pequeños, carne molida y la dieta para adultos mezclada con agua para que prueben otros alimentos. También debe ofrecerse alimento natural, como escarabajos, lombrices o trozos de hormiguero, para que vayan acostumbrándose a capturar su presa. Esto es especialmente importante para los armadillos que se pretende reintroducir a su hábitat natural.

El cambio a la dieta definitiva (para armadillos adultos) debe realizarse paulatinamente. La fase del cambio a comida sólida es muy crítica en los armadillos. Para minimizar el riesgo, se necesita de mucha paciencia y un control exacto para asegurarse de que efectivamente estén aceptando la dieta para adultos. Sin embargo, un control excesivo puede llevar a resultados contrarios. Al igual que en los armadillos adultos que se intenta acostumbrar a una dieta artificial, en las crías puede ocurrir que no coman el alimento ofrecido en un plato porque la presencia del cuidador los estresa. En estos casos es importante colocar el plato en su recinto y alejarse, dejándolos solos para que puedan explorar la comida tranquilamente.

*Dasypus* alimentándose de comida para perros remojada en leche deslactosada.



# 11. Liberación o reubicación

## 11.1 LIBERACIÓN

La liberación es la culminación del proceso de rehabilitación y solo puede hacerse con animales sanos. Estos procedimientos legalmente deben ser liderados y respaldados por las corporaciones ambientales en cada región. Puede ser realizada de dos maneras:

-Liberación dura o súbita. El animal 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 a su nuevo ambiente. Para ello se ubica al individuo en un encierro dentro del área de liberación con vegetación y demás factores ambientales propios del medio hasta que se considere que ha culminado la adaptación y pueda ser liberado.

Sea cual fuere el método de liberación, debe conocerse primero la distribución geográfica más probable. Si se conoce el lugar de extracción del armadillo, esta zona o una cercana debe ser elegida para efectuar la liberación. Preferiblemente debe tratarse de un lugar que tenga una garantía de supervivencia del animal. Entre estas zonas figuran reservas públicas o privadas, parques nacionales o fincas de particulares comprometidos con la protección del ambiente (Varela *et al.*, 2005).

### Tipos de liberación

-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 continúa existiendo.

En el caso de los armadillos que estuvieron un tiempo prolongado sin posibilidades de excavar, por ejemplo porque se les mantenía en un sitio confinado y sobre sustrato duro, es indispensable que se les mantenga en un sustrato natural durante algunas semanas previamente a su liberación. Esto es importante para que puedan ejercitar sus músculos y recuperar la masa muscular y fuerza necesarias para poder excavar sus madrigueras una vez que vuelvan a su hábitat natural. Los procesos de enriquecimiento de estos sitios de confinamiento son claves para preparar adecuadamente a los animales en tareas de búsqueda de alimento (termiteros, troncos, lombrices) y excavación de madrigueras.

*Dasypus sabanicola* en fase de recuperación.





*Cabassous unicinctus*

avanza hacia la libertad, sus pasos serán seguidos por medio de un transmisor intraperitoneal.

### 11.1.1 Seguimiento post-liberación

El seguimiento post-liberación es uno de los puntos neurales en los actuales procesos de rehabilitación y reintroducción que se llevan a cabo en Colombia. El seguimiento le indica al rehabilitador si su trabajo ha tenido el éxito esperado, es decir, si los animales son capaces de subsistir por sí mismos exitosamente y si son viables como componentes biológicos de un ecosistema. Además, permite identificar potenciales errores que se deban corregir en futuros esfuerzos de rehabilitación y reintroducción.

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 durante el seguimiento permite empalmar los proyectos de rehabilitación-liberación con otros de investigación sobre las mismas especies, comparando y compartiendo resultados.

En resumen, el seguimiento nos permite:

OBTENER INFORMACIÓN DE LA ESPECIE SOBRE:	ASPECTOS DESCRIPTIVOS: ÁREAS DE ACTIVIDAD, USO DE HÁBITAT, MIGRACIONES, FRECUENCIA DE INTERACCIONES CON OTROS INDIVIDUOS, ETC.	ASPECTOS RELACIONALES: SUPERVIVENCIA, PRODUCTIVIDAD O DEPRESIÓN DEL ANIMAL VS HÁBITAT, CLIMA U OTROS ANIMALES.
ASPECTOS CAUSATIVOS: EXPERIMENTOS DE LIBERACIÓN, ALIMENTACIÓN, COMPORTAMIENTO SOCIAL E INCREMENTO DE DEPREDADORES.	EVALUAR Y CORREGIR EL MÉTODO APLICADO EN CADA ETAPA DE REHABILITACIÓN.	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 ejemplares tratados y va desde collares, arneses, aretes a implantes internos.

En el caso de los armadillos, aún no se ha hallado el sistema de montaje ideal. No se pueden usar collares ni arneses por razones anatómicas. La mayoría de los intentos de sujetar el radiotransmisor al caparazón han fallado por distintas razones. Por un lado, se debe tener en cuenta que el caparazón de los armadillos consiste de tejido óseo, por lo cual sería muy doloroso para el animal perforarlo para sujetar el transmisor, además de implicar un alto riesgo de infecciones. Por



otra parte, las madrigueras poseen la misma forma y diámetro que el caparazón de los armadillos, y el transmisor se puede desprender por el roce con la tierra. Hasta ahora, los mejores resultados se han registrado sujetando el transmisor en la base de la cola o realizando implantes intraperitoneales. Se puede utilizar pegamento rápido (tipo Super Bonder®) para colocar el transmisor en la base de la cola, luego envolverlo con esparadrapo y finalmente con cinta plateada *silver tape* (Medri, 2008). Con el tiempo se desprenderá el transmisor, pero esta metodología debería permitir seguir a los armadillos durante los primeros días; Medri (2008) logró seguir sus animales de estudio durante 3 a 29 días con esta técnica.

Los radiotransmisores intraperitoneales deben implantarse bajo anestesia general (Hernandez *et al.*, 2010). Es importante la aplicación postquirúrgica de antibióticos de amplio espectro, antiinflamatorios y analgésicos.



*Dasyus sabanicola* en un centro de recuperación, con salidas al exterior para acostumbrarse al medio en que será liberado.



*Priodontes maximus* en el Bioparque Los Ocarros, donde forma parte de diversos programas de educación para su conservación.

### 11.1.2 Educación

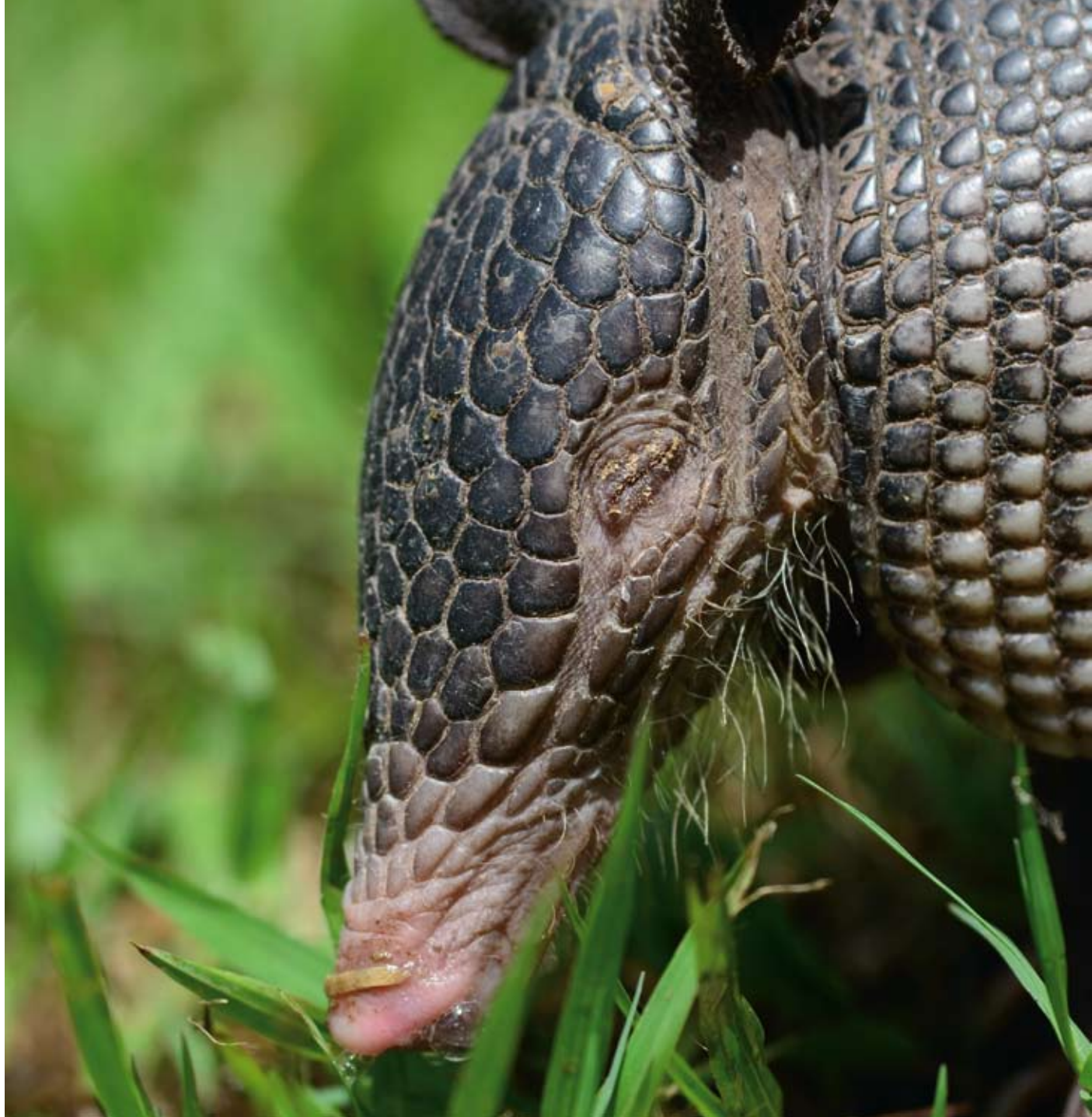
Una parte vital de la conservación de los armadillos y de otras especies en peligro es la educación en las poblaciones que viven en zonas con armadillos. Los programas de educación son indispensables para informar sobre los procesos de rehabilitación y del valor de estos animales en los ecosistemas, pero también para reducir la presión de cacería sobre ellos.

La sensibilización de las personas proporciona al individuo tratado más garantía del éxito en el proceso de rehabilitación, así como con la especie, pues pueden volverse aliados para el seguimiento y cuidado de las poblaciones silvestres.

### 11.2 REUBICACIÓN

La reubicación o derivación se refiere a trasladar al animal a una entidad zoológica, bioparque o parque de conservación cuando, después de terminar su proceso de rehabilitación, se determinó que no era apto para liberación en vida silvestre.





### 11.3 EUTANASIA

La palabra eutanasia deriva del griego y significa "buena muerte". No es fácil tomar la decisión de eutanasiar un animal perteneciente a una especie amenazada, y siempre debe precederle una discusión entre varios profesionales que incluya, entre otros, aspectos éticos.

La decisión siempre debe tener en cuenta el bienestar del animal y basarse en diversos factores. Entre otros, debe evaluarse si, desde el punto de vista del interés del animal, es más conveniente mantener al animal en un zoológico por el resto de su vida o sacrificarlo en el caso de que no pueda volver a estar en adecuadas condiciones anatómicas y fisiológicas. También se debe hacer esta evaluación si el animal no tiene la capacidad de realizar comportamientos que son innatos o que son adaptaciones especie-específicas, o si no puede volver a adaptarse a vivir en su hábitat natural por alguna otra razón.

Algunas razones para sacrificar un animal incluyen la presencia de problemas médicos o físicos severos e incurables, como por ejemplo defectos irreversibles en los miembros u órganos sensoriales, deficiencias conductuales que no se logren corregir durante la rehabilitación, enfermedades crónicas que puedan transmitirse a las poblaciones silvestres, enfermedades zoonóticas que puedan ser un riesgo para la salud pública, y la falta de desarrollo de capacidades durante el proceso de rehabilitación que imposibiliten la supervivencia del animal en el medio silvestre.

La eutanasia debe llevarse a cabo por un profesional veterinario, con las técnicas más estrictas para que sea un proceso libre de dolor y de angustia. Se puede utilizar uno de los protocolos anestésicos mencionados anteriormente, seguido por una dosis alta de Euthanex por vía endovenosa.

Después de la eutanasia se debe realizar la necropsia y toma de muestras descrita en el capítulo correspondiente.

La eutanasia debe aplicarse siempre que el animal no disponga de posibilidades de recuperación y esté sufriendo.



## Nodos de contacto

Nodos de contacto para buscar zoológico o bioparque de destino para individuos que no pueden ser liberados.



### **CORPORINOQUIA**

Sede principal Yopal: Carrera 23 No. 18 -31

PBX 57(8) 6358588 Telefax 57(8)6322623

Subsede Arauca: Carrera 25 No. 15 -69 Teléfono 57(7) 8852026

Subsede Cáqueza: Carrera 5 Calle 6 Esquina Telefax 57 (1) 8481022

Subsede La Primavera: Telefax 57 (8) 5662504 - 57 (8) 5662509

Horario de Atención: Lunes a Viernes 7am - 12m / 2pm - 5pm

E-mail: [atencionusuarios@corporinoquia.gov.co](mailto:atencionusuarios@corporinoquia.gov.co)



### **CORMACARENA**

Sede Principal Cra 35 No 25-57 Barrio San Benito Villavicencio - Meta

Teléfonos: PBX (8) 6730420 - FAX (8) 6825731 - (8) 6733338

E-mail: [info@cormacarena.gov.co](mailto:info@cormacarena.gov.co)



### **BIOPARQUE LOS OCARROS**

Kilómetro 3, vía Villavicencio-Restrepo

Villavicencio, Colombia

Tel: (8) 6709094 - Móvil: +57-320-8496916





## Literatura citada

- Abba, A. M. & M. Superina. 2010. The 2009/2010 armadillo Red List assessment. *Edentata* 11: 135-184.
- Aguilar, R. F. & M. Superina. 2015. Chapter 39: Xenarthra. Pp. 355-369 en: *Fowler's zoo and wild animal medicine*, V.8. (E. Miller, ed.). Elsevier Saunders, St. Louis.
- Barreto, M., P. Barreto & A. D'Alessandro. 1985. Colombian armadillos: Stomach contents and infection with *Trypanosoma cruzi*. *Journal of Mammalogy* 66: 188-193.
- Bolkovic, M. L., S. M. Caziani & J. J. Protomastro. 1995. Food habits of the three-banded armadillo (Xenarthra: Dasypodidae) in the dry Chaco, Argentina. *Journal of Mammalogy* 76: 1199-1204.
- Burns, T. A. & E. B. Waldrip. 1971. Body temperature and electrocardiographic data for the nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*). *Journal of Mammalogy* 52: 472-473.
- D'Addamio, G. H., G. P. Walsh, L. Harris, R. Borne & M. S. Derouen. 1978. Hematologic parameters for wild and captive nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*). *Laboratory Animal Science* 28: 607-610.
- Dierenfeld, E. S. & W. S. Graffam. 1996. Manual de nutrición y dietas para animales silvestres en cautiverio (ejemplos para animales de América Latina). Zoo Conservation Outreach Group, New Orleans.
- Diniz, L. S., E. O. Costa & P. M. Oliveira. 1997. Clinical disorders in armadillos (Dasypodidae, Edentata) in captivity. *Zentralblatt für Veterinärmedizin (B)* 44: 577-582.
- Divers, B. J. 1978. Edentates. Pp. 439-448 en: *Zoo and wild animal medicine* (M. E. Fowler, ed.). W.B. Saunders, Philadelphia.
- Elizondo, L. H. 1999. UBIs de mamíferos de Costa Rica. INBio, Costa Rica.
- Fournier-Chambrillon, C., I. Vogel, P. Fournier, B. De Thoisy & J. C. Vié. 2000. Immobilization of free-ranging nine-banded armadillos and great long-nosed armadillos with three anesthetic combinations. *Journal of Wildlife Diseases* 36: 131-140.
- Gillespie, D. S. 1993. Edentata: Diseases. Pp. 304-310 en: *Zoo and Wild Animal Medicine* (M. E. Fowler, ed.). Saunders, Philadelphia.
- Herbst, L. H., A. I. Webb, R. M. Clemmons, M. R. Dorsey-Lee & E. E. Storrs. 1989. Plasma and erythrocyte cholinesterase values for the common long-nosed armadillo, *Dasypus novemcinctus*. *Journal of Wildlife Diseases* 25: 364-369.
- Hernandez, S. M., D. J. Gammons, N. Gottdenker, M. T. Mengak, L. M. Conner & S. J. Divers. 2010. Technique, safety, and efficacy of intra-abdominal transmitters in nine-banded armadillos. *Journal of Wildlife Management* 74: 174-180.
- IUCN. 2014. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2014.1. <<http://www.iucnredlist.org>>. Consultado el 12 de junio de 2014.
- Johansen, K. 1961. Temperature regulation in the nine-banded armadillo. *Physiological Zoology* 34: 126-144.
- Kazda, J. M. 1981. Nine-banded armadillos in captivity: prevention of losses due to parasitic diseases. Some remarks on mycobacteria-free maintenance. *International Journal of Leprosy* 49: 345-346.
- Knight, F. M., M. Power & K. Murtough. 2014. Got (armadillo) milk. 94th Annual meeting of the American Society of Mammalogists, Oklahoma City.
- Lainson, R. & J. J. Shaw. 1989. *Leishmania (Viannia) naiffi* sp. n., a parasite of the armadillo, *Dasypus novemcinctus* (L.) in Amazonian Brazil. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 64: 3-9.
- Lainson, R., J. J. Shaw, H. Fraiha, M. A. Miles & C. C. Draper. 1979. Chagas's disease in the Amazon Basin: 1. *Trypanosoma cruzi* infections in silvatic mammals, triatomine bugs and man in the state of Pará, northern Brazil. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene* 73: 193-204.
- Loughry, W. J. & C. M. McDonough. 2013. The nine-banded armadillo: a natural history. University of Oklahoma Press, Norman, OK. 323 pp.
- McNab, B. K. 1985. Energetics, population biology, and distribution of Xenarthrans, living and extinct. Pp. 219-232 en: *The evolution and ecology of armadillos, sloths and vermilinguas* (G. G. Montgomery, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington and London.
- Medri, I. M. 2008. Ecología e história natural do tatu-peba, *Euphractus sexcinctus* (Linnaeus, 1758), no Pantanal da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul. Doctoral thesis, Universidade de Brasília, Brasília.
- Meritt, D. A., Jr. 1976a. The La Plata three-banded armadillo in captivity. *International Zoo Yearbook* 16: 153-156.
- Meritt, D. A., Jr. 1976b. The nutrition of Edentates. *International Zoo Yearbook* 16: 38-46.
- Messias-Costa, A., A. M. Beresca, K. Cassaro, L. de Stefani Munao Diniz & C. Esbérard. 2001. Chapter 24: Order Xenarthra (Edentata) (Sloths, armadillos, anteaters). Pp. 238-255 en: *Biology, Medicine, and Surgery of South American wild animals* (M. E. Fowler & Z. S. Cubas, eds.). Iowa State University Press, Ames, Iowa.
- Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial de Colombia. 2004. Resolución 1172 de octubre 7 de 2004 por la cual se establece el sistema nacional de identificación y registro de los especímenes de fauna silvestre en condiciones *ex situ*. Diario Oficial 45.698 del 11 de octubre de 2004.
- Miranda, F., M. Superina & I. Jiménez. 2006. Manual de necropsias del oso hormiguero gigante (*Myrmecophaga*

*tridactyla*). Projeto Tamanduá / The Conservation Land Trust: 18.

Moore, D. M. 1983. Venipuncture sites in armadillos (*Dasyus novemcinctus*). *Laboratory Animal Science* 33: 384-385.

Orozco, M. M., G. F. Enriquez, J. A. Alvarado-Otegui, M. V. Cardinal, A. G. Schijman, U. Kitron & R. E. Gürtler. 2013. New sylvatic hosts of *Trypanosoma cruzi* and their reservoir competence in the humid Chaco of Argentina: a longitudinal study. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 88: 872-882.

Purtilo, D. T., G. P. Walsh, E. E. Storrs & C. Gannon. 1975. The immune system of the nine-banded armadillo (*Dasyus novemcinctus*, Linn). *Anatomical Record* 181: 725-733.

Ramsey, P. R., D. F. J. Tyler, J. R. Waddill & E. E. Storrs. 1981. Blood chemistry and nutritional balance of wild and captive armadillos (*Dasyus novemcinctus* L.). *Comparative Biochemistry and Physiology A Comparative Physiology* 69A: 517-521.

Redford, K. H. 1985. Food habits of armadillos (Xenarthra: Dasypodidae). Pp. 429-437 en: *The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas* (G. G. Montgomery, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington and London.

Redford, K. H. 1987. Ants and termites as food. Patterns of mammalian myrmecophagy. Pp. 349-399 en: *Current Mammalogy* (H. H. Genoways, ed.). Plenum Press, New York and London.

Redford, K. H. & J. F. Eisenberg. 1992. *Mammals of the Neotropics, Volume 2: The southern Cone: Chile, Argentina, Uruguay, Paraguay*. The University of Chicago Press, Chicago and London.

Rowles, T. K., F. M. Van Dolah & A. A. Hohn. 2001. Gross necropsy and specimen collection protocols. Pp. 449-470 en: *CRC Handbook of marine mammal medicine* (L. A. Dierauf & F. M. D. Gulland, eds.). CRC Press, Boca Raton, FL.

Sleeman, J. M. 2008. Use of wildlife rehabilitation centers as monitors of ecosystem health. Pp. 97-104 en: *Zoo and wild animal medicine: current therapy* (M. E. Fowler & R. E. Miller, eds.). Saunders, St. Louis.

Smith, K. K. & K. H. Redford. 1990. The anatomy and function of the feeding apparatus in two armadillos (Dasypoda): anatomy is not destiny. *Journal of Zoology London* 222: 27-47.

Solari, S., Y. Muñoz-Saba, J. V. Rodríguez-Mahecha, T. R. Defler, H. E. Ramírez-Chaves & F. Trujillo. 2013. Riqueza, endemismo y conservación de los mamíferos de Colombia. *Mastozoología Neotropical* 20: 301-365.

Superina, M. 2000. *Biologie und Haltung von Gürteltieren (Dasypodidae)*. Doctoral thesis, Universität Zürich, Zürich.

Superina, M. & W. J. Loughry. 2012. Life on the half-shell: consequences of a carapace in the evolution of armadillos. *Journal of Mammalian Evolution* 19: 217-224.

Superina, M., F. Miranda & T. Plese. 2008. Maintenance of Xenarthra in captivity. Pp. 232-243 en: *The biology of the Xenarthra* (S. F. Vizcaíno & W. J. Loughry, eds.). University Press of Florida, Gainesville.

Szeplaki, E., J. Ochoa & J. Clavijo. 1988. Stomach contents of the greater long-nosed armadillo (*Dasypus kappleri*) in Venezuela. *Mammalia* 52: 422-425.

Trujillo, F. & M. Superina. 2013. Armadillos de los Llanos Orientales. ODL, Fundación Omacha, Cormacarena, Corporinoquia, Bioparque Los Ocarros, Bogotá. 176 pp.

Truman, R. W. 2008. Leprosy. Pp. 111-119 en: *The Biology of the Xenarthra* (S. F. Vizcaíno & W. J. Loughry, eds.). University Press of Florida, Gainesville.

Truman, R. W., P. Singh, R. Sharma, P. Busso, J. Rougemont, A. Paniz-Mondolfi, A. Kapopoulou, S. Brisse, D. M. Scollard, T. P. Gillis & S. T. Cole. 2011. Probable zoonotic leprosy in the southern United States. *New England Journal of Medicine* 364: 1626-1633.

Ulrich, M., J. Convit, M. Centeno & M. Rapetti. 1976. Immunological characteristics of the armadillo, *Dasypus sabanicola*. *Clinical and Experimental Immunology* 25: 170-176.

Varela, N., C. Brieva, S. Parra & K. Barragán. 2005. Rehabilitación de fauna silvestre. Curso teórico práctico. Unidad de Rescate y Rehabilitación de Animales Silvestres (URRAS) – Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre (VVS), Bogotá. 94 pp.

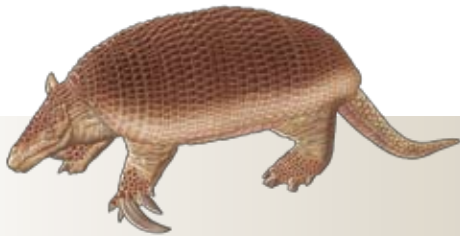
Walsh, G. P. 1978. Experimental leprosy in the nine-banded armadillo (*Dasyus novemcinctus*). Pp. 57-63 en: *The armadillo as an experimental model in biomedical research*, Pan American Health Organization, Sci. Publ. No. 366, Caracas, Venezuela.

Weiss, L. P. & V. O. Vianna. 2012. Levantamento do impacto das rodovias BR-376, BR-373 e BR-277, trecho de Apucarana a Curitiba, Paraná, no atropelamento de animais silvestres. *Publicatio UEPG: Ciências Biológicas e da Saúde* 18: 121-133.

Wetzel, R. M. 1980. Revision of the naked-tailed armadillos, Genus *Cabassous* McMurtrie. *Annals of Carnegie Museum* 49: 323-357.

Wetzel, R. M. 1985. Taxonomy and distribution of armadillos, Dasypodidae. Pp. 23-46 en: *The evolution and ecology of armadillos, sloths, and vermilinguas* (G. G. Montgomery, ed.). Smithsonian Institution Press, Washington and London.





MANUAL DE MANTENIMIENTO Y REHABILITACIÓN DE

# ARMADILLOS