

**MANUAL CLÍNICO PARA EL MANEJO DEL
OSO HORMIGUERO GIGANTE
(*Myrmecophaga tridactyla*)**

Versión 1. Noviembre de 2006

Flavia Miranda, Gustavo Solís, Mariella Superina e Ignacio Jiménez, editores



THE CONSERVATION LAND TRUST

ÍNDICE

1	INTRODUCCIÓN.....	2
2	ANESTESIA	3
2.1	Protocolos anestésicos	5
2.1.1	Tiletamina y Zolazepam	5
2.1.2	Ketamina y Midazolam	6
2.1.3	Ketamina y Xylacina	6
2.1.4	Anestesia inhalatoria	7
3	MANEJO DE OSOS HORMIGUEROS ANESTESIADOS	7
4	EMERGENCIAS ANESTÉSICAS	8
4.1	Paro o depresión respiratoria	9
4.2	Paro cardíaco	9
4.3	Hipertermia	10
4.4	Hipotermia	11
4.5	Aspiración de regurgitación.....	11
4.6	Shock	12
4.7	Heridas	12
4.8	Convulsiones.....	13
5	EXAMEN FISICO	13
6	RECOLECCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	14
6.1	Muestras de sangre.....	14
6.2	Muestras fecales.....	16
6.3	Ectoparásitos.....	16
6.4	Pelos.....	16
6.5	Hisopos (swabs) estériles vaginales.....	16
6.6	Hisopos (swabs) rectales.....	17
6.7	Hisopos (swabs) óticos	17
6.8	Muestras dérmicas para dermatófitos	17
6.9	Raspaje de piel.....	18
7	RECUPERACIÓN POST-ANESTÉSICA	18
8	AGRADECIMIENTOS.....	18
9	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	19
	Anexo 1. Fichas de evaluación clínica y anestesia del oso hormiguero gigante	20
	Anexo 2. Pruebas diagnósticas a realizar a partir de las muestras biológicas	23
	Anexo 3. Material para la anestesia y toma de muestras del oso hormiguero gigante	24
	Anexo 4. Instituciones a las que se enviarán muestras clínicas; tipo de muestras enviadas	26

1 INTRODUCCIÓN

El presente manual clínico tiene dos objetivos: el primero y más importante es establecer cómo manipular y anestésiar osos hormigueros gigantes (a partir de ahora referidos únicamente como “osos hormigueros”) de forma segura, y el segundo es estandarizar el examen físico y la recolección de muestras de estos animales para maximizar su aprovechamiento diagnóstico o científico. Este documento se enmarca dentro del contexto específico del Proyecto de Recuperación del Oso Hormiguero Gigante en los Esteros de Iberá (ver Jiménez, ed. (2006) y más abajo) donde se trabaja mayoritariamente con animales procedentes de cautiverio o de vida silvestre que son enviados a una cuarentena para posteriormente ser liberados y reintroducidos en su ambiente natural en el área de Iberá. Sin embargo, consideramos que las recomendaciones aquí incluidas podrán ser de utilidad para otros proyectos de investigación y/o gestión en los que se tienen que manipular estos animales.

El manual se ha escrito para que se aplique siempre que sea necesaria la anestesia y manipulación de ejemplares de oso hormiguero, tal y como sucede en los siguientes casos:

- Siempre que sea preciso anestésiar a un animal (exámenes clínicos, colocación de sistemas de radioseguimiento, traslados, toma de muestras biológicas, accidentes, emergencias, etc).
- Cuando esté indicado o se considere oportuno realizar una revisión sanitaria de animales en cuarentena, cautividad o en vida libre.
- La captura de animales para su incorporación al Proyecto de Recuperación del Oso Hormiguero Gigante en los Esteros de Iberá u otro proyecto similar.

Este manual es una adaptación del “Manual Clínico del Lince Ibérico” creado por el Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del Lince Ibérico (2004), el cual, a su vez, es una adaptación del “Manual del Programa de Salud del Jaguar” (Deem y Karesh 2005). En el proceso de adaptación de ambos manuales al caso del oso hormiguero se ha mantenido la estructura general de los documentos originales, conservando gran parte de sus frases textuales, por lo que queremos reconocer y agradecer explícitamente la autoría intelectual de las personas que trabajaron en su elaboración.

Como se ha dicho, este documento se enmarca dentro del Proyecto de Recuperación del Oso Hormiguero Gigante en los Esteros de Iberá (ver Jiménez ed. 2006), el cual busca establecer en el medio plazo (e.g. 20 años) una población de osos hormigueros gigantes que sea viable y autosostenible a largo plazo (e.g. 100 años o más) en su ambiente natural dentro de la región de los Esteros de Iberá (Corrientes, Argentina) y áreas limítrofes. Para cumplir con esta meta, el proyecto trabaja en los siguientes objetivos:

1. Evaluar la factibilidad de la reintroducción de osos hormigueros en los Esteros de Iberá y áreas limítrofes.
2. Liberar ejemplares de oso hormiguero que puedan vivir en condiciones silvestres dentro del área del proyecto.
3. Disminuir al máximo los factores de mortalidad antrópicos y accidentales que dificulten el establecimiento de una población autosostenible de osos hormigueros gigantes.
4. Asegurar la mayor diversidad genética y adaptabilidad a largo plazo de la población de osos hormigueros establecida en los Esteros de Iberá y áreas adyacentes.
5. Obtener información sobre la biología de los osos hormigueros en su ambiente original y en el ambiente de suelta para poder mejorar continuamente las acciones de recuperación.
6. Promover entre los diferentes grupos afectados e interesados una actitud y comportamiento favorables a la recuperación de la especie.
7. Crear una estructura organizativa adecuada para la óptima planificación, implementación, evaluación y mejora de las acciones de recuperación.
8. Evaluar el funcionamiento del programa de recuperación para poder ir adaptándolo y mejorándolo de manera continua.

Dentro de este marco operativo, la elaboración del presente manual está incluida en la Acción 5.1, definida como “realizar un seguimiento del estado físico y sanitario de los animales liberados dentro del programa de recuperación, lo que debe incluir un protocolo establecido para la captura, transporte y manipulación de los ejemplares”.

2 ANESTESIA

La anestesia de un oso hormiguero la deberá realizar un veterinario calificado con el apoyo de las personas que éste o ésta consideren adecuadas. Aunque los protocolos anestésicos y fármacos actuales son bastante seguros una anestesia no deja de representar un riesgo, y esta precaución se debe extremar en una especie amenazada como es el oso hormiguero. Los riesgos de la anestesia no son atribuibles exclusivamente a los fármacos empleados sino a todo el procedimiento en conjunto, donde se pueden producir heridas, asfixias por regurgitaciones, accidentes, etc. Por ello, idealmente, la captura y anestesia de un animal debe estar PLANIFICADA en todas sus fases. ¿Está preparado todo el material? ¿Quién se encarga de monitorear los signos vitales? ¿Está disponible el material necesario si se produce un paro respiratorio? ¿Dónde se dejará al animal al recuperarse de la anestesia? ¿Cómo y dónde se va a trasladar al animal?

En el caso de los osos hormigueros es particularmente difícil estimar el peso a simple vista. En muchas ocasiones la anestesia se realiza sin conocer con exactitud el peso del animal, salvo los animales que se encuentran en cautividad que son pesados regularmente. Normalmente los ejemplares adultos de ambos sexos pueden pesar entre 26-41 kgs (Shaw *et al.* 1987, Camilo Alves, 2003, Medri y Mourão 2005).

Idealmente el animal debe someterse a ayuno previo de 24 horas de alimentos sólidos, y de 12 horas de agua. Al realizar la anestesia de un oso hormiguero al menos dos personas del equipo deben tener experiencia con el uso de anestésicos y otros fármacos, así como en técnicas de emergencias, curas de heridas y otros imprevistos que pueden aparecer durante todo el proceso de manipulación del animal. Una de las personas se encargará exclusivamente de monitorear al animal y llevar las anotaciones en la ficha de examen y anestesia (Anexo 1) y como mínimo otra persona, aunque es aconsejable que sean dos, se encargará de realizar el examen completo y la toma de muestras.

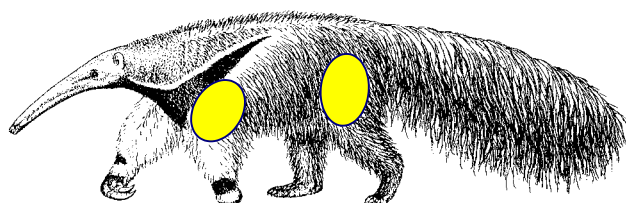
La forma de anestesiar y trabajar con un oso hormiguero puede variar considerablemente entre un examen programado en un centro, una captura de un animal sano en el campo o la captura de un animal que se observa más débil o enfermo. Aunque con este manual se pretende estandarizar la forma de trabajo, pueden aparecer situaciones imprevistas y dificultades, que los técnicos con experiencia y conocimientos tendrán que resolver con flexibilidad. No se puede ni se pretende reunir en un manual todo lo que puede ocurrir.

Las posibles situaciones de anestesia son:

1. **Oso hormiguero en instalación exterior o en el campo.** Hay que extremar las precauciones en el caso de tener que anestesiar un animal que no se encuentre en un recinto (de vida libre); podría escapar y quedar dormido fuera de nuestro control. En el caso de tener que anestesiar un oso hormiguero en una instalación exterior donde no se puede pasar a una jaula más pequeña o de compresión, o bien un animal libre en el campo, se puede emplear una pistola anestésica de aire comprimido, un rifle anestésico o una cerbatana. Antes de disparar el dardo hay que asegurarse que no existan zonas peligrosas como lagunas o balsas de agua donde el animal pudiera caer y ahogarse, lo cual es especialmente importante en áreas inundadas como las presentes en la zona de Iberá y otros lugares similares (e.g. El Pantanal). Se procurará minimizar el estrés del animal tanto para tener una anestesia más eficaz como para evitar que se produzcan accidentes. Procuraremos no disparar sobre un animal que se esté moviendo, para evitar dar sobre zonas delicadas (tórax, abdomen o cabeza). Una vez realizado el disparo el personal debe retirarse a cierta distancia o salir de la instalación; se pretende no añadir más estrés pero al mismo tiempo poder observar cómo responde el animal.

2. **Oso hormiguero en cajón trampa.** Una vez capturado y cuando se considere

necesario anestesiario, se pasará al animal a una jaula de compresión o contención. Una vez en la jaula se puede desplazar una de las paredes para dejar inmovilizado al animal y así administrar con facilidad y seguridad la anestesia. La jaula de compresión se desinfectará pulverizando con una solución adecuada (e.g. clorhexidina) después de cada uso. Una vez administrada la anestesia se cubrirá la jaula con una manta, o se dejará en una habitación oscura, minimizando ruidos estresantes. El personal se retirará a una cierta distancia pero controlando en todo momento la evolución de la inducción.



En el dibujo quedan marcadas las zonas para la administración de la anestesia por dardo. La zona recomendada por ser más amplia y con menor riesgo, corresponde al miembro posterior. En el caso de que el animal se

encuentre contenido en un cajón trampa, se podrá inyectar en el área del miembro anterior señalada en la ilustración.

Si no se está seguro de cuánta droga fue inyectada inicialmente (p.ej: el dardo rebotó o se desprendió rápidamente) se recomienda esperar por lo menos 15 minutos antes de volver a intentarlo.

2.1 PROTOCOLOS ANESTÉSICOS

2.1.1 Tiletamina y Zolazepam

Dosis: 3-4 mg/kg (Deem y Fiorello, 2002).

Producto: Zelazol. Un frasco liofilizado con 250 mg de tiletamina y 250 mg de zolazepam. Si se diluye en 5 cc de solvente queda una solución final de 100 mg/ml. La solución preparada se mantiene estable hasta 4 días en temperatura ambiente y hasta 14 en refrigeración.

Nota: Zelazol sólo debe ser administrado en el dardo/dosis inicial. En caso de necesitarse prolongar la anestesia o profundizarla no emplear NUNCA zelazol, sino ketamina a razón de 1-2 mg/kg IM o IV. Normalmente con Zelazol los animales presentan un incremento de la salivación, párpados abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo tono mandibular), reflejos completos (ej. corneal y pedal). Los animales deben ser capaces de tragar y expectorar, ambas acciones son reflejas. No deben presentar temblores musculares ni convulsiones. Se recomienda premedicar con atropina (0,04 mg/kg IM) para evitar la salivación excesiva.

Reversión: Flumazenil es el antagonista del zolazepam (el componente de la benzodiazepina en el zelazol). El flumazenilo se puede administrar una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscular a una dosis de 1 mg de flumazenilo por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenilo no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo que sólo se puede usar después de que hayan transcurrido 30 minutos de la administración inicial de zelazol o una dosis suplementaria de ketamina. De igual forma entre una y otra administración de flumazenilo deben de haber pasado 30 minutos.

2.1.2 Ketamina y Midazolam

Dosis: 8 mg/Kg ketamina y 2 mg/Kg de midazolam (Flavia Miranda, com. pers.).

Productos: Para la Ketamina existen Ketamina 50 (ketamina 50 mg/ml) y Vetaset de Fort Dodge (100 mg/ml). El Midazolam (Richmond) se comercializa en concentración de 5mg/ml.

Uso: Inmovilización para procedimientos de corta o mediana duración (e.g. toma de muestras, colocación y extracción de un radiocollar).

Nota: El midazolam sólo se administrará en el dardo/dosis inicial. Para prolongar una anestesia inyectable o hacerla más profunda usar ketamina a la mitad de la dosis inicial. El animal cae muy rápido y es importante monitorear la posible depresión respiratoria.

Reversión: No hay.

2.1.3 Ketamina y Xylacina

Dosis: 10 mg/Kg ketamina y 1 mg/Kg de xylacina (Deem y Fiorello, 2002).

Productos: Para la Ketamina existen Ketamina 50 (ketamina 50 mg/ml) y Vetaset de Fort Dodge (100 mg/ml). Para la xylacina se recomienda Rompún (2%) o, en caso alternativo, Seton (20%) o Sedomin (10%).

Uso: Como única anestesia para todo el procedimiento o para continuarla con anestesia inhalatoria si es necesario. Normalmente produce una anestesia de unos 30-40 minutos.

Nota: La xylacina sólo se administrará en el dardo/dosis inicial. No se emplea la xylacina para prolongar una anestesia o profundizar el plano de anestesia. Para prolongar una anestesia inyectable o hacerla más profunda usar ketamina a la mitad de la dosis inicial. La xylacina produce una importante depresión respiratoria. Como el animal no se puede entubar, no se recomienda su uso si se dispone de las otras opciones previas.

Reversión: Yohimbina antagoniza la xylacina y se puede administrar una vez que hayan finalizado las manipulaciones con el animal. Yohimbina TM Richmond (2%) se emplea a una dosis de 0.125 mg/kg. La yohimbina se administrará por vía intramuscular, y por lo menos 30 minutos después de la administración de xylacina. De esta forma se asegura que la ketamina

haya sido parcial o totalmente metabolizada.

2.1.4 Anestesia inhalatoria

Cuando el plano anestésico vaya disminuyendo (normalmente a los 30-60 minutos de la administración de anestesia inyectable), podemos continuar, si se hace necesario, la anestesia con inhalatoria de isoflurano. Normalmente se administra por máscara, iniciando con un flujo de 1 a 2 % que se puede ir elevando según la monitorización. El flujo de oxígeno se mantiene entre 2-4 litros por minuto. Las máscaras podrán ser confeccionadas con una botella plástica de refresco de 600 ml.

3 MANEJO DE OSOS HORMIGUEROS ANESTESIADOS

Una vez administrada la anestesia se procurará minimizar los estímulos externos (ruidos, hablar fuerte, no acariciar al animal, etc). Se procurará observar al animal para anotar cuándo se produce el inicio de la ataxia (tiempo de efecto inicial) y cuándo, posteriormente, queda en decúbito y no responde a estímulos (tiempo de inducción). Antes de manipular cualquier animal anestesiado hay que asegurarse de que esté en plano, por ejemplo tocando orejas y extremidades con un palo o bastón. A continuación se procederá a atar las garras para evitar posibles accidentes.

Una vez comprobado que se puede manipular al animal sin riesgo, se pondrá en decúbito lateral, con la cabeza y el cuello ligeramente estirados para que pueda respirar con facilidad. La boca se situará en una posición inferior al cuello por si existe salivación, y para que la saliva vaya hacia fuera y no descienda hacia la tráquea. Antes de seguir con el manejo del animal se comprobará si respira con normalidad y si las mucosas están rosadas.

El animal se colocará en una zona protegida del frío o del calor, evitando el sol directo. Esto es especialmente importante con esta especie, ya que tiene un metabolismo basal correspondiente al 33% de lo esperado para su peso, lo que hace que le cueste mantener su temperatura corporal, que puede variar en condiciones normales entre los 32 y 34 °C.

Sobre los ojos se aplicará una pomada oftálmica lubricante para prevenir la deshidratación de la córnea. Además, se colocará una venda sobre los ojos para protegerlos del sol y del polvo. Cubriendo los ojos también se minimiza cualquier estímulo visual que interfiriera con la anestesia. Si se ha ensuciado los ojos, narina o boca se limpiarán lavando con suero fisiológico.

Si se ha empleado un dardo se debe examinar la zona de inyección por si se ha producido una herida grave o si sangra. En caso necesario limpiar y desinfectar convenientemente la zona, utilizándose en caso de considerarse necesario un antibiótico triple

de acción tóxica y un agente tóxico matagusanos.

Se debe empezar a monitorear lo antes posible al animal anestesiado. Siempre habrá una persona encargada EXCLUSIVAMENTE de monitorear al animal durante todo el procedimiento. Se deben ir midiendo como mínimo la frecuencia cardíaca, la frecuencia respiratoria y la temperatura rectal. **La frecuencia cardíaca y respiratoria debe ser tomada cada 5 minutos y la temperatura cada 10 minutos.**

Los parámetros fisiológicos normales de temperatura, frecuencia cardíaca (pulso) y frecuencia respiratoria en un oso hormiguero gigante son: a) Temperatura (T) 32-34°C; b) Frecuencia respiratoria (FR) 18-26 respiraciones/minuto; y c) Frecuencia cardíaca (FC) 60 latidos/minuto.

Es fundamental conocer el tipo de inmovilización que produce cada anestesia, para poder reconocer posibles problemas. Así la anestesia con zelazol o con ketamina producirá rigidez muscular, aumento de la salivación, los ojos quedarán abiertos y el animal mantendrá intactos los reflejos. Antes de realizar la sedación de estos animales, es de suma importancia preparar un kit de traqueostomía para ser utilizado en caso de una emergencia respiratoria, ya que, al tener una boca con una abertura muy pequeña la intubación resulta prácticamente imposible.

Para monitorear la anestesia se empleará oxímetro de pulso, termómetro y fonendoscopio, además de la observación de la respiración, color de mucosas, tiempo de llenado capilar y tomar el pulso en la arteria femoral. Mediante un oxímetro de pulso se puede medir la saturación parcial de oxígeno (%PO₂), la frecuencia cardíaca (BPM), la frecuencia respiratoria (RPM) y la temperatura rectal (TEMP). Aunque este tipo de monitoreo resulte de gran ayuda no existe mejor criterio que el de un anestesista experimentado, que está pendiente si los sensores del pulsioxímetro están bien colocados, que observa el tipo de respiración, la coloración de las mucosas, la evolución de la anestesia, etc. Todos los datos del monitoreo se irán registrando en la ficha de anestesia y examen (Anexo 1).

Si se sospecha que pueda producirse una emergencia anestésica o el estado del animal lo aconseja, se pondrá una vía en la vena cefálica, safena externa. Se recomienda depilar la zona y realizar una pequeña incisión en la piel para localizar la vena y asegurar la colocación de una butterfly o abocat que se puede conectar a un sistema de goteo. En animales de vida libre este procedimiento se puede realizar sin depilar al animal.

4 EMERGENCIAS ANESTÉSICAS

En el botiquín estará siempre disponible el material y drogas necesarias ante las posibles emergencias anestésicas. DESPUÉS de cada anestesia se debe revisar y reponer el material

utilizado.

4.1 PARO O DEPRESIÓN RESPIRATORIA

Probablemente sea la emergencia más común en inmovilizaciones.

a) El diagnóstico se basa en:

- Pocas respiraciones o ninguna
- Mucosas del paladar azules o grises
- Saturación de oxígeno <80% (aunque una saturación inferior al 90% ya debe considerarse preocupante)

b) Posibles causas:

- Por la propia droga anestésica
- Obstrucción de las vías respiratorias, por una mala posición de la cabeza o el cuello, debido a una excesiva salivación o regurgitación de ingesta, a un edema laríngeo o a la obstrucción por la lengua
- Presión sobre el diafragma por el contenido intestinal
- Acumulación de CO₂ que altera la respiración normal

c) Tratamiento:

- No administre más drogas anestésicas. Si está empleando anestesia inhalatoria cierre el circuito anestésico, vacíe el circuito de gases y mantenga el aporte de oxígeno.
- Verificar que no haya obstrucción de vías aéreas por postura anormal de la cabeza o el cuello, por lengua, exceso de salivación, vómitos u objetos extraños.
- Ventilar al animal, manualmente o con bolsa de resucitación con reservorio.
- Colocar oxígeno con máscara.
- Administre el antagonista apropiado (yohimbina 0,11 mg/kg) IV o IM en la lengua. La administración de antagonistas puede hacer que el animal se despierte, especialmente si se ha anestesiado con Zelazol.
- Traqueostomía.

4.2 PARO CARDIACO

Suele venir después de un paro respiratorio. Es la emergencia anestésica más grave y de peor pronóstico.

a) Diagnóstico:

- Pulso o latido cardiaco débil o ausente
- Mucosas cianóticas
- Tiempo de llenado retardado
- Extremidades frías

b) Causas:

- Paro respiratorio no resuelto
- Inducida por la droga
- Desequilibrio ácido-básico

c) Tratamiento:

- No administre ninguna droga anestésica adicional
- Asegúrese que el animal puede respirar antes de empezar a hacer ningún masaje cardiaco
- Comience un masaje cardiaco externo. Aplique presión firme a razón de 40-60 ciclos/minuto sobre la zona cardiaca. Un asistente debería palpar la arteria femoral para asegurarse que se están realizando bien los masajes y se nota presión en la arteria.
- Administre 0.02 mg/Kg de una solución de adrenalina 1:1000 (1 mg/ml) endovenosa o intracardiaca y continúe con el masaje externo. Para un oso hormiguero de unos 30 kg sería aproximadamente 0.3 ml de Adrenalina 1mg/ml.
- Administre 20 ml/kg de un suero Ringer lactato por vía endovenosa en bolos.
- Si no hay respuesta rápida repita la administración de adrenalina a intervalos de 5 minutos.

4.3 HIPERTERMIA

Se debe evitar anestesiar a estos animales en días calientes, ya que los edentados tienen dificultad para termorregular y un aumento brusco de la temperatura puede matar al oso.

a) Diagnóstico: Se considera hipertermia cuando la temperatura rectal es $>37^{\circ}\text{C}$.

b) Causas:

- Producción de calor interno por un exceso de actividad física
- Absorción de calor externo (si se hace la inmovilización al sol o en días calurosos)
- Compromiso del centro termorregulador por las drogas
- Inhibición de la actividad termoreguladora debido a la anestesia

c) Tratamiento:

- Asegurarse de tener el animal a la sombra
- Coloque paños mojados en agua fría o bolsas con hielo sobre la ingle, axila y abdomen del animal
- Administre un enema de agua fría
- Administre 20 ml/kg de solución de Ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos.
- Mida la temperatura cada 5-10 minutos para determinar si está disminuyendo. Continúe mojando al animal si la temperatura sigue alta.

- Administre el antagonista por vía IV, o IM si no se puede tomar una vena.
Nota: el antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas, por lo que la recuperación del animal suele ser parcial.
- Si se sospecha que la hipertermia está causada por la rigidez muscular y un plano superficial de anestesia, se puede administrar diazepam a una dosis de 0.25-0.5 mg/kg por vía IV o IM lenta.

4.4 HIPOTERMIA

a) Diagnóstico: Se considera hipotermia cuando la temperatura rectal haya disminuido más de 5°C por debajo de la temperatura inicial (lo ideal sería mantener la temperatura entre 32 y 36°C).

b) Causas:

- Temperatura ambiental baja
- Contacto del animal con una superficie que le haga perder calor

c) Tratamiento:

- Realizar las anestias sobre una superficie cálida
- Durante la anestesia colocar una manta sobre el cuerpo del animal. Se pueden emplear mantas térmicas.
- Evitar realizar las anestias en zonas con temperatura ambiental muy baja.
- En casos extremos realizar enemas con agua tibia.

4.5 ASPIRACIÓN DE REGURGITACIÓN

Puede producirse vómitos o regurgitaciones, y que sean inspiradas. La aspiración del vómito puede poner en peligro la vida del animal, no sólo en el momento en que se produce al bloquearse las vías respiratorias, sino también por el desarrollo posterior de una neumonía. La administración de antibióticos de larga duración disminuye el riesgo que aparezca una neumonía pero resultan de poca utilidad si el volumen aspirado es grande.

a) El diagnóstico de la aspiración del vómito no es fácil.

- Mucosas cianóticas
- Tos y asfixia
- Rales en inspiración
- Presencia de material en laringe y tráquea
- Paro respiratorio

b) Causas:

- Estrés de la captura
- Excitación
- Posición de la cabeza

c) Tratamiento:

- No administre ningún agente anestésico adicional
- Mantenga las vías respiratorias libres, sin obstrucción por parte de la lengua.
- Si el animal ha dejado de respirar comience ventilación artificial.
- Administre antibióticos de larga duración
- Traqueostomía.

4.6 SHOCK

El shock se define como una perfusión sanguínea insuficiente a los tejidos que produce hipoxia celular. Existen tres tipos de shock que pueden ocurrir en una inmovilización: hipovolémico, cardiogénico, y distributivo. Más típicamente tiende a ocurrir el cardiogénico o distributivo.

a) Diagnóstico:

- Taquicardia
- Incremento del tiempo de relleno capilar
- Hiperventilación
- Depresión del sistema nervioso en animales que no estén anestesiados

b) Causas:

- Actividad física prolongada (en algunos casos motivada por el estrés de captura)
- Prolongada tensión fisiológica (en algunos casos motivada por el estrés de captura)
- Prolongada tensión psíquica
- Hemorragia severa

c) Tratamiento:

- No administre ningún agente anestésico adicional
- Administre 2-4 mg/kg de dexametasona IV (si no se puede acceder a una vena inyectarla IM)
- Administre 30 ml/kg de una solución fisiológica
- Si hay paro respiratorio aplique respiración artificial (ver más arriba).

4.7 HERIDAS

Normalmente están asociadas a las trampas, a la persecución del animal o al dardo.

a) Tratamiento:

- Limpieza de la herida con agua y jabón, y después aplicar clorhexidina al 2% o povidona iodada al 10%
- Si hay tejido necrótico retírelo y después limpie la herida.
- Solamente se suturarán heridas que sean recientes o que tengan tendencia a abrirse

más.

- Aplique a la herida pomada antibiótica o spray cicatrizante
- Administre antibiótico de larga acción por vía IM o SC.
- Aplique curabicheras

4.8 CONVULSIONES

Durante la inmovilización de un oso hormiguero que presente excesiva rigidez muscular, temblores y/o convulsiones que superen lo normal en una anestesia, se puede administrar diazepam 0.25-0.5 mg/Kg por vía IV lenta o midazolán 0.1-0.25 mg/kg por vía IM. Si no hay una respuesta inmediata tras la administración IV se puede volver a inyectar pasados 3 minutos. Dejar el animal en lugar fresco y tranquilo para verificar la hipertermia.

5 EXAMEN FISICO

Se recomienda que **SÓLO UNA PERSONA** realice el examen, de igual forma que **OTRA PERSONA** esté monitoreando al animal.

En el caso del Proyecto de Recuperación del Oso Hormiguero en los Esteros de Iberá el momento principal de toma de muestras y examen físico tendrá lugar al inicio y al final de la fase de cuarentena, y deberá servir para decidir si el animal es incorporado a este proyecto o si debe ser devuelto a la institución adecuada en la provincia donante. El examen físico tiene que ser sistemático, ordenado y completo, siguiendo los pasos incluidos en el listado del Anexo 1. Se recomienda hacer el examen por sistemas y anotar sólo las anomalías (si se detecta alguna herida, abultamiento, etc). El examen será visual directo, palpando (abdomen, ganglios, articulaciones), auscultando con fonendoscopio (corazón, pulmones) y mediante el uso de otoscopio.

Todo animal que se someta a un examen será fotografiado (flanco derecho completo, flanco izquierdo completo, zona dorsal, zona dorsal de la cabeza y zona caudal). Se comprobará si lleva microchip subcutáneo, pasando el lector repetidas veces por todo el cuello. Emplear lector universal que pueda leer microchips Trovan y posteriores (Iso). En caso de no llevar, poner el microchip justo por delante de la escápula izquierda y, anotar o pegar el código en la ficha.

El peso se puede tomar con una pesola (en campo) o una báscula convencional. Las medidas morfométricas también son un componente importante del examen físico. Es importante estar familiarizado cómo y qué medidas tomar, y que lo haga siempre una o dos personas. Normalmente se mide la longitud total, la longitud de la cola, la longitud del pie, la longitud de la oreja, la altura de los hombros, el perímetro axilar y el peso. En el momento de

introducir a los animales en las instalaciones de cuarentena se relizarán exámenes complementarios con rayos X y ecografías.

6 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

La prioridad en el manejo de cualquier oso hormiguero es el bienestar del animal (además del de las personas que lo están manipulando). La recolección de las muestras estará condicionada al estado del animal y a cómo se va desarrollando la anestesia.

Se debe tener disponible previamente todo el material necesario para la recolección, conservación y envío de las muestras. Se recomienda tener todos los recipientes donde se recogerán las muestras previamente etiquetados con fecha, identificación del animal e institución donde se enviará la muestra. A continuación se enumera el tipo de muestras que se recomienda recolectar, la finalidad de éstas, el procesamiento recomendado, el tipo de almacenamiento y el medio de transporte de éstas hacia su lugar de análisis.

6.1 MUESTRAS DE SANGRE

Según las preferencias y cada situación se puede tomar la sangre de la vena yugular, de la cefálica o de las safenas medial y lateral. La vena yugular permite la extracción de un volumen de sangre considerable en poco tiempo, aunque se deben tener especial cuidado ya que estos animales tienen la glándula salivar muy desarrollada. La zona se limpiará con alcohol, posterior desinfección con povidona iodada o clorhexidina, y se volverá a limpiar con alcohol. Se hará presión caudal a la zona de punción para ingurgitar la vena.

En un animal sano joven-adulto se pueden tomar el 1% del peso vivo sin consecuencias negativas, aunque con **25 cc de sangre** es suficiente para todas las pruebas. Generalmente el tamaño de las agujas deberá variar entre 25 x 12 a 30 x 8 con jeringas 10 o 20 cc. También, según preferencias se pueden emplear butterflies o sistemas Vacutainer que facilitan la recolección directamente a los tubos. La extracción de la sangre debe realizarse de forma continua, a buen ritmo, sin realizar una presión excesiva para evitar la hemolisis, ni con aspiración demasiado fuerte o rápida para evitar el colapso de la vena. La calidad de la muestra condiciona la calidad de los resultados. Se recomienda que un técnico se encargue de tomar las muestras y otro de ir distribuyendo la sangre en los diferentes tubos.

a) Muestras de sangre en tubos sin anticoagulante (generalmente con tapa roja):

-Finalidad: Obtención de suero para químico sanguíneo y serología.

-Procesamiento: La sangre se dejará reposar a temperatura ambiente, al menos por dos horas, para que desuere para luego ser centrifugada a 3500 rpm durante 10 minutos para separar las

fracciones de sangre preferiblemente antes de cuatro horas de la toma de la muestra.

-Almacenamiento: El suero centrifugado debe trasvasarse a tubos congelables para su almacenamiento a largo plazo.

-Transporte: Refrigerado, por ejemplo con hielo o barras refrigerantes.

-Número de muestras recomendado: Al menos 4 muestras de 2 ml

b) Muestras de sangre en tubos con EDTA (generalmente con tapa morada):

-Finalidad: Hemograma y hemoparásitos (e.g. leishmaniosis y trypanosoma)

-Procesamiento: Asegurarse de invertir el tubo varias veces para que el anticoagulante se mezcle con la sangre, para evitar la formación de coágulos. Conservar en refrigeración (4°C) hasta el momento de la centrifugación. La sangre debe ser centrifugada a 3500 rpm durante 10 minutos para separar las fracciones de sangre preferiblemente antes de cuatro horas de la toma de la muestra. **La sangre con EDTA para recuentos celulares se debe procesar antes de 24 horas.**

-Almacenamiento: El plasma centrifugado debe trasvasarse a tubos congelables para su almacenamiento a largo plazo.

-Transporte: Refrigerado.

-Número de muestras recomendado: 1 tubo.

c) Eppendorf:

-Finalidad: Posibles estudios genéticos y otros.

-Procesamiento: Diluir tres gotas de sangre en alcohol absoluto.

-Almacenamiento: La sangre debe ser almacenada en Eppendorf con una solución de alcohol absoluto 1:1

-Transporte: Temperatura ambiente.

-Número de muestras recomendado: Duplicada (2).

d) Frotis de sangre periférica:

-Finalidad: Identificación de hemoparásitos como tripanosomas, hemobartenola y filarias, junto con el recuento de leucocitos/fórmula leucocitaria.

-Procesamiento: Esta muestra se tomará mediante una aguja esterilizada calibre 20 x 5,5 de una vena periférica en la oreja del animal para preparar frotis. Los frotis deben secarse al aire y después ser fijados en metanol 10%

-Almacenamiento: Temperatura ambiente protegido del polvo y la suciedad en una cajita portaláminas.

-Transporte: No requiere precauciones especiales.

-Número de muestras recomendado: Mínimo 4

6.2 MUESTRAS FECALES

- *Toma de las muestras:* Con el animal anestesiado se pueden tomar muestras rectales haciendo un masaje en el abdomen sobre el recto o empleando una paleta fecal. También se puede recolectar heces frescas de la trampa o instalación.

- *Almacenamiento y finalidad:* Las heces pueden ser almacenadas en muchos medios diferentes, dependiendo del exámen diagnóstico que se quiera hacer. Para *identificación de huevos y larvas de parásitos* (e.g. coccidios, cestodes, nemátodes, etc.) las heces deben ser colocadas en formol al 5%. Para realizar cultivos de larvas se guardará una muestra en dicromato de potasio.

- *Transporte:* Las heces en formol y en dicromato de potasio serán transportadas a temperatura ambiente. Las segundas deberán ser enviadas al laboratorio de análisis dentro de 48 horas.

-Número de muestras recomendado: Al menos una muestra en cada tipo de medio.

6.3 ECTOPARÁSITOS

Se realizará un análisis metódico en busca de ectoparásitos, especialmente en orejas, cabeza, axilas e ingles. Se puede emplear un peine para detectarlos o bien rociar al animal con un antiparasitario externo tipo Frontline para recoger después los parásitos muertos. Garrapatas, pulgas, y otros ectoparásitos se colectarán con pinzas y se almacenarán en recipientes limpios. Las garrapatas deberán ser extraídas en sentido antihorario. Los ectoparásitos se conservarán en recipientes cerrados a temperatura ambiente con una solución de alcohol etílico 70-95% o en refrigeración. Las hembras fecundadas deberán ser almacenadas en botes plásticos con agujeros y con substrato de pasto, para ser enviados al laboratorio antes de siete días.

6.4 PELOS

Los pelos se arrancarán de varias zonas del cuerpo mediante pinzas, se almacenarán en sobres de papel secos y estériles con material antifúngico, y se conservarán y transportarán a temperatura ambiente. Estas muestras podrán ser utilizadas para análisis genéticos y toxicológicos. En el primer caso es especialmente recomendable que los pelos sean arrancados y no cortados.

6.5 HISOPOS (SWABS) ESTÉRILES VAGINALES

- *Finalidad:* Evaluar la fase del ciclo estral, asociado a palpaciones y evaluaciones reproductivas.

- *Toma de las muestras:* Hisopos humedecidos en solución fisiológica estéril serán introducidos en la pared dorsal de la vagina del animal anestesiado mediante movimientos leves de rotación.

Es importante realizar una limpieza local de la vulva antes de la colecta.

- *Almacenamiento*: Se prepararán láminas con un frotis del hisopo que serán fijadas en una mezcla de alcohol 70% y éter (1:1) y almacenadas en cajas apropiadas para el almacenamiento y transporte de láminas de vidrio.

- *Transporte*: En las mismas cajas de almacenamiento.

- *Número de muestras recomendado*: 3 láminas.

6.6 HISOPOS (SWABS) RECTALES

- *Finalidad*: Microbiología para detectar enfermedades bacterianas (e.g. estafilococos, pasteurela, salmonelosis, estreptococos, yersiniosis).

- *Toma de las muestras*: Realizar una limpieza local alrededor del ano mediante la fricción de un algodón mojado en solución antiséptico antes de introducir el hisopo en el orificio anal para contactar la mucosa rectal, haciendo movimientos circulares durante 10 segundos.

- *Almacenamiento*: Colocar el hisopo en medio Stuart.

- *Transporte*: En las mismas cajas de almacenamiento.

- *Número de muestras recomendado*: Duplicadas (2)

6.7 HISOPOS (SWABS) ÓTICOS

- *Finalidad*: Identificar la presencia de *Malassezia* en conductos auditivos.

- *Toma de las muestras*: Realizar una limpieza previa del meato acústico externo con un algodón mojado en solución antiséptico (alcohol-éter 1:1). Colectar hisopos separados con cerumen de ambos oídos mediante la frotación de éstos contra las paredes de los conductos auditivos externos.

- *Almacenamiento*: Colocar el hisopo en medio Stuart

- *Transporte*: En las mismas cajas de almacenamiento.

- *Número de muestras recomendado*: Dos para cada conducto auditivo (derecho e izquierdo).

6.8 MUESTRAS DÉRMICAS PARA DERMATÓFITOS

- *Finalidad*: Identificar la presencia de dermatófitos.

- *Toma de las muestras*: Friccionar el dorso del animal en franjas paralelas con alfombrillas estériles de cinco centímetros de lado (técnica de colecta de Mariat y Adam-Campos). Si el animal presenta lesiones sugestivas de dermatofitosis se tomarán muestras de las áreas con lesiones y sus alrededores y estos datos deberán ser registrados y enviados junto con las muestras.

- *Almacenamiento*: Colocar las alfombrillas en sus respectivos envoltorios una vez se haya realizado la colecta.

- *Transporte*: Enviar al laboratorio de diagnóstico antes de 7 días, aunque lo ideal sería enviarlas antes de 72 horas. Este material puede ser mantenido en cualquier medio de transporte o ser refrigerado.

- *Número de muestras recomendado*: duplicado.

6.9 RASPAJE DE PIEL

- *Finalidad*: Identificar la presencia de ectoparásitos en lesiones cutáneas.

- *Toma de las muestras*: Raspar la lesión con un bisturí. Colocar partículas de piel sobre un portaobjetos con vaselina.

- *Almacenamiento*: Cubrir con otro portaobjetos y pegar los porta con cinta adhesiva.

- *Transporte*: Enviar al laboratorio de diagnóstico dentro de las 48 horas. Este material puede ser mantenido a temperatura ambiente.

- *Número de muestras recomendado*: Duplicado.

7 RECUPERACIÓN POST-ANESTÉSICA

La recuperación anestésica se debe producir en un ambiente sin estímulos estresantes. Para evitar que el animal se pueda lastimar al recuperarse se recomienda dejar al animal en una jaula de transporte hasta que su recuperación sea total. Es importante mantener al animal alejado de agua y comida hasta que esté recuperado completamente. El animal se colocará estirado en decúbito lateral, con el cuello estirado, y vigilando que los ojos no queden tocando el suelo y la boca y la nariz estén libres de suciedad.

Los antagonistas (yohimbina, flumazenilo) se administrarán por vía IV o IM, un mínimo de 30 minutos después de la administración de la anestesia. El personal debe permanecer a cierta distancia, en silencio. El animal debe recuperarse a su propio ritmo en la medida en que vaya metabolizando los agentes anestésicos o los antagonistas hagan efecto. SIEMPRE se vigilará la recuperación anestésica ante posibles problemas. Sólo una vez que el animal se haya recuperado de la anestesia se puede dejar salir de la caja de transporte.

8 AGRADECIMIENTOS

Este documento se ha nutrido con los comentarios, sugerencias e informaciones aportados por Javier Fernández, Valeria Bazzalo, Roberto Aguilar, Marcela Uhart y los miembros del Proyecto Tamandúá. Queremos agradecer a Astrid Vargas y al programa de cría en cautividad del lince ibérico que nos hayan permitido usar su manual clínico como base de este documento.

9 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Camilo Alves, C.S.P. 2003. Adaptações dos tamanduás-bandeira à variação da temperatura ambiente no Pantanal da Nhecolândia, MS. Tesis de Maestría, Universidad Federal de Mato Grosso do Sul.
- Deem, S.L. y C.V. Fiorello. 2002. Capture and immobilization of free-ranging edentates. En: D. Heard, (ed.). Zoological restraint and anesthesia. International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.
- Deem, S.L. y W. Karesh. 2005. Manual del Programa de Salud del Jaguar. Wildlife Conservation Society.
- Grupo Asesor de Aspectos Sanitarios del Lince Ibérico. 2004. Manual clínico del lince ibérico. Primer borrador: 2004. Documento técnico sin publicar.
- Jiménez, I. ed. 2006. Plan de recuperación del oso hormiguero gigante en los esteros de Iberá, Corrientes (2006-2010).
- Medri, I. y G. Mourão. 2005. Home range of giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) in the Pantanal wetland, Brazil. *J. Zool. Lond.* 266: 365-375.
- Shaw, J.H. J. Machado-Neto y T.S. Carter. 1987. Behavior of free-living Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). *Biotropica* 19: 255-259.

Anexo 1. Fichas de evaluación clínica y anestesia del oso hormiguero gigante

<i>Ficha de Datos Biométricos</i>				
Fecha:	Evaluador:	Edad:	Id:	N° chip:
Lugar de la evaluación:				
Procedencia del animal:				
Examen visual (apariencia general, comportamiento, pelaje):				
Método de captura y drogas empleadas:				
Climatología y condiciones ambientales (Tª):				
BIOMETRIA				
Peso				
Longitud de la cruz al ano				
Longitud del morro a la cruz				
Longitud de la cola				
Altura a la cruz				
Longitud de la pata anterior derecha				
Longitud de la pata posterior derecha				
Longitud del tarso anterior derecho				
Observaciones:				

<i>Ficha anestésica</i>			Fecha:
ANIMAL NO.	ID	CHIP No.	
Razón de la anestesia:			
Edad 1 () Cría 2 () juvenil 3 () adulto 4 () senil			Sexo () M () H
Condición física: 1 () obeso 2 () buena 3 () magro 4 () caquexia			
Condición social: 1 () aislado 2 () pareja 3 () grupo			
Peso estimado: kg Dosis: - mg/kg / - mg/kg			
Peso real:		Temperatura ambiente:	

Parámetros de la Anestesia						
Hora	Droga	Tipo	Dosis (ml)	Medio / Vía	Éxito aplicación	Efecto (estado)
Tipo: T – Tranquilizante (pre-anestésico) I – Inmovilizante (inductor/anestésico) S – Suplemento (p/obten. Plano deseado) M – Mantenimiento (dosis extras para mantener el plano) A – Antagonista O – Otros		Efectos: 0 – Ninguno 1 – ligera anestesia 2 – moderada anestesia 3 – profunda anestesia 4 – excesiva / profunda 5 - Deceso		Medio aplicación J – Jeringa C – Cerbatanda D – Dardo Via: IM / IV / SC		Éxito de apl.: T – Total P – Parcial N - Ninguno
Hora	FR	FC	Temp. Rectal	Reflejos	Relax. Musc.	Comentarios
FINAL DE LA INTERVENCIÓN:						
Recuperación:						
EVALUACIÓN DE LA ANESTESIA: 1 () EXCELENTE 2 () BUENA 3 () REGULAR 4 () MALA 5 () PÉSIMA						

Responsable: _____

Ficha de Evaluación Clínica

EVALUADOR:				FECHA:
PROCEDENCIA:				ANIMAL NO.
SEXO:	EDAD:	PESO:	ID:	CHIP :
Historia clínica y razón del manejo:				
Examen visual (apariencia general, pelaje, postura):				
Frecuencia cardíaca:		Frecuencia respiratoria:		Temp. Corporal:
Cabeza (ojos, oídos, cavidad oral):				
Palpación abdominal:				
Miembros y uñas:				
Vulva / pene:				
Ano:				
Auscultación: Corazón			Pulmón	
Observaciones:				
MUESTRAS RECOLECTADAS:				
Tipo de muestra	Recolectada	Identificación	Fecha envío	Resultado recibido (fecha)
Sangre sin anticoagulante				
Sangre con EDTA				
Sangre en Eppendorf con alcohol				
Frotis				
Heces en formol				
Heces em dicromato de potasio				
Ectoparásitos				
Pelos				
Swabs vaginales				
Swabs rectales				
Swabs óticos				
Muestras dérmicas				
Otros				

Anexo 2. Pruebas diagnósticas a realizar a partir de las muestras biológicas

A) A partir de sangre

Hemograma
Estudio de parásitos hemáticos por observación del frotis
Estudio de parásitos hemáticos por serología o pruebas de biología molecular
Bioquímica completa

Detección de agentes infecciosos:

A.1 Virus

Rotavirus
Parvovirus

A.2 Bacterias

Brucella
Leptospira
Salmonella
Clostridium
Pasteurella multocida
Campylobacter
Rickettsias

A.3 Parásitos

Toxoplasma gondii
Yersinia
Trypanosoma cruzi
Trypanosoma evansi
Neospora

B) A partir de heces

Formas de excreción de parásitos internos.
Cultivo microbiológico (Salmonella, Shigella, Campylobacter).

C) A partir de ectoparásitos

Identificación

D) A partir de pelos

Cultivo micológico
Ectoparásitos
Genética

Anexo 3. Material para la anestesia y toma de muestras del oso hormiguero gigante

NOTA: TODO este material debe estar PREPARADO para su uso inmediato

- **TOMA DE MUESTRAS**
 - JERINGAS 1, 3, 5, 10, 20 ML
 - AGUJAS 20X5,5 , 30X8 , 40X12
 - ALGODÓN
 - ALCOHOL ETÍLICO
 - FORMOL
 - GASAS
 - TUBOS EDTA
 - TUBOS CON SEPARADOR DE PLASMA
 - EPPENDORFS DE ROSCA
 - RECIPIENTES ESTERILES 60 CC
 - RECIPIENTES DE PLASTICO DE 10 Y 50 CC
 - GUANTES DE EXAMEN Y MASCARILLA
 - NEVERAS
 - CAJAS DE TERGOPOL
 - PACKS REFRIGERANTES
 - HISOPOS ESTÉRILES CON MEDIO DE TRANSPORTE
 - HISOPOS ESTÉRILES SIN MEDIO
 - MOSQUITO
 - PORTAS
 - CAJA PARA PORTAS
 - DEPILADORA
 - T15 (Kit de tinción rápida)
 - POVIDONA IODADA
 - FREEZER (-20°C)
 - BOLSA PARA RESIDUOS HOSPITALARIOS
 - HOJAS DE BISTURI
 - BANDEJA DE POREXPAN PARA TUBOS

- **ANESTESIA Y ASOCIADO A ANESTESIA**
 - ISOFLURANO
 - KETAMINA (Imalgene 1000)
 - XYLACINA (Domtor)
 - ZELAZOL (Tiletamina Zolazepam)
 - ANTISEDAN (Yohimbina)
 - DIAZEPAM (Valium)
 - MIDAZOLAN (Dormicum)
 - DOXAPRAM (Docatone)
 - ATROPINA
 - ADRENALINA
 - GOTERO
 - BRANULAS
 - PALOMILLAS
 - TUBOS ENDOTRAQUEALES DEL 3.5 al 10
 - PULSIOXÍMETRO Y SONDAS
 - GEL OFTÁLMICO

- AMBÚ
- FONENDOSCOPIO PEDIÁTRICO
- CERBATANA
- DARDOS DE 3 CC PARA CERBATANA
- AGUJAS DE CERBATANA
- CARGADOR DE DARDOS
- VENDAS Y CINTA
- TERMOMETRO INDUSTRIAL (QUE MIDA TEMPERATURA INFERIOR A 30°C)

- **OTRO MATERIAL**

- OTO-OFTALMOSCOPIO (CON PILAS)
- PESOLA DE 50KG
- FRONTAL, CON PILAS
- CAMILLA PLEGABLE
- CAMARA DIGITAL
- FICHA DE ANESTESIA Y TOMA DE MUESTRAS
- CINTA METRICA FLEXIBLE PARA MORFOMETRÍA
- DINAMÓMETRO CON RED
- DESINFECTANTE EN PULVERIZADOR
- CINTA ADHESIVA
- BOLIGRAFO, LAPIZ, ROTULADOR INDELEBLE
- SUERO FISIOLÓGICO, SUERO LACTATO DE RINGER
- MATERIAL DE CURA (Mosquitos, suturas de nylon, catgut, tijeras, pinzas, hojas y mango de bisturí, guantes estériles, spray cicatrizante)
- ANTIBIÓTICO L.A
- IVERMECTINA
- FRONTLINE
- RED DE CAPTURA
- DEXAMETASONA INY
- GUANTES DE CUERO
- MICROCHIPS
- LECTOR DE MICROCHIP UNIVERSAL

Anexo 4. Instituciones a las que se enviarán muestras clínicas; tipo de muestras enviadas

Para muestras tomadas en Iberá:

Paratuberculosis Tuberculosis Brucelosis (B.ovis / B.abortus) Leptospira Coprocultivo	INTA Mercedes M.V. Bibiana Cetrá 03773-420392 / 421115 03773-154044671 bcetra@ibera.net
Hemograma Química sanguínea Toxoplasma (HAI) Trypanosoma (HAI)	Laboratorio Bioquímico María Irazusta 03773-420482 03773-15401892 mariairazusta@hotmail.com
Bacteriología	Facultad de Ciencias Veterinarias UNNE Corrientes
Coproparasitología Identificación de ectoparásitos	CEPAVE La Plata Dra. Graciela Navone Calle 2 No. 584 La Plata (1900) 0221-423 3471 gnavone@cepave.edu.ar