

MANUAL DEL PROGRAMA DE SALUD DEL JAGUAR

Dr. Sharon L. Deem
Dr. William Karesh
Wildlife Conservation Society
Traducción: Dr. Almira Hoogesteijn

INDICE

- I. Introducción**
- II. Captura e inmovilización**
- III. Manejo de jaguares inmovilizados, y control de posibles problemás durante emergencias anestésicas.**
- IV. Colección de muestras biológicas**
- V. Colección. Análisis y presentación de datos**
- VI. Bibliografía**
- VII. Tablas**
- VIII. Apéndices**

I. INTRODUCCIÓN

Uno de los componentes más importantes en el programa de conservación del jaguar (*Panthera onca*) es uniformar los estudios de salud de estos animales. La salud de la fauna se puede ver afectada debido a causas antropogénicas (tales como un aumento en la interacción entre la fauna y la ganadería, animales domésticos y seres humanos) la fragmentación de habitat, y la contaminación. Actualmente se desconocen las amenazas específicas a la salud del jaguar. Sin embargo, se cree que las situaciones anteriormente nombradas pueden tener una influencia deletérea en la conservación de esta especie, tanto en la extensión de su distribución geográfica como a largo plazo.

La uniformización de una metodología de campo asegura que los estudios de salud sean llevados a cabo consistentemente a lo largo de la distribución geográfica de esta especie. Muchos investigadores se encuentran capturando e inmovilizando estos animales y la mayoría poseen poco o ningún entrenamiento veterinario, como por ejemplo conocimientos básicos de anestesia y recolección y procesamiento de tejidos. Esto sugiere la necesidad de una normalización de métodos garantizando la seguridad y bienestar de los jaguares, así como el correcto procesamiento de las muestras. Los siguientes lineamientos fueron escritos para biólogos de campo y veterinarios que tienen experiencia en la captura y manejo de fauna silvestre y que están trabajando con el programa de conservación del jaguar (JCP) de la WCS. Estos lineamientos no fueron escritos para personas que no tienen experiencia en el área. Los veterinarios del programa de asistencia veterinaria para la fauna silvestre de la WCS están a la disposición para realizar entrenamientos y consultas a través del programa global de carnívoros, en técnicas de inmovilización, captura, manejo y exámenes de salud de los jaguares.

Los objetivos principales del programa de salud del jaguar son: 1) uniformar los métodos de evaluación del estado de salud de jaguares silvestres; 2) identificar las enfermedades que pudieran amenazar esta especie, incluyendo: a) peligros directos tales como enfermedades infecciosas – intraespecíficas y conespecíficas debido a la interacción con animales domésticos, ganadería, otros felinos silvestres, animales depredados), b) peligros indirectos (tales como fragmentación y degradación de habitat que pudiera aumentar el riesgo en la aparición de estas enfermedades/interacciones); y 3) hacer recomendaciones en los programas de manejo y conservación de la especie a largo plazo.

II CAPTURA E INMOVILIZACIÓN

La información plasmada en este manual está dirigida a investigadores de campo que hayan tenido experiencias previas inmovilizando jaguares. El equipo de veterinarios de la WCS **NO AVALA** la tranquilización y manipulación de fauna por personas sin experiencia.

Es imperativo que la persona responsable de la captura considere la seguridad de su personal y de los jaguares por encima de toda otra consideración, antes, durante y después de la inmovilización.

1. Uniformización de formularios y toma de datos de capturas e inmovilización

Todo el personal de campo debe usar un formulario estandarizado para la recopilación de datos durante los eventos de captura e inmovilización. Esto asegurará que todos los investigadores recopilen los mismos datos en cada inmovilización. Estos datos podrán ser compilados y comparados. Así se podrá determinar cuál es el protocolo más seguro y eficiente para la inmovilización de jaguares silvestres.

Recomendamos el uso del programa MedArks (ISIS, 12101 Johnny Cake Rd., Apple Valley, MN 55124 USA) para la recopilación de datos de inmovilizaciones (este programa puede ser usado en la recopilación de datos de todos los aspectos del programa de salud, no solo de inmovilizaciones). Revise la copia del formulario de anestesia de MedArks en el apéndice 2 (este programa está siendo traducido al castellano, todavía no está a disposición del público latinoamericano, n.d.t.).

2. Métodos de captura

Existe una gran variedad de métodos de captura de felinos silvestres (DeWet, 1993). Wilson et al. (1996) presenta un excelente resumen de los métodos de captura para mamíferos de tamaño mediano y grande. Los métodos que se han utilizado para capturar jaguares incluyen: dejar que el animal se trepe a un árbol usando perros de cacería, el uso de un cepo acolchado, lazo (ej. Lazo de Aldrich), jaulas de barrotes, y trampajaulas. Los últimos dos métodos pueden o no pueden incluir el uso de un cebo para atraer al animal a la trampa. Una vez que el jaguar está en un árbol (o atrapado en una jaula o caja), puede ser disparado con un dardo con anestesia. A efectos de evitar caídas traumáticas, no es

conveniente dispararle a un jaguar que se encuentre en un árbol a más de 5 metros de altura. Un segundo manual de cómo capturar jaguares está siendo producido actualmente.

3. Administración de anestésicos

Agentes anestésicos solo deben de ser administrados usando dispositivos de inyección de drogas a distancia (DIDD). Existe una gran variedad de estos dispositivos a la disposición. Bush (1992) y Nielsen (1999) han producido una de las mejores revisiones de literatura al respecto. Una cerbatana o una inyectora de garrocha puede ser utilizada para inmovilizar a un jaguar en una jaula, en una trampa, en un cepo, o en un lazo. En todas las demás situaciones de campo se recomienda utilizar un rifle o una pistola (ej. Teleinject^{MR}, Cap-Chur^{MR}, Dan-Inject^{MR}) (ver Apéndice 3). No es el objetivo de este manual revisar las ventajas y desventajas de estos sistemas/productos. El profesional deberá de estar familiarizado con el instrumento que escoja para usar en el campo. Dispararle a un animal siempre viene asociado con cierto grado de riesgo. Pueden ocasionarse accidentes serios al animal o al equipo humano si se utiliza un instrumento inapropiado o si el instrumento se usa inapropiadamente.

Cuando uno se prepara para realizar una inmovilización de un jaguar, la clase de dardo y la selección de la aguja es importante, Dardos que son muy pesados y agujas demasiado largas y/o gruesas pueden causar lesiones graves durante el impacto. También puede causarse mucho daño si la carga del dardo, rifle o pistola es demasiado alta.

Existen tres tipos de agujas: simple, con barba, y con collar. Las de collar son utilizadas muchas veces durante una inmovilización porque se quedan dentro del animal y aseguran la eyección total de la droga. Desafortunadamente si el jaguar no se llegara a inmovilizar o tranquilizar adecuadamente, el dardo quedaría prendido del animal causando muchos problemas.

Para la inmovilización de jaguares silvestres recomendamos el uso de agujas con collar de 1.5 x 30mm (calibre 18 X 1 ¼ pulgada). Sin embargo si el jaguar está atrapado en una jaula, recomendamos el uso de una aguja simple. Agujas simples causan menos trauma al tejido, pero se quedan menos tiempo dentro del animal. Es frecuente que las agujas simples se caigan antes de terminar la inyección completa de la droga. Esto no suele ocurrir con la agujas de collar.

Cuando se disparan dardos a un jaguar la posición más segura es tratar de apuntar a la zona proximal (más cercana al animal) de los cuartos traseros (Figura 1). Algunos profesionales recomiendan utilizar el triceps en el cuarto anterior (brazo). Si el anestesista escoge utilizar el musculo triceps, debe recordar que la cabeza y la región torácica están muy próximas a esta zona. Se puede causar serio daño al animal si se llegara a impactar a una de estas zonas. Por esa razón recomendamos el uso de los cuartos traseros, a menos de que el animal sea disparado a una distancia muy corta (por ejemplo, una trampa). Cuando se apunta a los cuartos traseros, se debe de tratar de colocar la aguja en la parte más caudal de la masa muscular. De esta forma se evita un impacto en el hueso femoral o el nervio ciático. Las agujas y los dardos deben ser desinfectados antes de usarse. De esta

forma se evita la dispersión de agentes infecciosos de un animal a otro. La mayoría de las veces la desinfección es el único medio disponible para evitar la contaminación del equipo. Sin embargo la esterilización del equipo entre animal y animal sería la práctica más adecuada.

4. Régimen de administración de anestésicos

En esta sección recomendamos el uso de un protocolo para aquellas personas que tienen limitada experiencia en la inmovilización de jaguares a campo. Este protocolo proveerá un plano de anestesia adecuado con mínimo compromiso cardiovascular. Incluimos una lista de protocolos de anestesia utilizados exitosamente en cautiverio y en animales silvestres. Estos protocolos están basados en la experiencia personal de varios investigadores y en revisiones de literatura. Por favor nótese que las dosis en este manual están dadas en miligramos (mg) y en microgramos (mcg). **Las dosis no están dadas en mililitros (excepto cuando esta explícitamente anotado como en la página 5).** A menos que se especifique otra vía, la administración de drogas es por vía intramuscular (IM).

Cálculo de dosis – La persona que use agentes tranquilizantes para jaguares tiene que estar familiarizada con el cálculo del volumen a inyectar (mg/ml), basado en la dosis recomendada (mg/kg) para la especie en cuestión.

1. Los miligramos requeridos = dosis recomendada (mg/kg) X peso de animal (kg)
2. Los mililitros requeridos = mg requeridos (calculados en la fórmula 1) X concentración de la droga (mg/ml) = mg requeridos X (ml/mg).

Debe de hacer una regla de tres. Por ejemplo, si 1 ml tiene 100 mg, entonces 450 mg están contenidos en x ml.

Ejemplo:

1. Jaguar pesa 90 kg.
2. Concentración de la droga es 100mg/ml
3. Dosis recomendada es de 5 mg/kg

$$\text{mg requeridos} = 5 \times 90 = 450 \text{ mg}$$

$$\text{ml requeridos} = \text{ml} = \frac{450 \text{ mg} \times 1 \text{ ml}}{100 \text{ mg}} = 4.5 \text{ ml}$$

Nota: 1 kg = 2.2 libras (pounds) las dosis recomendadas pueden ser dadas en mg/kg o en mg/lb. Asegúrese de hacer la conversión apropiada. Por ejemplo, si el peso del animal se estima en libras (abreviadas “lb”) y la dosis recomendada está dada en mg/kg entonces debe de convertirse la dosis.

$$1 \text{ kg}/2.2 \text{ lb} \times \text{mg/kg} = \text{mg/lb}$$

A. Protocolo recomendado para la inmovilización de jaguares silvestres

Recomendamos el siguiente régimen de anestesia para ser utilizado por el personal de campo que no tenga mucha experiencia en la inmovilización de jaguares. Este régimen debería proveer un plano de anestesia adecuado para un trabajo que puede ser realizado en corto tiempo (ej. colocación de un radio collar, toma de medidas morfométricas, colección de muestras biológicas). Este protocolo requiere un nivel mínimo de destreza por parte del anestesista.

Telazol 4-8 mg/kg intramuscular administrado a través de un dardo. Suplementación puede producirse con el uso de ketamina a una dosis de 1-2 mg/kg, (intravenosa o intramuscular), como sea necesario para mantener un nivel adecuado de anestesia. Si hay salivación excesiva, se puede administrar una dosis única de atropina de 0.04 mg/kg, ya sea subcutáneamente o intramuscularmente.

NOTA: Se denomina droga suplementaria cualquier droga adicional a las utilizadas para producir la anestesia inicial (vease parágrafo II D más adelante). Las drogas suplementarias pueden ser necesarias cuando el animal se encuentra parcialmente anestesiado luego de recibir la dosis original, o si el plano de anestesia es superficial (esto puede ocurrir cuando la droga que se inyectó inicialmente está siendo metabolizada).

TELAZOL [100 MG/ML] – Se comercializa como polvo seco en botellas de 500 mg que usualmente se reconstituyen con 5 ml de agua estéril. Telazol es una droga combinada, posee un anestésico disociativo, la tiletamina (50 mg/ml) y una benzodiazepina, el zolazepam (50 mg/ml). En algunos países está a la venta con el nombre de ZOLETIL. La concentración del Zoletil es de 50 mg/ml cuando se reconstituye con 5 ml de agua estéril. Fíjese en la diferencia de la concentración del telazol.

Tabla 1. Peso del jaguar en kg y mililitros de telazol que pueden ser administrados.

PESO DEL ANIMAL (kg)	VOLUMEN DE LA DROGA (ml)
50	2-4
60	2.4-4.8
70	2.8-5.6
80	3.2-6.4
90	3.6-7.2
100	4-8
110	4.4-8.8
120	4.8-9.6

Es imperativa la observación y monitoreo de los jaguares durante la inmovilización (véase la sección III 2 más adelante). Jaguares que han sido inmovilizados con Telazol (y ketamina) generalmente presentan mayor la salivación, párpados abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo tono mandibular), reflejos completos (ej. corneal y pedal). Los jaguares deben de ser capaces de tragar y expectorar, ambas acciones son reflejas. NO deben de haber temblores musculares ni actividad convulsiva.

A. Revisión de literatura de inmovilizaciones de jaguares en cautiverio – se define en cautiverio a aquellos jaguares que se encuentran en zoológicos o en una situación de confinamiento.

1. Telazol

- a. 5 mg/kg telazol (suplementado 2 mg/kg de ketamina) (Kreeger, 1996)
- b. 3.5 – 4.4 mg/kg de telazol (Boever et al, 1977)
- c. 2.0 – 4.0 mg/kg de telazol (Shobert, 1987)
- d. 3.5 – 4.4 mg/kg de telazol (Shobert, 1987)
- e. 2 – 4 mg/kg de telazol (Gray et al, 1974) – la referencia menciona que la inmovilización química es insuficiente a dosis baja.

Nota: Telazol solo debe de ser administrado en el dardo/dosis inicial. Telazol NO debe de ser utilizado para prolongar una tranquilización, profundizar el plano de la anestesia, o poco tiempo antes de terminar la manipulación del animal.

Nota: Flumazenil es un antagonista del zolazepam (el componente benzodiazepinico del Telazol). Flumazenil puede ser administrado una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscularmente a una dosis de 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenil no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo tanto debe de ser utilizado solo después de que hayan transcurrido 30 minutos de la administración inicial de telazol o una dosis suplementaria de ketamina. Entre una y otra administración de flumazenil deben de haber transcurrido un mínimo de 30 minutos.

2. Ketamina + Xylazina

- a. 4 mg/kg ketamina y 2 mg/kg de xylazina
antagonista = 0.125 mg/kg de yohimbina (Kreeger, 1996)
- b. 15-30 mg/kg ketamina y 1-1.15 mg/kg xylazina o 1- 2 mg promazina
suplementada con 3-5 mg/kg de ketamina si es necesario y 2-5 mg de diazepam para lograr una relajación muscular (Seal y Kreeger, 1987).
- c. 2-2.5 mg/kg ketamina y 2-2.5 mg/kg xylazina (Yates, datos no publicados, 1999).

Nota: Xylazina solo debe de ser administrada como una dosis inicial. NO debe de ser utilizada como una droga suplementaria, si el jaguar está parcialmente

inmovilizado después de la inyección del primer dardo, o si el plano de anestesia se hace más superficial antes de terminar la manipulación. Los efectos sedativos de la xylazina son contrarrestados fácilmente con estímulos externos (ej. ruido o movimiento). Es especialmente importante que el personal permanezca tranquilo y callado mientras el animal está sedado con xylazina.

Nota: Yohimbina es el antagonista de la xylazina y debe de ser administrado a una dosis de 0.125 mg/kg IM. Solo debe de ser administrada una vez terminado el trabajo con el animal y por lo menos 30 minutos después de que se utilice la última dosis de cyclohexano (ketamina).

3. Ketamina y Medetomidina

- a. 2.5 mg/kg ketamina y 70 **mcg**/kg medetomidina (Kreeger, 1996) (nótese mcg = microgramos que son la milésima parte de un miligramo).
- b. 2.5 mg/kg ketamina y 60-80 **mcg**/kg medetomidina (Jalanka y Roeken, 1990).
- c. 2 mg/kg ketamina y 40 mcg/kg medetomidina (Spelman, 1997 datos no publicados).

Nota: La medetomidina solo debe ser administrada en el dardo/dosis inicial. Medetomidina NO debe ser utilizada para prolongar una tranquilización, profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Atipamezole es un antagonista de la medetomidina y puede ser administrado una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 4-5X la dosis de la medetomidina. Por ejemplo, si se utilizó una dosis de 40 mcg/kg de medetomidina para producir una inmovilización, se revierte el efecto de la misma con una dosis de atipamezole de 160-200 mcg/kg. Debe de ser administrada intramuscularmente. Atipamezole no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado la medetomidina. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

4. Ketamina y Midazolam

- a. 10 mg/kg de ketamina y 0.25 mg/kg midazolam intramuscularmente seguido de tiopental 4.4 mg/kg intravenoso, 15 minutos después intubar con isofluorano (McLaughlin y Kuzma, 1991).

Nota: Midazolam solo debe de ser administrado en el dardo o la dosis inicial. Midazolam NO debe de ser utilizado para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Flumazenil es un antagonista del midazolam y puede ser administrada una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de midazolam usados. Debe de ser administrada intramuscularmente. Flumazenil no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado el midazolam. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

B. Revisión de literatura para jaguares silvestres

Nota: Muchas de las dosis publicadas se basan en un pequeño número de jaguares. Damos el tamaño de la muestra si la referencia lo menciona.

1. Ketamina

- a. 10-12mg/kg (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992)
- b. 7-40 mg/kg (Crashaw, 1992) (n=9)
- c. 22mg/kg (Rabinowitz y Nottingham, 1986) (n=7)

2. Ketamina y Diazepam

- a. 11.8 mg/kg de ketamina y 0.25 mg/kg de diazepam (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=2)

3. Ketamina y Xylazina

- a. 3mg/kg de ketamina y 0.6 mg/kg de xylazina con 0.05 mg/kg de atropina (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=1)
- b. 7 mg/kg de ketamina y 0.5 mg/kg de xylazina con 10 mg de diazepam (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=1).
- c. 10.6-11.5 mg/kg de ketamina y 1.3-1.4 mg/kg de xylazina (López de Buen y Sánchez, 1986) (n=2).
- d. 11 mg/kg ketamina y 1 mg/kg xylazina (Quigley, 1987) (n=8)
- e. 6.6 mg/kg y 0.66 mg/kg de xylazina (Kathy Quigley, datos no publicados)

Nota: Xylazina solo debe ser administrada en el dardo o la dosis inicial. Xylazina NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Yohimbina es la antagonista de la xylazina y debe de ser administrada a una dosis de 0.125 mg/kg IM. Solo debe de ser administrada una vez terminado el trabajo con el animal y por lo menos 30 minutos después de que se utilice la última dosis de ketamina, para garantizar la metabolización de la ketamina.

4. Ketamina y medetomidina

- a. 1.46-3.48 mg/kg de ketamina y 36-87 **mcg**/kg de medetomidina antagonizada con 122-163 mcg/kg de atipamezole (Hoogesteijn et al, 1996) (n=2).

Nota: La medetomidina solo debe ser administrada en el dardo/dosis inicial. Medetomidina NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Atipamezole antagoniza la medetomidina y puede ser administrada una vez que las manipulaciones con el animal hayan terminado. La dosis a utilizar debe de ser 4-5X la dosis de la medetomidina. Por ejemplo, si se utilizó una dosis de 40 **mcg**/kg de medetomidina para producir una inmovilización, debe de revertirse el efecto de la misma con una dosis de atipamezole de 160-200 **mcg**/kg. Debe de ser administrada intramuscularmente. Atipamezole no debe de ser administrado a un animal antes de que transcurran 30 minutos de haber administrado la medetomidina. De esta forma se asegura que la ketamina haya sido parcial o totalmente metabolizada.

5. Telazol

- a. 4-8 mg/kg (**dosis recomendada en este manual**)
- b. 6.6-16.4 mg/kg (Morato et al, en prensa) (n=11)
- c. 10 mg/kg Morato
- d. 3.9 mg/kg (Hoogesteijn y Mondolfi, 1992) (n=11)
- e. 3.5-9.1 mg/kg (Crashaw, 1992) (n=6)

Nota: Telazol solo debe de ser administrado en el dardo/dosis inicial. Telazol NO debe de ser utilizada para prolongar una tranquilización o profundizar el plano de la anestesia, o antes de terminar los procedimientos con el animal.

Nota: Flumazenil es un antagonista del zolazepam (el componente de la benzodiazepina en el Telazol). Flumazenil puede ser administrado una vez que se ha terminado de trabajar con el animal, intramuscularmente a una dosis de 1.0 mg de flumazenil por cada 20 mg de zolazepam. Flumazenil no tiene un efecto antagonista sobre la tiletamina, ni la ketamina, por lo tanto debe de ser utilizado solo después de que hayan transcurrido 30 minutos de la administración inicial de telazol o una dosis suplementaria de ketamina. Al igual forma entre una y otra administración de flumazenil deben de haber pasado 30 minutos.

6. Xylazina

- a. 8 mg/kg (Bauditz, 1972)

Nota: Yohimbina es la antagonista para la xylazina y puede ser administrada, una vez que se haya terminado la intervención a una dosis de 0.1-0.2 mg/kg intramuscularmente.

NO RECOMENDAMOS QUE SE USE ESTE PROTOCOLO. Xylazina es un sedante, analgésico y relajante muscular. En especies no domésticas como el jaguar, la xylazina sola no produce suficiente inmovilización. Uno de los efectos secundarios más comunes de esta droga es el vómito y LA DEPRESIÓN RESPIRATORIA. Además, los animales perciben estímulos externos (ej. ruido y movimiento) la sensibilidad aumenta y pueden despertarse fácilmente del estado de sedación.

C. Drogas suplementarias que se pueden administrar durante una inmovilización

1. Suplementación de anestésicos

Pueden haber ocasiones en las que el/los anestésico/s inicial/es no producen la inmovilización y sedación necesaria, o se metabolizan muy rápidamente y el efecto desaparece (ej. cuando el animal se mueve mucho, aumenta la respiración y el pulso) antes de terminar de trabajar con el jaguar (ej., colocación de un radio collar, colección de una muestra). En estos casos puede ser necesario administrar una droga adicional para aumentar la seguridad en la inmovilización, logrando un plano más profundo de anestesia. Las siguientes consideraciones son importantes si ocurre una de las situaciones mencionadas arriba.

- a. Telazol NUNCA debe de ser utilizado como una droga suplementaria. Si el telazol es el agente que se utiliza inicialmente para inmovilizar, y la anestesia es insuficiente o se ha metabolizado, es mejor suplementar con ketamina intramuscular o endovenosamente. La dosis de ketamina dependerá del plano de anestesia previo a la administración de la suplementación. Veinticinco a 50mg endovenosa o 50-100 mg intramuscular de ketamina pueden ser usadas como una dosis total por jaguar. Esta dosis deberían ser seguras en la MAYORÍA de los jaguares adultos.
- b. Xylazina, medetomidina y midazolam JAMÁS deberán de ser administradas como dosis suplementarias. Solamente deben de ser administradas en combinación con otras drogas (ej. Ketamina) para inducir anestesia. Ketamina es la mejor suplementación. De ser posible por vía endovenosa o intramuscular. La dosis de ketamina dependerá de la profundidad de la anestesia (plano de anestesia) antes de la suplementación. 25-50 (endovenosa) o 50-100 (intramuscular) mg de ketamina debería de ser una dosis segura para la mayoría de los jaguares adultos.
- c. Durante la inmovilización de un jaguar que presente excesiva rigidez muscular, temblores y/o convulsiones, diazepam (valium) deberá ser inyectado a una dosis de 5-10 mg/jaguar lentamente por vía endovenosa. Diazepam se puede volver a inyectar si no hay una respuesta inmediata a la dosis inicial por vía endovenosa después de tres minutos. Si un jaguar sigue sin responder a la segunda inyección, otra causa diferente que la anestesia

debe de ser considerada como la causa de las convulsiones. Si no es posible canular una vena (ej. porque el animal se está moviendo) diazepam deberá de ser inyectado por vía intramuscular. Debe de tenerse mucho cuidado al administrar la segunda inyección de diazepam por vía endovenosa si se inyectó la primera dosis por vía intramuscular. La primera dosis (IM) tiende a metabolizarse lentamente, y a hacer efecto lentamente.

- d. Si no está seguro de cuánta droga inicial fue inyectada en el animal (p. ej. porque el dardo rebotó), debe esperar por lo menos 15 minutos antes de inyectar ninguna otra droga.

2. Anticolinérgicos

Algunos autores recomiendan la administración de atropina a un protocolo de anestesia. La acción de la atropina disminuye la salivación. Sin embargo la atropina a veces está asociada con algunos efectos secundarios negativos, que se manifiestan más comunmente en el corazón y el tracto digestivo. En condiciones de campo puede ser más apropiado administrar atropina solo si el felino presenta una salivación excesiva durante la inmovilización. Se debe de administrar una sola dosis:

Atropina – (0.04 mg/kg) por vía subcutánea o intramuscular

3. Medicación adicional

- a. Ivermectina – 200 mcg/kg vía subcutánea para gusaneras en áreas donde hay *Cochleomyia hominivorax*.
- b. Solución de Ringer lactato 1 – 2 litros por vía subcutánea para rehidratar a jaguares, especialmente aquellos que han estado atrapados por un período largo, que estén excesivamente estresados o hipertérmicos.
- c. Penicilina G Benzatínica 40.000 UI/kg im (antibiótico de larga acción). Especialmente si el jaguar sufrió algún trauma del dardo, una fractura de diente, vomitó durante la inmovilización, o tiene alguna otra lesión activa.
- d. Un antibiótico triple de acción tópica para untar en la lesión del dardo o en cualquier lesión cutánea.
- e. Agente tópico matagusano para untar en la lesión del dardo o en cualquier otra lesión cutánea.
- f. Antibiótico triple oftálmico para untar en los ojos.

III MANEJO DE JAGUARES INMOVILIZADOS Y ANÁLISIS DE POSIBLES PROBLEMAS DURANTE EMERGENCIAS ANESTÉSICAS

Una persona que inmoviliza jaguares, debe de recordar que solamente ella o él es el/la responsable de la salud del animal durante el procedimiento (o desde que el animal se encuentra en un árbol) hasta que el animal se recupere completamente de la anestesia. Es imperativo que una persona que anestesia un jaguar sepa como tratarlo, sea capaz de medir parámetros fisiológicos, y responder a emergencias médicas si éstas llegaran a presentarse. Aunque muchos agentes anestésicos son relativamente seguros en felinos, las emergencias anestésicas ocurren, aún en las mejores circunstancias de captura.

Esta guía no tiene como propósito ser una revisión completa de todos los aspectos de las emergencias anestésicas. La intención es proveer un mínimo de conocimiento necesario con la esperanza de disminuir los riesgos de captura. Si la emergencia llegara a ocurrir esperamos el usuario tenga el equipo necesario para resolverla. Se recomienda enfáticamente que un investigador que esta haciendo una inmovilización se documente bibliográficamente (Kreeger, capítulo 5; Nielsen, capítulo 9; Evans, capítulo 25; Wildlife Restrain Series, 1991; Fowler, 1995). Aquellas personas que no han inmovilizado jaguares antes deberían buscar ayuda con un colega con experiencia.

1. Manejo

Inmediatamente después de que el animal ha sido disparado con el dardo (véase arriba, información sobre inmovilización) se debe llevar un control de la respiración y el pulso para asegurarse de que están dentro de los parámetros normales.

Frecuencia respiratoria (FR) 8-24 respiraciones/minuto
Frecuencia cardíaca (FC) 70-140 latidos/minuto

El dardo debe de ser extraído del animal (evite tocar la aguja) y debe de ponerse en un sitio seguro donde nadie pueda pincharse (lo mejor es tener a una persona tomando los parámetros fisiológicos mientras otra persona se encarga del dardo). No se debe tocar la parte del cuerpo del jaguar en donde se disparó el dardo. De esa forma se evita tener contacto con la droga, los residuos de la misma y con la sangre. Las personas que tocarán al animal deberían utilizar guantes de latex, para evitar la transmisión de enfermedades infecciosa entre el investigador y entre los animales que se inmovilicen, (especialmente si no hay agua corriente para lavarse las manos).

El animal debe ser puesto en una posición en la que pueda respirar fácilmente (figura 2). Preferiblemente en recumbencia lateral (acostado de lado). La cabeza y el cuello deben de ponerse en una posición que permita que el aire pase a través de la boca y la tráquea. La boca debe ser mantenida en una posición inferior a la del cuello de forma que si hay salivación, ésta corra fuera de la boca y no hacia la tráquea.

Una vez que el animal esté anestesiado y puesto en la posición adecuada, se deben proteger los ojos. Se debe aplicar el antibiótico oftálmico en ambos ojos, así se

previene que éstos se sequen (durante algunas anestias los ojos permanecen abiertos) por la ausencia del reflejo palpebral. Se debe colocar una toalla de material no abrasivo sobre los ojos, para protegerlos del sol y del polvo. Tapando los ojos también se minimiza cualquier estímulo visual que puede ser contraproducente durante una anestesia. Las heridas en el campo tienden a infestarse con gusaneras. Se puede aplicar betadine (solución de yodo) tópico, y un matagusano o repelente de moscas en el sitio donde el dardo penetró la piel (véase la sección de análisis de posibles problemás – manejo de heridas).

Todo el equipo utilizado en un animal debe de ser desinfectado y esterilizado antes de trabajar con el próximo, de esta forma se previenen la diseminación de enfermedades e infecciones.

2. Asesoramiento fisiológico

Durante todas las inmobilizaciones SE DEBEN tomar parámetros fisiológicos (ej. respiración, pulso, la temperatura). Si estos valores llegaran a estar fuera de los parámetros normales, podría haber una potencial emergencia y la persona responsable debe de estar preparada/o para una respuesta adecuada. Los parámetros fisiológicos normales de temperatura, frecuencia cardíaca (pulso) y frecuencia respiratoria en un jaguar silvestre son:

Temperatura (T) 37-39.5°C (98.6 – 103.1°F)
Frecuencia respiratoria (FR) 8-24 respiraciones/minuto
Frecuencia cardíaca (FC) 70-140 latidos/minuto

La frecuencia cardíaca y respiratoria debe ser tomada cada 5 minutos y la temperatura cada 10 minutos.

Para monitorear la temperatura se debe usar un termómetro rectal. Para monitorear la respiración se debe observar la expansión del tórax. Para monitorear la frecuencia cardíaca se puede palpar la arteria femoral y contar el número de pulsaciones por minuto o se puede auscultar el corazón con un estetoscopio y contar los latidos por un minuto.

El termómetro rectal debe insertarse en el ano. Debe de ser untado con vaselina para su fácil inserción y así evitar daños a la mucosa rectal. Recomendamos el uso de un termómetro digital, son los más prácticos en condiciones de campo. Usando uno de estos termómetros es fácil medir la temperatura cada 10 minutos.

La respiración se cuenta viendo los movimientos torácicos del animal cuando inhala aire. La forma más fácil de establecer la frecuencia respiratoria es contando las respiraciones en un minuto. Puede contar los movimientos del tórax durante 15 segundos y multiplicar ese número por cuatro. Si usted no posee un estetoscopio, puede ejercer presión digital (con sus dedos) en la arteria femoral (esta arteria se encuentra en la cara interna de la pierna). Al sentir el pulso usted podrá determinar la frecuencia cardíaca. Puede tratar de ubicar el sitio utilizando un perro doméstico para practicar, esto le dará una idea de qué buscar. Alternativamente puede auscultar directamente el corazón

colocando el estetoscopio directamente sobre el aspecto lateral y craneal del tórax (debajo del codo).

Nota: Recomendamos que durante una inmovilización se utilice un estetoscopio. El estetoscopio también se puede utilizar para evaluar la frecuencia respiratoria.

Es imperativo que usted reconozca lo que se considera normal en un jaguar sometido al efecto de un agente anestésico. Jaguares que fueron inmovilizados con Telazol (y ketamina) generalmente tendrán la salivación aumentada, los ojos abiertos, rigidez muscular en todo el cuerpo (incluyendo la mandíbula), los reflejos intactos (ej. los reflejos palpebral y pedal). Los jaguares deben mantener el reflejo de la tos y de la deglución, y no deben tener temblores ni convulsiones.

3. Emergencias anestésicas comunes

La tabla 1 contiene las drogas más comunes que se utilizan preventivamente para resolver emergencias durante inmovilizaciones de campo.

A. Arresto o depresión respiratoria. Produce una hipoxia del tejido causada por una oxigenación inadecuada de la hemoglobina en la sangre. Probablemente sea la causa más común de emergencia en inmovilizaciones de campo.

El diagnóstico de la depresión respiratoria o arresto respiratorio se basa en

- 1) Un jaguar que tiene pocas o ninguna respiración por minuto (menos de 4) (no hay expansión del tórax).
- 2) Las membranas mucosas del paladar se tornan de color azul o gris
- 3) La saturación de oxígeno medida por el pulsoxímetro es menor del 80% (si hay un pulsoxímetro a su disposición).

Durante una inmovilización de campo hay numerosas razones por las cuales puede haber una depresión respiratoria o arresto. 1) Puede ser inducida por la droga en uso, deprimiendo los centros respiratorios a nivel del sistema nervioso central; 2) puede haber obstrucción de las vías respiratorias por una mala posición de la cabeza o el cuello (debido a una excesiva salivación o regurgitación de ingesta estomacal, o debido a un edema laríngeo); 3) presión sobre el diafragma por el contenido intestinal; 4) una acumulación de dióxido de carbono que altera la respiración normal.

El tratamiento de la depresión respiratoria o el arresto deben incluir los siguientes puntos:

1. **EVITE EL PÁNICO** (esto es importante en todas las emergencias anestésicas)
2. **NO** administre más drogas anestésicas.

3. Asegúrese de que la cabeza y el cuello estén en posición adecuada (extendida y que no haya ningún objeto haciendo compresión) de forma que el aire se pueda mover libremente a través de la tráquea y la boca. Asegúrese de que no haya vómito u objetos extraños bloqueando la tráquea (ver más adelante).
4. Intube inmediatamente si dispone de una sonda endotraqueal (SET). Administre oxígeno a través de la SET usando una bolsa respiratoria de emergencia, su boca, o un tanque de oxígeno.
5. Puede ocurrir que no tenga una SET a su disposición, u oxígeno, entonces debe ejercer presión intermitentemente sobre el tórax tratando de mover aire a través de los pulmones. Un jaguar en estas circunstancias ya debe estar en recumbencia lateral. Presione el tórax a intervalos regulares (ej. ejerza presión por un segundo, luego espere otro segundo, y así sucesivamente). Alternativamente puede tratar de resucitar al animal haciendo respiración boca a boca, o boca a nariz. Exhale en la boca o nariz del jaguar, cuente dos segundos, y luego inhale el aire de las vías respiratorias superiores por otros dos segundos.
6. Administre 1-2 mg/kg de doxapram endovenoso (o IM en el músculo de la lengua si no es capaz de encontrar una vena rápidamente). Esa dosis es aproximadamente 80-160 mg (4-8 ml) para un jaguar adulto que pese unos 80 kg.

Nota: Doxapram puede causar que el felino se despierte, especialmente si ha sido anestesiado con Telazol. Si se escoge esta droga como un estimulante respiratorio, debe de considerar la seguridad del personal. Algunos veterinarios anestesiólogos ya no recomiendan esta droga. Si el arresto respiratorio no se ha podido corregir con los pasos 1 a 5, recomendamos el uso de doxapram para tratar de resucitar al animal. Si el usuario debe de inyectar la droga en la lengua, debe tener mucho cuidado de no causar daño en la cavidad oral.

7. Administre un antagonista apropiado (ej. yohimbina o atipamezole). Sin embargo, recomendamos que ésto se haga con mucho cuidado. El antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas (el jaguar podrá estar semi anestesiado y podrá ser muy difícil manipularlo después de que se haya inyectado el anatagonista).

B. Arresto/paro cardíaco. Usualmente ocurre después del paro respiratorio. Se define como la pérdida de la función cardíaca efectiva, disminuyendo o parando la circulación de sangre. Esta es la emergencia anestésica **más seria** que puede ocurrir durante una inmovilización en el campo.

El diagnóstico de un arresto cardíaco se basa en

- 1) un pulso a latido cardíaco débil o ausente,
- 2) membranas mucosas cianóticas (azules o grises, vea las encías), y
- 3) perfusión capilar pobre.

La perfusión capilar se evalúa ejerciendo presión sobre la mucosa de las encías hasta que éstas se tornen pálidas. Se quita la presión y se cuenta el número de segundos que las mucosas tardan en adquirir su color normal (el tiempo debe ser menor de 2 segundos).

- 4) Pupilas dilatadas
- 5) Extremidades frías
- 6) Pérdida de la conciencia

Las causas más comunes de arresto cardíaco durante una inmovilización en el campo suelen ser 1) inducidas por la droga usada; 2) paro respiratorio que produce hipoxia; 3) desbalance en el equilibrio ácido-básico de un organismo.

Tratamiento de un arresto cardíaco. Debe incluir los siguientes componentes:

1. NO administre ninguna droga anestésica adicional.
2. Asegúrese de que el animal puede respirar antes de empezar a hacer ningún masaje cardíaco.
3. Comience un masaje cardíaco externo. El jaguar ya debe de estar en recumbencia lateral. Aplique presión firme sobre el corazón. La presión se debe ejercer por el tiempo que uno cuenta hasta uno suelte y cuente hasta uno. Haga períodos de 60-100 ciclos/minuto. Si tuviera un asistente a su disposición, él o ella debería palpar la arteria femoral para asegurarse de que suficiente presión está siendo aplicada para movilizar la sangre cuando se aplican los masajes cardíacos.
4. Administre 0.02 mg/kg de una solución de epinefrina 1:1.000 (1.0 mg/ml) endovenosa o intracardíaca y continúe con el masaje externo. Esta dosis es aproximadamente 1.6 mg (1.6 ml) para un jaguar adulto que pese unos 80 kg. Sólo un veterinario deberá dar una inyección intracardíaca.
5. Administre 20 ml/kg de solución de ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos (un bolo es una sola inyección rápida).
6. Si no hay respuesta repita el paso 4 a intervalos de 5 minutos, indefinidamente.

C. **Hipertermia.** Se define como un aumento de la temperatura en donde la demanda de oxígeno es mayor que el suministro, debido a un aumento en el metabolismo.

La hipertermia se **diagnostica** a través de un termómetro rectal

1. **Una temperatura mayor de 41° C (105.8° F) debe ser considerada una verdadera emergencia**

Las causas que producen hipertermia en una inmovilización de campo pueden ser 1) producción de calor interno por ejercicio excesivo; 2) absorción de calor externo (si se hace la inmovilización al sol); 3) compromiso del centro termoregulatorio debido a las drogas; 4) comportamiento termoregulatorio inhibido por la anestesia.

Tratamiento de la hipertermia incluye lo siguiente:

1. Asegúrese que el jaguar está en la sombra
2. Use compresas frías (bolsas de hielo portátiles), que pueden ser colocadas en la ingle y sobre el cuerpo.
3. Moje el cuerpo con agua fría y/o coloque alcohol en las extremidades delanteras y traseras.
4. Administre un enema de agua fría si dispone de los implementos necesarios
5. Administre 20 ml/kg de solución de ringer lactato preferiblemente fresca por vía endovenosa en bolos (un bolo es una sola inyección rápida).
6. Mida la temperatura cada 5-10 minutos para determinar si está disminuyendo. Continúe mojando al animal si la temperatura sigue alta
7. Administre el antagonista endovenosamente (o IM, si no puede canalizar una vena). Haga ésto con cuidado. El antagonista revertirá el efecto de una de las drogas usadas (el jaguar podrá estar semi anestesiado y podrá ser muy difícil manipularlo después que se haya inyectado el antagonista).
8. Si usted piensa que la hipertermia es causada por la rigidez muscular y un plano superficial de anestesia, puede administrar diazepam a una dosis de 5 – 10 mg/jaguar como dosis TOTAL. Debe ser administrada lentamente por vía endovenosa, para reducir la actividad muscular.

Nota: Hipotermia ($<35^{\circ}\text{C}$ = $<95^{\circ}\text{F}$) es una disminución de la temperatura corporal hasta el punto que produce muerte celular – es poco probable que ocurra en la mayoría de las condiciones de campo en las que se inmoviliza jaguares. Sin embargo, puede ocurrir en zonas de páramo. Se evita manteniendo caliente al animal.

D. Vómito y su aspiración. Vómito se define como la eyección de contenido estomacal a través del esófago a la boca. Puede ocurrir que durante la inspiración el material sea aspirado, llenando las vías respiratorias.

El diagnóstico de la aspiración del vómito no es siempre fácil. Signos clínicos que sugieren aspiración pueden ser:

- 1) Mucosas cianóticas (especialmente las de la encía)
- 2) Tos y asfixia
- 3) Murmullos durante la respiración
- 4) Presencia de material en la laringe y en la tráquea
- 5) Arresto respiratorio

Las causas que pueden producir la aspiración del vómito durante una inmovilización de campo incluyen 1) vómito inducido por el uso de los anestésicos; 2) tensión de la captura; 3) excitación; y 4) posición de la cabeza (más abajo que el estómago).

Tratamiento de la aspiración del vómito incluye

1. NO administre ningún agente anestésico adicional
2. Mantenga las vías respiratorias sin ninguna obstrucción

3. Si el jaguar no está respirando por cuenta propia, comience ventilación artificial (véase arresto respiratorio en la sección superior)
4. Si usted sabe que la región de la laringe está obstruída irreversiblemente con el vómito, puede intentar realizar una traqueotomía. Se perfora la parte distal de la tráquea para permitir el pasaje de oxígeno (ésto solo debe ser realizado por un veterinario/a que este familiarizado/a con la intervención quirúrgica)
5. Administre antibióticos de larga duración (ej. penicilina G benzatínica 40.000 UI/kg por vía intramuscular).

La aspiración del vómito es una condición que puede poner en peligro la vida del animal. Produce bloqueo de las vías respiratorias y asfixia. Los efectos de una aspiración pueden hacerse crónicos (como el desarrollo de una neumonía por aspiración, que también pone en peligro la vida del animal). Todo jaguar que se sospecha haya aspirado ingesta es susceptible a desarrollar neumonía. El uso de antibióticos de larga acción disminuye el riesgo de que la neumonía se desarrolle, pero son de poca utilidad si el volumen aspirado fue muy grande.

- E. **Shock.** Se define como una perfusión sanguínea inefectiva de los tejidos que produce hipoxia celular. Existen tres clasificaciones de shock: hipovolémico, cardiogénico, y distributivo. Cualquiera de los tres puede ocurrir en una inmovilización, pero más típicamente tiende a ocurrir el cardiogénico o distributivo.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos

- 1) ritmo cardíaco rápido (taquicardia) y débil
- 2) Aumento en el tiempo de perfusión capilar
- 3) Hiperventilación
- 4) Depresión del sistema nervioso en animales que no están anestesiados

Causas que producen shock pueden ser 1) ejercicio físico prolongado; 2) prolongada tensión fisiológica; 3) prolongada tensión psíquica; 4) hemorragia severa.

El tratamiento debe incluir lo siguiente:

1. NO administre ningún agente anestésico adicional
2. Administre 4 mg/kg de dexametasona por vía endovenosa (si no está en capacidad de canalizar unavena, utilice la vía intramuscular)
3. Administre 30 ml/kg de una solución de ringer lactato por vía endovenosa
4. Si el jaguar no está respirando, aplique respiración artificial (véase el párrafo superior sobre depresión y arresto respiratorio).

- F. **Convulsiones.** Se definen como disturbios de la función cerebral, caracterizados por contracciones violentas e involuntarias (o series de contracciones) de los músculos voluntarios.

El diagnóstico. Se basa en los siguientes signos clínicos

- 1) espasmos incontrolados de todo el cuerpo o músculos
- 2) rigidez y extensión de las extremidades

Las causas incluyen: 1) inducción de convulsiones debido a drogas anestésicas (ej. ketamina y tiletamina); 2) trauma; y 3) hipoglicemia

El tratamiento:

1. Administre 10 mg de diazepam por vía endovenosa lentamente por un período de 10-15 segundos.
2. Repita el tratamiento anterior si no observa mejoría.
3. Tome la temperatura corporal y determine si hay hipertermia secundaria resultado de la actividad muscular convulsiva.

G. Heridas. Muchas veces se encuentran asociadas a la zona de impacto del dardo, heridas ocasionadas por las trampas o la persecución (esté atento a las heridas dentro de la boca, especialmente caninos partidos).

El diagnóstico. Se basa en signos clínicos. La severidad de la herida determinará la modalidad de tratamiento a emplear.

- 1) Haga un examen físico para evaluar laceraciones y lesiones traumáticas.
- 2) Examine la cavidad oral para cerciorarse de que ningún canino esté partido.

El tratamiento siempre debe de incluir:

1. Limpieza de la herida con Iodo povidona o una solución al 2% de clorhexidina. Si no tiene ninguna de las dos a su disposición, use agua con jabón.
2. Si encuentra que hay tejido necrosado y el personal de campo está familiarizado con las técnicas veterinarias, limpie la herida de tejido necrótico y proceda al punto 1.
3. Solamente suture las heridas que usted sabe son recientes (ej. aquéllas causadas por el dardo) o que tengan una tendencia a abrirse más. Nuevamente repetimos que sólo personas que estén familiarizadas con técnicas quirúrgicas veterinarias deberán realizar estos procedimientos.
4. Unte cada herida con antibiótico y matagusano tópico.
5. Administre antibióticos de larga duración por vía intramuscular (ej. penicilina G benzatínica 40.000 UI/kg)
6. Administre Ivermectina 200 mcg/kg por vía subcutánea (para evitar el desarrollo de larvas de moscas en las heridas).

Tratamiento de dientes partidos: Es imperativo que un diente fracturado (ocurre con frecuencia que un canino se parta durante una captura e inmovilización de jaguar) sea

reparado para minimizar el dolor y la infección asociada con este accidente. Productos que contengan hidróxido de calcio (ej. Dycal®) pueden ser usados para proteger la pulpa, y tapar la cavidad dental expuesta. Los equipos de reparación vienen con instrucciones.

H. Miopatía de captura. Se define como una alteración metabólica compleja que causa un desbalance electrolítico ácido-básico peragudo. Este desbalance produce necrosis del músculo cardíaco y de los músculos estriados. Rara vez ocurre en carnívoros. Es más común en ungulados. Investigadores de campo deben estar familiarizados con esta condición.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos:

- 1) ataxia (caminar anormal) y debilidad
- 2) paresia y parálisis
- 3) Orina de color marrón
- 4) Muerte

Las causas que incluyen miopatía de captura incluyen 1) ejercicio físico prolongado; 2) estrés fisiológico y psicológico prolongado

El tratamiento generalmente es insatisfactorio, la base del tratamiento es la PREVENCIÓN.

1. Minimice el stress que pueda producirse en cualquier captura.
2. Administre 5 meq/kg de bicarbonato de sodio por vía endovenosa
3. Administre 30 ml/kg de solución de ringer lactato por vía endovenosa

I. Deshidratación. Se define como una reducción de los fluidos corporales, frecuentemente asociada con las inmobilizaciones de campo.

El diagnóstico se basa en los siguientes signos clínicos:

- 1) Un pulso débil
- 2) Membranas mucosas secas
- 3) La elasticidad de la piel se pierde, pliegues permanecen más tiempo de lo adecuado
- 4) Depresión del sistema nervioso en animales que no están anestesiados

Causas incluyen 1) disminución en la ingesta de agua; 2) hipertermia; y 3) pérdida de fluidos crónica (ej. diarrea, poliurea, vómito).

El tratamiento incluye lo siguiente:

1. NO administre ninguna droga anestésica adicional
2. Administre una solución de ringer lactato a una dosis de 20 ml/kg preferiblemente por vía endovenosa. Si no puede canalizar una vena, puede usar la vía subcutánea como segunda alternativa. Lo ideal sería calcular el volumen de fluido que necesita el

animal basado en el nivel de deshidratación que presenta. El nivel de deshidratación se evalúa de la siguiente manera: un animal tiene un 5% de deshidratación si presenta membranas mucosas secas, y falta de plegabilidad de la piel; un animal tiene un 8% de deshidratación si presenta membranas mucosas rojas y secas; y un pliegue persistente cuando se pellizca. El volumen a administrar se calcula de la siguiente manera

$$\frac{(\% \text{ de deshidratación}) \times (\text{peso (kg)})}{100} = \text{volumen en litros a administrar}$$

Ejemplo: Si un jaguar pesa 80kg y tiene un 5% de deshidratación

$$\frac{5\% \times 80\text{kg}}{100} = 4 \text{ litros}$$

4. Equipo médico para inmobilizaciones de campo

Adicionalmente a un profundo conocimiento de cómo inmobilizar y manipular jaguares, es imperativo que el investigador posea el equipo necesario cuando está en el campo. Instrumentos para la medición de parámetros fisiológicos aseguran que el investigador esté sobre aviso de los posibles problemas de anestesia que pudieran ocurrir. Adicionalmente se necesitan algunos instrumentos y drogas para resolver emergencias. La tabla 2 presenta una lista del equipo mínimo necesario.

IV. TOMA DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

La prioridad principal del programa de salud del jaguar es el manejo seguro de todos los jaguares durante las inmobilizaciones. El segundo aspecto más importante para este programa es que los investigadores obtengan muestras biológicas de forma correcta. Es imperativo que las muestras sean tomadas, almacenadas y transportadas de forma correcta; de forma que los tejidos puedan ser utilizados en pruebas diagnósticas. Las muestras pueden ser tomadas de jaguares inmobilizados (ej., sangre, heces, ectoparásitos, pelo), muestras de campo (ej., heces, orina, pelo) y tejido que se obtenga de animales muertos.

En esta sección detallamos las muestras que deben ser tomadas, el equipo necesario para tomarlas, cómo tomarlas, y qué exámenes diagnósticos pueden hacerse con las muestras. Cada investigador dispondrá de equipo diferente, tendrá habilidades más o menos desarrolladas dependiendo del grado de experiencia para tomar dichas muestras. Por esa razón las muestras colectadas variarán de una inmobilización a otra.

1. Colección de muestras, almacenamiento y transporte

A. Examen físico – Todos los jaguares inmobilizados deben ser sometidos a una evaluación clínica. Cualquier información del estado de salud del jaguar es valiosa. Las observaciones visuales son útiles, pero más importante son los exámenes físicos que se le puedan/deben hacer directamente al animal (uso del termómetro, estetoscopio, palpaciones). Las medidas morfométricas también son un componente importante del examen físico. El apéndice 4 es una guía que permite evaluar sistemáticamente cada uno de los sistemas, recomendamos que se use en cada inmobilización.

B. Obtención de muestras de sangre – La sangre debe ser colectada cuando el jaguar está inmobilizado. El personal de campo debe de estar familiarizado con el procedimiento.

1. Obtención de la muestra: los vasos sanguíneos que se utilizan para tomar una muestra de sangre en un jaguar suelen ser las venas safena medial y lateral, femoral, cefálica, caudal lateral, y/o la jugular. Recomendamos que un biólogo de campo que no haya tenido experiencia obteniendo sangre, se abstenga de hacerlo. El tamaño de la jeringa y de la aguja depende de la vena a canalizar. Generalmente, se utilizan agujas con una calibración de 18-22 y 1-1 ½ pulgadas de largo. El volumen de las jeringas debe ser de 6-25 ml. Idealmente debería de obtenerse un total de 25 ml de sangre por jaguar.

Adicionalmente se debe tomar una muestra de la vena auricular (una vena periférica). Con esta sangre se debe preparar un frotis sanguíneo para diagnosticar/identificar hemoparásitos. Esta muestra debe ser obtenida usando una aguja estéril (calibración 18-22) para pinchar el vaso. Tubos microcapilares se utilizan para recoger la sangre que salga del vaso, los frotis se preparan como se describe en el apéndice 9.

2. **Almacenamiento** – Una vez obtenida la sangre (estará dentro de la jeringa) debe de pasarse a un tubo sin anticoagulante (estos tubos generalmente tienen una tapa de goma roja especialmente si son de la marca Becton-Dickinson®), y a un tubo con el anticoagulante EDTA (estos tubos generalmente tienen la tapa morada). Cuando coloque la sangre en el tubo que contienen anticoagulante no olvide invertir el tubo varias veces para garantizar que el anticoagulante se mezcle con la sangre, de esta forma se evita la formación de coagulos. Los tubos de tapa roja deben dejarse a temperatura ambiente, mientras que los tubos de tapa morada deben colocarse en refrigeración (4°C) (puede colocarse en una cava con hielo). La sangre de ambos tubos debe ser centrifugada para separar las diferentes fracciones del sangre. El procesamiento de la sangre debe hacerse preferiblemente antes de que hayan pasado 4 horas de haber tomado la muestra. Antes de centrifugar la sangre con anticoagulante tome una pequeña muestra y póngala en tubos de microhematocrito (tubos capilares). Estas muestras serán usadas para medir el hematocrito, los sólidos totales, conteo de leucocitos, gota gorda de sangre en papel de filtro, y frotis sanguíneo. El resto de la sangre (tubos de tapa roja y de tapa morada) debe ser centrifugado a 3500 rpm por 10 minutos. El suero y el plasma obtenido debe de trasvasarse a tubos congelables para su almacenamiento a largo plazo. Los frotis deben secarse al aire, y después deben ser fijados. (La calidad de los frotis puede mejorarse notablemente si se hacen las tinciones celulares en el campo). Los frotis deben ponerse en una caja portaláminas y pueden ser almacenados a temperatura ambiente. Los tubos con sangre deben almacenarse congelados, preferiblemente en nitrógeno líquido, alternativamente se pueden mantener en hielo.
3. **Transporte** – El suero y el plasma deben transportarse en nitrógeno líquido o en hielo seco para garantizar de que siempre estén congelados. Los frotis pueden ser transportados a temperatura ambiente.

C. Muestras fecales. Deben de ser obtenidas del jaguar durante la inmovilización, también pueden tomarse muestras fecales frescas que se encuentren en el campo o de un cadáver.

1. **Obtención** – En un jaguar inmovilizado, las heces deben ser colectadas directamente del recto, usando un guante. Las heces deben ser colocadas en el medio adecuado en un envase hermético (véase almacenamiento en el próximo párrafo). Se pueden colocar de cinco a diez gramos de heces en cada medio de transporte.
2. **Almacenamiento** - Las heces pueden ser almacenadas en muchos medios diferentes, dependiendo del exámen diagnóstico que se quiera hacer.

Para identificación de huevos y larvas las heces deben ser colocadas en formol al 5%.

Adicionalmente se puede colocar en alcohol al 70 o 95%. Estas heces pueden ser utilizadas para realizar análisis de DNA, análisis hormonales, (ej. cortisol, estrógenos,

progesterona y testosterona). Posiblemente también pueda ser usada para realizar la reacción en cadena de la polimerasa (“PCR”) para el diagnóstico de bacterias y virus.

Viales o tubos congelables: Algunas muestras se pueden poner en viales plásticos diseñados para ser almacenados a -70°C . Estas muestras deben congelarse usando hielo seco o nitrógeno líquido. Estas muestras por lo general se utilizan para evaluar los niveles de ciertas hormonas reproductivas o de estrés, o para aislar virus.

3. **Transporte** – Las muestras fecales en los medios anteriormente mencionados, pueden transportarse de la siguiente manera:
 - 1) Las heces en alcohol o formol deben ser transportadas a temperatura ambiente
 - 2) Las heces contenidas en viales deben ser transportadas en nitrógeno líquido o en hielo seco.

D. Ectoparásitos – Las muestras de ectoparásitos deben ser colectadas de los animales inmovilizados, o de cadáveres frescos.

1. **Colección** – Ácaros y otros ectoparásitos (ej. moscas hipoboscídes) deben ser removidos/as utilizando la mano con un guante o una pinza. Evite coleccionar ácaros dejando la cabeza adentro de la piel, de esta forma se evitan las lesiones cutáneas. Los ácaros generalmente se encuentran alrededor de las orejas, ingle, y axilas.
2. **Almacenamiento** – Coloque los ectoparásitos en viales que contengan alcohol etílico al 70 – 95%, y manténgalos a temperatura ambiente.
3. **Transporte** – Todos los ectoparásitos pueden ser transportados en viales a temperatura ambiente.

E. Muestras de pelo – Las muestras de pelo deben de ser colectadas de jaguares inmovilizados o de cadáveres (por favor revise el manual de genética).

1. **Obtención** – Las muestras de pelo pueden ser obtenidas arrancado el pelo con la mano o con unas pinzas. Para estudios genéticos se prefiere una muestra que haya sido arrancada. Muestras que se obtienen cortando el pelo sirven para análisis toxicológicos.
2. **Almacenamiento** – El pelo debe de ser puesto en sobres de papel limpios, y pueden ser almacenados a temperatura ambiente.
3. **Transporte** – El pelo puede ser transportado a temperatura ambiente en los sobres anteriormente mencionados.

2. Permisos y regulaciones para el transporte de muestras a nivel internacional

Todos los exámenes de laboratorio de las muestras obtenidas serán realizados en selectos laboratorios de los Estados Unidos, reconocidos por especializarse en felinos no domésticos. Nuestra capacidad de hacer estos exámenes depende de la exportación de las muestras de varios países a los Estados Unidos. Los jaguares se encuentran listados en el apéndice I del CITES. Por lo tanto se requiere un permiso de exportación e importación del CITES para introducir tejidos de Jaguar en los Estados Unidos. El JCP está trabajando para obtener un permiso colectivo para estas muestras.

El país que importa las muestras (en este caso los Estados Unidos) debe tener un permiso de importación y el país que exporta debe de tener un permiso de exportación. En general, es necesario tener primero el permiso de importación para que se acredite un permiso de exportación. La oficina de gerencia del Servicio de Fauna de los Estados Unidos (F&WS), es la agencia que se encarga de otorgar los permisos del CITES actualmente. Por lo general esta oficina exige una prueba escrita de que el investigador (si es extranjero al país en donde se toman las muestras) presente un permiso de trabajo en el país huésped. Esta prueba debe de acompañar la aplicación del permiso de importación. Para más información en lo referente a la permisología, viste la página Web www.fieldvet.org.

3. Pruebas diagnósticas que deben realizarse en el campo

Los exámenes de sangre que se realizan en el campo utilizan sangre completa y son: hematocrito, sólidos totales, y conteo de leucocitos. Si la sangre se centrifuga y se separa el plasma del componente celular, ya estos exámenes no se pueden realizar. Para hacer estos exámenes se requiere una centrífuga, tubos capilares, una tabla de hematocrito, un refractómetro, un microscopio, y un equipo Unopette para el conteo de leucocitos. Las técnicas están detalladas en los apéndices 5,6 y 7.

4. Pruebas diagnósticas que deben realizarse en el laboratorio

Una evaluación completa de salud incluye exámenes que verifiquen la presencia/exposición a agentes parasitarios e infecciosos a los cuales un jaguar pueda estar expuesto.

A. Sangre

1. Conteo diferencial de glóbulos blancos (en conjunto con los exámenes realizados en el campo)
2. Química sanguínea
3. Serología de agentes parasitarios e infecciosos que incluirían

Agentes Virales

Leucemia Felina - (FeLV)*

Peritonitis Infecciosa felina (coronavirus) – (FIP)

Rinotraqueítis felina (Herpesvirus) – (FHV)

Panleucopenia felina (parvovirus) – (FPV)
 Virus de la inmunodeficiencia felina ((FIV)
 Lentivirus del Puma
 Moquillo canino (CDV)
 Pseudorabia
 Rabia

* Las siglas en paréntesis son los nombres de las enfermedades en inglés (n. del t.)

Agentes bacterianos

Leptospirosis (17 cepas)
Bartonella henselae
Hemobartonella felis

Infecciones parasitarias

Toxoplasma gondii
 Babesiosis
Dirofilaria immitis
Cytauxzoon felis

Niveles hormonales (ej. cortisol, testosterona, estrógenos, progesterona)
 Compuestos tóxicos (ej. mercurio, organofosforados, carbamatos, bifeniles policlorinados, hidratos de carbono clorinados).

Vitaminas y minerales

A. Heces

1. Parásitos
2. Pruebas de reacción en cadena de la polimerasa para virus y bacterias
3. Detección antigénica del ARN del coronavirus felino

Niveles hormonales (cortisol, testosterona, estrógenos, y progesterona)

B. Ectoparásitos

Todos los parásitos deben ser identificados al nivel de especie por un especialista en ácaros. Otros ectoparásitos deben ser identificados por un entomólogo.

C. Protocolo de necropsia

El apéndice 11 contiene una copia de un manual de necropsia que también se puede obtener a través de la Internet en la siguiente dirección:
<http://www.vetmed.ucdavis.edu/whc/necropsy/toc.html>.

Este manual de necropsia fue escrito por la Dra. Linda Munson y traducido al castellano por la Dra. Marcela M. Uhart y al portugués por la Dra. Paula Rogeria Mangini. Este manual provee de información práctica para realizar necropsias en el campo. Si se colectan muestras de jaguares muertos, es necesaria la siguiente información: edad, sexo, ubicación geográfica si es posible a través del Sistema de Posición Geográfica (GPS), fecha y hora en la que se encontró el animal, estado del cuerpo.

También es de extrema importancia que se colecte contenido estomacal para hacer un estudio de preferencia de presa de estos animales a través de su distribución. El contenido puede ser secado y almacenado a temperatura ambiente, o puede ser colocado en alcohol al 70-95%.

D. Laboratorios centrales – El programa de asistencia veterinaria de la WCS está tratando de firmar un acuerdo entre los múltiples laboratorios que trabajan con las muestras de jaguares de forma de uniformizar los datos y los protocolos de diagnóstico.

V. COLECCIÓN DE DATOS ANÁLISIS Y PUBLICACIÓN

Uno de los mayores beneficios de la cooperación entre países, es la de encontrar correlaciones entre los datos de diferentes poblaciones de jaguares y sus habitats. Por lo tanto, la uniformización en la obtención de datos es de incalculable valor en la compilación de información útil y comparable. En el apéndice 2 se presenta un ejemplo de un formulario MedArks para anotar datos de anestesia. Adicionalmente ofrecemos formularios que pueden seguirse al momento de realizar un examen físico. Un ejemplo se presenta en el apéndice 4. La colección de datos deberá ser sometida a análisis (también estadísticos) que nos ayudarán a lograr uno de nuestros principales objetivos, una evaluación de la salud del jaguar a todo lo largo y ancho de su distribución, la determinación de qué enfermedades pueden ser de alto riesgo para esta especie, y el uso de estos resultados en las recomendaciones de un programa de conservación del jaguar a largo plazo. Estos datos serán presentados a la comunidad científica, oficinas gubernamentales y público en general en los idiomas inglés, castellano y portugués.

VI. BIBLIOGRAFÍA

Bauditz, R. 1972. Sedation, immobilization and anesthesia with Rompun in captive and free-living wild animals. *Vet. Med. Rev.* 3: 204-226.

Boever, W.J., J. Holden, K.K. Kane. 1977. Use of telazolTM (CI-744) for chemical restraint and anesthesia in wild and exotic carnivores. *Vet. Med./Sm. Ani. Clin., Exotic Species*, 1722-1725

Bush, M. 1992. Remote drug delivery systems. *J. Zoo Wildl. Med.* 23: 159-180.

Crawshaw, P. G. 1992. Recommendations for study design on research projects on neotropical felids. In: *Felinos de Venezuela – Biología, Ecología y Conservación. Memorias del Simposio Organizado por Fudeci del 01 al 04 de Septiembre de 1991.* FUDECI, Caracas. Pp. 187-222.

de Wet, T. 1993. Physical capture of carnivores. In: McKenzie, A.A. (ed.). *The Capture and Care Manual.* Wildlife Division Support Services CC and The South African Veterinary Foundation. South Africa, Pp. 255-277.

Evans, A.T. Anesthetic emergencies and accidents. In: J.C. Thurmon, W.J. Tranquilli, and G.J. Benson (eds.). *Lumb and Jones= Veterinary Anesthesia: third edition.* Wilkins and Wilkins Co., Philadelphia, PA. Pp. 849-860.

Fowler, M.E. 1995. Medical problems during restraint. In: *Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals; second edition.* Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 78-99.

Gray, C.W., M. Bush, and C.C. Beck. 1974. Clinical experience using CI-744 in chemical restraint and anesthesia of exotic specimens. *J. Zoo Ani Med.* 5: 12-21.

Hoogesteijn R., and E. Mondolfi, 1992. *The Jaugar.* Armitano Publishers.

Hoogesteijn, R., R. McBride, M. Sunquist, A. Hoogestiejn, and L. Farrell. 1996. Medetomidine and rubber-padded leg-hold traps in Venezuelan cat studies. *Cat News* 25: 22-23.

Interational Wildlife Veterinary Services, Inc., 1991. *Wildlife Restraint Series.* Interational Wildlife Veterinary Services, Inc. Salinas, Cali.

Jalanka, H.H., and B.O. Roeken. 1990. The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic animals: a review. *J. Zoo Wildl. Med.* 21: 259-282.

Kreeger, T.J. 1996. *Handbook of Wildlife Chemical Immobilization.* Pp. 175

Kreeger, T.J. 1996. Emergency treatment - Animal. In: Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. International Wildlife Veterinary Services, Inc., P.O., Laramie, WY, Pp. 79-96.

López de Buen, L., J. M. Aranda Sánchez. 1986. Nota zoológica. Anestesia de mamíferos silvestres con la combinación ketamina-xilacina. *Biotica*, 67-71.

McLaughlin, R., and A. Kuzma. 1991. Surgical management of collapsed pelvis in a jaguar. *J.A.V.M.A.* 198: 1789-1791.

Morato, R.G. 1997. Dissertação Mestrado. 120 pp.

Morato, R.G., C.A. Moura, and P.G. Crawshaw. Chemical restraint of free ranging jaguars (*Panthera onca*) with tiletamine-zolazepam combination. In: Jaguars in the New Millenium Proceedings, in Press.

Nielsen, L. 1999. Instrumentation. In: Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals. Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 31-82.

Nielsen, L. 1999. Management of medical emergencies in the field. In: Chemical Immobilization of Wild and Exotic Animals. Iowa State University Press. Ames, Iowa. Pp. 209-226.

Quigley, H. 1987. Ecology and conservation of the jaguar in the Pantanal Region, Mato Grosso do Sul, Brazil. Ph.D. Dissertation, University of Idaho, Moscow, Idaho, USA.

Quigley, K. Hornocker Wildlife Institute Immobilization and Biological Sampling Protocols. Hornocker Wildlife Institute, Inc. Moscow, Idaho.

Rabinowitz, A.R., and B.G. Nottingham. 1986. Ecology and behaviour of the jaguar (*Panthera onca*) in Belize, Central America. *J. Zool. Lond.* 210: 149-159.

Seal, U.S., and T.J. Keeger. 1987. Chemical immobilization of furbearers. In: Novak, M. et al., eds. *Wild Furbearer Management and Conservation in North America*. Toronto: Ontario Ministry of Natural Resources, 191-215.

Shobert, E. 1987. Telazol use in wild and exotic animals. *Vet. Med.* 82: 1080-1088.

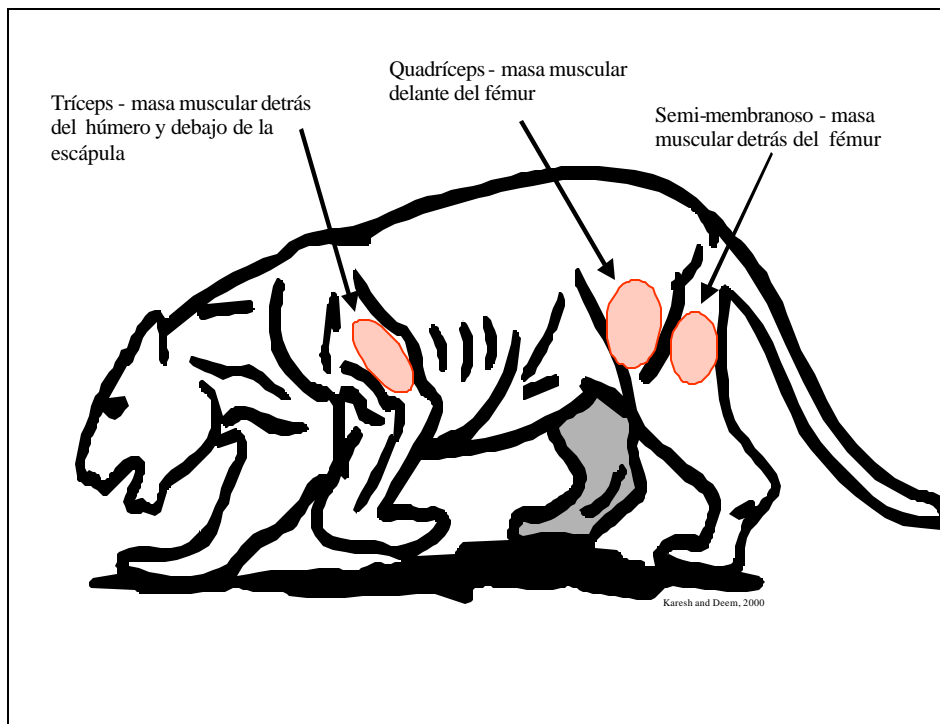
Spelman, L. Unpublished data, veterinarian for the National Zoological Park, Washington, D.C. 1997.

Wilson, D. E., Cole, F. R., Nichols, J.D. Rudran, R., and Foster, M. 1996. Measuring and monitoring biological diversity. *Standard Methods for Mammals*. Smithsonian Institution Press, Washington, D.C. 409 pp.

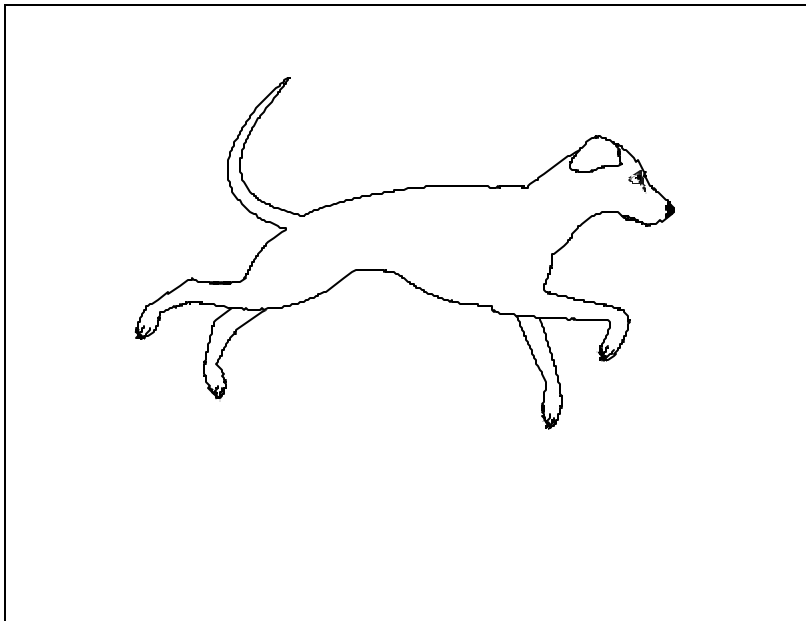
Yates, R.A. Unpublished data, veterinarian for the National Zoological Park, Washington, D.C. 1999.

VII. FIGURAS

1. Posibles áreas corporales para inyecciones a distancia en un jaguar.



2. Ejemplo de un carnívoro en recumbencia lateral durante una anestesia. Nótese el cuello extendido asegurando que las vías respiratorias (tráquea) no tengan ninguna obstrucción. Ningún objeto ni material debe estar obstruyendo la nariz ni la boca.



VIII. TABLAS

Tabla 1. Referencias rápidas de drogas de emergencia usadas en este manual, para un jaguar de 80Kg.

DROGA	CONCENTRACION	DOSIS (mg/kg)	VOLUMEN (ml)
Atropina	2.25 mg/ml	0.04 mg/kg	1.4 ml
Diazepam	5 mg/ml	0.1 mg/kg	1.6 ml
Dexametasona	4 mg/ml	2 mg/kg	40 ml
Doxapram	20 mg/ml	1.5 mg/kg	1.5 ml
Epinefrina	1:1,000	0.02 mg/kg	1.6 ml
Sol. Ringer-Lactato	Non-applicable	20 ml/kg	1,600 ml
Bicarbonato de Sodio	1 mEq/ml	1 mEq/kg	80 ml

Tabla 2. Equipo médico básico necesario para usar en anestесias y emergencias

Equipo de monitoreo

Estetoscopio
Termómetro
Pulsoxímetro

Equipo de emergencia

Laringoscopio
Tubos endotraqueales
Bolsa de resucitación
Antagonistas de los agentes anestésicos (ej., yohimbina para xylazina; atipamezole para la medetomidina)
Drogas suplementarias
 Atropina [2.25mg/ml] (si el animal presenta salivación excesiva y bradicardia)
 Doxapram [20mg/ml] (para una depresión respiratoria)
 Epinefrina [1:1000] (para paros cardíacos)
 Bicarbonato de Sodio [1meq/ml] (para la miopatía de captura)
 Diazepam [5 mg/ml] (en caso de convulsiones)
 Dexametasona [4mg/kg]
 Solución de Ringer Lactato
Bolsas de hielo portátiles
Equipo para reparaciones dentales (p.e. Dycal®)
Equipo de cirugía menor
Vendas

IX. APENDICES

Apéndice 1. Personal y direcciones de los integrantes del programa veterinario de salud de fauna silvestre y del/la gerente del Programa Global de Carnívoros.

Kathy Comforti
 Program Officer, Carnivore Global Program
 Wildlife Conservation Society
 185th Street and Southern Boulevard
 Bronx, NY 10460-1099
 718 220 2189 (tele)
 718 364 4275 (fax)

Personal que integra el programa veterinario de salud de fauna silvestre, Wildlife Conservation Society.

Jefe del departamento del programa veterinario de salud de fauna silvestre:

William B. Karesh, DVM
 Department Head, Field Veterinary Program
 Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo
 2300 Southern Boulevard
 Bronx, NY 10460
 718 220 5892 (tele)
 718 220 7126 (fax)
wkaresh@wcs.org

Veterinaria de campo:

Sharon L. Deem, DVM, PhD, Dipl. ACZM
 Field Veterinarian
 Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo
 2300 Southern Boulevard
 Bronx, NY 10460
 718 220 5892 (tele)
 718 220 7126 (fax)
sdeem@wcs.org

Miembro para Sud América:

Marcela M. Uhart, Med. Vet.
 South American Fellow
 Wildlife Conservation Society
 14 de julio 430
 (7000) Tandil
 Argentina
 54-223-15-5292986 (tele)
 54-2293-423259 (fax)
muhart@satlink.com

Asistente al programa:

Lisa Starr

Program Coordinator

Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo

2300 Southern Boulevard

Bronx, NY 10460

718 220 5892 (tele)

718 220 7126 (fax)

lstarr@wcs.org

Técnico laboratorista:

Veronica Greco

FVP Laboratory Technician

Wildlife Conservation Society/Bronx Zoo

2300 Southern Boulevard

Bronx, NY 10460

718 220 5892 (tele)

718 220 7126 (fax)

vgreco@wcs.org

Apéndice 2.

Planilla para la colección de datos para inmobilizaciones en jaguares silvestres. Esta planilla es la matriz que se encuentra en el programa Med-Arks que está siendo traducido al castellano. Mientras el programa no se haya traducido recomendamos que sea utilizada en inglés (n. del t.).

Accesion #: _____
 Date: / / / / / / / /

Health Status: 1. Normal
 2. Abnormal

Fasting Time: 1. < 8 hours
 2. 8 – 24 hours
 3. 24 – 48 hours
 4. > 48 hours

Activity: 1. calm
 2. active
 3. excited

Demeanor: 1. depressed
 2. alert
 3. aggressive
 4. apprehensive

Environ. Temp: _____ 1. C
 2. F

Physical Status: 1. Class I
 2. Class II
 3. Class III
 4. Class IV
 5. Class V

Immobilizing Conditions: 1. Free ranging
 2. Large enclosure
 3. Small enclosure
 4. Squeeze cage
 5. Manual restraint for

Activity: 1. isolated
 2. in group

Genus/Species: _____
 or _____
 Common Name: _____
 Sex: _____
 Birthdate or age: _____
 Housename: _____
 Tattoo: _____
 Tag/Band: _____
 Comments: _____

Dose	Drug Given	Amount mg or %	Route	Time Given	Success of Delivery	Effect (stage)	Time of Effect	Bot
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

% Humidity: _____

Initial Effect Time: _____:_____

Recumbency Time: _____:_____

Weight: _____ 1. kg 1.
 2. lb. 2.

Anesthesia Ratings:
 Excellent Good Fair Poor
 Induction 1. 2. 3. 4.

Muscle relaxation 1. 2. 3. 4.

Dose:	Preanesthetic	
	Immobilizing	
	Supplemental	
	Maintenance	M = int
	Antagonist	V = int
	Other	P = int
		S = su
Route:	Polesyringe	

___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____
___:___	_____	F/C	_____	_____	_____ %	_____ / _____ / _____	_____

Comments:

Castellano:

Identificación #: _____
 Fecha: / / Estado físico: _____
 a a m m a a
 1. Clase I
 2. Clase II
 3. Clase III
 4. Clase IV
 5. Clase V

Estado de salud: _____ Género/Especie: _____
 1. Normal
 2. Anormal
 Nombre común: _____

Tiempo de ayuno: _____ Condiciones de inmovilización: _____
 1. < 8 horas
 2. 8 – 24 horas
 3. 24 – 48 horas
 4. > 48 horas
 1. Silvestre
 2. Exhibición grande
 3. Exhibición pequeña
 4. Breta o trampa jaula
 5. Manual

Actividad: _____ Sexo: _____
 1. calmo
 2. activo
 3. excitado
 1. aislado
 2. en grupo

Actitud: _____ F. de nacimiento: _____
 1. deprimida
 2. alerta
 3. agresiva
 4. miedo
 1. obesa/gorda
 2. buena
 3. delgada
 4. pobre/emaciada

Temp. Amb. : _____ Comentarios: _____
 1. C
 2. F

Dosis	Droga usada	Cantidad en mg or %	Ruta de adm.	Tiempo de Adm.	Exito en la adm.	Efecto (° de profundidad)	Tiempo al efecto	Bot
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____
_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____	_____

% Humedad: _____

Tiempo de efecto inicial: _____:_____ Evaluación de la anestesia:

Tiempo en recumbencia: _____:_____ Inducción
 Excelente Buena Reg. Pobre
 1. 2. 3. 4.

Peso : _____ 1. kg 1.
 2. lb. 2.
 3. gm Relajación muscular 1. 2. 3. 4.
 General 1. 2. 3. 4.

Tubo endotraq. : _____

Complicaciones: _____ Datos de recuperación:
 1. Ninguna

Dosis:	Preanestésico
	Inmovilización
	Suplemento
	Mantenimiento
	Antagonista
	Otros
Ruta:	Inyectadora de garrocha
	Dardo y cerbatana
	Dardo metálico
	Manual con inyectadora
	Dardo no metálico
	Oral
	Máscara

M = ir
 V = int
 P = int
 S = su

___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____
___:___	___ F/C	___	___	___ %	___ / ___ / ___	_____

Comentarios:

Apéndice 3. Compañías que venden equipo de captura.

Advanced Injection Systems

705 Fourth St.

P.O. Box 1001

St. Joseph, IL 61873 USA

Tel: 217-469-2690

(Dardos, armás de inyección a distancia e inyectoras de garrocha)

Palmer Chemical & Equipment Co., Inc.

P.O. Box 867

Palmer Village

Douglasville, GA 30133 USA

Tel: 404-942-4395

(Dardos y armás de inyección a distancia)

Pneu Dart, Inc.

P.O. Box 1415

Williamsport, PA 17703 USA

Tel 570-323-2710

(Dardos y armás de inyección a distancia)

Telinject USA, Inc.

9316 Soledad Canyon Road

Saugus, CA 91350 USA

Tel: 805-268-0915

(Dardos, armás de inyección a distancia y cerbatanas)

Wildlife Pharmaceuticals, Inc.

1401 Duff Drive

Suite 600

Fort Collins, CO 80524 USA

Tel: 970-484-6267

(Dardos, armás de inyección a distancia, cerbatanas e inyectoras de garrocha)

Apéndice 4.

Formulario para el examen físico del jaguar.

Identificación #:	Fecha:
Ubicación:	
Sexo:	Peso corporal:
Temperatura corporal:	Frecuencia cardíaca:
Carácter del pulso:	
Color de las membranas:	Frecuencia respiratoria:
Estado nutricional:	Nódulos linfáticos superficiales:
Piel y oídos:	
Ojos:	
Sistema musculoesquelético:	
Sistema respiratorio:	
Sistema cardiovascular:	
Sistema endocrino:	

Apéndice 4. Continuación.

Sistema digestivo (incl. ORAL):
Sistema urinario:
Sistema reproductivo/genital:
Sistema nervioso:
Comentarios generales:

Apéndice 5. Hematocrito – Método de campo.

Hematocrito es el porcentaje de glóbulos rojos también llamados eritrocitos en sangre completa. La sangre colectada se coloca en un tubo con anticoagulante, de este tubo se trasvasa una pequeña porción a un tubo capilar. Los tubos capilares también llamados de microhematocrito se sellan con plastilina (diseñada para tal fin), y se ponen en una microcentrífuga (observe que el área sellada con plastilina esté en el diámetro exterior de la centrífuga). Se centrifuga a 3000 - 3500 revoluciones por minuto (rpm) por cinco minutos. Como los eritrocitos tienen una gravedad específica más alta (es decir, son más pesados) se concentran en el fondo del tubo y aparecen como una banda ancha roja oscuro. El hematocrito se lee con una tabla de hematocrito. Se coloca el capilar sobre la tabla, haciendo que coincida el principio de la banda de glóbulos rojos con la línea 0 de la tabla, la parte superior del plasma debe coincidir con la línea del 100%. Se lee el porcentaje donde termina la banda de glóbulos rojos.

Se puede observar una banda blanco-grisácea por encima de la banda rojo oscura, ésta corresponde a los glóbulos blancos o leucocitos y las plaquetas. El plasma es la banda amarillenta que se encuentra por encima de la banda de leucocitos. El plasma obtenido por este método puede ser usado para determinar la concentración de sólidos totales a través de un refractómetro (ver apéndice 6). El color y la transparencia del plasma deben anotarse ya que tienen importancia diagnóstica.

Apéndice 6. Medición de sólidos totales – Método de campo

El refractómetro se usa comúnmente para medir las proteínas totales en sangre y la densidad específica de la orina.

La concentración de proteínas totales se puede medir aprovechando el plasma que se obtiene de la centrifugación de la sangre en el tubo de microhematocrito. Este tubo de vidrio se debe partir por encima de la banda de leucocitos, después de haber leído el hematocrito. El plasma que está en el pedacito de tubo debe de ser puesto sobre el prisma del refractómetro (con mucho cuidado de no rayar el prisma, ya que esto desvirtúa las lecturas). De la misma manera se puede leer la gravedad específica de la orina colocando sólo una gota de orina sobre el prisma.

Indicaciones:

Examine el prisma y el cubre-prisma: si observa alguna suciedad limpie con agua destilada estéril y seque con un papel de seda que no raye la superficie del prisma.

Ponga una gota de fluido sobre el prisma y cúbrala con el cubreprisma.

Dirija el refractómetro hacia una fuente de luz brillante, preferiblemente luz solar.

Enfoque la línea limítrofe, dándole vuelta al ocular.

Lea y registre el resultado usando la tabla adecuada.

Apéndice 7. Contaje de glóbulos blancos – Método de campo

Para contar glóbulos blancos en condiciones de campo, recomendamos el uso de el método manual Unopette (Becton – Dickison, Rutherford, NJ). Este equipo contiene un envase con una solución diluyente de oxalato de amonio o ácido acético o una mezcla de ambos, la cual hemolisa los glóbulos rojos y una mini-pipeta capilar que permite hacer una dilución de 1:1000 de la sangre. Las células se cuentan usando una cámara de contaje celular o hemocitómetro. Cada equipo viene con instrucciones.

Una cantidad adecuada de sangre medida con el tubo capilar es agregada al envase con la solución hemolítica, una vez que se ha agregado la sangre, ésta debe ser mezclada con la solución cuidadosamente. Después de diez minutos se vuelve a invertir el envase para homogeneizar la mezcla. El envase puede usarse como gotero una vez transcurrido el tiempo adecuado. El iris del microscopio debe cerrarse al punto de que se vea el mayor número de células posible. Para llenar el hemocitómetro se debe poner el cubreobjetos sobre la cámara, y la cámara se debe llenar a través de la capilaridad. Antes de contar las células en la cámara, ésta debe dejarse reposar por unos minutos para garantizar que las células se adhieran al cubreobjetos. Luego se pone bajo el microscopio y con el objetivo de 4X se busca la cuadrícula de conteo. Usando el objetivo de 10X se cuentan las células en los 9 cuadros primarios.

El número de células contadas se multiplica por el factor de dilución (número total de células contadas + 10% de las células contadas X factor de dilución de 100). Los valores vienen expresados en células por microlitro (μl) de sangre. Por ejemplo: si se contaron 80 células, $80 + 8 = 88 \times 100 = 8800$ células/ μl .

Apéndice 8. Gota de sangre sobre papel de filtro – Método de campo

Pequeñas cantidades de sangre (0.1ml/mancha) deben ponerse en el perímetro de un papel de filtro (un producto de 3mm de espesor de calidad médica es el más adecuado). El papel de filtro debe ser identificado con un lápiz de grafito con el número de registro del jaguar y la fecha de colección. La gota de sangre debe dejarse secar al aire libre (evite las moscas). Una vez que la gota esté seca debe almacenarse en una bolsa de plástico con cierre hermético y una bolsita de silicona contra la humedad. La muestra puede ser transportada y almacenada a temperatura ambiente.

Apéndice 9. Frotis sanguíneo – Método de campo

- 1) Colección de sangre:
 - El anticoagulante de preferencia para coleccionar muestras de sangre de jaguar es el EDTA.
 - Todas las muestras deben mezclarse suavemente invirtiendo el tubo por cinco minutos antes de hacer el frotis.
 - Usando un tubo capilar se puede poner una gota de sangre en el borde de portaobjetos.

- 2) Un frotis de calidad debe tener las siguientes características:
 - Las células deben estar uniformemente distribuidas.
 - Debe cubrir tres cuartas partes de la longitud del portaobjetos.
 - El borde terminal del frotis debe ser regular.
 - Se debe usar la gota completa de sangre
 - El comienzo debe cubrir todo el ancho del portaobjeto, y terminar en una curva convexa al otro extremo haciéndose un poco más angosto.

- 3) Una vez que el frotis esté hecho debe:
 - Secarse lo más pronto posible. Un secador de pelo es una de las formas más efectivas para secar un frotis. Si no se dispone de un secador, se debe de tomar el cubreobjetos y abanicarlo hasta que esté seco.
 - El frotis debe colocarse inmediatamente en una caja portaláminas. Si las condiciones ambientales son de alta humedad, recomendamos que se coloque una bolsita de siliconas secantes, para acelerar el proceso de secado. Evite que las moscas y cucarachas ingieran o tengan contacto con la sangre de las láminas. La caja portaláminas debe permanecer cerrada en todo momento.
 - Si se van a fijar los frotis (nosotros lo recomendamos), asegúrese de que el frotis esté **COMPLETAMENTE** seco antes de poner el fijador. Si se fija sin que el frotis este seco, se pueden producir vetas o listas y una tinción irregular. Se debe tener cuidado de que el envase con el fijador este bien cerrado mientras los frotis se están fijando. Algunos fijadores absorben humedad. Una vez que se saca la lámina del fijador ésta debe secarse apoyando la lámina en una forma vertical sobre el borde más cercano a la parte convexa del frotis. Almacene los frotis lo más rápido posible en la caja portaláminas.
 - Los frotis también pueden ser teñidos en el campo siguiendo las recomendaciones que vienen con los equipos de tinción (p.e. Diff-Quick[®]). Lo mejor es hacer cuatro frotis por jaguar y sólo teñir dos en el campo.

4) Transporte de los frotis:

Las cajas portaláminas deben transportarse separadamente de cualquier químico o vapor químico. En particular debe tenerse cuidado con el formol (que es muy dañino para los frotis). Embalar los frotis en la misma maleta/baúl donde hay formol puede dañar los frotis considerablemente.

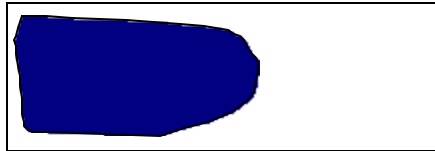


Ilustración aproximada de la forma ideal de un frotis sanguíneo.

Apéndice 10. El protocolo de necropsia escrito por la Dra. Linda Munson puede ser encontrado en la siguiente dirección Web:

<http://www.vetmed.ecdavis.edu/whc/necropsy/toc.html>.

Esta dirección tiene el protocolo escrito en castellano y portugués.

