



MANUAL VETERINARIO DE CAMPO PARA TAPIRES

IUCN/SSC GRUPO ESPECIALISTA DE TAPIRES (TSG)
COMITÉ VETERINARIO

Junio 2007

EDITORES

Patrícia Medici

Biología de la Conservación M.Sc. Ph.D. Candidato

Coordinador, Proyecto Tapir de Tierras Bajas, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Presidenta, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent, Inglaterra
E-mail: epmedici@uol.com.br; medici@ipe.org.br; epm5@kent.ac.uk

Paulo Rogerio Mangini

DVM M.Sc. Ph.D. Candidato

Investigador Asociado, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista Veterinario (VSG)
E-mail: pmangini@uol.com.br; pmangini@ipe.org.br

Javier Adolfo Sarria Perea

DVM M.Sc.

Investigador Independiente, Colombia/Brasil
Coordinador, Comité Veterinario, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista Veterinario (VSG)
E-mail: jasarrip@yahoo.com

AUTORES

Sonia Hernández-Divers DVM Diplomada ACZM Ph.D. Candidato

Profesor Adjunto, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de Georgia, Estados Unidos
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
E-mail: shernz@aol.com

Viviana Quse DVM M.Sc.

Senior Veterinaria, Fundación Temaikén, Argentina
Coordinador, Tapir de Tierras Bajas, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
Coordinador, Comité Zoológico, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
E-mail: vquse@temaiken.org.ar; vquse@fibertel.com.ar

Joares A. May Jr DVM

Investigador, Instituto Pró-Carnívoros, Brazil
Proyecto Tapir de Tierras Bajas, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
E-mail: canastra.joares@procarnivoros.org.br; joaresmay@ig.com.br

Benoit de Thoisy DVM Ph.D.

Asociación Kwata, Guiana Francesa
Coordinador, Guianas, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
E-mail: thoisy@nplus.gf; bdehoisy@pasteur-cayenne.fr

Ralph Eric Thijl Vanstreels DVM

Universidad de São Paulo (USP), Brasil
E-mail: ralph_vanstreels@yahoo.com.br

Pilar Alexander Blanco Marquez DVM

Fundación Nacional de Parques Zoológicos y Acuarios (FUNPZA), Venezuela
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)
E-mail: pblanco@minamb.gob.ve; albla69@yahoo.com.mx; albla69@hotmail.com

Iván Lira Torres DVM M.Sc.

Investigador, WWF México
Miembro, IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)
Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista Veterinario (VSG)
E-mail: ilira@zicatela.umar.mx

OTROS COLABORADORES

Astrith Rubiano DVM

Universidad de Connecticut
Centro de Investigación y Conservación, Smithsonian Institution
E-mail: astrith.rubiano@uconn.edu; astrithrubiano@yahoo.com

Marcelo Schiavo DVM

Investigador, IPÉ - Instituto de Pesquisas Ecológicas, Brasil
E-mail: nardovet@hotmail.com

Joaquin Fernando Sanchez Peña

Profesional Adjunto en Biodiversidad
Proyecto Corredor Biológico PNN Puracé - Guácharos, Colombia
E-mail: pasodeoso@gmail.com; jofersanpe2003@yahoo.com.mx

Edna Fernanda Jimenez Salazar

Centro de Urgencias Veterinaria y Atención de Fauna Silvestre
Corporación Autónoma Regional del Alto Magdalena - CAM - Neiva, Colombia
E-mail: nafermvz@gmail.com; nafermvz@hotmail.com

Carlos Sanchez DVM M.Sc.

Staff Veterinarian, Smithsonian National Zoological Park, Estados Unidos
E-mail: sanchezca@si.edu

TABLA DE CONTENIDOS

1. Medicina Veterinaria en la Conservacion del Tapir	7
2. Anatomía del Tapir: Información General	9
3. Métodos de Captura	11
3.1. DARDOS ANESTÉSICOS	11
3.2. TRAMPA DE POZO	12
3.3. CAJA TRAMPA	13
3.4. CORRAL DE CAPTURA	13
3.5. PERROS DE CAZA	13
4. Contencion Química	14
4.1. PROTOCOLOS RECOMENDADOS	15
4.2. ASPECTOS IMPORTANTES A CONSIDERAR	21
5. Evaluación Clínica	25
6. Coleccion, Manejo y Conservación de Muestras Biológicas	27
6.1. PROCEDIMIENTOS DE MUESTREO	27
6.1.1. SANGRE	28
6.1.1.1. Sangre con Anticoagulante	28
6.1.1.2. Sangre sin Anticoagulante	28
6.1.1.3. Manejo y Conservación de la Sangre	29
6.1.2. EXTENDIDO DE SANGRE	29
6.1.3. HISOPADOS PARA ANÁLISIS MICROBIOLÓGICO	29
6.1.4. MUESTRAS DE MATERIA FECAL	30
6.1.4.1. Parasitos	30
6.1.4.2. Hormonas	31
6.1.4.3. Genéticas	31
6.1.5. MUESTRAS DE TEJIDOS	32
6.1.5.1. Genéticas	32
6.1.6. PELO	32
6.1.6.1. Genéticas	32
6.1.6.2. Análisis Tricológicos	32
6.1.7. LECHE	32
6.1.8. ORINA	32
6.1.9. ECTOPARASITOS	33
6.1.10. CITOLOGÍA VAGINAL	33
6.1.11. OTRAS MUESTRAS CITOLÓGICAS	33
6.2. EQUIPAMIENTO BÁSICO Y SUPLEMENTARIO PARA LAS COLECCIONES DE MUESTRAS BIOLÓGICAS	35
6.3. BIOSEGURIDAD Y EQUIPAMIENTO PARA LA PROTECCIÓN	35
7. Hematología y Química Sanguinea	36
8. Screening Inmunológico (Serología)	38
9. Reproducción	41
9.1. BREVE REVISIÓN DE LA FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA	41
9.2. HORMONAS DURANTE EL CICLO ESTRAL Y LA GESTATION	41
9.3. TÓPICOS DE INVESTIGACIÓN RECOMENDADA	43
10. Necropsia	44
11. Intervenciones en la Salud Individual y de la Población	47

FIGURAS

Table 1.	Peso Corporal en las Diferentes Especies de Tapires.	9
Table 2.	Collección, Manejo y Conservación de Muestras Biológicas en el Campo	34
Table 3.	Vencimientos de Muestras para Química sanguínea bajo diferentes Temperaturas de Conservación.....	37
Table 4	Testes Serológicos Sugeridos para Tapires.....	39
Table 5.	Lista de serovars en <i>Leptospira interrogans</i>	39
Table 6.	Collección, Manejo y Conservación de Muestras para Necropsias	46

APÉNDICES

Apéndice 1.	Información General sobre Agentes Anestésicos Comúnmente usados para Tapires	48
Apéndice 2.	Enfermedades Seleccionadas	50
Apéndice 3.	Planillas	53
Apéndice 4.	Websites de Utilidad	60

1. Medicina Veterinaria en la Conservación del Tapir

Las poblaciones de muchas especies silvestres están declinando en forma alarmante. En algunos casos, una especie ha desaparecido sin que la comunidad científica haya sido capaz de aprender correctamente sobre su historia natural, ecología, fisiología o comportamiento. Varias especies han tenido sus esfuerzos de conservación severamente amenazados por la aparición de epidemias, tales como sucedió con el hurón de pie negro, el león de Serengeti y varios anfibios de América Central.

Muchas veces, las enfermedades que afectan a los animales silvestres no han sido identificadas. Tal es lo que sucede con los tapires. Sigue siendo, hasta ahora, desconocido si la enfermedad (y cuáles enfermedades), juega un rol principal en las dinámicas poblacionales del tapir. Poco es lo que se conoce sobre la biología y medicina de tapires. La mayor información disponible está condensada en pocas referencias y reportes científicos esporádicos.

Lamentablemente, el término “free-ranging” (rango de libertad), que existe especialmente para tapires en muchos países, se refiere a las áreas protegidas. Estas áreas limitan el natural movimiento de los animales, lo cual puede incrementar la prevalencia de enfermedades. En adición, la disminución en los tamaños poblacionales de tapires (algunas amenazadas de extinción) en reservas aisladas, se encuentran frecuentemente rodeadas por animales domésticos y hacen que sean susceptibles a las amenazas externas para su salud. Es importante involucrar a los especialistas que están equipados para prevenir los problemas de salud vinculados con tales interacciones. Los veterinarios están entrenados en epidemiología y en salud animal y son los mejores profesionales calificados para atender dichos problemas. Muchas enfermedades pueden ser introducidas por las actividades humanas, como el resultado del crecimiento de las comunidades con la consecuente pérdida de hábitat y cambios en el uso de la tierra. Esta situación que puede forzar a las poblaciones de tapires a tener contacto con animales domésticos, con contaminación química, física y de ruidos, y con agentes patógenos y estresantes. A los efectos de prevenir tales situaciones, la información de base debe ser recopilada sobre estas poblaciones. Tal información puede incluir:

- a) Amenazas para la salud a la cual la población es susceptible.
- b) Tipos de agentes etiológicos que normalmente causan enfermedad clínica.
- c) Qué rol juegan las enfermedades en la dinámica poblacional?
- d) Cuál, si hay alguna, enfermedad de animales domésticos afectan a los tapires.
- e) Evaluar si los tapires podrían ser reservorios de enfermedades para animales domésticos.
- f) Métodos para diagnosticar, prevenir y/o controlar tales enfermedades si fuera necesario.

Los diferentes usos del hábitat y el ecoturismo ofrecen un potencial para expandir los esfuerzos en conservación, sin embargo, con frecuencia, sus efectos en vida silvestre pasan inadvertidos. Los proyectos de campo se han transformado en proyectos multidisciplinarios

como una necesidad de resolver las demandas para maximizar la cantidad de información recolectada. Se asume que el veterinario, quien participará en tales proyectos, tiene experiencia en métodos de captura a campo, inmovilización e investigación sobre enfermedades. La relación entre el investigador de campo y el veterinario debería establecerse antes de comenzar con el proyecto. Esto permitirá al veterinario averiguar sobre las necesidades del proyecto para un género específico, las condiciones de la inmovilización química, el tamaño de la población a trabajar, las diferencias regionales de las enfermedades, y las enfermedades que afectan al ganado local.

El involucramiento de veterinarios en investigaciones de campo enriquecen los datos científicos durante los proyectos y provee las siguientes ventajas:

1. El veterinario es la persona con conocimiento especializado y entrenamiento en la captura e inmovilización química.
2. El veterinario está familiarizado con las enfermedades regionales que afectan a otros ungulados y a tapires. El veterinario es capaz de evaluar y monitorear los cambios epidemiológicos y endémicos en la salud de la población, y elaborar estrategias de control de enfermedad.
3. El veterinario podría proveer una apropiada colección, manejo y conservación de las muestras biológicas necesarias para los test diagnósticos de enfermedades, genética y para las prioridades en la investigación científica.
4. El veterinario está capacitado para interpretar los resultados de los diagnósticos, los cuales pueden significar una confusión para la gente común.
5. El veterinario está entrenado en las áreas de anatomía y fisiología y por lo tanto es un referente de valor en proyectos que incluyan cualquier aspecto de nutrición, reproducción y comportamiento.
6. El veterinario es capaz de entrenar personal de campo (biólogos, parabiólogos, personal de zoológicos etc.) en captura, inmovilización, colección/manejo y conservación de muestras, identificación de enfermedades basada en los signos clínicos, examinación física del animal vivo, deficiencias nutricionales y examinación *post mortem*.
7. En caso de reintroducción, translocación, o restauración de poblaciones, la participación de veterinarios comienza a ser absolutamente necesaria. El veterinario debería estar a cargo de la evaluación de la salud de todos los animales que se intenten liberar, evitar la introducción de patógenos nuevos, y proteger la población que va a ser reintroducida.

La formación de grupos multidisciplinarios es fundamental para mejorar los proyectos de conservación y maximizar su producción. El rol del veterinario en la conservación de las especies de tapires está orientada hacia la resolución de los problemas vinculados a la captura, inmovilización, el reconocimiento de enfermedades y los métodos para predecir y controlar sus efectos sobre las poblaciones, si fuera necesario. Asimismo, el veterinario puede ofrecer mucho más en el manejo de crisis, tales como en casos de epidemias o desastres naturales, ser un facilitador en el caso de tener que comunicarse con otros especialistas (ej. genetistas), así como consultante en áreas de nutrición y entrenamiento.

2. Anatomía del Tapir: Información General

La anatomía interna y fisiología de tapires es similar a la de los caballos domésticos y a otros Perisodáctilos. Cuando no existan datos específicos disponibles para tapires, se recomienda adaptar las dosis y terapia de los protocolos usados en caballos y rinocerontes.

Los tapires tienen una estructura corporal macisa y sólida, y su peso corporal es alrededor de 150-300 kg, o por encima de 300 kg. para el tapir malayo (Más detalles en **TABLA 1**). Las hembras tienden a ser más grandes que los machos, pero no hay evidencia de dimorfismo sexual. Los tapires tienen una proboscis derivada del músculo y tejido liso de la nariz y del labio superior. La proboscis es muy móvil y sensible al tacto, y es muy importante para la manipulación e ingestión del alimento. El tapir de tierras bajas tiene una cresta exuberante sobre la parte posterior del cuello, la cual deriva de grasa y tejidos lisos y está cubierta por un largo pelo negro.

TABLA 1. Peso Corporal de Diferentes Especies de Tapires
SHOEMAKER, A.H. *et al.* Lineamientos para Mantenimiento y Manejo de Tapires en Cautiverio
IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG).

Especies	Macho (kg)	Hembra (kg)
<i>Tapirus bairdii</i>	180-270	227-340
<i>Tapirus indicus</i>	295-385	340-430
<i>Tapirus pinchaque</i>	136-227	160-250
<i>Tapirus terrestris</i>	160-250	180-295

Los tapires tienen bolsas gutrales faríngeas similares a la de los caballos domésticos, pero no han sido reportadas afecciones importantes de estas estructuras. La pleura parietal y visceral son normalmente gruesas y prominentes, pero sólo en los tapires malayos tienen tejido conectivo fibroso entre el pulmón y la pared costal, que podría confundirse erróneamente con adherencias patológicas. La vena yugular se encuentra en profundidad en lateral de la tráquea.

La fórmula dental de tapires adultos es 2x (I-3/3, C-1/1, PM-4/3, M-3/3) para un total de 42 dientes. Los machos y hembras tienen dentición similar. El tercer incisivo superior es grande y bien desarrollado, mientras que los caninos superiores están reducidos y separados de los incisivos por una estrecha diastema. Los terceros incisivos inferiores son reducidos y el canino inferior está bien desarrollado, ocluyendo con el canino, al igual que el tercer incisivo superior. Hay también una gran distema entre caninos y premolares en ambas mandíbulas.

Los tapires tienen 3 dedos (pezuñas) en las patas traseras y 4 en las delanteras, el cuarto dedo es menos desarrollado y no toca el piso. Los dedos están frontalmente cubiertos por uñas gruesas y resistentes. El peso del cuerpo está dividido entre la almohadilla elástica bajo el pie y los dedos centrales, los cuales son evidentes en las huellas de los tapires.

El sistema digestivo de los tapires presenta un pequeño estómago, con un ciego y colon bien desarrollado, y falta de vesícula biliar. Los riñones no son lobulados y, como en otros ungulados asociados al agua, su corteza representa cerca del 80% de la masa total en el adulto.

LITERATURA RECOMENDADA

Janssen, D.L.; Rideout, B.A. & Edwards, M.S. 2003. *Tapiridae*. In: Fowler, M.E. Zoo and Wild Animal Medicine 5th Edition. London: W.B. Saunders.

Padilla, M. & Dowler, R.C. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

3. Métodos De Captura

La técnica de captura a ser adoptada deberá ser planeada muy cuidadosamente a los efectos de minimizar el estrés y los riesgos de lesiones en los animales. Deberá haber seguridad para el animal y para el personal en la operación. Por otra parte, se deberá adecuar a los procedimientos que determinaron la necesidad de realizar una captura, tales como colección de muestras biológicas, marcado, colocación de radiotransmisores, transporte, translocación etc. Datos tales como especie a ser capturada, condiciones ambientales, deberán tenerse en cuenta mientras se elige el método de captura. Cualquiera sea el método, los mejores resultados se consiguen después de colocar cebo para atraer los animales, sal o frutas nativas usualmente son opciones muy útiles.

A los efectos de capturar y restringir químicamente a los tapires en libertad, es absolutamente vital que el personal involucrado esté bien entrenado y preparado para trabajar como un grupo. La experiencia de los cazadores locales y pobladores puede ser muy útil. El estrés de captura y los traumas son riesgos intrínsecos del manejo de tapires silvestres, sin embargo, una captura bien planificada y la selección de un protocolo de contención química seguro, pueden reducir significativamente estos riesgos.

3.1. Dardos Anestésicos

En algunos casos es posible capturar tapires disparando con dardos conteniendo soluciones anestésicas, desde una plataforma construida cerca del lugar donde el cebo fue colocado, o, desde la tierra. Armas de aire comprimido u óxido de carbono deberán usarse para activar los dardos. El cebo deberá colocarse a unos 10 metros lejos de la plataforma de disparo, con lo cual se debería prevenir errores en la trayectoria. Sistemas de fuego no son recomendados, pues los ruidos podrían asustar al animal. Largos períodos de espera deberán ser considerados. El éxito del método está influenciado por el período de actividad de la especie. Los tapires generalmente están activos al atardecer y a la madrugada; cuando hay poca luz la estimación del disparo y del peso corporal es más difícil. Pueden usarse luces accesorias para reemplazar la luz natural. Adicionalmente, las drogas anestésicas usualmente demandan más de 15 minutos para la inducción. Durante este período, un animal escapando es más propenso de sufrir traumas debido a los efectos del anestésico, y puede eventualmente ir a algún lugar del cual no se lo pueda encontrar. Alternativamente, puede usarse un dardo transmisor. Las ventajas de este método son la posibilidad de capturar al individuo nuevamente más tarde, requiere pocos asistentes de campo y viabilidad logística. **Este método fue exitosamente usado por Charles Foerster y Sonia Hernandez-Divers para capturar *Tapirus bairdii* en el Parque Nacional del Corcovado, Costa Rica. Este método fue también usado para la captura/recaptura de 5 tapires de tierras bajas en el Parque Estadual Morro do Diabo y en fragmentos del Bosque Atlántico, São Paulo, Brasil (Patrícia Medici y Paulo Mangini, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica - 2001 - Sonia Hernández-Divers and Charles R. Foerster - Zoological Restraint and Anesthesia, D. Heard (Ed.) - International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.

3.2. Trampa de Pozo

Una trampa para capturar tapires consiste en un agujero en la tierra de 220-cm de profundidad, 150-cm de ancho y 240-cm de largo, cubierto por hojas, ramas o tejas de techo. Las trampas menos de 200 cm de profundidad pueden permitir el escape de los tapires. Las trampas con estas dimensiones fueron usadas para capturar tapires de tierras bajas, y no fueron adecuadas para otras especies de tapires. Es importante enfatizar que las trampas deberán cavarse en caminos frecuentemente visitados por tapires, o, estaciones de cebo. Esta técnica es muy controversial. Riesgos de fracturas, capturar más de un animal al mismo tiempo, problemas para manipular al tapir dentro del pozo, disturbios del hábitat y condiciones geológicas deberán ser consideradas. Hay algunas ventajas que pueden ser precisadas. Las trampas son imperceptibles, y el mismo animal puede ser capturado repetidamente. También, después que el animal fue capturado, hay tiempo suficiente para manipular al animal en el momento más indicado. Los animales usualmente se mantienen tranquilos. Es más fácil estimar el peso corporal y disparar los dardos anestésicos más precisamente. La imposibilidad de escape después del primer disparo permite elaborar un protocolo seguro, con la administración correcta de drogas pre anestésicas y posibilidad de mantener el tapir hasta la recuperación completa. Los tapires capturados pueden ser fácilmente dardeados a través del uso de una pistola de dardos o una servatana. El procedimiento de liberar un tapir capturado en una trampa implica que una de las paredes de la trampa pueda tumbarse formando una rampa, para que el animal pueda caminar hacia fuera de la trampa tan pronto se recupere de la contención química. **Este método fue exitoso y seguro para la captura/recaptura de 14 tapires de tierras bajas en el Parque Estadual Morro do Diabo y en fragmentos del Bosque Atlántico, São Paulo, Brasil (Patrícia Medici y Paulo Mangini, IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Medici, E. P. & Mangini, P. R. 1998. Avaliação da Utilização de Trincheiras para Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: *Book of Abstracts of the XXI Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Salvador, Bahia, Brazil.

Medici, E. P. & Mangini, P. R. 2001. Evaluation of Different Methodologies used to Capture Wild Lowland Tapirs (*Tapirus terrestris*) at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.

Medici, E. P.; Velastin, G. O. & Mangini, P. R. 2004. Avaliação da Utilização da Metodologia de Trincheiras para a Captura de *Tapirus terrestris* em Vida Livre. In: *Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.

3.3. CAJA TRAMPA

Las cajas trampas consisten en cajas de metal o madera con dos puertas ubicadas en lugares opuestos. Cuando el tapir intenta ingresar a través de la caja abierta, se tira un disparador y las puertas caen simultáneamente, manteniendo al animal adentro. Las trampas son colocadas en los caminos naturales del tapir, con un cebo colocado dentro de la caja para atraer los animales. La principal ventaja de esta técnica es que el animal está suficientemente cerca para alcanzarlo fácilmente, manejarlo, o inyectar las drogas anestésicas. Previene que el animal se escape y es un método muy práctico para la relocación. Sin embargo, esto podría ser inefectivo cuando la caja es pequeña, y en adición, los tapires pueden rechazar entrar a la caja, incluso cuando ambas puertas se mantienen abiertas.

3.4. Corral de Captura

Los corrales deberán estar preferentemente contruidos con pilares de madera más anchos de 10 cm y los bordes más gruesos que 2,5 cm. Las paredes, como el caso de las trampas en el suelo, deberán tener al menos 220-cm de alto para evitar escapes. Las dimensiones laterales pueden ser de 350 x 200 cm, lo que previene la captura individual por exceso de movimiento. Un disparador automático ubicado en el fondo de la trampa cierra la puerta. Para esta técnica de captura es necesario usar cebo. Los tapires capturados pueden ser fácilmente dardeados a través del uso de pistola de dardos, o, incluso, de cervatanas. **Este método ofreció éxito y seguridad para la captura/recaptura de 16 tapires de tierras bajas en el Parque Estadual Morro do Diabo y en fragmentos del Bosque Atlántico, São Paulo, Brasil (Patrícia Medici, Paulo Mangini y Joares May Jr., IPÊ - Instituto de Pesquisas Ecológicas).**

3.5. Perros de Caza

El uso de perros de caza es un alternativa en terrenos rocosos, donde los tapires se colocan en esquinas para esconderse. Una vez arrinconado, el tapir podría ser disparado por los dardos anestésicos a través del uso de una pistola de dardos o de una cervatana. Este método es seguro, pero eventualmente los perros podrían causar lesiones superficiales en piel durante la captura del animal, y, eventualmente, ellos podrían también ser heridos. Estos riesgos, sin embargo, pueden reducirse con perros mejor entrenados. El stress en este método de captura deber ser cuidadosamente considerado, y el método puede ser usado sólo cuando otras alternativas no han sido posibles de realizar. **Este método ofreció éxito y seguridad para la captura de 7 tapires de montaña en el Parque Nacional Natural Los Nevados, Colombia (Diego J. Lizcano y Paulo Mangini).**

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Mangini, P. R.; Lizcano, D. & Cavalier, J. 2001. CHEMICAL RESTRAINT OF TWO WILD *Tapirus pinchaque* IN THE CENTRAL ANDES OF COLOMBIA. In: *First International Tapir Symposium*, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts. IUCN/SSC Tapir Specialist Group. V. 1, p. 17-18.

Lizcano, D.; Cavalier, J. & Mangini, P. R. 2001. Use of GPS Collars to Study Mountain Tapirs (*Tapirus pinchaque*) in the Central Andes of Colombia. In: *First International Tapir Symposium*, San Jose, Costa Rica, Book of Abstracts. IUCN SSC Tapir Specialist Group. V. 1, p. 9-9.

4. Restricción Química

Varios protocolos de anestesia para tapires cautivos han sido recopilados por Janssen *et al.* (1996), Janssen (2005), Nunes *et al.* (2003) y Mangini (2006). Sin embargo, algunos de los protocolos usados en animales cautivos pueden no ser útiles para los tapires silvestres. Actualmente, varios proyectos de campo de tapires utilizan protocolos de anestesia, los cuales no han sido publicados en la literatura científica que está fácilmente disponible, pero han sido exhaustivamente chequeados en tapires en libertad en diferentes áreas. Por lo tanto, la siguiente información fue colectada de aquellos veterinarios que actualmente emplean estos protocolos en el campo a los efectos de proveer a otros veterinarios y biólogos con una variedad de alternativas. Se asume que cualquier persona que utilice esta información ha consultado con un veterinario antes de implementar el protocolo en el campo. En adicción, las condiciones bajo las cuales estos protocolos son exitosos deberían observarse cuidadosamente y tener en cuenta cuando se intenta aplicarlos en diferentes situaciones. Es altamente recomendado que el veterinario, quien tiene experiencia con cada uno de estos protocolos, pueda ser consultado para futuros trabajos. Una breve guía de las drogas descritas en este capítulo y sus efectos sobre la fisiología animal está disponible en **APÉNDICE 1**.

4.1. Protocolos Recomendados

Butorfanol / Xilazina

DVM Sonia Hernández-Divers

Tapir Centroamericano *Tapirus bairdii* - Parque Nacional Corcovado, Costa Rica

Protocolo: Una dosis total para un animal de 200-300 kg. compuesta por 40-50 mg de Tartarato de Butorfanol (Turbogesic®) más 100 mg de Xilazina en el mismo dardo. Ketamina adicional $187 \pm 40,86$ mg/animal, administrado EV la mayoría de las veces, para prolongar el período de anestesia.

Reversión: Naltrexone (50 mg) mezclado con 1200 mg de Tolazolina en la misma jeringa, IM, dados luego de los 30 minutos de la última administración de Ketamina.

Comentarios: Este protocolo fue administrado a animales desde un árbol, a través de un dardo. Los animales habían sido habituados a ir al cebo (bananas maduras) por varios días y luego fueron relativamente sedados a través del dardo.

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Butorphanol/Xylazine/Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica - 2000 - Sonia Hernández-Divers, James E. Bailey, Roberto Aguilar, Danilo Leandro Loria, and Charles R. Foerster - *Journal of Wildlife Diseases*, 36(2), pp. 335-341

Capture and Immobilization of Free-Living Baird's Tapirs (*Tapirus Bairdii*) for an Ecological Study in Corcovado National Park, Costa Rica - 2001 - Sonia Hernández-Divers and Charles R. Foerster - *Zoological Restraint and Anesthesia*, D. Heard (Ed.) - International Veterinary Information Service (www.ivis.org), Ithaca, New York, USA.

Cardiopulmonary Effects And Utility Of A Butorphanol / Xylazine / Ketamine Anesthetic Protocol For Immobilization Of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus Bairdii*) In Costa Rica - 1998 - Sonia Hernández-Divers, James E. Bailey, Roberto Aguilar, Danilo Leandro Loria, and Charles R. Foerster - *Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV)*.

Etorphina / Acepromazina

DVM Alberto Parás Garcia & DVM Iván Lira Torres
Tapir Centroamericano *Tapirus bairdii* - México

Protocolo: La dosis total para un animal de 200-250 kg es una mezcla de 1,96 mg Hidrocloridrato de Etorphina más 5,90 mg. de Maleato de Acepromazina, en el mismo dardo (Fowler 1986; Janssen *et al.* 1996; Parás & Foerster 1996; Kreeger 1997).

Reversión: Hydrochloride Diprenorphine (Revivon Large Animal, C/Vet limited) - 5,88 mg.

Comentarios: Este protocolo ha sido designado teniendo en cuenta las condiciones particulares en Sierra Madre de Chiapas, México. Esta región tiene una topografía altamente acentuada con cuevas pronunciadas de 60 grados de inclinación. Por esta razón, el tiempo de inducción debe ser minimizado, a los efectos de evitar fatalidades.

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) - 1996 - Alberto Paras-Garcia, Charles R. Foerster, Sonia Hernández-Divers, and Danilo Leandro Loria - Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Butorfanol / Medetomidina

Investigadora Patrícia Medici

Usado por DVM Joares A. May Jr., DVM Paulo Rogerio Mangini & DVM

George Ortmeier Velastin

Tapir de Tierras Bajas *Tapirus terrestris* - 15 inmobilizaciones

Parque Estadual Morro do Diabo y fragmentos de bosques aledaños, São Paulo, Brasil

Protocolo: Tartarato de Butorfanol (Turbogesic®) 0,15 mg/Kg mezclado con Medetomidina (Domitor®) 0,03 mg/Kg más Atropina (0,025-0,04 mg/Kg), IM, en el mismo dardo(5 ml).

Reversión: Atipamezola 0,06 mg/Kg + Naltrexona 0,6 mg/Kg en la misma jeringa, EV (lentamente).

Comentarios: Adecuada para tapires capturados en trampas o cajas. Este protocolo produce adecuada restricción química para procedimientos tales como radio-collares y muestreo biológico. El promedio de tiempo de inducción es 15 minutos para este protocolo. Es importante tener presente que la Medetomidina tiene diferentes concentraciones comerciales, y en lo posible es adecuado usar mayores concentraciones.

Mayores detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Velastin, G. O.; Mangini, P. R. & Medici, E. P. 2004. Utilização de Associação de Tartarato de Butorfanol e Cloridrato de Medetomidina na Contenção de *Tapirus terrestris* em Vida Livre - Relato de Dois Casos. In: *Book of Abstracts of the XXIII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brazil.

Tiletamina-Zolazepan, Alfa-2 Agonista, Ketamina y Atropina
DVM Paulo Rogerio Mangini & Investigadora Patrícia Medici
Tapir de Tierras Bajas, *Tapirus terrestris* - 6 inmobilizaciones
Parque Estadual Morro do Diabo y fragmentos de bosques aledaños, São Paulo, Brasil

Estos protocolos que utilizan una mezcla de anestésicos en un mismo dardo fueron realizados para dar seguridad anestésica a tapires con un peso corporal entre 200 y 300 kg. Estos protocolos son aplicados cuando se usa el dardo para el método de captura a distancia, produciendo un corto período de inducción, y una adecuada restricción química para la manipulación de los animales.

En todos estos protocolos todas las drogas anestésicas son manejadas en una mezcla simple, con el uso de un solo dardo. La Ketamina y el Alfa-2 Agonista son usadas para diluir el polvo liofilizado de Tiletamina-Zolazepan. En algunos individuos es necesario administrar dosis suplementarias, las cuales son dadas con Ketamina y el mismo Alfa-2 Agonista usado en la mezcla original. El promedio de tiempo de inducción para este protocolo es de 5 minutos.

- 1) Detomidina - 1 dardo** Detomidina - 0,06-0,04 mg/kg
Ketamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamine-Zolazepam - 1,25-0,83 mg/kg
- 2) Romifidina - 1 dardo** Romifidina - 0,05-0,03 mg/kg
Ketamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamina-Zolazepam - 1,25-0,83 mg/kg
- 3) Medetomidina - 1 dardo** Medetomidina - 0,006-0,004 mg/kg
Ketamina - 0,62-0,41 mg/kg
Atropina - 0,025-0,04 mg/kg
Tiletamina-Zolazepam - 1,25-0,83 mg/kg

Comentarios: Los mejores resultados en inmobilización, parámetros cardio-respiratorio y recuperación son obtenidos con Medetomidina, seguido por Romifidina. Los episodios de apneas son observados más frecuentemente usando el protocolo de Detomidina. Todos estos protocolos producen decúbito en el tapir de tierras bajas por un corto período de tiempo. El veterinario a cargo de la inmobilización es responsable para decidir si el uso de Atropina es apropiada o no acorde a su experiencia profesional. Es recomendado la asociación de Atropina en protocolos de anestesia que usan Alfa-2 Agonistas a los efectos de controlar la depresión cardíaca y las secreciones excesivas.

Tiletamina-Zolazepam, Alfa-2 Agonista, Ketamina, y Atropina
DVM Paulo Rogerio Mangini & Investigadora Patrícia Medici
Tapir de Tierras Bajas *Tapirus terrestris* - 15 inmobilizaciones
Parque Estadual Morro do Diabo y fragmentos de bosques aledaños, São Paulo, Brasil

Estos protocolos son usados para inmobilizar tapires capturados en trampas de pozo y en cajas trampas, usando 2 dardos: el primero con drogas pre anestésicas (Alfa-2 Agonista + Atropina) seguido por el segundo dardo conteniendo la asociación de Tiletamina-Zolazepam. Las dosis del protocolo de 2 dardos están calculadas para animales con pesos corporales entre 150 y 350 kg. El tiempo promedio de inducción para este protocolo es de 20 minutos. La reversión de todos estos protocolos fue realizado con Atipamezole o Yohimbina en dosis de 3 a 5 veces, más el Alfa-2 Agonista en la dosis usada, ofreciendo menos tiempo de agitación en la recuperación.

- 1) Medetomidina - 2 dardos** Medetomidina - 0,01-0,008 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intérvalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepam - 4,11-5,6 mg/kg

- 2) Romifidina - 2 dardos** Romifidina - 0,11-0,09 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intérvalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepam - 4,11-5,6 mg/kg

- 3) Xylazina - 2 dardos** Xylazina - 0,56-0,42 mg/kg
Atropina - 0,04 mg/kg
Intérvalo de 10 minutos
Tiletamina-Zolazepam - 4,11-5,6 mg/kg

Comentarios: Estos protocolos se basan en la asociación de anestésicos disociativos, Alfa-2 Agonista, benzodiazepinas, y Atropina. Las dosificaciones fueron calculadas usando la escala alométrica inter-específica. La Medetomidina fue la droga más usada, produciendo los mejores resultados obteniendo buena relajación muscular y parámetros cardio pulmonares más estables. Xilazina produce los peores resultados, con poca relajación muscular y analgesia. Es importante proveer a los pacientes un espacio para recuperarse, usualmente presentan incoordinación con períodos de caída y de estar parados. Las drogas antagonistas podrían ofrecer mejor recuperación.

Mayores detalles sobre este protocolo se ofrecen en:

Mangini, P. R. & Medici, E. P. 1998. Utilização da Associação de Cloridrato de Medetomidina com Cloridrato de Tiletamina e Cloridrato de Zolazepam na Contenção Química de *Tapirus terrestris* em Vida Livre - Relato de Dois Casos. In: *Book of Abstracts of the XXI Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Salvador, Bahia, Brazil.

Mangini, P. R. & Medici, E. P. 1999. Aspectos Veterinários do Estudo de *Tapirus terrestris* em Vida Livre na Região do Pontal do Paranapanema - Estado de São Paulo - Brasil. In: *IV Congresso Internacional de Manejo de Fauna Silvestre en*

Amazonia y Latino America, Assunción. Programa y Libro de Resúmenes do IV Congreso Internacional de Manejo de Fauna Silvestre en Amazonia y Latino América. Assunción: La Fundación Moisés Bertoni, 1999. v. 1, p. 101-101.

Mangini, P. R.; Medici, E. P. & Velastin, G. O. 2001. Chemical Restraint of Wild *Tapirus terrestris* at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.

Mangini, P. R.; Velastin, G. O. & Medici, E. P. 2001. Protocols of Chemical Restraint used in 16 Wild *Tapirus terrestris*. In: *V Encontro de Anestesiologia Veterinária. Archives of Veterinary Science*. Curitiba: Curso de Pós Graduação em Ciências Veterinárias/UFPR, 2001. v. 6, p. 6-7.

Nunes, L. A. V.; Mangini, P. R. & Ferreira, J. R. V. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture and Medicine. In: FOWLER, Murray E.; CUBAS, Zalmir Silvino. (Org.). *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*. Ames, v. 1, p. 367-376.

4.2. Aspectos importantes a considerar

- El éxito de la contención química en tapires en libertad depende de la planificación cuidadosa del trabajo, lo cual debería considerar:
 1. Características básicas de la anatomía, metabolismo y fisiología de la especie a capturar.
 2. Condiciones ambientales del lugar donde se realizará la captura.
 3. El método de captura a aplicar.
 4. El equipamiento disponible que podría ser usado durante el procedimiento de captura.
 5. Estimar el tiempo que se requiere para tomar muestras biológicas y procedimientos clínicos durante la manipulación animal.
 6. Si hay necesidad de realizar translocación del animal desde el lugar original de captura.
 7. La posibilidad de que haya eventos inesperados que interrumpan o interfieran con la restricción química.
 8. Conocer los detalles de la farmacología, efectos adversos y contraindicaciones de las drogas que se usarán en la restricción química.
- La determinación del peso corporal exacto de los animales a anestésiar es uno de los obstáculos para la restricción química en tapires en libertad. Es muy importante contar con un amplio margen de seguridad cuando no se tiene el peso de los animales. Es muy seguro trabajar con dosis predeterminadas realizando estimaciones de peso cada 50 kg. en tapire adultos. La experiencia de las personas que trabajan con animales en cautiverio puede ser de utilidad para las estimaciones de peso.
- La contención química deber ser realizada durante los momentos cálidos del día, y el animal debe ser monitoreado hasta su recuperación total. Luego del manejo, los animales deberán ser capaces de realizar todas sus funciones ecológicas. Es necesario predeterminar protocolos por posibles emergencias, así como conocer el destino de los animales en caso de eventuales heridas o presentar una situación clínica crítica en el momento de la recuperación.
- La administración intramuscular de los agentes anestésicos puede ser aplicado en el cuello o en la musculatura de los glúteos. Mientras que las administraciones subcutáneas son más fácil de realizar en el abundante tejido subcutáneo que hay por detrás de la inserción de las orejas, o, en el dorso, entre la escápula.
- Una vez que los agentes anestésicos comienzan a realizar efectos, la cabeza del tapir deberá colocarse debajo del nivel del cuerpo del animal para evitar aspiraciones en caso de regurgitación. La intubación traqueal es difícil ya que la cabeza es larga y estrecha y la glotis no es visible, sin embargo, es importante para evitar la aspiración de fluido gástrico. La intubación a ciegas es posible con experiencia. La observación directa de la laringe es posible con un laringoscopio largo. Los tubos traqueales deben ser de 10 a 14 mm para juveniles y de 16 a 24 mm para adultos.

- Los procedimientos de captura e inmovilización deben llevarse a cabo en lugares aislados, evitando excesivos ruidos y personal innecesario. Tan pronto como el animal caiga bajo el efecto de la anestesia sus ojos deberán cubrirse a los efectos de protegerlos de la excesiva luz solar y minimizar el estrés.
- Cuando se trabaja con animales silvestres, generalmente es imposible tener una evaluación apropiada de su salud antes de la contención. Muchas veces, sólo es posible tener una evaluación de la condición corporal, lesiones en piel y deformaciones. Las condiciones de su sistema respiratorio y cardíaco serán desconocidos hasta que el animal ya esté inmovilizado, lo cual podría significar un importante riesgo para procedimientos de contención química.
- El manipuleo de animales extremadamente estresados deberá evitarse, el estrés agudo puede tener serios efectos sobre el sistema cardio respiratorio y sobre el metabolismo, arriesgando los efectos deseados de los agentes anestésicos e incluso arriesgando la vida del animal.
- Es importante estar seguro que durante el período de inducción o recuperación del animal, no haya en el lugar cuerpos de agua, piedras o pozos en tierra, para evitar severas heridas o incluso accidentes fatales.
- El acceso al animal (dependiendo del método de captura seleccionado) y el volumen de los anestésicos a ser administrados son decisivos para elegir el equipamiento apropiado para administrar las drogas (jeringa, pistola de dardos, cervatana etc.).
- A los efectos de administrar los agentes químicos, los dardos especiales pueden ser realizados manualmente o comprados (ej. Dan-Inject, Telinject, Pneu-Dart etc.). Para animales en cajas trampas o en pozos en tierra, se pueden administrar las drogas a través de cervatanas, jeringas bastón, o, simplemente, jeringas si la mano del operador es ágil.
- El protocolo de anestesia ideal para utilizar en la captura de animales silvestres debe ser efectivo en una dosis simple, haciendo que el animal caiga y dando suficiente tiempo de manejo para todos los procedimientos deseados. Asimismo que sea suplementado de manera fácil y segura por la administración de droga adicional, si fuera necesario extender el período de trabajo.
- Algunos protocolos de anestesia no están disponibles para veterinarios, representando una dificultad para adquirir ciertas drogas en determinados países. En algunos casos hay restricciones legales especiales para el uso de cierto tipo de droga, tales como opiáceos en Colombia. Por esta razón, es necesario usar un protocolo alternativo para la restricción química en tapires en algunos países. Sin embargo, estos protocolos deben ser testeados por personal calificado e investigadores.
- Las emergencias más comunes durante la captura de tapires son hipotermia, hipertermia, bradicardia y apnea. Los continuos monitoreos de la temperatura corporal es esencial para la seguridad durante la contención química, ya que las drogas anestésicas tienden a interferir en la termorregulación del animal. El monitoreo deberá ser cuidadoso

principalmente durante los días de calor y frío. El animal no deberá estar expuesto a corrientes de aire frío, superficies húmedas, sol directo o ambientes con pobre circulación de aire e incremento de la temperatura. Debido a la gran masa corporal y poca relación “superficie corporal:masa”, los tapires son más propensos a desarrollar hipertermia que hipotermia. Los animales con hipotermia deberían exponerse a calor y/o protegerlos con aislamiento térmico, mientras que los animales con hipertermia deberán bañarse con agua fresca y, si es posible, llevarlos a lugares ventilados.

- Es necesario monitorear los parámetros fisiológicos del animal bajo anestesia. Auscultación de corazón y pulmones, monitorear la temperatura corporal, coloración de la mucosa y medir la presión sanguínea indirecta (tales como tiempo de llenado capilar) son los parámetros básicos que deben ser monitoreados. La frecuencia, el tipo y la amplitud respiratoria son los parámetros más importantes para monitorear en la depresión anestésica. La determinación de la concentración de oxígeno en sangre y pulso a través del oxímetro también es recomendado, especialmente con protocolos de anestesia que pueden involucrar episodios cortos de apnea. Es importante tener presente que los tapires tienen apneas fisiológicas debido al buceo. Por lo tanto, los cortos períodos de apneas durante la contención química tiende a ser menos comprometidos para estas especies.
- El veterinario de campo a cargo de la captura y contención química del tapir deberá estar totalmente familiarizado con la fisiología del stress y sus consecuencias médicas en la captura de un animal en el campo. Esto es uno de los factores más importantes que afectan la fisiología y respuesta a los anestésicos en animales silvestres. Es importante considerar que las diferentes especies de tapires y la diferencia individual varían la respuesta ante los mismos factores de stress. Todas las capturas deberán ser planeadas cuidadosamente para reducir ruidos y otros estímulos, a los cuales el animal capturado deberá ser expuesto mínimamente. El grupo de trabajo deberá estar preparado para minimizar los ruidos y la actividad innecesaria cerca del animal. Los ruidos innecesarios también afectan la concentración y eficiencia de los miembros del grupo, produciendo riesgos debido a falla humana durante los procedimientos.
- Es preferible usar drogas anestésicas que tengan sus antídotos. El uso de antídotos durante las capturas es definitivo para la seguridad de la contención química y la habilidad del grupo para capturar un gran número de animales.
- Los efectos adversos más comunes durante la inducción o recuperación de la contención química en tapires son la apnea, hipotensión arterial y la ataxia/agitación. Sin embargo, las asociaciones de Medetomidina o Romifidina tienden a producir patrones cardio respiratorios más estables que otros Alfa-2 Agonistas.
- Es esencial registrar todos los detalles de las dosis anestésicas y el monitoreo fisiológico durante cada captura. Los resultados de estos registros, sus éxitos y fallas deberán se publicados o hacerlos conocer para otros investigadores de campo, para ayudar a mejorar nuestro conocimiento sobre la contención química de estas especies. En **APENDICE 3**, presentamos un modelo de hoja registro para escribir y monitorear la contención química en el campo.

LITERATURA RECOMENDADA

- Kreeger, T. J. 1997.** Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. Published by International Wildlife Veterinary Services Inc., USA. 1997. 341 pp.
- Janssen, D. L., B. A. Rideout, and M. S. Edwards. 1999.** Tapir Medicine. *In:* Fowler, M. E., and R. E. Miller (eds.). Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy 4. W. B. Saunders Co., Philadelphia, Pennsylvania. Pp. 562–568.
- Nunes, L. A. V.; Mangini, P. R. & Ferreira, J. R. V. 2001.** Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture and Medicine. *In:* FOWLER, Murray E.; CUBAS, Zalmir Silvino. (Org.). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Ames, v. 1, p. 367-376.
- Janssen, D. L. 2003.** Tapiridae. *In:* Fowler, M. E., and R. E. Miller (eds.). Zoo and Wild Animal Medicine. Elsevier Science, St. Louis, Missouri. Pp. 569–577.

5. Evaluación Clínica

La evaluación clínica del tapir comienza después de la primera observación del animal dentro de la trampa (o durante el procedimiento de captura), donde puede observarse el aspecto de salud del tapir, su estado nutricional, piel y pelos, locomoción y peso corporal estimado. En los casos de aparente poca salud de los animales, con severas lesiones en piel, mala condición nutricional, evidente dificultad para moverse, ect. el veterinario deberá reevaluar el protocolo de anestesia a ser usado, elegir la droga apropiada, o, incluso, decidir no realizar la contención química del animal.

La piel de los tapires silvestres puede presentar varios cortes y cicatrices (muchas debidas a agresiones entre individuos), los cuales pueden ser usadas para la identificación de los individuos. La dermatitis vesicular ha sido reportada como una enfermedad importante de animales en cautiverio, y debería ser cuidadosamente investigada en animales silvestres. La presencia de puntos de pigmentación y la evaluación de las glándulas dérmicas debería también ser evaluada. Los tapires de montaña silvestres presentan frecuentemente amplias áreas de alopecias sobre la espalda, probablemente debidas a rascado en los árboles, como una marcación de territorio a través de las glándulas dorsales.

Debería haber una cuidadosa examinación oftalmológica, las afecciones tales como opacidad corneal y pigmentaciones anormales de la córnea son reportadas como una afección común en cautiverio, pareciera que son frecuentes en animales silvestres. La inflamación de las glándulas peri-oftálmicas ha sido reportada en tapir de tierras bajas silvestres. También hay registros de algunos tapires de tierras bajas silvestres que presentan anillos blancos externos sobre el iris, lo cual podría deberse a senilidad.

El grado de desgaste de los dientes puede proveer marcas de edad del animal, si bien la dieta es otro importante factor que deberá ser tenido en cuenta cuando se estime la edad de los animales. La pequeña apertura de la boca hace difícil evaluar más cuidadosamente la boca y la condición de los dientes. Una clave para estimar la edad de los tapires silvestres a través de la evaluación dental está siendo desarrollada actualmente, y estará disponible en pocos años.

La integridad y funciones de las patas deberá ser evaluada. La presencia de fracturas consolidadas o actuales deberán registrarse, así como la erosión de las pezuñas y lesiones en las almohadillas plantares.

Normalmente, los tapires silvestres son infectados por picaduras (mayormente *Amblyomma* y *Ixodes*). En la medida de lo posible, el investigador deberá intentar cuantificar esta infestación, comparando el grado de infestación con los parámetros hematológicos. Los tapires de tierras bajas silvestres han presentado garrapatas abdominales (*Tunga penetrans*). Los ectoparásitos tienden a concentrarse en el abdomen, orejas, glándulas mamarias, vulva, pene y patas delanteras.

Se han reportado que tapires de tierras bajas silvestres, usando radio collares durante prolongados períodos de tiempo, tienen deformaciones de la cresta, con alopecias y

engrosamiento de piel bajo el collar. En algunos casos, los radio collares producen lesiones crónicas de piel por fricción, lo cual podría predisponer a miasis locales.

La evaluación clínica de hembras deberá incluir la inspección de flujos vaginales y lesiones vulvares y la evaluación de las glándulas mamarias. Para los machos, la exposición del pene es observada durante la contención química, especialmente cuando son empleados los Alfa-2 Agonistas.

6. Colección, Manejo y Conservación de Muestras Biológicas

La información sobre el estado de salud de las poblaciones de tapires es aun incipiente. Es poca la información que ha sido producida y la misma está dispersa en reportes de casos esporádicos. Es necesario el conocimiento de los parámetros básicos para evaluar los valores de referencia de recuentos sanguíneos completos, análisis bioquímicos y la susceptibilidad a enfermedades en tapires silvestres. Una reseña sobre las enfermedades que comúnmente afectan a los tapires en cautiverio fue publicado por Ramsay & Zainuddin (1993) y Jansen, Rideout & Edwards (1998). Sin embargo, hay muy poca información sobre las enfermedades que afectan a los tapires en vida silvestre. Por esta razón, el Comité Veterinario del TSG invita a veterinarios y otros profesionales que trabajan con tapires, a coleccionar las muestras biológicas mencionadas anteriormente. Es de extrema importancia que los veterinarios que coleccionan muestras biológicas consulten al laboratorio de diagnóstico apropiado antes de coleccionar las mismas, a los efectos de evitar errores de colección, de manejo y de almacenamiento de éstas. Debido a que la mayoría de las pruebas diagnósticas están diseñadas para animales domésticos, se recomienda consultar con especialistas en las diferentes áreas (microbiólogos, virólogos) para determinar cuál es la prueba apropiada y su interpretación. En algunos casos, el uso de pruebas comerciales puede ser inapropiado y representar pérdida de recursos con resultados inciertos. En todos los casos, y debido a los rápidos avances del diagnóstico médico, es importante que los veterinarios desarrollen métodos de almacenamiento y mantención de las muestras biológicas para futuros análisis, siendo una fuente para nuevos diagnósticos que comiencen a estar disponibles.

6.1. Procedimientos de Muestreo

Todas las muestras biológicas coleccionadas deben estar acompañadas con la identificación del animal, fecha, hora y lugar de colección y, si es posible, las coordenadas geográficas. Es importante especificar la estación del año (que puede afectar la prevalencia de algunas enfermedades), e, incluir, una descripción detallada sobre las condiciones bajo las cuales fueron tomadas las muestras (sedación, anestesia general, necropsia etc.), y cualquier característica anatómica relevante (ej.: lugar de colección de la muestra de sangre, lugar de muestreo de ectoparásitos). A los efectos de ofrecer una lista de muestras a ser coleccionadas y los datos a tomar, recomendamos usar el formato propuesto en el **APENDICE 3**.

En virtud de que los tapires se encuentran listados en CITES, el transporte de cualquier producto biológico de estas especies deberán seguir las regulaciones de CITES. Cuando las muestras deben ser transportadas fuera del país de origen, además de otros requisitos para importación/exportación, es requerido un permiso de CITES. Es altamente recomendado que el veterinario esté familiarizado con la legislación de su país en cuanto al transporte de productos biológicos de tapires.

6.1.1. Sangre

Para cada procedimiento de muestreo, el área debe ser correctamente desinfectada con una solución de yodo povidona/etanol 1:1 o con clorexhidina, debido a que los tapires tienen un comportamiento semiacuático su piel puede estar altamente contaminada.

La punción venosa puede realizarse fácilmente en las venas cefálica o safena, o en sus derivados del carpo o tarso respectivamente a nivel medial, en donde la piel es más delgada. La vena yugular esta localizada profundamente y no siempre es de fácil acceso pero es una alternativa importante cuando se requieren altos volúmenes de sangre o cuando las venas se han colapsado después de la punción. En el caso de animales jóvenes, la vena yugular es la de más fácil acceso. También puede ser utilizada la vena auricular, localizada en el centro de la cara posterior de la oreja.

El uso de Vacutainer® es recomendado para la colección de muestras de sangre debido a que evita la contaminación de la muestra y permite el muestreo múltiple con una sola punción, disminuyendo el trauma vascular.

6.1.1.1. Sangre con Anticoagulante

Para hematología la sangre debe ser colectada con EDTA debido a su propiedad de preservar el tamaño y forma de las células. También se recomienda realizar un frotis sanguíneo inmediatamente después de la extracción. Se debe tratar de llenar el tubo con la suficiente cantidad de sangre para evitar diluciones y para que el número de células en el conteo sea real. La muestra debe ser refrigerada hasta que sea procesada en el laboratorio. La heparina retarda la coagulación hasta ocho horas y su uso está recomendado para estudio citogenético en tapires.

La sangre colectada con anticoagulante debe ser homogenizada lo más pronto posible después de la colección, esto debe hacerse con movimientos lentos del tubo para mezclar el anticoagulante con la sangre. Posteriormente debe ser refrigerada para disminuir la hemólisis, esto puede hacerse en una nevera portátil con hielo.

6.1.1.2. Sangre sin Anticoagulante

Para análisis de química sanguínea, las muestras deben colectarse sin anticoagulante y analizadas inmediatamente, o, congeladas en criotubos en nitrógeno líquido para posterior análisis. Las muestras deben refrigerarse hasta ser procesadas en el laboratorio durante las primeras 24 horas.

Las muestras son tomadas sin anticoagulante, en tubos con presión negativa con o sin gel. La cantidad de suero obtenido por muestra de sangre depende de las condiciones del animal y es generalmente el 50% o menos. Debe evitarse la hemólisis, las muestras deben ser manejadas con cuidado y deben ser protegidas de la luz directa del sol. Después de un breve período de descanso, la sangre debe ser refrigerada para reducir su hemólisis, posiblemente en una nevera portátil con hielo.

6.1.1.3. Manejo y Conservación de la Sangre

Una vez en el laboratorio, una parte de la sangre con anticoagulante debe ser usada para hematología, y otra parte debe ser congelada para posteriores análisis. El resto de la sangre debe ser centrifugada y sus componentes, plasma, leucocitos y glóbulos rojos deben separarse y conservados separadamente.

La sangre es centrifugada a 1500 rpm por 5 minutos. Cantidades (alícuotas) de 1 ml pueden ser guardados en criotubos de 2 ml y almacenados en freezers a -20 °C, o, en nitrógeno líquido. Nunca se debe exceder la mitad de la capacidad del criotubo, porque puede explotar una vez puesto en el nitrógeno líquido.

Algunas muestras de suero y plasma pueden tener un aspecto lipídico, que puede ser considerado normal debido a varios aspectos fisiológicos.

6.1.2. Frotis Sanguíneo

Los frotis sanguíneos son recomendados para la evaluación de parásitos sanguíneos. Para este tipo de muestreo, la sangre debe ser colectada de vasos periféricos, tales como venas auriculares. Hay que colectar la sangre con una jeringa o capilar heparinizados y colocar una pequeña gota en un portaobjeto. Usando otro portaobjeto, con una inclinación de 45°, se extiende la sangre sobre la lámina y hay que dejarla secar a temperatura ambiente, protegida de los insectos. Transportar en una caja para portaobjetos, a temperatura ambiente. En el laboratorio la muestra debe fijarse con calor o etanol al 70% y usar las tinciones adecuadas para la evaluación microscópica.

6.1.3. Hisopados para Análisis Microbiológico

Las muestras microbiológicas para cultivos bacterianos deben realizarse con hisopos estériles y con medios de cultivos nutritivos o de transporte adecuados. El muestreo varía dependiendo del tipo de microorganismo que se busca aislar, para bacterias es necesario usar hisopos con medios de cultivo, mientras que para hongos no es necesario. Es importante realizar el proceso de una forma aséptica para evitar contaminación cruzada con otros microorganismos, el uso de contenedores estériles es imprescindible. La colección y la manipulación de las muestras debe realizarse con precaución para evitar la contaminación del personal, el trabajo debe ser realizado por personal capacitado. A continuación se detallan las técnicas usadas para bacterias y hongos:

- Hisopados de piel y mucosa tales como conjuntiva, cavidad auricular, cavidad oral, nasal, anal, prepucio y vagina son conservados en medios de transporte tales como Stuart, caldo de trypticasa y soja, caldo nutritivo o de tioglycolato. La muestra puede ser refrigerada.

- Para bacterias inestables, o lábiles, son requeridos medios especiales como hemina o extracto de levadura y el procesamiento de la muestra debe realizarse de manera inmediata sin refrigeración.
- Los lavados del prepucio son generalmente realizados con 30 ml de solución salina o con caldo de tioglycolato. El material aspirado es recolectado en tubos esterilizados usando un catéter de caucho estéril conectado a una jeringa después de hacer un cuidadoso masaje en el área.
- En el caso de un absceso, se debe hacer una incisión en la pared externa del área afectada después de haber desinfectado la zona. Posteriormente el pus debe ser drenado. La muestra es tomada frotando el hisopo en la pared interna del absceso.
- En caso de hematoma, edema o fluidos de las articulaciones, las muestras deben ser tomadas por punción y aspiración del fluido previa desinfección del área.
- Las lesiones en la piel y heridas deben ser muestreadas previamente limpiando el área, para remover detritus y lavando con solución salina.
- El hemocultivo es recomendado cuando existe la posibilidad de hematuria, hemoglobinuria, ictericia o septicemia. Las muestras son tomadas en 0.05-0.25% polyanetosulfonato de sodio (SPS). La utilización de oxalato de amonio, citrato de sodio y EDTA no son recomendados porque inhiben algunas bacterias.
- Los hisopos fecales son colectados directamente del recto, previa desinfección del área perianal. Las muestras son transportadas en medio Stuart, caldo verde brillante, infusión de corazón-cerebro o caldo thioglycolato.
- Para el estudio de hongos saprófitos, la piel puede ser limpiada con etanol al 70%, y una vez seca, la muestra es colectada frotando el área con gasa estéril. Para hongos patógenos en la piel, la muestra es tomada raspando la periferia de la lesión con un escalpelo, u hoja de bisturí, tomando dentro de la muestra folículos del área afectada. En ambos casos las muestras deben ser almacenadas en bolsas estériles y sin refrigeración, en un área seca, fresca y oscura hasta que las muestras puedan ser procesadas en el laboratorio.

6.1.4. Muestras de Material Fecal

Las muestras de material fecal son usadas para el estudio de parásitos fecales, hormonas y genética. Siempre que sea posible las muestras deben ser obtenidas directamente del recto. Las muestras deben ser conservadas en una solución de formaldehído al 5% (los kits usados para medicina humana son los más efectivos) para los exámenes posteriores (1 parte de formaldehído por 4 de heces).

6.1.4.1. Parásitos: Dos métodos son los más efectivos para obtener parásitos en campo: flotación y sedimentación. Ninguno de estos dos métodos garantizan la identificación de especies de endoparásitos, pero los huevos o larvas pueden

clasificarse en familias. Si es necesario clasificar el endoparásito en una especie específica, se deberá consultar a un parasitólogo veterinario especializado para obtener información sobre métodos de cultivo de huevos o larva en campo.

- a. **Método de flotación:** 3-5 g de material fecal deben ser colocados en un frasco (10-15 ml) y mezclados con una solución de mayor gravedad específica que el agua, esto ocasiona que los huevos y larvas de los parásitos floten hacia la superficie. Una solución supersaturada de azúcar puede hacerse usando azúcar de mesa y agua. Esta no es una solución ideal debido a que puede romper la pared de algunos huevos, pero es efectivo en campo cuando otras soluciones no están disponibles. El frasco se llena con la mezcla de heces y la solución de flotación fecal, hasta formar un menisco positivo y se cubre con un portaobjeto limpio. La mezcla se deja por 10 a 15 minutos; pasado este tiempo la lámina es removida ya que se presume que los huevos que han estado flotando en superficie se adherieron a la lámina y luego ésta es observada al microscopio.
- b. **Método de sedimentación:** Este método permite la sedimentación de huevos pesados que no pueden ser encontrados típicamente por el método de flotación (por ejemplo los huevos de trematodos). Se mezcla 1 g con 5 ml de ácido acético. La solución se deja reposar por un minuto, posteriormente igual volumen de éter es adicionado a la mezcla y se debe centrifugar por un minuto a 1500 RPM. El sedimento debe contener huevos de parásitos. Las capas superiores en el tubo contienen el éter y el ácido acético, que deben ser desechados adecuadamente. El sedimento debe ser mezclado con un par de gotas de agua caliente mezclando, esta mezcla debe ser aspirada con una pipeta y algunas gotas deben ser colocadas en un portaobjeto para ser observadas al microscopio.

Nota: Cuando se encuentran parásitos frescos en las heces, deben ser lavados con agua y fijados en alcohol al 70% (nematodos) o solución de AFA, Alcohol-Formalina-Acetato (parásitos planos).

6.1.4.2. Hormonas: Para la medición de metabolitos hormonales, las muestras deben ser congeladas y enviadas a laboratorios especializados. Las muestras de materia fecal deben ser lo más frescas posibles para el análisis. Una vez la muestra es colectada puede liofilizarse o extraída en campo. La muestra extraída puede ser almacenada hasta su procesamiento en un laboratorio endocrinológico.

6.1.4.3. Genética: Los detalles sobre colección, manipulación y almacenamiento de muestras de material fecal para análisis genéticos están detallados en el **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Técnicas de Muestreo para Análisis Genéticos**. Este manual fue desarrollado por el Comité de Genética del TSG y está disponible en la red en la página web del TSG (www.tapirs.org) en Inglés, Español y Portugués. Información adicional puede obtenerse en la página Web del Comité de Genética: <http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.5. Muestras de Tejido

6.1.5.1. Genética: Los detalles sobre colección, manipulación y conservación de muestras de tejidos para análisis genéticos están detallados en el **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Técnicas de Muestreo para Análisis Genéticos**. Este manual fue desarrollado por el Comité de Genética del TSG y está disponible en la red in la página web del TSG (www.tapirs.org) en Inglés, Español y Portugués. Información adicional puede obtenerse en la página Web del Comité de Genética: <http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.6. Pelo

6.1.6.1. Genética: Los detalles sobre colección, manipulación y conservación de muestras de pelo para análisis genéticos están descritos en el **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Técnicas de Muestreo para Análisis Genéticos**. Este manual fue desarrollado por el Comité de Genética del TSG y está disponible en la red in la página web del TSG (www.tapirs.org) en Inglés, Español y Portugués. Información adicional puede obtenerse en la página Web del Comité de Genética: <http://tapirs.org/committees/genetics/index.html>

6.1.6.2. Análisis Tricológicos: El pelo debe ser colectado preferiblemente de la espalda del animal, arrancando en forma manual y cuidadosamente pelo grueso y fino. Las muestras de pelo deben ser transferidas a un sobre seco, o en recipiente y mantenerlo lejos de la humedad o excesivo calor. Si la muestra es colectada y almacenada correctamente, puede permanecer intacta por años.

6.1.7. Leche

En caso de ser capturadas hembras lactantes, se recomienda tomar muestras de leche para análisis bromatológicos y poder desarrollar fórmulas lácteas reemplazantes en caso de tener que alimentar neonatos abandonados en cautiverio. La muestras de leche deben ser colectadas en frascos estériles protegidos de la luz y freezadas tan pronto como sea posible, para luego ser enviadas al laboratorio apropiado.

6.1.8. Orina

La obtención de orina por cistocentesis o cateterismo uretral no es común en trabajos de campo. La colección es hecha usualmente cuando el animal orina voluntariamente durante restricción química, debido a la relajación causada por la anestesia. La orina debe colectarse en un frasco estéril con medición y tapa de rosca, debe mantenerse refrigerado durante el transporte y freezado hasta que se realice el análisis en el laboratorio. Se recomienda realizar el examen estándar y análisis de sedimentos en orina. En el campo pueden utilizarse tiras químicas para orina para una rápida evaluación de posibles enfermedades metabólicas o urinarias. Una fracción de la muestra debe ser trasferida a tubos de Eppendorf o a criotubos para análisis epidemiológicos. Para diagnóstico de Leptospirosis, la orina debe ser

mezclada con solución salina 0.85% en una proporción 1:9, y 0.5 ml de esta mezcla será transferida en el medio de cultivo apropiado.

6.1.9. Ectoparásitos

Las garrapatas deben ser removidas con cuidado para evitar extraer el aparato bucal que es crítico para la identificación microscópica. Los parásitos pueden ser almacenados vivos cuando son almacenados con aireación en un frasco con perforaciones en la tapa y un trozo de vegetal para mantener la humedad, hasta que sean identificados en el laboratorio. Cuando es necesario almacenar las garrapatas por largos períodos, deberán ser preservados en Etanol al 70%.

Para determinar si la interacción parásito-animal silvestre – parásito - animal doméstico puede implicar un riesgo epidémico, todas las hembras pletóricas pueden ser colectadas y enviadas al laboratorio para cultivos de las larvas. Para determinar la carga parasitaria de un individuo, todas las garrapatas mayores a 4.5mm de diámetro presentes en la mitad del cuerpo del animal, son contadas y este número es multiplicado por dos.

Las muestras de ácaros que producen sarna son colectadas por medio de raspados de piel y pelo en la prefería del área afectada. La muestra debe ser guardada en tubos estériles con glicerina. Las pulgas deben ser colectadas directamente del cuerpo y almacenadas en alcohol al 70%.

6.1.10. Citología vaginal

La citología vaginal es una herramienta para evaluar la salud reproductiva de las hembras. El área de la vulva debe ser limpiada y luego debe tomarse una muestra con un hisopo estéril insertándolo dentro de la vagina (sin tocar la vulva), se debe rotar el hisopo en las paredes de la vagina y luego rodar el hisopo en un portaobjeto limpio. En los trabajos de campo se recomienda fijar la muestra con alcohol o con aerosoles comerciales, luego se debe dejar a temperatura ambiente y protegida de insectos. En el laboratorio la muestra puede ser teñida con tinciones Fast Panotic o Giemsa para el análisis microscópico.

6.1.11. Otras Muestras Citológicas

La citología clínica diagnóstica (citopatología) es una ayuda en el diagnóstico en bacteriología clínica, consiste en el análisis directo de líquido obtenido por punción o aspiraciones. Esto permite la identificación del tipo de célula dominante en un proceso inflamatorio, así como el estado de las células en un tejido afectado y, en algunos casos, la identificación del agente etiológico. Esta es una técnica relativamente sencilla que puede ser llevada a cabo en el campo con facilidad.

TABLA 2. Colección, Manejo y Conservación de Muestras Biológicas en Campo.

Muestra	Material	Método de Colección	Manejo	Conservación
Sangre no Coagulada	Tubo con anticoagulante	Punción	Homogenizar y dejar reposar	Refrigerar
Sangre Coagulada	Tubo sin anticoagulante	Punción	Dejar reposar	Refrigerar
Frotis Sanguíneos	Portaobjetos	Punción	Secar a temperatura ambiente	Caja transportadora de portaobjetos a temperatura ambiente
Piel/Tejidos	Hoja bisturí para raspar, tijeras y tubo	Oreja	Etanol 90%	Temperatura ambiente protegido de la luz
Heces	Tubo	Recto	-	Refrigerar
Orina	Tubo	Micción espontánea	-	Refrigerar
Pelo	Tubo o sobre	Quitar manualmente	-	Temperatura ambiente
Leche	Tubo estéril	Ordeño manual	-	Refrigerar
Muestreo Microbiológico	Hisopo estéril	Nariz, boca, orejas, genitales, ano	Medio de transporte/nutritivo	Temperatura ambiente
Citología Vaginal	Hisopo	Rotación del hisopo en el canal vaginal	Lámina de microscopio, fijación química	Caja transportadora de portaobjetos a temperatura ambiente
Ectoparásitos	Tubo con tapa perforada	Colección manual	-	Temperatura ambiente

6.2. Equipo Básico y Materiales para la Colección de Muestras Biológicas

- 5-10 ml tubos plásticos o de vidrio Vacutainer® para colecta de sangre con anticoagulantes (EDTA, heparina, citrato de sodio);
- 5-10 ml tubos plásticos o de vidrio Vacutainer® para colecta de sangre sin anticoagulantes (con o sin gel de coagulación);
- Dos adaptadores para aguja de Vacutainer®;
- Agujas de Vacutainer® 21G1 y 20G1½;
- 2 ml criotubos;
- Microtubos cónicos de propileno Eppendorf de 2 ml;
- Un soporte para tubos;
- Hisopos estériles y tubos con medio de cultivo nutritivo para muestras microbiológicas;
- Tubos con medida y tapa de rosca estériles y no estériles de 10 ml;
- Portaobjetos;
- 19G, 20G, 21G and 22G escalpelos;
- Un bisturí y varias hojas de bisturí;

- Jeringas descartables de 1, 3, 5, 10 y 20 ml;
- Agujas descartables de 18G, 19G, 20G, 21G y 22G;
- Frascos de hemocultivo;
- Guantes descartables;
- Pinzas y tijeras para la toma de muestras de fragmentos de piel;
- Sobres para conservar el pelo;
- Frascos de plástico para el almacenamiento de ectoparásitos.

6.3. Bioseguridad y Equipo para Protección de la Salud

Durante la colección y manipulación de muestras biológicas el uso de guantes descartables, anteojos de protección y ropa es altamente recomendado. Incluso después de la colección de las muestras en campo, las muestras deben tratarse como riesgo biológico hasta que se realice un examen serológico para evaluar posibles agentes infecciosos que el animal podría llegar a tener a través de las muestras tomadas de sangre, heces u otras muestras.

7. Hematología y Química Sanguínea

Los análisis de sangre son una herramienta valiosa para los investigadores de campo porque proveen información sobre la fisiología y el estado de salud del animal. Estos análisis permiten el establecimiento de los valores hematológicos promedios y química sanguínea. También facilitan el diagnóstico de enfermedades infecciosas, anemia, procesos nutricionales, hemoparásitos y funciones anormales de órganos internos. Los análisis hematológicos básicos pueden ser llevados a cabo directamente en campo, con la asistencia de un veterinario entrenado. Otros análisis tales como medición de enzimas, niveles de glucosa, lípidos, colesterol, vitaminas y minerales son más difíciles de realizar en campo, pero las muestras de suero pueden ser tomadas, conservadas y enviadas al laboratorio.

Los análisis de sangre pueden ser llevados a cabo en laboratorios clínicos humanos que usualmente son más accesibles que los laboratorios veterinarios. Solo se debe asegurar que los conteos son hechos manualmente y no por equipos automatizados y hay que tener conocimiento de la técnica usada para la medición de la química sanguínea para que no se obtengan resultados erróneos.

Para la interpretación de los resultados de química sanguínea se deben tener en cuenta posibles alteraciones metabólicas, las condiciones clínicas del animal en el momento de la restricción química, el método de toma de sangre y el método de captura. Para muchos parámetros los resultados son solo una foto instantánea de la condición bioquímica de la sangre en el momento de la captura y no puede ser considerada como la representación de la condición fisiológica general del animal. El estrés ocasionado por la captura puede modificar profundamente algunos valores hematológicos y de la química sanguínea.

Es extremadamente importante saber interpretar los resultados de los exámenes y cruzarlos con la información disponible sobre el ambiente en el cual viven los tapires, tener en cuenta las interferencias humanas, y los hallazgos serológicos del tapir y de otras especies (incluyendo animales domésticos) que podrían estar en contacto directo con los tapires.

La contaminación del agua con desperdicios humanos y animales, pesticidas agrícolas, productos de deshecho de minerías y otros contaminantes pueden tener efectos acumulativos en el ambiente y en los tapires, afectando de diferente manera los parámetros bioquímicos y hematológicos de los tapires.

Los resultados de los exámenes hematológicos y química sanguínea pueden ser comparados con los valores de referencia desarrollados para tapires en cautiverio, disponible en **Valores Fisiológicos de Referencia para las Especies de Tapires – Sistema Internacional de Información de Especies (ISIS)**, publicado en el año 2006 y disponible en la página Web del IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (www.tapirs.org).

TABLA 3. Vencimiento de Muestras para Química Sanguínea Bajo Diferentes Condiciones de Conservación (Santos 2006).

Examen	Tipo de Muestra	Vencimiento de la Muestra
Glucosa	Suero	Uso inmediato únicamente
Proteína total	Suero o plasma	3 días 2-8° C; 1 semana -10° C
Albumina	Suero	3 días 2-8° C, 1 semana -10° C
Amilasa	Suero o plasma (EDTA o heparina) u orina	24 horas 15-25°C, 2 meses 2-8° C
Fosfatasa alcalina	Suero o plasma (heparina)	6 horas 2-8°C, varios meses -10°C
AST	Suero o plasma (EDTA o heparina)	4 días 2-8°C, 1 semana -10°C
Colinesterasa	Suero o plasma (EDTA o heparina)	1 semana 2-8°C
CK	Suero o plasma (EDTA o heparina)	24 horas 15-25°C, 1 semana 2-8°C
GGT	Suero o plasma (EDTA o heparina)	2 semanas 2-8°C, 6 meses -10°C
Lipasa	Suero o plasma (heparina)	24 horas 15-25°C, 3 semanas 2-8°C
SDH	Suero o plasma (EDTA o heparina)	4 días 2-8°C, 1 semana -10°C
Fibrinógeno	Plasma (citrato)	4 horas 2-8°C
Lípidos totales	Suero o plasma (EDTA)	10 días 2-8°C
Triglicéridos	Suero o plasma (EDTA o heparina)	3 días 2-8°C, 1 mes -10°C
Colesterol	Suero o plasma (heparina)	1 semana 2-8°C, 3 meses -10°C
Creatinina	Suero o plasma (EDTA o heparina) u orina	1 semana 2-8°C
Bilirrubina total	Suero	4 días 2-8°C sin luz, 3 meses -10°C
Ácido úrico	Suero o plasma (EDTA o heparina) u orina	3 días 2-8°C, 1 semana -10°C e 6 meses -20°C
BUN	Suero o plasma (EDTA o heparina) u orina	12 horas 15-25°C, 1 semana 2-8°C, 3 meses -10°C
Na	Suero o plasma	1 semana 2-8°C
K	Suero u orina	1 semana 2-8°C
Ca	Suero o plasma (heparina) u orina	1 semana 2-8°C, 2 meses -10°C
Cl	Suero o plasma (heparina) u orina	1 semana 2-8°C, varios meses -10°C
P	Suero o plasma (heparina)	2 días 15-25°C, 1 semana 2-8°C
Mg	Suero o plasma (heparina) u orina	24 horas 15-25°C, 2 semanas 2-8°C

AST = aspartato aminotransferasa

CK = creatina fosfoquinasa

GGT = gamma-glutamilttransferasa

SDH = sorbitol dehidrogenasa

BUN = nitrógeno ureico sanguíneo

8. Análisis Inmunológicos (Serología)

Los datos de serología tanto en animales en cautiverio como en vida silvestre son una herramienta ampliamente usada y útil para investigadores de campo. En poblaciones donde existe una interacción permanente entre animales domésticos y silvestres, los exámenes serológicos para detectar anticuerpos específicos es una evaluación importante para ambos grupos. En estos casos, puede ocurrir la transmisión mutua de patógenos y esta condición, en algunos casos, afecta a la población humana. Estos estudios también ayudan a la identificación del rol que juegan las especies silvestres en algunas enfermedades, y provee una importante base de datos científica para la implementación de medidas de control en caso de la aparición de una epidemia.

Para poder planear una investigación serológica e identificar las enfermedades más importantes en la región en la cual se realizarán las capturas de tapires, se recomienda contactar a las autoridades locales gubernamentales y otras agencias epidemiológicas y sanitarias, así como organizaciones de salud humana y animal. Siempre es recomendado comparar los resultados obtenidos con otras especies, especialmente animales domésticos y humanos para poder entender con más profundidad la importancia del tapir en la cadena epidemiológica.

La evaluación de enfermedades de declaración obligatoria debe ser considerada por el veterinario a cargo (ya sea a través de la Organización Internacional de Epizootias (OIE) o de agencias locales) tomando en cuenta el impacto social y económico de tal decisión.

Para la interpretación de los resultados se debe tener en cuenta la sensibilidad y especificidad de la técnica del laboratorio empleada, así como las características del agente infeccioso y de las especies de tapir.

TABLA 4. Pruebas Serológicas Sugeridas para Tapires

Agentes	Pruebas Serológicas
Virus	Estomatitis Vesicular de la India Estomatitis Vesicular de New Jersey Lengua Azul Rinotraqueitis Infecciosa Bovina Aftosa Herpesvirus Equino Influenza Equina Encefalitis Equina del Este Encefalitis Equina del Oeste Encefalitis Equina Venezolana Rabia Influenza Aviar Rinovirus Equino Enfermedad Viral Bovina (BVD) Leucosis Viral Bovina Enfermedad de Aujeszky Parvovirus Porcino Enfermedad de Johnes Parainfluenza 3 Anemia Infecciosa Equina Virus del Oeste del Nilo
Parásitos	<i>Trypanosoma</i> spp. <i>Leishmania</i> spp. <i>Babesia</i> spp. <i>Toxoplasma</i> spp. <i>Ehrlichia</i> spp. <i>Anaplasma</i> spp.
Bacterias	<i>Brucella</i> spp. <i>Salmonella</i> spp. <i>Mycobacterium bovis</i> / <i>tuberculosis</i> / <i>avium</i> / <i>paratuberculosis</i> <i>Chamydophyla</i> spp. <i>Leptospira</i> spp.

TABLA 5. Lista de serovares de *Leptospira interrogans*

<i>pomona</i>	<i>hebdomadis</i>	<i>autumnalis</i>	<i>tarassovi</i>
<i>hardjo</i>	<i>copenhageni</i>	<i>castellonis</i>	<i>mini</i>
<i>icterohaemorrhagiae</i> / <i>copenhageni</i>	<i>javanica</i>	<i>bataviae</i>	<i>guaicurus</i>
<i>grippotyphosa</i>	<i>panama</i>	<i>butembo</i>	<i>ballum</i>
<i>canicola</i>	<i>pyrogenes</i>	<i>whitcombi</i>	<i>sejroe</i>
<i>bratislava.</i>	<i>Wolffi</i>	<i>cynopteri</i>	<i>szwajizak</i>
<i>andamana</i>	<i>shermani</i>	<i>sentot</i>	<i>saxkoebing</i>
<i>australis</i>	<i>Patoc</i>		

ESTUDIOS PREVIOS

- Mangini, P. R.; Gasino-Joineau, M. E.; Carvalho-Patrício, M. A.; Fortes, M. A. T.; Gonçalves, M. L. L.; Martins, T. D. M.; Medici, E. P. & Cullen Jr., L. 2000.** Avaliação da ocorrência de títulos positivos para doenças infecto-contagiosas em uma população selvagem de *Tapirus terrestris*, na região do Pontal do Paranapanema, São Paulo. In: *Book of Abstracts of the XXII Annual Conference of the Brazilian Association of Zoos*. Belo Horizonte, Minas Gerais, Brazil.
- Mangini, P. R. & Medici, E. P. 2001.** Sanitary Evaluation of Wild Populations of *Tapirus terrestris* at the Pontal do Paranapanema Region, São Paulo State, Brazil. In: *Book of Abstracts of the First International Tapir Symposium*. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG), American Zoo and Aquarium Association (AZA) Tapir Taxon Advisory Group (TAG), and Tapir Preservation Fund (TPF). San Jose, Costa Rica.
- Hernández-Divers, S.; Bailey, J. A.; Aguilar, R.; Loria, D. L. & Foerster, C. R. 2005.** Health Evaluation of a Radiocollared Population of Free-Ranging Baird's Tapirs (*TAPIRUS BAIRDII*) in Costa Rica. In: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 36(2): 176–187.

9. REPRODUCCIÓN

9.1. Breve Repaso de la Fisiología Reproductiva

Los machos y las hembras de tapires alcanzan su madurez sexual aproximadamente a los dos años. En vida silvestre, ocasionalmente se observan a las crías de un año en compañía de sus madres.

Los machos adultos tienen un escroto pequeño y penduloso, los testículos están localizados cerca al perineo. Para orinar mueven la extremidad del pene hacia atrás para enviar la orina lejos. Así como en el caballo, la uretra del tapir termina con una prominencia pequeña en la parte inferior del glande. Teniendo en cuenta a la morfología del pene en erección, se podría deducir que la eyaculación ocurre dentro del útero, como en los equinos.

Las hembras tienen un par de glándulas mamarias en el área inguinal y el útero presenta dos cuernos, la placenta epitelicorial. La mucosa vaginal produce una secreción lipídica que ocasiona la adherencia de los labios vulvares, no solamente aislando la cavidad del medio externo, sino también protegiendo cuando el animal esta en el agua.

El ciclo del tapir es difícil de determinar. En general las hembras son poliéstricas anuales y el estro dura en general 1-4 días y es repetido cada 28 a 32 días. El estro fértil es posible 9-27 días posparto.

9.2. Hormonas Durante el Ciclo Estral y la Gestación

El análisis hormonal es usado para monitorear el ciclo estral y el estado hormonal tanto en animales en cautiverio como en animales en vida libre. Debido al estrés producido por la inmovilización, las muestras de sangre no son recomendadas para este tipo de estudios. Las muestras de heces, orina y saliva son la mejor opción porque la colección es realizada de manera no invasiva, y la concentración hormonal puede ser realizada de manera más precisa pues los animales no están estresados por la captura. La técnica más usada es el radioinmunoensayo para la detección de metabolitos hormonales. Para el diagnóstico de preñez en tapires en cautiverio, las muestras para serología deben ser colectadas al menos una vez por semana para evidenciar las fluctuaciones de los niveles de progesterona.

En cautiverio, los animales pueden ser entrenados para la colección de saliva y orina. Las muestras de materia fecal son las mejores para estudios en campo pero la colección debe realizarse justo después de la defecación. Las muestras pueden ser almacenadas en frascos conteniendo 90% etanol y el tiempo preciso de colección deber ser escrito en el tubo. La muestra puede ser secada en un horno, al sol o en una liofilizadora. El método de extracción de hormonas a través de las heces está siendo de valor para ser usado en el campo, como lo son los enzimoimmunoensayos fecales.

Los estudios realizados por la Dra. Janine Brown, concernientes a la concentración de progesterona sérica en tapir Centro Americano o tapir bairdii en cautiverio, indican que la duración del ciclo estral es de 25-38 días, con una fase luteal de $18,1 \pm 0,4$ días (rango 15-20

días). El período interluteal es relativamente largo, constituyendo aproximadamente 40% del ciclo estral. Las hembras reinician su ciclo $16,2 \pm 2$ días después del parto y pueden quedar gestantes en el primer celo posparto.

Los estudios llevados a cabo en tapires de tierras bajas en la Fundación Temaikén, Argentina, mostraron que las concentraciones en suero varían entre 17.2-35.1 ng/ml para estrógenos y entre 0,78-1.64 ng/ml para progesterona. Las concentraciones de testosterona en el macho varían entre 0,12-1,73 ng/ml, una valor de 0,2 ng/ml fue registrado en el período de cópula en un macho de tapir de tierras bajas.

La cópula puede producirse tanto en agua como en tierra. La gestación del tapir de tierras bajas varía entre 395 y 399 días, siendo más corto para el tapir malayo y el centroamericano. La gestación no es obvia física o visualmente, incluso al final de la gestación. Puede confirmarse la gestación por medio de ultrasonido o análisis de concentración hormonal en suero, orina o heces. Es escasa la información sobre citologías vaginales en tapires, pero las experiencias existentes sugieren que podría ser posible diferenciar entre los diferentes estados del ciclo estral o diagnosticar gestación.

Las concentraciones de progesterona más altas que 2,5 ng/ml pueden ser consideradas como positivas para preñez, sin embargo, debe ser confirmado repitiendo el análisis 3 veces durante 15 días consecutivos para confirmar, o no, la preñez. Si la concentración hormonal se eleva en los análisis consecutivos, se puede diagnosticar positivo y se podrá monitorear la evolución de la gestación por casi los siguientes 13 meses.

En hembras gestantes de tapir de tierras bajas, la progesterona sérica muestra ondulaciones durante toda la gestación, los valores mínimos registrados son de 2,67 ng/ml en el primer período de gestación y valores máximos de 22,6 ng/ml en el último período. En el mismo período las concentraciones de estrógenos en suero muestran un comportamiento uniforme con valores de 20 a 30 pg/ml. En esta especie se observó que 7-10 días antes del parto, ambas hormonas alcanzan un nivel máximo y luego disminuyen drásticamente algunas horas antes del parto. Un patrón similar ha sido descrito para el tapir Centro Americano o *bairdii*, con valores séricos de estrógenos relativamente más altos de 85-131 pg/ml.

En tapir de tierras bajas, el cortisol al final de la gestación, no pareciera jugar un role importante en la iniciación del proceso de parto, en virtud de que los valores en suero no muestran cambios significativos. Los valores registrados durante la gestación variaron de 2,52 ng/ml en el primer período de la gestación a 3,19 ng/ml 48 horas antes del parto. Un patrón similar fue descrito para al tapir Centro Americano con valores de cortisol sérico de 6,9-10,2 ng/ml al inicio de la gestación y de 9,5-10,8 ng/ml al final de ésta.

El uso de ecografías sería interesante en los estudios de campo, facilitando el diagnóstico de preñez e información sobre el desarrollo y la viabilidad del feto. Las medidas recomendadas para determinar el desarrollo fetal serían el diámetro biparietal y torácico y también el largo total del feto. En la Fundación Temaikén, Argentina, los estudios en tapir de tierras bajas, con tres meses de gestación, revelaron que el feto presentaba un diámetro biparietal de 2,35 cm y 15 cm de largo del cuerpo. A los seis meses el diámetro biparietal fue de 3,02 cm, el largo del dorso ventral torácico fue 6,5 cm y el largo total fue de 20 cm. Al final de la preñez

se encontró un largo total de 75 cm, un diámetro biparietal de 11 cm y un diámetro torácico de 40 cm.

9.3. Tópicos de Investigación Recomendados

Muchos grupos están trabajando actualmente en aspectos reproductivos de tapir, con muy poca cantidad de datos. Debido a que la reproducción en cautiverio es parte fundamental para incrementar los esfuerzos en conservación, el Comité Veterinario considera que el área de reproducción debe ser un área de fuerte desarrollo en investigación y es considerado como una prioridad. Las principales áreas de estudio son:

1. Monitoreo de hormonas por medio de métodos no invasivos;
2. Electroeyaculación, manejo y almacenamiento del esperma, estudiando la viabilidad de espermatozoides;
3. Protocolos de inseminación artificial;
4. Colección, preservación y análisis de viabilidad de óvulos;
5. Monitoreo de viabilidad fetal por medio de ultrasonografía cuando sea posible (podría ser en tapires en cautiverio bajo condicionamiento operante);
6. Requerimientos nutricionales en hembras gestantes durante diferentes períodos de la gestación;
7. Análisis de la composición nutricional de la leche (incluido el calostro) en las cuatro especies de tapires. Este conocimiento sería muy útil si fuera necesario utilizarlo.

LITERATURA RECOMENDADA

Brown J.L., Citino S.B., Shaw J., Miller C., 1994. Endocrine Profiles During the Estrous Cycle and Pregnancy in the Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). *Zoo Biology* 13:107-117.

Barongi R.A., 1993. Husbandry and conservation of tapires. *International Zoo Yearbook* 32:7-15.

Hernández, M., Van Nieuwenhove C., Cristóbal R., Schoos S.S., Fernández F., 1996. "Observaciones sobre la secreción láctea de *Tapirus terrestris*". XIII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Tucumán. 10 al 12 de octubre de 1996. Libro de Resúmenes: 87. Tafí del Valle, Tucumán, Argentina.

Janssen DL, Rideout BA, Edwards ME, 2003. Tapiridae. In Fowler, M.E. *Zoo and Wild Animal Medicine* 5th Edition. London: W.B. Saunders Company, Philadelphia.

Padilla, M. & Dowler, R.C. 1994. *Tapirus terrestris*. *Mammalian Species*, 481:1-8.

Quse,V.B.; Francisco E.; Gachen G.; Fernandez J.P., 2004. Hormonal and Ultrasonography Studies During the Pregnancy of Lowland Tapir. Second International Tapir Symposium. 10-16 January, 2004. Symposium Abstracts: 47. Panama City, Republic of Panama.

10. NECROPSIA

Las necropsias realizadas en campo son una herramienta valiosa para recolectar información médica de tapires, es por esto que cuando se presentan estas oportunidades no deben desperdiciarse. Es más común encontrar cadáveres de tapires en avanzado estado de descomposición que frescos, y en estos casos es mejor hacer una evaluación limitada de necropsia, en vez de ignorar el cadáver. Es difícil refrigerar o congelar cadáveres de tapires adultos, por lo tanto las necropsias a campo son importante realizarlas lo más rápido posible.

Es recomendado usar un buen equipo de protección durante la necropsia, como guantes de latex descartables, barbijo, anteojos de protección, ropa especial y botas.

El proceso de necropsia es básicamente un proceso de observación y descripción, no debe incluir interpretación, a menos que quien esté desarrollando la necropsia sea un patólogo experimentado. Quien realice la necropsia debe describir en forma detallada y precisa la apariencia y textura de los tejidos, poniendo énfasis en tejidos u órganos anormales. La toma de fotografías es una herramienta importante ya que permiten la re-evaluación posterior e intercambio de información con patólogos.

El objetivo de una necropsia es identificar los diferentes procesos patológicos que se desarrollaron en el animal, que llevaron a la muerte del animal o los procesos que se desarrollaron alrededor de la enfermedad. Por esta razón, todos los tejidos y órganos deben ser observados y muestreados para histopatología, incluso si no parecen estar involucrados en la causa de la muerte. El muestreo del contenido gástrico, parásitos y muestras genéticas es útil para comparar con otros animales con causa desconocida de muerte, y, proveen información básica sobre la biología de la especie.

Al tomar las notas deben evitarse términos coloquiales o subjetivos (mucho, algunos, pocos etc.), deben usarse términos objetivos y descriptivos (medidas precisas) El uso de protocolos de necropsia puede ser útil para poder seguir una lista organizada de muestreo y así quien realiza la necropsia puede asegurarse de no olvidar el procedimiento o la colección de muestras. En el **APENDICE 3** hemos diseñado un protocolo para necropsias en campo. Así mismo con este protocolo pretendemos estandarizar la manera en que la información es recopilada en diferentes proyectos de investigación sobre tapires, permitiendo la comparación en las causas de muerte en tapires localizados en diferentes áreas.

La necropsia, básicamente, se divide en tres fases:

1. Examen externo (piel, mucosas, orificios naturales, salud aparente)
2. Organización estructural de las vísceras (compresión, vólvulo, distocias, líquidos en las cavidades)
3. Evaluación individual de los órganos

Todos los órganos deben ser analizados tanto en sus características externas (tamaño, forma, localización, superficie, color, simetría) como internas (estructura, consistencia,

contenido, grosor, superficie de corte, color interno, simetría, nódulos), escribiendo en forma meticulosa y comparar con la normalidad anatómica.

La necropsia proporciona la oportunidad de coleccionar una serie de muestras para análisis posteriores, resumidos en la **TABLA 6**.

LITERATURA RECOMENDADA

Almosny, N. R. P. & Santos, L. C. 2001. Laboratory Support in Wild Animal Medicine. In: Fowler, M. E. & Cubas, Z. S. (eds). *Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals*. Iowa: Iowa State University Press.

Matushima, E. R. 2006. Técnicas Necroscópicas. In: Cubas, Z. S.; Silva, J. C. R. & Catão-Dias J. L. *Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária*. São Paulo: Roca.

Munson, L. 2005. Necropsy Manual: Technical Information for Veterinarians. Wildlife Conservation Society. <http://www.wcs.org/home/science/wildlifehealthscience>

TABLA 6. Colección, Manejo y Conservación de Muestras de Necropsia.

Análisis	Objetivo	Muestra	Colección y Manejo	Conservación
Histopatología	Complementa la necropsia, identifica el proceso patológico y la causa de la muerte.	Todos los órganos deben ser colectados tengan alteraciones o no.	Los fragmentos no deben ser mas grandes de 1 cm ³ , siempre incluir una parte de tejido normal. Use un frasco limpio con formol 10% (formalina 4%) en un volumen 8-10 veces más grande que las muestras.	Mantener los frascos bien cerrados protegidos de la luz a temperature ambiente. Las muestras pueden ser utiles por años.
Microbiología	Identificación de agentes bacterianos o virales que están envueltos en el proceso patológico.	Tomar muestras de tejido o líquidos que se sospeche presentan infección, lo más pronto posible después de la muerte.	Punción (1-3mL) para líquidos o hisopos de tejidos o abscesos. La asepsia del procedimiento es fundamental.	Mantenga las muestras en frascos estériles (o dentro de la jeringa si proviene de una punción) o en un medio de transporte nutritivo (Stuart) refrigerado. Enviar al laboratorio dentro de las siguientes horas.
Toxicología	Identificar si el animal fue expuesto a una toxina (contaminación medio-ambiental, envenenamiento).	Toda la víscera (o al menos cerebro, pulmones, hígado y médula ósea), contenido estomacal, pelo, tejido graso y sangre del corazón deben ser muestreados.	Fragmentos grandes (~100g) de tejidos y contenido estomacal, sangre por punción cardiaca (~50mL) y pelo (en un sobre).	Mantenga el frasco en la nevera o congelado. Enviar al laboratorio dentro de los siguientes días.
Ectoparásitos	Identificación de ectoparásitos.	Cualquier tipo de parásito encontrado en la piel, de 5 a 20 animales por cada especie aparente.	Guardar los parásitos en un frasco perforado (para períodos largos, usar un algodón húmedo u hojas) o etanol al 70%.	Mantenga el frasco a temperatura ambiente. Enviar al laboratorio dentro de los siguientes días (tapa perforada) o semanas (ethanol).
Endoparásitos	Identificación de endoparásitos.	Cualquier parásito encontrado en las vísceras, 5 a 20 individuos por a cada especie aparente	Lavar los parásitos con agua y envasar en un frasco con ethanol al 70% (parásitos cilindricos) o AFA (parásitos planos).	Mantenga el frasco a temperatura ambiente. Enviar al laboratorio dentro de las siguientes semanas.
Contenido Estomacal	Identificación de hábitos alimenticios en animales silvestres	Contenido estomacal.	Transferir todo el contenido estomacal en un balde, homogenizar y guardar pequeñas muestras hasta un total de 500 ml o 1L.	Mantener a temperature ambiente o refrigerado. Usar filtración, decantación o vivero para secar la muestra.
Testículos y Ovarios	Almacenamiento de gametos para técnicas de reproducción asistida o bancos de germoplasma.	Testículos u ovarios únicamente de cadáveres frescos (<6-18 h).	Colectar las gónadas intactas, no separar la membrana serosa.	Refrigerar o congelar tan pronto como sea possible, dependiendo de la técnica que se va a usar. Enviar al laboratorio con máxima urgencia.
Análisis Genético	Revisar en IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Manual de Técnicas de Muestreo para la toma de muestras para análisis genético.			
Taxidermia	Consultar a museos locales y taxidermistas sobre la literatura apropiada para conocer las recomendaciones específicas en cuanto a la preparación de los animales a taxidermar o partes de los animales. Consultar también la reglamentación local de transporte y el uso de las partes del tapir y las regulaciones actualizadas de CITES.			
Otros Análisis	Las otras muestras descritas en el capítulo "Colección, manejo y conservación de muestras biológicas" así como medidas, pelo, heces, orina y otras muestras, pueden ser colectadas como es recomendado en el texto.			

11. Interferencias en la Salud Individual y Poblacional

La intervención en la salud de una población silvestre es un tema controversial. Cualquier intervención profiláctica o terapéutica debe ser considerada teniendo en cuenta el balance del ecosistema, la conservación de las especies y los procesos evolutivos que suceden continuamente. No hay una regla para definir si el veterinario debe o no intervenir en la salud de un animal silvestre. De todos modos, si se toma la decisión final de intervenir, el veterinario debe asegurarse que esta acción no implicará ningún riesgo para la sobrevivencia del resto de la población o la estabilidad del ecosistema (por ejemplo el uso de vacunas vivas, selección de bacterias resistentes etc.)

Es lógico tratar lesiones que fueron ocasionadas por la captura del animal o la manipulación, cuando el animal se lastima en la trampa, por perros, lesiones crónicas por el uso de radio collares etc. Sin embargo, el tratamiento de lesiones no relacionadas con la captura es mucho más controversial. Uno puede argumentar que el tratamiento de estas lesiones implica una interferencia en el proceso natural de mortalidad y evolución, mientras que uno de los pilares de la filosofía conservacionista es asegurar que el proceso evolutivo continúe su balance natural. Sin embargo, uno puede argumentar que estas lesiones son probablemente consecuencias indirectas de estrés de la población debido a interferencias humanas, y que tratar estas lesiones sería exactamente minimizar estas interferencias. Otro argumento es que en poblaciones pequeñas, donde la muerte de un individuo puede tener serias consecuencias en la población, la situación de emergencia justifica el tratamiento e intervención veterinaria de los pocos individuos que quedan en la población.

Los protocolos de vacunación, si son necesarios, deben ser realizados con cuidado, usando solamente vacunas inactivadas o vacunas que han sido previamente validadas para el uso en tapires. Algunas vacunas que podrían ser usadas incluyen Tétano, Rinotraqueitis Infecciosa Bovina y Encéfalomiелitis Equina.

El traslado de individuos de alto valor genético puede ser considerado durante situaciones de alto riesgo epidémico. Estos individuos pueden ser transferidos a cautiverio o áreas de bajo riesgo, siguiendo las recomendaciones del **IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) Protocolos Experimentales para la Reintroducción y Translocación de Tapires.**

APÉNDICE 1 - Información General sobre Agentes Comunmente Usados para Restricción Química en Tapires

Alfa-2 Agonistas: Medetomidina, Romifidina, Detomidina y Xilazina

Drogas Antagonistas: Atipamezole, Yoimbina, Tolazolina

Estas drogas producen depresión del sistema nervioso central (SNC), siendo clasificadas como sedativas o analgésicos suaves, con propiedades miorelajantes. Cuando se utilizan estas drogas en tapires habría que considerar la capacidad que tienen de disminuir la termorregulación. En muchas especies, estas drogas producen emesis, sin embargo esto no sería común en tapires. La presión sanguínea tiende a incrementarse inicialmente seguida por una prolongada depresión. No hay estudios sobre el efecto de estas drogas en la presión sanguínea de los tapires, pero la experiencia ha demostrado que la caída de la presión sanguínea puede ocasionar que la colección de sangre de vasos periféricos sea más complicada; ésto puede ser corregido con el uso de atropina. Otros efectos circulatorios incluyen bradicardia y arritmias. Los períodos cortos de apnea y exposición del pene son comunes con estas drogas. El uso aislado de Alfa-2 Agonistas ha mostrado buenos resultados y eficiencia durante procedimientos de restricción química. En particular la Romifidina ha mostrado los mejores resultados, debido al bajo volumen requerido, bajo costo y a que los parámetros cardio-respiratorios se mantienen estables. En general, los Alfa-2 Agonistas son considerados fundamentales en el desarrollo de protocolos simples y seguros de anestesia en tapires. Ellos han sido exitosamente asociados con drogas disociativas produciendo una anestesia más profunda tanto en cautiverio como en vida libre. Ellos también han sido asociados con derivados opioides, produciendo una restricción química segura y una sedación más profunda para captura y manejo en el campo.

Derivados Opioides: Tartarato de Butorfanol, Carfentanil, Etorfina

Droga Antagonista: Naloxona

Los derivados opioides han sido usados clásicamente en restricción y anestesia en tapires en vida silvestre y en cautiverio. Han sido asociados con Alfa-2 Agonistas y/o Ketamina, produciendo parámetros cardio respiratorios estables y buena analgesia. La recuperación anestésica es suave y rápida y puede ser llevada a cabo naturalmente, o, con el uso de Naloxona.

Drogas Disociativas: Ketamina, Tiletamina

No hay drogas antagónicas específicas

Las drogas disociativas, derivadas de la ciclohexamina, pueden producir amnesia y catalepsia, ocasionando una inducción y recuperación no muy agradable, también pueden causar caídas, ataxia y movimientos de pedaleo (especialmente con Tiletamina = Telazol, Zoletil). Las asociaciones de Tiletamina con Alfa-2 Agonistas en tapires producen períodos de depresión respiratoria. Algunas veces los períodos de apnea pueden revertirse con masajes respiratorios y estimulantes de la respiración. Cuando los agentes Alfa-2 Antagonistas no son utilizados, el período de recuperación puede ser incómodo, con oscilación entre períodos de conciencia y depresión.

Atropina

En dosis bajas, la Atropina inhibe la salivación excesiva y secreciones respiratorias. En dosis moderadas la Atropina puede ser usada para incrementar la frecuencia cardiaca. Sin embargo, en dosis excesivas pueden reducir la motilidad gastrointestinal y urinaria. Uno de los usos más importantes en anestesia de tapires es reducir la hipersecreción y revertir la caída de la presión sanguínea debido a los Alfa-2 Agonistas o disociativas, afectando la colección de sangre.

Drogas de Emergencia

Es altamente recomendada predeterminar las dosis de drogas de emergencia cuando se está planeando la restricción química de tapires en vida silvestre, así, las drogas están a disposición cuando se necesiten. El uso de Doxapram puede ser profiláctico en protocolos donde se usen Alfa-2 Agonistas, opiodes o Telazol/Zoletil, para prevenir la depresión respiratoria.

APÉNDICE 2 - Enfermedades Seleccionadas

Enfermedades Bacterianas

1. ***Salmonella* sp.** La salmonellosis ha sido reportada en tapires en cautiverio. *Salmonella tiphimurium* fue asociada con septicemia fatal en tapir de tierras bajas y *S. pomona* ha sido aislada de un tapir centroamericano neonato que presentaba disturbio gastrointestinal agudo. La ocurrencia de salmonellosis en zoológicos coincide con la temporada de lluvias. El diagnóstico puede ser llevado a cabo con un cultivo bacteriano de rutina en un medio de cultivo entérico como medio de Selenita o agar entérico hectona (Ramsay & Zainuddin 1993).
2. ***Mycobacterium* sp.** La micobacteria afecta tapires en cautiverio esporádicamente (Janssen *et al.* 1996). Es desconocido si estos agentes son endémicos en animales en vida silvestre; la prevalencia de esta enfermedad, o, si tiene un efecto significativo en poblaciones de vida silvestre. Con el desarrollo de nuevos métodos de diagnósticos para mycobacterium, menos invasivos (basado en test de DNA, ELISA, test BTB etc.) el Comité de Veterinaria del TSG apoya a individuos que trabajen con animales en vida silvestre para investigar métodos para muestrear animales como parte en un proyecto de campo para *Mycobacterium* sp. Como sucede con otros mamíferos en vida silvestre que están en contacto con animales domésticos, puede existir presión del público para determinar en un futuro, cual es el role, en caso que haya, que juegan los tapires en la epidemiología de la tuberculosis en animales domésticos.
3. ***Bacillus anthracis*.** Aunque no hay reportes oficiales de ántrax en tapires, un reporte no oficial de la enfermedad en un tapir de montaña en Colombia fue hecho por Hernández-Camacho (Downer, com pers.). En general, los perisodáctilos presentan muerte súbita después de episodios de severa diarrea, con descarga espumosa mucosa por boca y nariz y eventual prolapso rectal (Ramsay & Zainuddin 1993). Esta enfermedad y su impacto en poblaciones de tapires en vida silvestre, deben ser investigados en regiones endémicas.
4. ***Leptospira* spp.** Títulos serológicos positivos de *Leptospira* en ausencia de signos clínicos, ha sido reportado en tapires en vida silvestre (Hernández-Divers *et al.* 2002; Mangini 2000). Debe estudiarse la relación entre tapires y esta bacteria y sus serovares específicos, junto con el role de los tapires como portadores de la enfermedad. Hay recomendaciones para otras enfermedades bacterianas tales como infecciones clostridiales y Brucelosis que aun no han sido demostradas en tapires, sin embargo, debe llevarse a cabo investigaciones a los efectos de definir su estatus como potenciales patógenos para tapires.
5. **Inflamación Mandibular.** Los tapires son particularmente susceptibles a desarrollar abscesos mandibulares o "lumpy jaw", tanto en cautiverio como en vida silvestre. Aunque la condición es similar a la descrita en ganado doméstico, la patogénesis en tapires es desconocida. Los microorganismos aislados de estas lesiones son *Corynebacterium pyogenes*, β -hemolytic *Streptococcus*, *Actinomyces*, *Necrobacillus*, *Escherichia coli* and *Mycobacterium*. No se han asociados virus con esta enfermedad, pero se deben llevar a cabo más investigaciones. La lesión puede involucrar el hueso, finalizando en osteomielitis y frecuentemente terminan en muerte debido al compromiso sistémico. Esta condición debe ser reportada en animales en vida silvestre y se deben coleccionar muestras para poder identificar los patógenos involucrados.

Enfermedades Virales

1. **Herpesvirus.** Hay un reporte de muerte de un tapir malayo debido a herpesvirus (Janssen *et al.* 1996). Sin embargo, el tipo de herpesvirus no fue determinado. Se conoce poco sobre la epidemiología de esta enfermedad, incluso en poblaciones en cautiverio. Recientemente un nuevo herpesvirus gamma2 fue parcialmente secuenciado en un tapir de tierras bajas en cautiverio pero no conoce su potencial patogénico. Debido a que es un virus DNA latente, el herpesvirus debe ser común en poblaciones, pero factores como estrés y/o inmunosupresión (por ejemplo, efectos de poblaciones fragmentadas, condiciones inadecuadas de cautiverio) pueden reactivar el virus y mostrar síntomas clínicos (algunas veces letales) (de Thoisy, com pers.). El Comité Veterinario del TSG recomienda a los veterinarios consultar a virólogos especializados en herpesvirus para la colección apropiada de muestras y para su interpretación.
2. **Encefalomielitis (incluye virus del Oeste del Nilo; EEE - Encefalitis Equina del Este; VEE - Encefalitis Equina Venezolana; y WEE - Encefalitis Equina del Oeste).** No hay reportes científicos que confirmen que los tapires son susceptibles a la encefalitis. Sin embargo, muchos zoológicos vacunan sus tapires contra estas enfermedades y una reciente encuesta de salud demostró la presencia de títulos serológicos positivos para VEE en una población pequeña de tapires bairdii silvestres en el Parque Nacional Corcovado, Costa Rica, América Central (Hernández-Divers *et al.* 2002). Así mismo, en un proyecto de investigación de largo término en tapir de tierras bajas en el Parque Estadual Morro do Diabo, São Paulo, Brasil, fueron encontrados títulos serológicos positivos para EEE y WEE. Se recomienda analizar los títulos serológicos pre y post vacunación para determinar la eficacia de las vacunas. Al mismo tiempo, cualquier evidencia de encefalitis debe ser reportada. Hay reportes anecdóticos del virus del oeste del Nilo que afectan clínicamente a los rinocerontes. Así, algunas colecciones de tapires en cautiverio están siendo vacunadas con la vacuna equina del Virus del Oeste del Nilo (Ft. Dodge). Es importante obtener títulos pre y post vacunación del Virus del Oeste para determinar la eficacia de esta vacuna. Cualquier tapir que muera como resultado del Virus del Nilo del Oeste debe ser reportado.
3. **Aftosa.** Un episodio de aftosa en el Zoológico de París, Francia, que afectó a tapires de tierras bajas y malayo fue reportado por Urbain *et al.* (1938). Los hallazgos clínicos fueron limitados solo a lesiones interdigitales. Sin embargo, en la reunión sobre la estimación de la viabilidad poblacional y hábitat del Tapir de Montaña (PHVA) realizado en Colombia en Octubre del 2004, la bióloga Peruana Jessica Amanzo reportó dos episodios de aftosa en el norte de Perú que produjeron una alta mortalidad de esta especie. El primer episodio ocurrió hace 50 años y el segundo hace 25 años. Aunque esta información no ha sido confirmada, los investigadores de tapires deben estar alertas sobre esta enfermedad y los estudios serológicos específicos para aftosa deben ser realizados especialmente en tapires de montaña.

Enfermedades No Infecciosas

“Dermatitis Vesicular”. La investigación sobre la dermatitis vesicular ocurre actualmente en tapires en cautiverio. Un síndrome denominado “dermatitis vesicular” fue primeramente descrito por Finnegan *et al.* (1993). Aunque el síndrome continua afectando tapires en cautiverio, la etiología no ha podido ser identificada. Idealmente, deben ser colectadas biopsias de piel de las áreas afectadas y preservadas en formalina bufferada al 10%. Es necesario realizar un diagnóstico histopatológico para poder diagnosticar este síndrome.

Enfermedad de almacenamiento de hierro (en tapires en cautiverio). Hay alguna evidencia de que los niveles de hierro en tapires en cautiverio son significativamente más altos que los niveles en animales en vida silvestre (Dr. Don Paglia, com. pers). Esta puede ser una situación similar a la de los rinocerontes negros. Para poder concluir si esta es una condición patológica en tapires en cautiverio, se recomienda realizar la evaluación histopatológica del hígado.

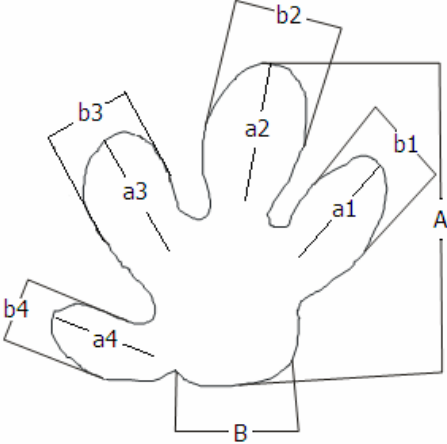
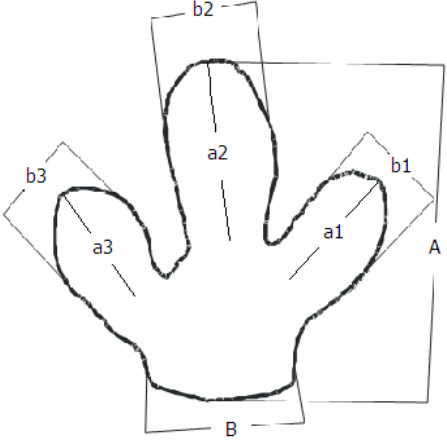
Enfermedades Parasitarias y de Rickettsias

Ectoparásitos. La identificación de ectoparásitos como garrapatas y moscas en tapires en vida silvestre, permitiría establecer la interacción entre tapires y animales domésticos. Si esta interacción ocurre, el riesgo de la transmisión mutua de enfermedades puede ocurrir y posibles epidemias de enfermedades inusuales tanto en tapires como en ganado pueden llevar a altas mortalidades. También es posible identificar los géneros de parásitos que usualmente afectan a los tapires. Adicionalmente, su análisis puede ayudar al establecimiento del role de los tapires como reservorios potenciales de algunas enfermedades.

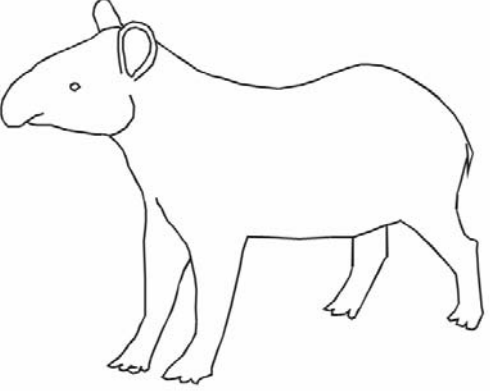
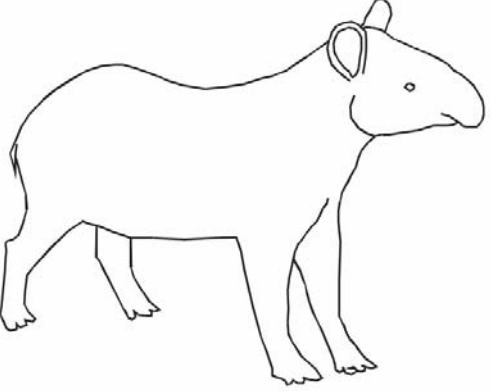
Endoparásitos. Al igual que los ectoparásitos, los endoparásitos pueden ser estudiados para identificar aquellos que naturalmente infestan a los tapires y poder diferenciarlos de aquellos que fueron adquiridos de los animales domésticos. Al mismo tiempo, puede realizarse la identificación de parásitos que pueden ser potencialmente patogénicos, en donde los tapires pueden jugar un role importante. Este es el caso de *Toxoplasma* sp., una alta prevalencia de este parásito ha sido reportada en ungulados en vida silvestre de la Guyana Francesa. Debido a que la prevalencia ha sido altamente relacionada con comportamientos de tierra de los animales (de Thoisy *et al.* 2003), los tapires pueden estar infectados.

Enfermedades de Rickettsias y Hemoparásitos. Los tapires en vida silvestre están parasitados con varias especies de garrapatas que son vectores de varios tipos de Rickettsias y enfermedades hemoparasitarias. Hasta la fecha, no hay reportes de Rickettsias en tapires, sin embargo, debido a que probablemente es necesario el traslado de tapires desde Latinoamérica hacia Norte América para mejorar genéticamente la población de tapires en cautiverio, sería imperativo estudiar estas enfermedades para evitar la introducción de cualquier enfermedad y para predecir y prevenir potenciales situaciones de morbilidad/mortalidad durante períodos de estrés por el transporte.

APENDICE 3 - Hojas de Trabajo

 <p style="text-align: center;">PIE ANTERIOR</p>	 <p style="text-align: center;">PIE POSTERIOR</p>				
Pie anterior izq	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____ B: _____
Pie anterior der	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____ B: _____
Pie posterior izq	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____ B: _____
Pie posterior der	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____ B: _____

NOTA: Los dedos se cuentan del interior al exterior del pie.

SEÑAS PARTICULARES (puntos de pigmentación, cicatrices etc.)	
 <p style="text-align: center;">IZQUIERDA</p>	 <p style="text-align: center;">DERECHA</p>
Descripción de las señas: _____ _____ _____	

NOTA: Identifique y numere las señas particulares en los dibujos y descríbalas en detalle en el espacio superior.

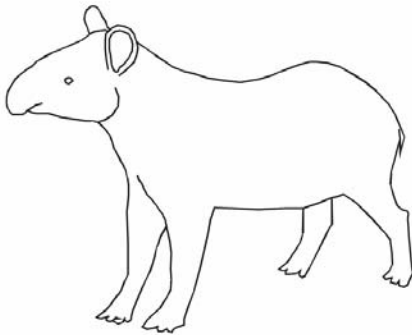


NECROPSIA

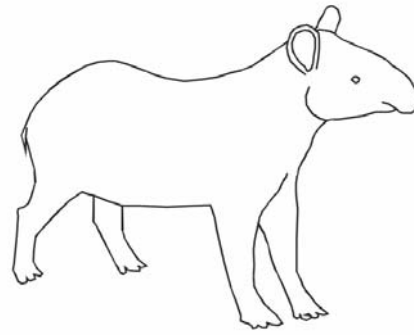
Persona que realiza la necropsia _____ Institución: _____
Dirección: _____
Lugar (región, ciudad, provincia, país): _____

Especie: _____ Identificación: _____
Sexo: () Macho () Hembra Edad: _____ Peso _____ () ESTIMADO
() REAL
Fecha de muerte (estimado): ___/___/___ Fecha de necropsia: ___/___/___
Lugar: _____ Coordinadas de GPS _____

Historia del animal/ circunstancias de la muerte



Costado izquierdo



Costado derecho

Examen externo (piel, heridas, ectoparásitos, orificios naturales, condición nutricional):

Cavidades del cuerpo (peritoneo, pleura, pericardio posicionamiento visceral, líquidos en cavidades, depósitos de grasa):

Sistema respiratorio (cavidad nasal, faringe, laringe, tráquea, bronquios, pulmones, ganglios regionales)

Sistemas cardiovascular y hemolinfático (Corazón, grandes vasos, bazo, ganglios linfáticos, timo):

Sistema digestivo (boca, dientes, lengua, esófago, estómago, intestino delgado, ciego, intestino grueso, recto, hígado, páncreas, ganglios mesentéricos):

APENDICE 4 - Paginas Web de Utilidad

Equipos y Provisiones

(Captura, Inmovilización, Colección de Datos etc.)

Pneu-Dart - www.pneudart.com

Telinject - www.telinject.com

Dan-Inject - www.dan-inject.com

Capchur - www.palmercap-chur.com

Telonics - www.telonics.com

Televilt - www.televilt.se

Telemetry Solutions - www.telemetrysolutions.com