



# MANUAL VETERINARIO DEL TAPIR

2ª Edición | 2014

Viviana Quse & Renata Carolina Fernandes-Santos



IUCN/SSC  
TAPIR SPECIALIST GROUP (TSG)

[WWW.TAPIRS.ORG](http://WWW.TAPIRS.ORG)

## CRÉDITOS DE LAS FOTOS DE LA PORTADA

---

*Antwerp Zoo*

*Bill Konstant*

*Byron Jorjorian*

*Daniel Zupanc*

*Diego Lizcano*

*Luciano Candisani*

*Patrícia Medici*

*Tapei Zoo*

APOYO FINANCIERO:



REALIZACIÓN:



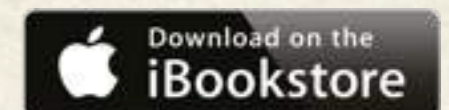
Diseño Gráfico:



Clodoaldo L. Zafatoski

+55 41 9672 2898

[zafatoski@me.com](mailto:zafatoski@me.com)



### **Viviana Quse**

**DVM MSc**

Facultad de Ciencias Veterinarias de Esperanza, Universidad Nacional del Litoral, Argentina

Co-Coordinador (EX SITU) Comité Veterinario, IUCN/SSC/Grupo Especialista de Tapires (TSG)

Coordinator, Comité Zoológico, IUCN/SSC/Grupo Especialista de Tapires (TSG)

E-mail: [vivianaquse@gmail.com](mailto:vivianaquse@gmail.com)

### **Renata Carolina Fernandes-Santos**

**DVM MSc**

Veterinaria, Lowland Tapir Conservation Initiative, IPÊ - Instituto de Investigaciones Ecológicas

Co-Coordinador (IN SITU) Comité Veterinario, IUCN/SSC/Grupo Especialista de Tapires (TSG)

Investigadora, TRÍADE – Instituto Brasileiro para Medicina de la Conservación, Brasil

E-mail: [renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br)

#### APOYO FINANCIERO:



#### REALIZACIÓN:



## AUTORES

---

### APOYO FINANCIERO:



### REALIZACIÓN:



### **Benoit de Thoisy**

#### **MV PhD**

Asociación Kwata, Coordinador French Guiana, Guiana Shield, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[benoit@kwata.net](mailto:benoit@kwata.net)

### **Budhan Pukazhenth**

#### **MV**

Instituto Smithsonian, USA Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista en Salud en Vida Silvestre (WHSG)

[pukazhenth@si.edu](mailto:pukazhenth@si.edu)

### **Donald L. Janssen**

#### **MV Dipl ACZM**

Corporate Director, Salud Animal San Diego Zoo Global, USA Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[djanssen@sandiegozoo.org](mailto:djanssen@sandiegozoo.org)

### **(†) Iván Lira Torres**

#### **MV MSc**

Instituto de Ciencias Agropecuarias, México Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[ilira\\_12@hotmail.com](mailto:ilira_12@hotmail.com)

### **Joares A. May Jr**

#### **MV MSc**

Instituto Pró-Carnívoros, Brasil

[joaresmay@ig.com.br](mailto:joaresmay@ig.com.br)

---

**Patrícia Medici****MSc PhD**

Lowland Tapir Conservation Initiative IPÊ - Instituto de Investigaciones Ecológicas, Brasil Chair, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[epmedici@uol.com.br](mailto:epmedici@uol.com.br)

**Paulo Rogerio Mangini****MV MSc PhD**

TRÍADE - Instituto Brasileiro para Medicina de la Conservación, Brasil Miembro de Medicina de Animales Salvajes de Vida Libre, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Pecaríes (PSG) Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista en Salud de Vida Silvestre (WHSG)

[paulomangini@triade.org.br](mailto:paulomangini@triade.org.br)

**Pilar Alexander Blanco Marquez****MV**

Earthmatters.org, Venezuela

[albla69@hotmail.com](mailto:albla69@hotmail.com)

**Ralph Eric Thijl Vanstreels****MV PhD**

Universidad de São Paulo (USP), Brasil

[ralph\\_vanstreels@yahoo.com.br](mailto:ralph_vanstreels@yahoo.com.br)

**Renata Carolina Fernandes-Santos****MV MSc**

Lowland Tapir Conservation Initiative IPÊ - Instituto de Investigaciones Ecológicas, Brazil. Miembro, IUCN/SSC/ Grupo Especialista de Tapires (TSG) TRÍADE – Instituto Brasileiro para Medicina de la Conservación, Brasil

[renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br)

**Sonia Hernández-Divers****MV PhDDipl ACZM**

Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de Georgia, USA Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[shernz@uga.edu](mailto:shernz@uga.edu)

**Viviana Quse****MV MSc**

Facultad de Ciencias Veterinarias de Esperanza, Universidad Nacional del Litoral, Argentina.

Coordinadora Comité Veterinario, IUCN/

SSC/Grupo Especialista de Tapires

(TSG) Coordinador Comité Zoológico, IUCN/SSC/

Grupo Especialista de Tapires (TSG)

[vivianaquse@gmail.com](mailto:vivianaquse@gmail.com)

## COLABORADORES

---

### **André Luiz Quagliatto Santos**

**PhD**

Laboratorio de Investigaciones en Animales Silvestres, Facultad de Medicina Veterinaria, UFU - Universidad Federal de Uberlândia, Brasil

[quagliatto.andre@gmail.com](mailto:quagliatto.andre@gmail.com)

### **Caio Filipe da Motta Lima**

**MV MSc**

São Paulo Zoo, Brasil

[mvcaiomotta@gmail.com](mailto:mvcaiomotta@gmail.com)

### **Carl Traeholt**

**PhD**

Director del Programa, SE Asia Programa de Conservación, Copenhagen Zoo, Coordinador del Tapir Malayo en Dinamarca , IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) Miembro, IUCN Grupo Especialista en Medios de Vida y Uso Sustentable (SULi)

[ctraeholt@pd.jaring.my](mailto:ctraeholt@pd.jaring.my)

### **Carlos Sanchez**

**MV MSc**

Veterinario Senior Asociado, Fort Worth Zoo, USA

[csanchez@fortworthzoo.org](mailto:csanchez@fortworthzoo.org)

### **Daniela Cristina Silva Borges**

**MSc**

Laboratorio de Investigaciones en Animales Silvestres, Facultad de Medicina Veterinaria, UFU - Universidad Federal de Uberlândia, Brasil

[danybio@hotmail.com](mailto:danybio@hotmail.com)

### APOYO FINANCIERO:



---

**Dorothee Ordonneau**

**MV**

EEP Veterinario Asesor del Tapir de Tierras Bajas.

CERZA Zoo, France

[vet.cerza@yahoo.fr](mailto:vet.cerza@yahoo.fr); [d.ordonneau@hotmail.fr](mailto:d.ordonneau@hotmail.fr)

**Edna Fernanda Jiménez Salazar**

**MV**

Centro de Urgencias y Atención de Fauna Silvestre

Corporación Autónoma Regional del Alto Magdalena

- CAM - Neiva, Colombia

[nafermvz@gmail.com](mailto:nafermvz@gmail.com); [nafermvz@hotmail.com](mailto:nafermvz@hotmail.com)

**Georgina O'Farrill**

**PhD**

Coordinadora México, Universidad de Toronto,

Canadá Miembro, IUCN/SSC Grupo Especialista de

Tapires (TSG)

[georgina.ofarrill@gmail.com](mailto:georgina.ofarrill@gmail.com)

**Joaquin Fernando Sanchez Peña**

Profesional de Apoyo en Biodiversidad Proyecto

Corredor Biológico PNN Puracé - Guácharos,

Colombia [pasodeoso@gmail.com](mailto:pasodeoso@gmail.com)

**Marcelo Schiavo**

**MV**

Brasil

[nardovet@hotmail.com](mailto:nardovet@hotmail.com)

**Maria Fernanda Naegeli Gondim**

**MV MSc**

DVM MSc IMD - Instituto Marcos Daniel Pró-Tapir:

Monitoreo y Protección de Tapires de la Mata

Atlántica Capixaba TRIÁDE - Instituto Brasileiro para

Medicina de la Conservación

[mfgondim@yahoo.com.br](mailto:mfgondim@yahoo.com.br)

**Mauro Sanvicente López**

**MV**

Estudiante de Doctorado en Ciencias,

Colegio de Postgraduados, Puebla, México

[sanvicentemauro@yahoo.com.mx](mailto:sanvicentemauro@yahoo.com.mx)

**Saulo Gonçalves Pereira**

**MSc**

Laboratorio de Investigaciones en Animales

Silvestres, Facultad de Medicina Veterinaria, UFU -

Universidad Federal de Uberlândia, Brasil

[saulobiologo@yahoo.com.br](mailto:saulobiologo@yahoo.com.br)

**Zainal Zahari Zainuddin**

**MV**

Departamento de Vida Silvestre y Parques

Nacionales de Malasia

[zzainalzahari@yahoo.com](mailto:zzainalzahari@yahoo.com)

*Quse V & Fernandes-Santos RC (Eds). 2014. MANUAL VETERINARIO DEL TAPIR. 2ª Edición.*

*IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG). 165p.*



# SUMÁRIO

APOYO FINANCIERO:



REALIZACIÓN:



INTRODUCCIÓN .....	XV
CAPÍTULO 1 - La Salud del Tapir y Medicina de la Conservación .....	19
CAPÍTULO 2 - Anatomía del Tapir .....	26
CAPÍTULO 3 - Métodos de Captura .....	48
CAPÍTULO 4 - Restricción Química .....	59
CAPÍTULO 5 - Evaluación Clínica .....	74
CAPÍTULO 6 - Obtención, manipulación y almacenamiento de muestras biológicas .....	80
CAPÍTULO 7 - Hematología y Bioquímica de Sangre .....	95
CAPÍTULO 8 - Diagnóstico para Agentes Infecciosos Seleccionados .....	101
CAPÍTULO 9 - Reproducción .....	115
CAPÍTULO 10 - Necropsia .....	124
CAPÍTULO 11 - Las intervenciones en la Salud Individual y Poblacional .....	131
CAPÍTULO 12 - Lineamientos de Manejo .....	139
CAPÍTULO 13 - Protocolo de Tratamiento y Manejo .....	147
APÉNDICE.....	163

# FIGURAS

## APOYO FINANCIERO:



## REALIZACIÓN:



<b>Figura 1</b> - Información que debe ser compilada y considerada para estudios de salud del tapir .....	13
<b>Figura 2</b> – Medicina de Conservación. Un acercamiento a la Salud .....	15
<b>Figura 3</b> - A) Patas posteriores (tres dígitos); B) Patas delanteras (cuatro dígitos); C) Huellas en la arena del Tapir .....	25
<b>Figura 4</b> - Pelvis de <i>Tapirus terrestris</i> .....	26
<b>Figura 5</b> - Fémur de <i>Tapirus terrestris</i> .....	26
<b>Figura 6</b> – Rótula de <i>Tapirus terrestris</i> .....	27
<b>Figura 7</b> - Músculos coxales de <i>Tapirus terrestris</i> .....	27
<b>Figura 8</b> - Pelvis de <i>Tapirus terrestris</i> . Orígenes de los músculos coxales.....	27
<b>Figura 9</b> - Fémur de <i>Tapirus terrestris</i> . Orígenes (Azules) e inserciones (púrpura) de los músculos coxales.....	28
<b>Figura 10</b> - La rótula, la tibia y la fibula de <i>Tapirus terrestris</i> . Las inserciones de los músculos de las coxas .....	28
<b>Figura 11</b> - La tibia y la fibula de <i>Tapirus terrestris</i> .....	29
<b>Figura 12</b> - Los huesos de la pata de <i>Tapirus terrestris</i> .....	29
<b>Figura 13</b> - Músculos de la pata y el pie de <i>Tapirus terrestris</i> .....	30
<b>Figura 14</b> – Fémur de <i>T. terrestris</i> , vista caudal.....	30
<b>Figura 15</b> - La tibia y la fibula de <i>Tapirus terrestris</i> .....	31
<b>Figura 16</b> - Los huesos del pie de <i>Tapirus terrestris</i> . Las inserciones de los músculos de la pierna y la pata .....	31
<b>Figura 17</b> – Musculatura del antebrazo de <i>T. terrestris</i> , vista lateral .....	32
<b>Figura 18</b> - Músculos de la mano de <i>T. terrestris</i> , vista dorsolateral.....	32
<b>Figura 19</b> - Músculos de la mano de <i>T. terrestris</i> vista medial palmar .....	33

<b>Figura 20</b> - Músculos del antebrazo de <i>T. terrestris</i> , vista medial .....	33
<b>Figura 21</b> - Imagen radiológica de la mano de <i>T. terrestris</i> , vista dorsal .....	34
<b>Figura 22</b> - Los puntos de fijación de los músculos del antebrazo y de la mano de <i>Tapirus terrestris</i> . Amarillo: punto de inserción. Azul: punto de origen .....	34
<b>Figura 23</b> - Húmero, cara craneal .....	35
<b>Figura 24</b> - Radio y ulna de <i>T. terrestris</i> vista medial .....	35
<b>Figura 25</b> - Radio y ulna de <i>T. terrestris</i> , vista lateral.....	36
<b>Figura 26</b> - Los huesos del carpo y metacarpo de <i>T. terrestris</i> , vista dorsal.....	36
<b>Figura 27</b> - Los huesos del carpo y metacarpo de <i>T. terrestris</i> , vista palmar .....	37
<b>Figura 28</b> - Huesos de la mano de <i>T. terrestris</i> , vista palmar .....	37
<b>Figura 29</b> - Escápula de <i>T. terrestris</i> .....	38
<b>Figura 30</b> - Húmero de <i>T. terrestris</i> .....	38
<b>Figura 31</b> - Músculos de la cintura escapular y el brazo de <i>T. terrestris</i> , lados laterales y mediales .....	39
<b>Figura 32</b> - Fijación de los puntos de la cintura escapular y músculos del brazo de <i>Tapirus terrestris</i> . Amarillo: punto de inserción muscular. Azul: punto de origen muscular .....	39
<b>Figura 33</b> - Tapir de Tierras Bajas. Pelaje en el recién nacido .....	40
<b>Figura 34</b> - Tapir de Tierras Bajas. Pelaje en el adulto.....	40
<b>Figura 35</b> -Dardo anestésico disparado desde el suelo .....	45
<b>Figura 36</b> - Construcción de una trampa-foso .....	47
<b>Figura 37</b> - Administración de anestesia y manipulación de un Tapir de Tierras Bajas dentro de una trampa-foso.....	48
<b>Figura 38</b> - Atrapando un Tapir en una caja-trampa .....	50

<b>Figura 39</b> - Administración intramuscular de agentes anestésicos en un Tapir de Tierras Bajas .....	54
<b>Figura 40</b> - Inducción: Tapir de Tierras Bajas mostrando los primeros efectos de sedación.....	54
<b>Figura 41</b> - Monitoreo de parámetros fisiológicos en un Tapir silvestre bajo anestesia .....	55
<b>Figura 42</b> - Administración intravenosa de agentes de reversión en un Tapir de Tierras Bajas .....	56
<b>Figura 43</b> - Recuperación / liberación .....	57
<b>Figura 44</b> - Evaluación física de un Tapir silvestre dentro de una caja-trampa por inspección visual .....	66
<b>Figura 45</b> - Tapir de Tierras Bajas mostrando depilación local en la cresta y alopecia resultante del uso prolongado de radio collar de radio .....	69
<b>Figura 46</b> - Diagrama de flujo sugerido para muestras de sangre .....	76
<b>Figura 47</b> - Protocolo de preparación de la muestra fecal para el método de centrifugación-flotación en solución hipersaturada de sacarosa .....	79
<b>Figura 48</b> - Colecta de leche .....	80
<b>Figura 49</b> - Micción espontánea durante la anestesia .....	81
<b>Figura 50</b> - Cámara de Neubauer.....	88
<b>Figura 51</b> - Infección de la pezuña en <i>Tapirus bairdii</i> .....	145

## APOYO FINANCIERO:



## REALIZACIÓN:



**Tabla 1** – Promedio de la masa corporal en diferentes especies de tapires (Shoemaker et al.2003 - Guidelines for Maintenance and Management for Tapirs in Captivity. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)..... 23

**Tabla 2** - Estimación de masa corporal de Tapires de Tierras Bajas silvestres en el Bosque Atlántico-AF (1996-2008) y el Pantanal-PA (2008-2012), Brasil (Medici et al. 2014)..... 23

**Tabla 3** - Resultados de la evaluación física de tapires silvestres en el Bosque Atlántico-AF (1996-2008) y el Pantanal-PA (2008-2012), Brasil (Medici et al. 2014)..... 68

**Tabla 4** - Parámetros fisiológicos de Tapires de Tierras Bajas silvestres bajo anestesia en el Bosque Atlántico (AF) y (PA) biomas Pantanal, Brasil (Medici et al. 2014)..... 69

**Tabla 5** - Recolección, manejo y almacenamiento de muestras biológicas en el campo.....84

**Tabla 6** - Parámetros hematológicos y bioquímicos que deben ser evaluados y Unidad Internacional (SI) Estándar para cada parámetro.....89

**Tabla 7** - Agentes infecciosos relevantes sugeridos para el estudio en tapires.....95

**Tabla 8** - Lista de serovares de *Leptospira interrogans* ..... 96

**Tabla 9** - Categorización de enfermedades relevantes para la viabilidad poblacional y conservación del tapir (Medici et al 2007, 2008; Mangini et al 2012)..... 96

**Tabla 10** - Recolección, Manejo y Almacenamiento de Muestras de Necropsias...117

# GALERÍA

---

<b>Galería 1</b> - Ilustración de Especies de Tapires.....	22
<b>Galería 2</b> - La Dentición .....	23
<b>Galería 3</b> – El Cráneo.....	24
<b>Galería 4</b> – Caja-Trampa .....	49
<b>Galería 5</b> - Restricción Química .....	58
<b>Galería 6</b> - Evaluación Clínica.....	67
<b>Galería 7</b> - La Recolección de Sangre .....	74
<b>Galería 8</b> - Colección de Muestras Microbiológicas .....	77
<b>Galería 9</b> - Infestación por Garrapatas.....	82
<b>Galería 10</b> - Reproducción: Ecografía .....	109
<b>Galería 11</b> - Ejemplos de Lesiones Cutáneas .....	121
<b>Galería 12</b> - Ejemplo de Condición Corporal pobre (caquexia).....	122
<b>Galería 13</b> – Registros de Muertes .....	125
<b>Galería 14</b> - Enfermedades de la Piel .....	136
<b>Galería 15</b> - Queratoconjuntivitis .....	140

APOYO FINANCIERO:



REALIZACIÓN:



## APÉNDICES

---

**Apéndice 1** - Agentes de uso común para la restricción química de tapires..... CL

**Apéndice 2** - Hojas de Cálculo ..... CLI

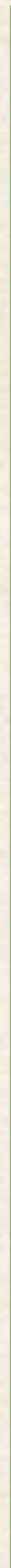
**Apéndice 3** - Direcciones Útiles de Equipos de captura ..... CLIV

APOYO FINANCIERO:



REALIZACIÓN:





## INTRODUCCIÓN

---

Esta es una versión actualizada del primer Manual Veterinario del Tapir (Tapir Field Veterinary Manual) publicado por el Grupo de Especialistas en Tapires de la UICN / SSC (IUCN/SSC Tapir Specialist Group) (TSG) en 2007.

Varios veterinarios, biólogos, nutricionistas, fisiólogos en reproducción e investigadores revisaron e hicieron aportes a este documento en función de su experiencia in-situ y / o ex-situ con las cuatro especies de tapir.

Los 13 capítulos y varios apéndices ofrecen información valiosa sobre muchos temas importantes para los veterinarios que trabajan con tapires, incluyendo: manejo de tapires en libertad y en cautiverio, protocolos de anestesia, protocolos de tratamiento y lineamientos para el cuidado médico y nutricional.

Deseamos que este documento resulte útil para todos los profesionales que trabajan con las especies de tapires de todo el mundo, y que contribuya a la conservación de los tapires y sus hábitats.

APOYO FINANCIERO:



REALIZACIÓN:



Editores



Foto: Daniel Zupanc



1

# La Salud del Tapir y Medicina de la Conservación

# La Salud del Tapir y Medicina de la Conservación



Las poblaciones silvestres de muchas especies animales están disminuyendo a un ritmo alarmante. En algunos casos, las especies han desaparecido sin que la comunidad científica sea capaz de aprender de manera adecuada sobre su historia natural básica, ecología, fisiología o comportamiento. Varias especies han tenido sus esfuerzos de conservación severamente amenazadas por la aparición de epidemias, y en las últimas décadas, los problemas de salud se han convertido en una preocupación para los profesionales que trabajan con la fauna silvestre. Este es el caso con los tapires. Las Evaluaciones Poblacionales y Viabilidad de Hábitat (PHVAs) realizadas por el Grupo Especialista de Tapires (TSG), de la IUCN / SSC, han enumerado los problemas de salud, en particular las enfermedades infecciosas y el efecto de sustancias tóxicas como amenazas potenciales para mantener la salud de las poblaciones y para la supervivencia y la persistencia de todas las especies de tapires en la naturaleza (Hernández-Divers et al. 2005; Medici et al. 2007, Mangini et al. 2012).

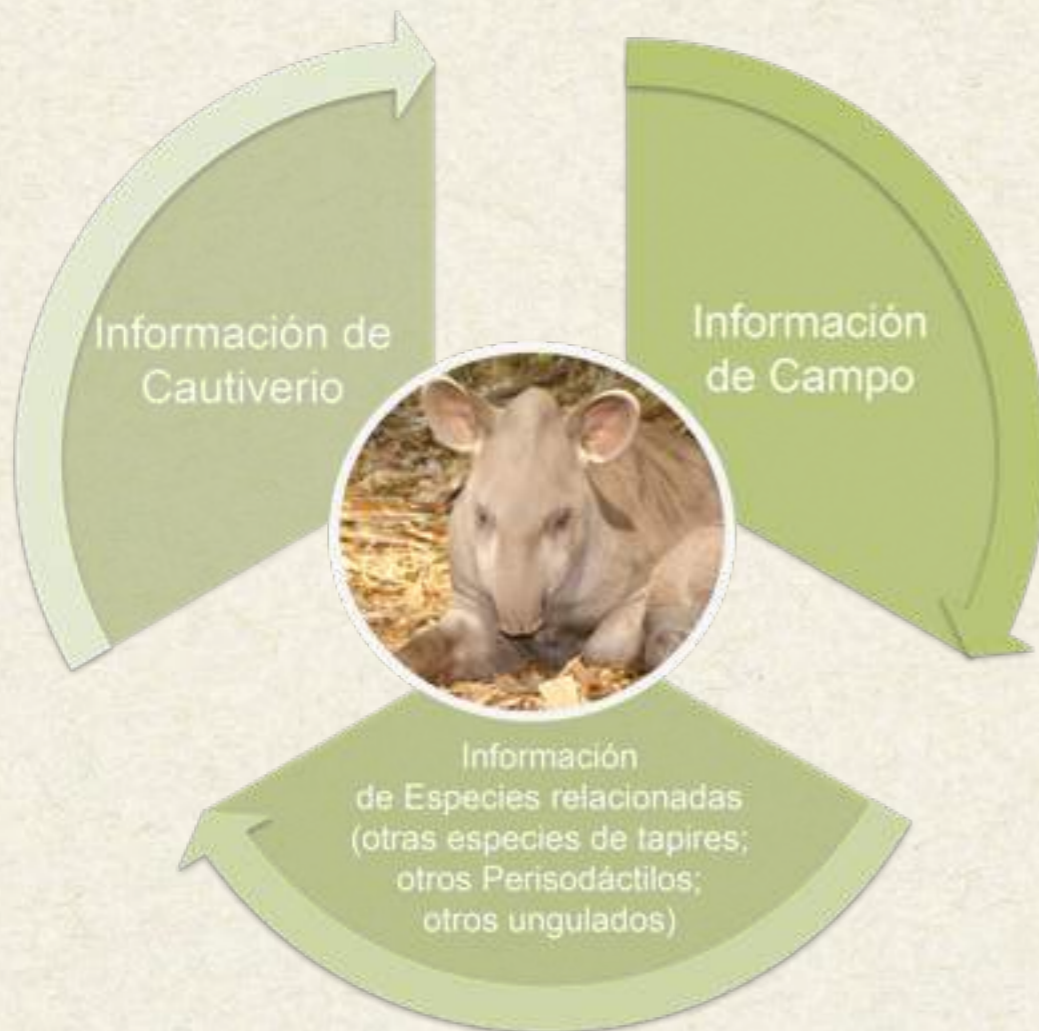
La deforestación y la fragmentación del hábitat asociados con la transformación del hábitat del tapir en tierras agrícolas son quizás los principales impulsores de las epidemias de enfermedades y amenazas para la salud del tapir (Medici2010). Estas actividades resultan en el aumento de contacto entre tapires y los animales domésticos; la contaminación química, física y acústica; y muchos otros factores de estrés y agentes patógenos. La proximidad entre tapires y el ganado doméstico en varias partes de la distribución mundial del género *Tapirus* crea numerosas oportunidades para la transmisión de enfermedades (Medici et al. 2014).

En las últimas décadas nuestro conocimiento de la biología y medicina del tapir ha mejorado significativamente gracias a varios proyectos de investigación in-situ y ex situ, observaciones y contribuciones científicas de biólogos, veterinarios y otros profesionales de la fauna. La línea entre la investigación de la biología y salud del tapir en cautiverio y silvestres, no esta tan clara como uno pensaría. Entender cómo los tapires viven en su hábitat natural mejora nuestra comprensión sobre la epidemiología de la enfermedad en las poblaciones silvestres, pero también puede proporcionar información que ayuda a evitar muchos de

los problemas de salud comunes en cautiverio. Asimismo, el manejo y la investigación de tapires en cautiverio pueden contribuir significativamente a los programas de conservación in-situ (Mangini et al. 2012).

El TSG es a la vez un defensor principal de la investigación sobre la salud del tapir y un importante recurso para la información sobre la salud del tapir. Los miembros del TSG y colegas publican con frecuencia sobre la salud del tapir en el TSG Tapir Conservación Newsletter y otras revistas científicas internacionales, y presentan su trabajo en una variedad de conferencias y simposios, incluyendo el Simposio Internacional de Tapires (International Tapir Symposium).

En general, la mayor parte de la información sobre la salud del tapir proviene de colecciones en cautiverio (Janssen et al 1999; Nunes et al 2001; Mangini et al 2002; Janssen 2003; Mangini 2007). Los valores de referencia de datos fisiológicos más comúnmente utilizados para tapires fueron compilados de ejemplares en cautiverio (ISIS - Sistema Internacional de Información de Especies, Teare 2006). De hecho, hay casi una completa falta de datos sobre la evaluación de la salud en las poblaciones de tapires silvestres. La información disponible a partir de poblaciones de tapires silvestres proviene del tapir Centroamericano (*Tapirus bairdii*) de un estudio de largo plazo en el Parque Nacional Corcovado, Costa Rica (Hernández-Divers et al., 2005), así como de los resultados de los estudios del tapir de tierras bajas en Brasil (Furtado et al . 2010; mayo-Jr 2011; Medici 2010; Medici et al 2014). Ante esto, los efectos de las enfermedades sobre la dinámica de poblaciones de tapires silvestres siguen siendo en gran parte desconocidos.



**Figure 1** - Información que debe ser compilada y considerada para estudios de salud del tapir. Diagrama: Renata Carolina Fernandes-Santos.

Sin embargo, esto está cambiando. La participación de los veterinarios y microbiólogos en proyectos de campo son cada vez más esenciales en muchos programas de conservación. De hecho, los proyectos de campo son cada vez más interdisciplinarios con el fin de satisfacer la variedad de amenazas para la supervivencia de las poblaciones silvestres, incluidos los relacionados con la salud. Asimismo, los profesionales de la salud de la fauna están trabajando para maximizar la cantidad de información disponible sobre la salud del tapir. Los veterinarios pueden aumentar significativamente la cantidad y mejorar la calidad de los datos científicos recopilados a través de proyectos de campo, y pueden hacer una variedad de contribuciones importantes en el campo:

1. Los Veterinarios pueden diseñar adecuadas evaluaciones sobre la salud de tapires.
2. Los Veterinarios son profesionales con conocimientos especializados y capacitación sobre la captura e inmovilización química de los animales, incluyendo el seguimiento del bienestar de los animales anestesiados y el tratamiento de las posibles complicaciones de la anestesia.
3. Los Veterinarios están familiarizados con las enfermedades que afectan a los tapires y otros ungulados en su región de estudio, y son capaces de evaluar y controlar los desafíos epidemiológicos o endémicos sobre la salud de una población, y a su vez elaborar estrategias de control de la enfermedad.
4. Los Veterinarios están preparados para diseñar protocolos adecuados para la colección, manejo y almacenamiento de muestras biológicas necesarias para las pruebas de diagnóstico en la enfermedad y la investigación genética, y otras investigaciones científicas.

5. Los Veterinarios están capacitados en la anatomía y fisiología, y son, por lo tanto, esenciales en los proyectos que incluirán todos los aspectos de nutrición, reproducción y comportamiento.

6. Los Veterinarios están bien posicionados para capacitar al personal de campo (biólogos, para-biólogos, etc.) en la captura de la fauna y su inmovilización, recolección de muestras / manipulación / almacenamiento, la identificación de las enfermedades basado en los signos clínicos, exámenes físicos en animales vivos, el diagnóstico de las deficiencias nutricionales y el examen post-mortem.

7. En el caso de reintroducción, translocación, o proyectos para restaurar poblaciones, solamente los veterinarios están calificados para evaluar la salud de todos los animales destinados a la liberación, que es necesario para evitar la introducción de nuevos agentes patógenos y proteger a la población destinada a la reintroducción.

Los veterinarios de campo deben estar bien informados y al corriente de los conceptos actuales en la medicina de la fauna, biología de la conservación y la ecología. Es esencial la Especialización en Medicina de la Conservación y en el enfoque reciente sobre "Ecosalud" y "Una salud".

El término Medicina de la Conservación fue propuesto por Koch (1996) y se refiere a una ciencia creada para hacer frente a la crisis mundial de la salud, lo que pone en peligro cada vez más la biodiversidad, causando crecientes desequilibrios en el ecosistema y en la salud humana, animal y vegetal (Aguirre et al. 2002). Medicina de la Conservación es un enfoque holístico que examina los problemas de salud de los ecosistemas locales como componentes de una red más grande interdependiente de la vida en que las acciones y fenómenos en ciertos

niveles ondulan por todo el sistema. Este paradigma exige un enfoque interdisciplinario capaz de hacer frente a diversas causas y efectos en niveles múltiples (Aguirre et al. 2002).

La formación de equipos interdisciplinarios es fundamental para mejorar los proyectos de conservación y maximizar su rendimiento.

En respuesta al crecimiento de las implicancias sanitarias debido a la degradación ambiental, la Medicina de la Conservación incluye el examen de la relación entre (a) los cambios en el clima, la calidad del hábitat y el uso del terreno; (b) la aparición y reaparición de agentes infecciosos, parásitos y contaminantes medioambientales; y (c) el mantenimiento de la biodiversidad y las funciones de los ecosistemas que sustentan la salud de las comunidades de plantas y animales, incluyendo los seres humanos (Aguirre et al. 2002;. Aguirre et al. 2012).

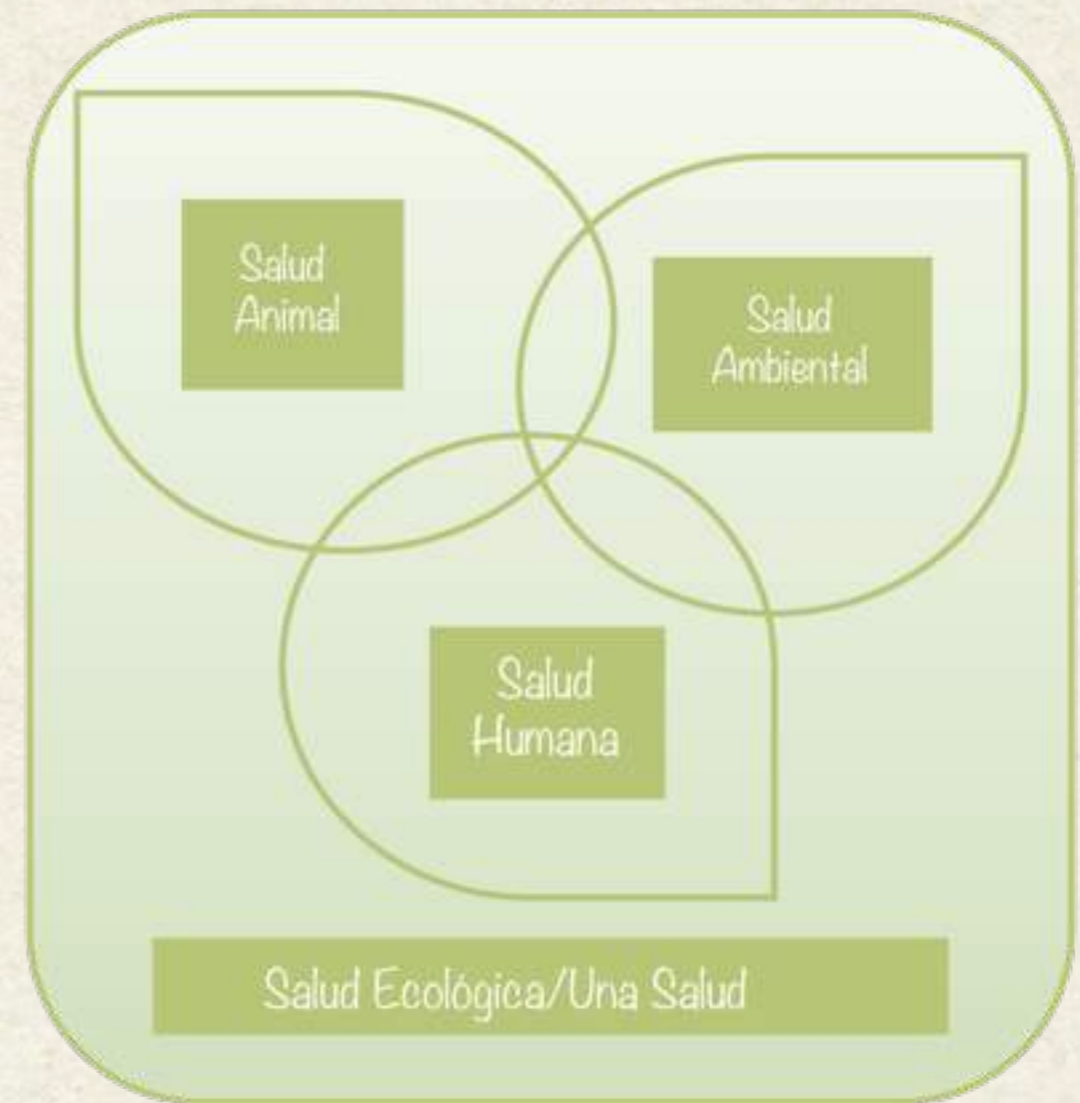
Para aplicar el paradigma de Medicina de la Conservación, es extremadamente importante que los especialistas en enfermedades estén equipados para evaluar los componentes relacionados con la salud de tales interacciones y que estén involucrados en el diseño de proyectos de campo del tapir. Expertos como veterinarios, biólogos, bacteriólogos, virólogos y genetistas son los profesionales mejor calificados para identificar los problemas de salud y diseñar debidamente un estudio de evaluación sobre la salud y protocolos de muestreo dado su conocimiento en:

- a) Niveles de amenazas en la salud poblacional.
- b) Tipos de agentes etiológicos que normalmente causan la enfermedad clínica.

c) El papel que juegan las enfermedades normalmente en la dinámica de poblaciones de tapires.

d) Las enfermedades de los animales domésticos locales y cómo / si pueden afectar tapires.

e) La posibilidad de que los tapires funcionen como reservorios de enfermedades de animales domésticos y de enfermedades zoonóticas.



**Figura 2** – Medicina de Conservación / enfoque de Una Salud. Diagrama: Renata Carolina Fernandes-Santos.

---

f) Los métodos para predecir, prevenir y/ o controlar dichas enfermedades.

g) El posible papel de los impactos antropogénicos en la salud del tapir.

## Resumen del capítulo

La mayoría de las publicaciones sobre salud de tapires informan sobre los datos recogidos en tapires en cautiverio. Sin embargo, esto está cambiando a medida que más y más iniciativas de investigación y conservación del tapir adoptan paradigmas holísticos que exigen la presencia de los veterinarios de campo. Este es un hecho positivo para el campo de estudio, ya que ambas investigaciones ex situ e in situ son necesarias para obtener una comprensión más completa de los problemas importantes de la salud del tapir. Como uno de los componentes de estos enfoques holísticos para la conservación, es esencial que los investigadores de la salud de la fauna y los profesionales utilizan un enfoque ecológico que examine las posibles relaciones entre los agentes infecciosos, los hospedadores humanos, animales domésticos y silvestres, y sus ecosistemas. Será importante monitorear la influencia de estas interacciones a través del tiempo (Medici et al. 2014).

## LITERATURA RECOMENDADA

Aguirre AA; Ostfeld RS; Tabor GM; House C; Pearl MC. (Eds.) 2002. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press, 407 p.

Aguirre AA; Ostfeld RS; Dasdak P. (Eds.) 2012. New directions in Conservation Medicine: Applied cases of Ecological Health. New York: Oxford University Press. 639 p.

Furtado MM; Jácomo ATA; Kashivakura CK; Tôrres NM; Marvulo MFV; Ragozo AMA; Souza SLP; Ferreira-Neto JS; Vasconcellos SA; Morais ZM; Cortez A; Richtzenhain LJ; Silva JCR; Silveira L. 2010. Serologic survey for selected infectious diseases in free-ranging Brazilian tapirs (*Tapirus terrestris*) in the Cerrado of Central Brazil. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 41:133-136.

Hernandez-Divers SM; Aguilar R; Leandro-Loria D; Foerster CR. 2005. Health evaluation of a radiocollared population of free-ranging Baird's tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 36:176-187.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp.562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp.569-577.

Mangini PR; Morais W; Santos LC. 2002. Enfermidades observadas em *Tapirus terrestris* (anta brasileira) mantidas em cativeiro em Foz do

---

Iguaçu, Paraná. Arquivo Ciência Veterinária e Zootecnia UNIPAR 5:93-102.

Mangini PR; Silva JCR. 2007. Medicina da Conservação: Aspectos Gerais. In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.1258-1268.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla -Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. In: Journal of Integrative Zoology 7:331-345p.

May-Junior JA. 2011. Avaliação de parâmetros fisiológicos e epidemiológicos da população de anta-brasileira (*Tapirus terrestris*, Linnaeus, 1758) na Mata Atlântica do Parque Estadual Morro do Diabo, Pontal do Paranapanema, São Paulo. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology, University of Kent, Canterbury, United Kingdom.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodríguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; Oliveira-Santos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007. Lowland Tapir (*Tapirus*

*terrestris*) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Teare JA. 2006. Physiological Data Reference Values for Tapir Species. International Species Information System (ISIS).



Foto: Byron Jorjorian



2

## Anatomía del Tapir

# Anatomía del Tapir



La anatomía es la rama de la biología que se ocupa del estudio de la forma y estructura de los organismos. Está dividida entre anatomía macroscópica y microscópica. Anatomía macroscópica es el examen de las partes de un organismo utilizando la vista sin ayuda. Anatomía microscópica, también conocido como la histología y la citología, implica el uso de instrumentos ópticos en el estudio de los tejidos y las células de varias estructuras. En este capítulo se proporcionará información básica acerca de la anatomía macroscópica general de los tapires, así como importantes adaptaciones anatómicas de la especie.

Los tapires tienen estructura física robusta y son bastante grandes en comparación con muchos otros mamíferos. En los ecosistemas en que se encuentran, por lo general, son uno de los mayores mamíferos terrestres. El Tapir Malayo, *Tapirus indicus*, pesa entre 280 a 400 kg y es la mayor de todas las especies de tapires. La especie en segundo lugar más grande es el Tapir Centroamericano, *Tapirus bairdii*, que pesa entre 250 a 350 kg. El Tapir de Tierras Bajas, *Tapirus terrestris*, es el tercero más grande y pesa 180-300 kg. El Tapir de Montaña, *Tapirus pinchaque*, pesa 150 a 200 kg y es el más pequeño de las cuatro especies de tapires. Por favor, vea más detalles en las Tablas 1 y 2. Las hembras de tapires son generalmente más grandes que los machos, pero no hay dimorfismo sexual aparente.

Galería 1 - Ilustración de Especies de Tapires



*Tapirus pinchaque*



*Tapirus terrestris*



*Tapirus bairdii*



*Tapirus indicus*

Los tapires son animales sólidos y enormes, redondos en la parte posterior y afilado en la parte anterior. Esto los hace muy adecuados para el movimiento rápido a través de maleza espesa. La anatomía interna y fisiología de los tapires es similar a la del caballo doméstico y otros perisodáctilos.

**Tabla 1** - Masa corporal medio de diferentes especies de tapires (Shoemaker et al. 2003 - Lineamientos para el 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

**Tabla 2** - Estimación de masa corporal de tapires silvestres en el Bosque Atlántico-BA (1996-2008) y el Pantanal-PA (2008-2012), Brasil (Medici et al. 2014).

		AF (N=44)			PA (N=68)		
Sexo	Clase de Edad	Promedio (Kg)	SD	N	Promedio (Kg)	SD	N
Hembra	Adulto	230	32	25	221	11	20
	Sub-adulto	170	7	2	190	0	8
	Menores	90	-	1	-	-	-
Macho	Adulto	205	38	11	210	18	16
	Sub-adulto	189	17	4	190	0	15
	Menores	90	-	1	140	25	9

SD = desviación estándar

La fórmula dental de tapires adultos es similar a la de los équidos: I 3/3, C 1/1, P 4/3, M 3/3 = 42. Machos y hembras tienen dientes similares. Los terceros incisivos superiores son grandes y bien desarrollados, y los caninos superiores son reducidos y están separados de los incisivos por una diastema angosta. Los terceros incisivos inferiores están reducidos y el canino inferior está bien desarrollado, ocluyendo los terceros

## Galería 2 - Dentición



Dentición de un juvenil de tapir de Tierras Bajas *Tapirus terrestris*. Foto: Patricia



Dentição de um adulto de *Tapirus terrestris*. Foto: Patrícia Medici

incisivos superiores caniniformes. Los incisivos tienen forma de cincel y los caninos son cónicos. Todos los dientes de la quijada carecen de

### Galería 3 - Cráneo



*Crânio de anta brasileira. Foto: Renata Carolina Fernandes-Santos*



*Crânio de anta brasileira. Foto: Fundação Temaikén*

cemento. Son de corona baja y fuertemente lofodonto. También hay un gran diastema entre los caninos y premolares en ambas mandíbulas.

Los tapires tienen cráneos relativamente largos, comprimidos lateralmente con una alta caja craneana y perfil convexo. Los huesos nasales son cortos, arqueados y libremente salientes. La apertura nasal es muy grande. Los tapires tienen una probóscide corta y carnosa, derivada de los músculos y los tejidos blandos del hocico y el labio superior. La probóscide es muy móvil y sensible al tacto, y es importante para la manipulación de alimentos y la ingestión. Le ayuda a los tapires

a alimentarse de ramas y hojas. Aparte de su uso como un órgano de agarre, la probóscide también es muy útil para oler y sentir la comida u otros elementos.

El cuello de los tapires es bastante grueso y resistente. Esto les proporciona protección a los animales cuando se mueven a través de maleza densa, muchas veces espinosas, y posiblemente sirve como un mecanismo de defensa contra los depredadores, que se apoderan de la parte posterior del cuello. Los tapires de tierras bajas tienen una cresta sagital bien desarrollada y prominente que va desde la base del hocico a la mitad de la espalda. Se deriva de la grasa y los tejidos blandos y está cubierta por pelo largo y negro. La cola es ligeramente prominente.

El sistema digestivo del tapir consiste en un pequeño intestino, un intestino ciego bien desarrollado y de colon, y carece de vesícula biliar. Los riñones no están lobulados y, como en otros ungulados relacionados con el agua, su corteza representa aproximadamente el 80% de la masa renal en adultos.

Los tapires tienen bolsas guturales faríngeas similares a las del caballo doméstico. La pleura parietal y visceral es normalmente gruesa y prominente, aunque tapires malayos presentan tejido conectivo fibroso entre el pulmón y la pared torácica que se puede confundir con adherencias patológicas. La vena yugular se encuentra ubicada profundamente en los laterales de la tráquea.

Las patas son mesaxónicas, es decir, la mayor parte del peso está soportada en el dedo medio. Las patas delanteras tienen cuatro dígitos principales; el más pequeño está localizado detrás de los tres otros dígitos y sólo toca el suelo cuando el tapir está caminando sobre un sustrato blando. Las patas traseras tienen tres dígitos. Todos los dedos



**Figura 3** - A) Patas posteriores (tres dígitos); B) Patas delanteras (cuatro dígitos); C) Huellas en la arena del Tapir. (Fotos A y B: Patrícia Medici; Foto C: Renata Carolina Fernandes-Santos.)

de las patas son ungulados. Las patas abocinadas del tapir ayudan a caminar en terreno lodoso y blando. El peso del cuerpo está soportado por un cojín elástico bajo las patas y los dígitos centrales; estas son las

características más destacadas de las huellas de tapires. *Tapirus pinchaque* tiene uñas comparativamente más largas que las otras especies (Mangini 2007).

Los miembros torácicos y pélvicos de los tapires son extremadamente robustos y bien desarrollados para sostener la estructura corporal y el peso. Los huesos son proporcionalmente más cortos que en otros animales, y los miembros locomotores presentan una estructura muscular fuerte. En general, las dantas tienen características osteológicas y miológicas similares a los équidos; sin embargo, algunas diferencias morfológicas y adaptaciones anatómicas únicas son evidentes (Borges 2013; Pereira 2013).

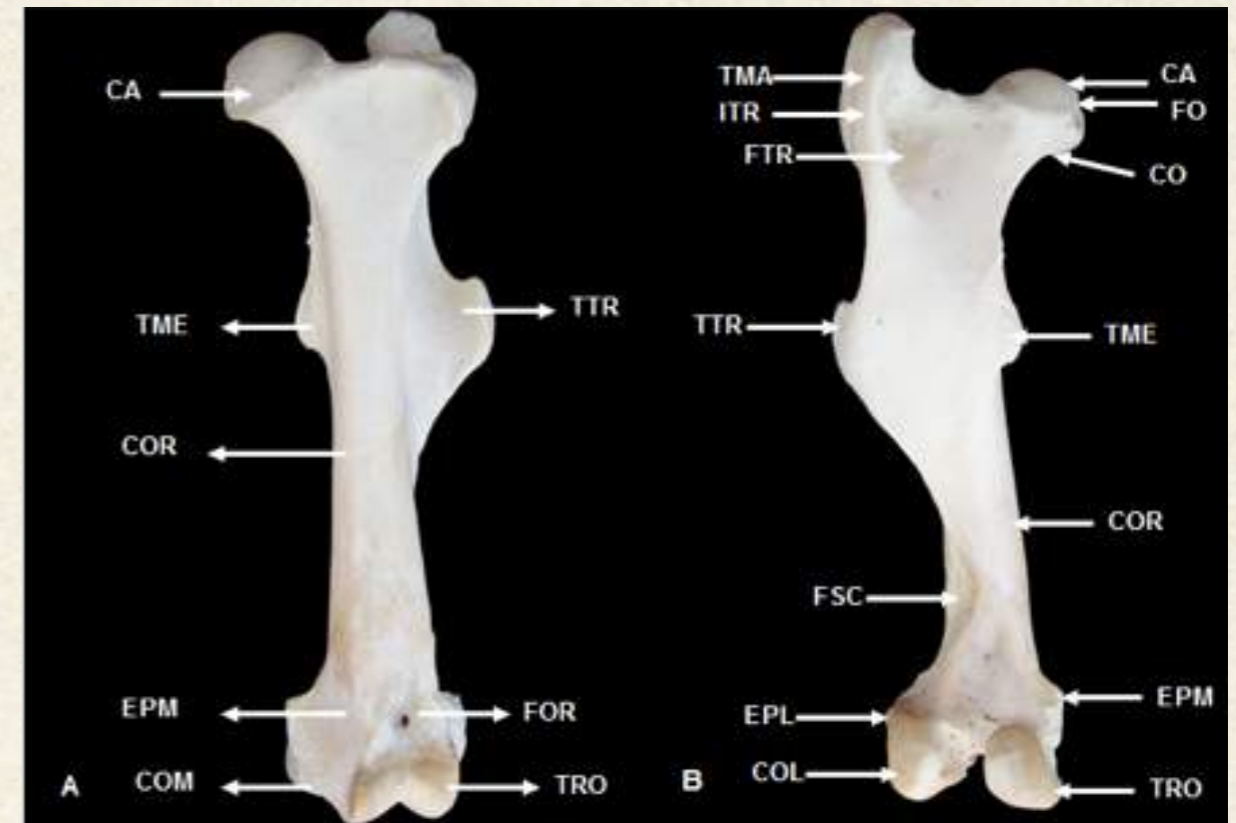
Las siguientes imágenes muestran en detalle aspectos de la osteología y miología de los miembros torácicos y pélvicos de tapires.

Para más información sobre la anatomía de los miembros locomotores del tapir por favor póngase en contacto con: André Luiz Quagliatto Santos ([quagliatto.andre@gmail.com](mailto:quagliatto.andre@gmail.com)); Daniela Cristina Silva Borges ([danybio@hotmail.com](mailto:danybio@hotmail.com)); y Saulo Gonçalves Pereira ([saulobiologo@yahoo.com.br](mailto:saulobiologo@yahoo.com.br)).



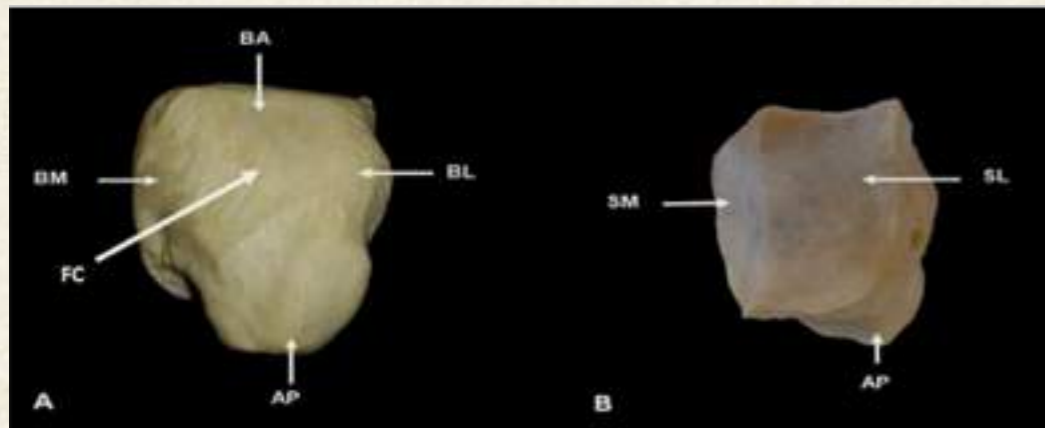
**Figura 4** – Pelvis de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista dorsal; (B) vista ventral. FOB, Foramen obturatum; ACE, Acetábulo; ASA, Ala ilíaca; TCO, Tuberosidad coxal; TBI, Tuberosidad isquiática; PUB, Pubis; ESI, Columna vertebral isquiática; CIS, Corpus ossis ischii COI, Corpus ossis ilium; TSI, Tuberosidad sacro-ilíaca; TAB, Tábula; TSA, Tuberosidad sacra; CRI, Cresta ilíaca; IIMA, Incisura isquiática menor; IIME, incisura isquiática mayor; AIS, arco isquiático.



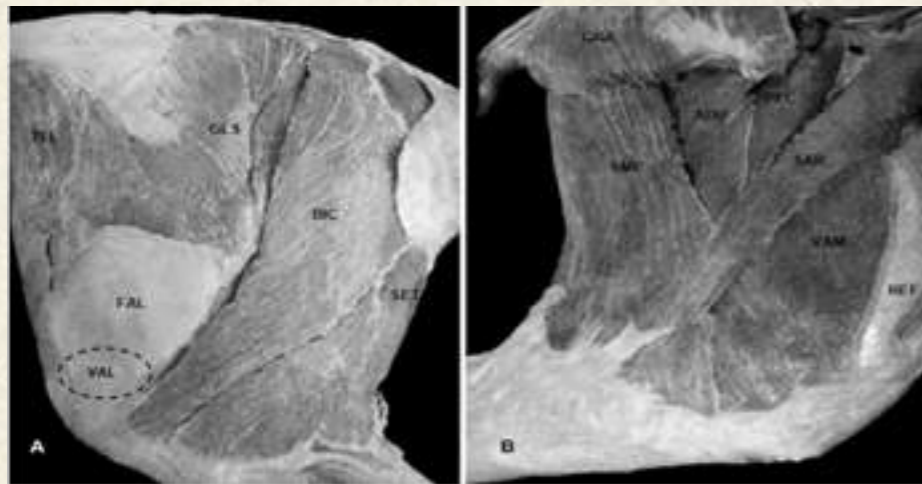
**Figura 5** - Fémur de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), Vista craneal; (B), Vista caudal. TRO, tróclea; FOR, foramen nutricio; COM, cóndilo medial; EPM, epicóndilo medial; TME, trocánter menor; TTR, tercer trocánter; CA, alla; CO, colo; TMA, trocánter mayor; COL, cóndilos laterales; EPL, epicóndilos laterales; FSC, fosa supracondylaris; FTR, fosa trochanterilaris; FO, fóvea; FOI, fosa intercondylaris, ITR, incisura trochanteralis, COR, Cuerpo del fémur.



**Figura 6** - Rótula de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), Vista craneal; (B), Vista caudal. BA, base; BM, Margen medial; AP, el ápice; BL, margen lateral; SM, cara medial de superficie articular de la rótula; SL, superficie lateralis de cara articular de la rótula; FC, cara craneal.



**Figura 7** - Músculos del coxis de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 -LAPAS).

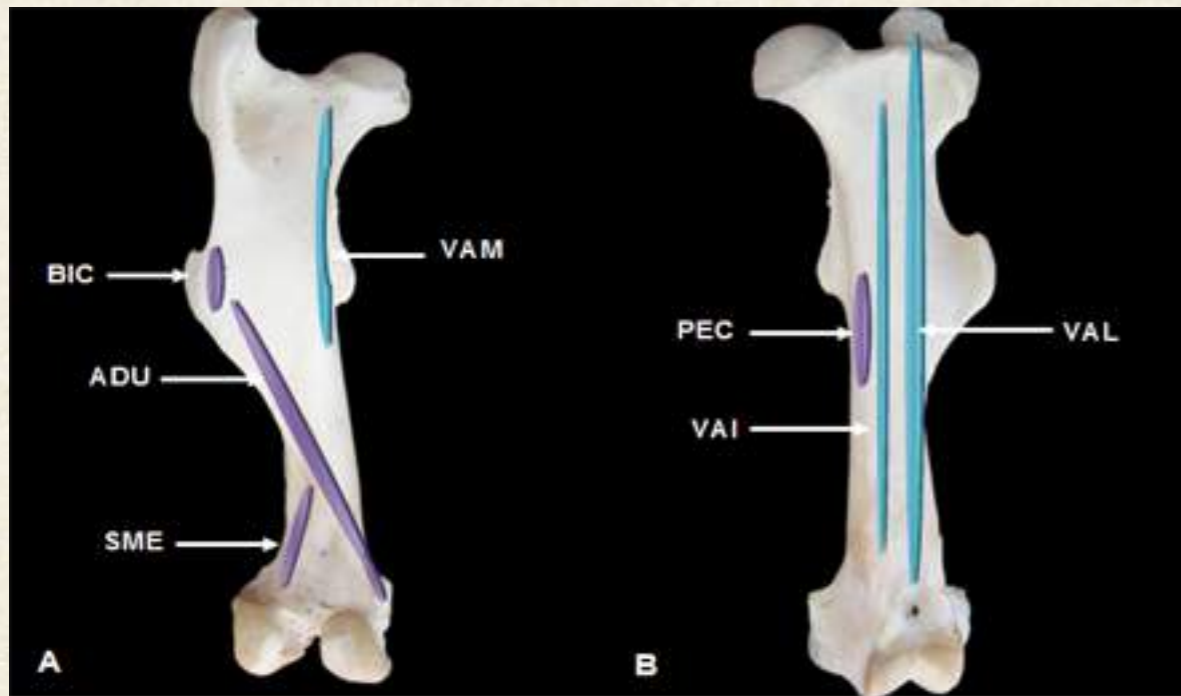
(A) vista lateral superficial; (B) vista medial superficial. TFL, m. tensor de la fascia lata; BIC, m. femorales bíceps; SET, m. semitendinoso; FAL, lata fascias; GLS, m. glúteo [glutaeus] superficial, SME, m. semimembranoso; ADU, m. aductor; SAR, m. sartorio; PEC, m. pectíneo; VAM, m. vasto interno; REF, m. Reto femoralis; GRA, m. gracilis; VAL, m. vasto lateral.



**Figura 8** - Pelvis de *Tapirus terrestris*. Orígenes de los músculos coxales. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

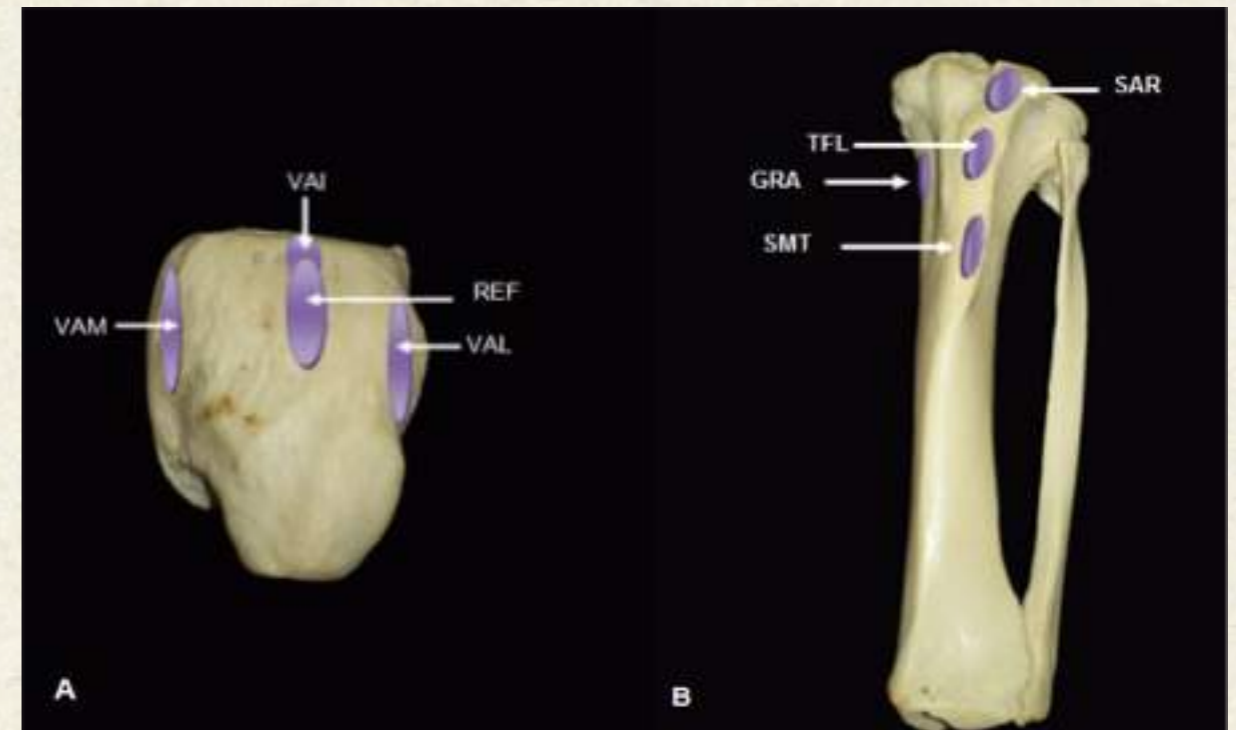
(A), vista dorsal; (B), vista ventral. SME, m. semimembranoso; SET, m. semitendinoso; GRA, m. gracilis; ADU, m. aductor; PEC, m. pectíneo; REF, m. reto femoris; TFL, m. tensor fasciae lata; BIC, m. bíceps femoris.





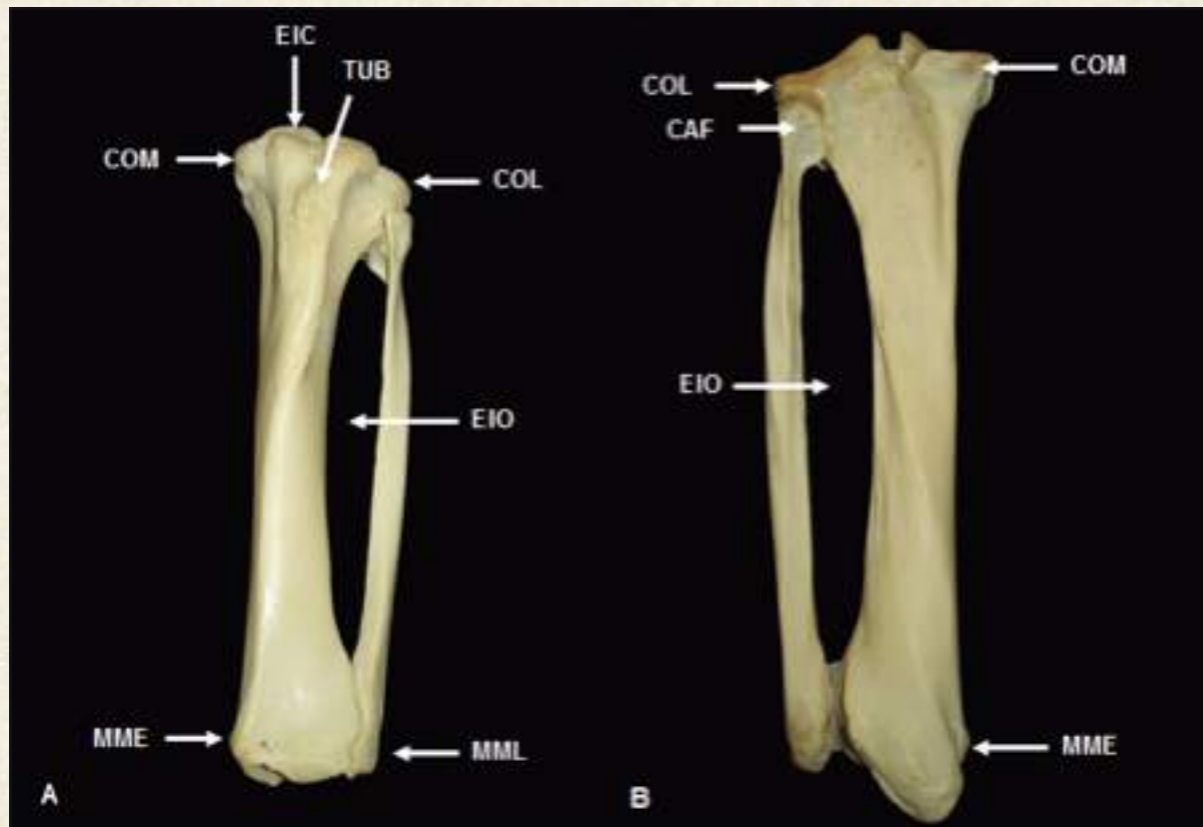
**Figura 9** – Fémur de *Tapirus terrestris*. Orígenes (Azules) e inserciones (púrpura) de los músculos coxales. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista caudal; (B), vista craneal. SME, m. semimembranoso; ADU, m. aductor; BIC, m. bíceps; VAM, m. vastus medialis; PEC, m. pectíneo; VIN, m. vastus intermedius; VAL, m. vastus lateralis.



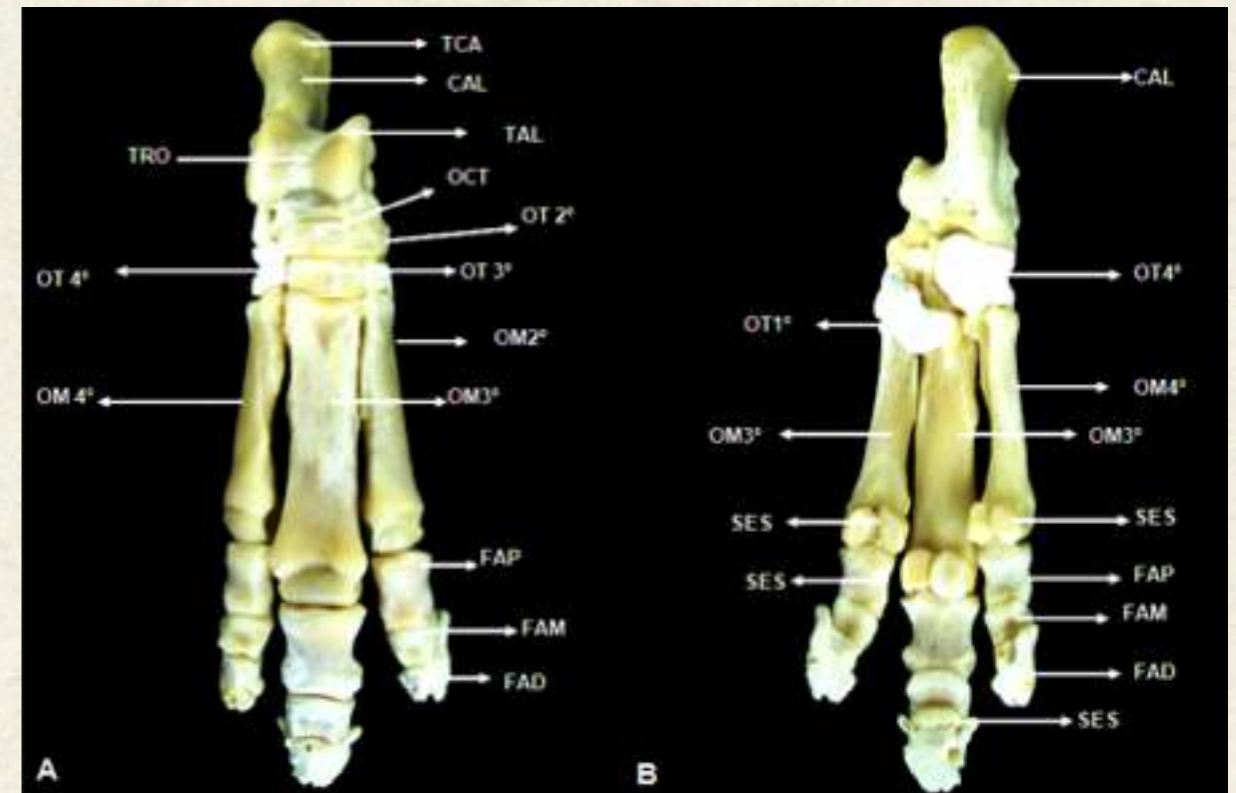
**Figura 10** – Rótula, tibia y fibula *Tapirus terrestris*. Inserciones de los músculos del coxal (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista craneal rótula; (B), vista craneal tibia y fibula; VAM, m. vastus medialis; VAI, m. vastus intermedius; REF, m. Reto femoralis; VAL, m. vastus lateralis; SAR, m. sartorio; TFL, m. tensor de la fascia lata; GRA, m. gracilis; SMT, m. semitendinoso.



**Figura 11** – Tibia y fíbula de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista craneal; (B), vista caudal. TUB, tuberosidad tibia; COL, condilo lateral; COM, condilo medial; EIC, eminencia Intercondilares; MME, maléolo medial; MML, maléolo lateral; EIO, espacio interóseo; CAF, cabeza del peroné.



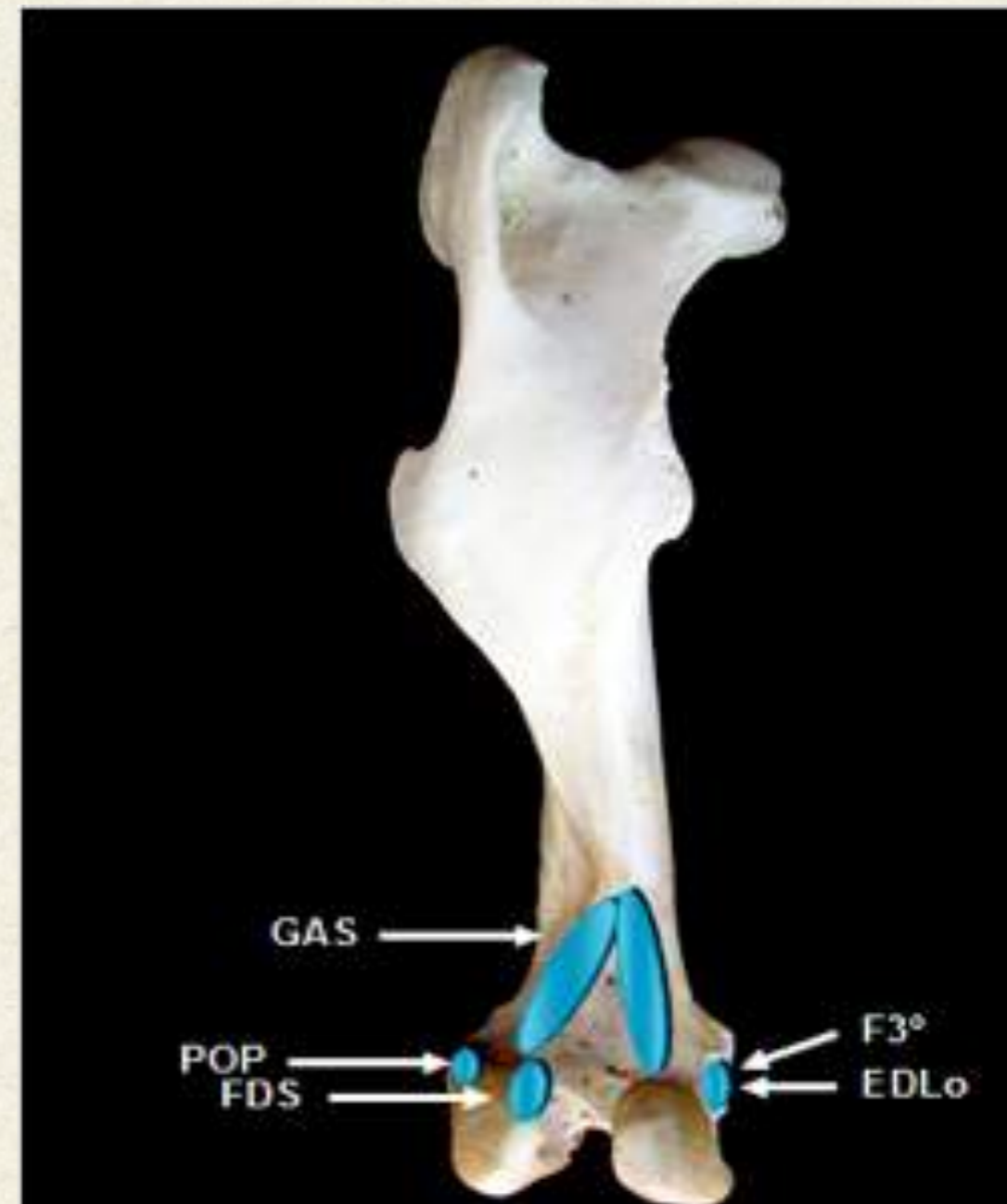
**Figura 12** – Huesos de la pata de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista dorsal; (B), vista plantar. TAL, tobillo; CAL, calcáneo; OCT, huesos centrales del tarso; OT1º, hueso tarsal I; OT2º, hueso tarsal II; OT3º, ossa tarsale III; OT4º, hueso tarsal IV; OM2º, hueso metatarso II; OM3º, hueso metatarso III; OM4º, hueso metatarso IV; FAP, falange proximal; FAM, falange medial; FAD, falange distal; TCA, tuberosidad del calcáneo; SES, hueso sesamoideo; TRO, tróclea.



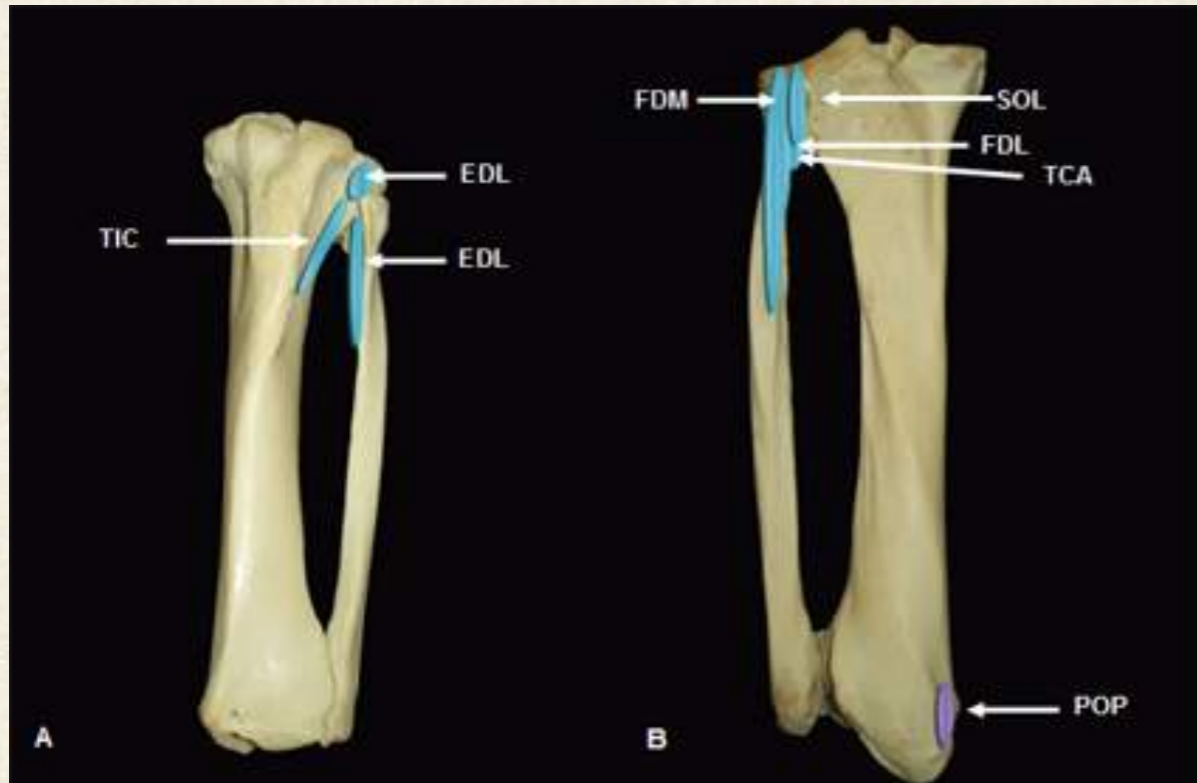
**Figura 13** – Músculos de la pierna y pata de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista lateral; (B), vista medial. GAS, m. gastrocnemio; FDL, m. flexor digito lateral; EDLa, m. extensor digito lateral; EDLo, m. extensor largo de los dedos; F3º, m. fibularis 3º; EDC, m. extensor corto de los dedos; FDS, m. flexor digital superficial; TCR, m. tibialis craneal; \* EDLo, tendo. Extensor digital largo; \* FDS, cobertura del calcáneo del músculo flexor digital superficial; FDM, m. flexor digital medial; TCA, m. tibial caudal; POP, m. poplíteo; MIO, mm. Interóseos; \*, Tendón del músculo flexor digital superficial.



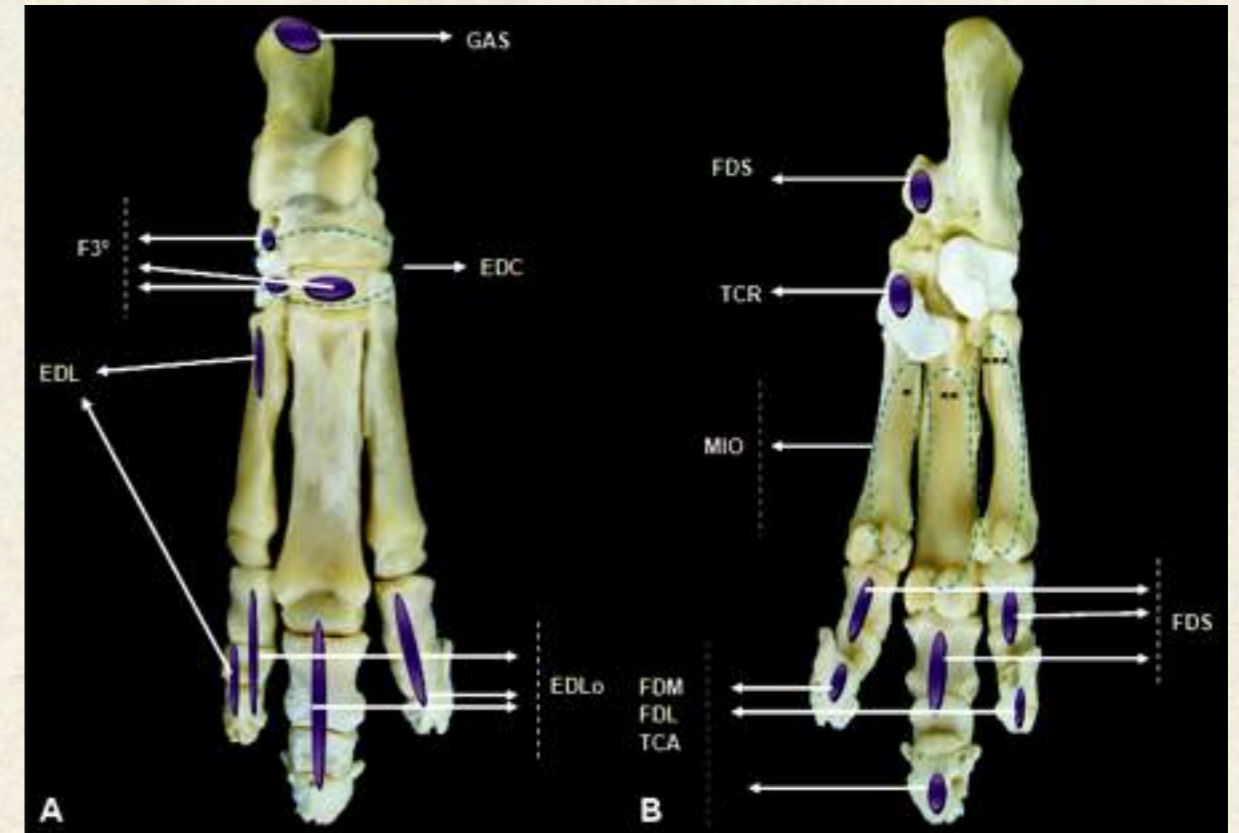
**Figura 14** – Fémur de *T. terrestris*, vista caudal. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Origen de los músculos de la pierna y el pie. POP, m. poplíteo; GAS, m. gastrocnemio; FDS, m. flexor [digital] superficial; Edlo, m. extensor largo del dedo; F3º, m. fibularis 3º.



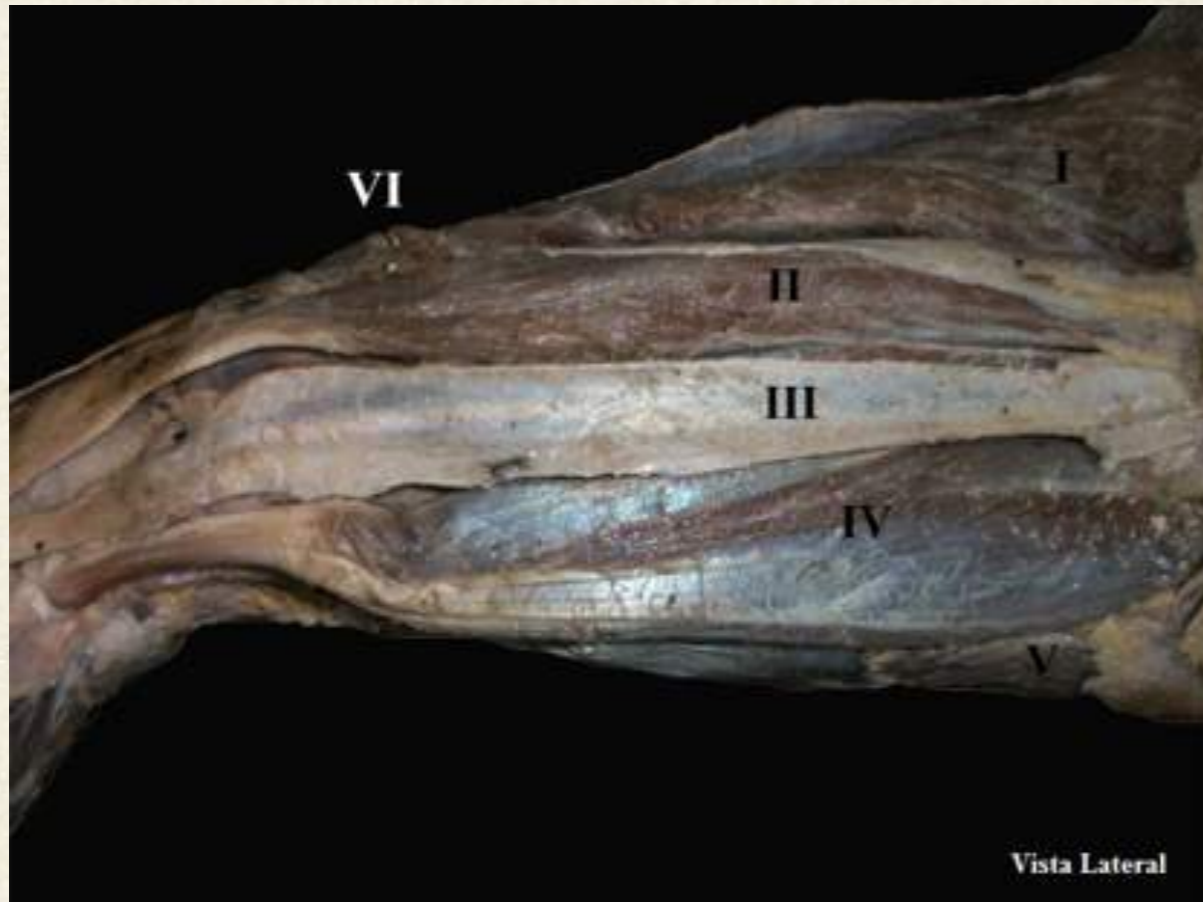
**Figura 15** - Tibia y fíbula de *Tapirus terrestris*. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Orígenes (azules) y de inserción (púrpura) de los músculos de la pierna y el pie. (A) una vista craneal; (B) Flujo vista. TIC, m. cranial tibial; EDL, m. extensor del meñique [hallucis] lateral; FDL, m. flexor [hallucis] medial; TCA, m. caudal tibial; POP, m. poplíteo; SOL, m. sóleo; FDM, m. flexor [hallucis] lateralis ;.



**Figura 16** - Huesos de la pata de *Tapirus terrestris*. Las inserciones de los músculos de la pierna y la pata. (Fuente: BORGES; PEREIRA, SANTOS, 2013 - LAPAS).

(A), vista dorsal; (B) Vista de la planta. GAS, m. gastrocnemio; F3°, m. fibulares 3°; EDL, m. extensor del meñique [hallucis] lateral; Edlo, m. extensor del meñique [hallucis] largo; EDC, m. extensor del meñique [hallucis] corto; FDS, m. flexor [hallucis] superficial; TCA, m. caudal tibial; FDM, m. medial del dedo flexor; FDL, m. lateral del dedo flexor; TIC, m. cranial tibial; MIO, mm. Interóseos, \* medial, \*\*intermedio, \*\*\* lateral.



**Figura 17** – Musculatura del antebrazo de *T. terrestris*, vista lateral. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda: (I) Extensor radial del carpo; (II) Extensor digital común; (III) Extensor digital lateral; (IV) laterales del Carpo; (V) Flexor digital superficial, (VI) extensor carpo oblicuo.*



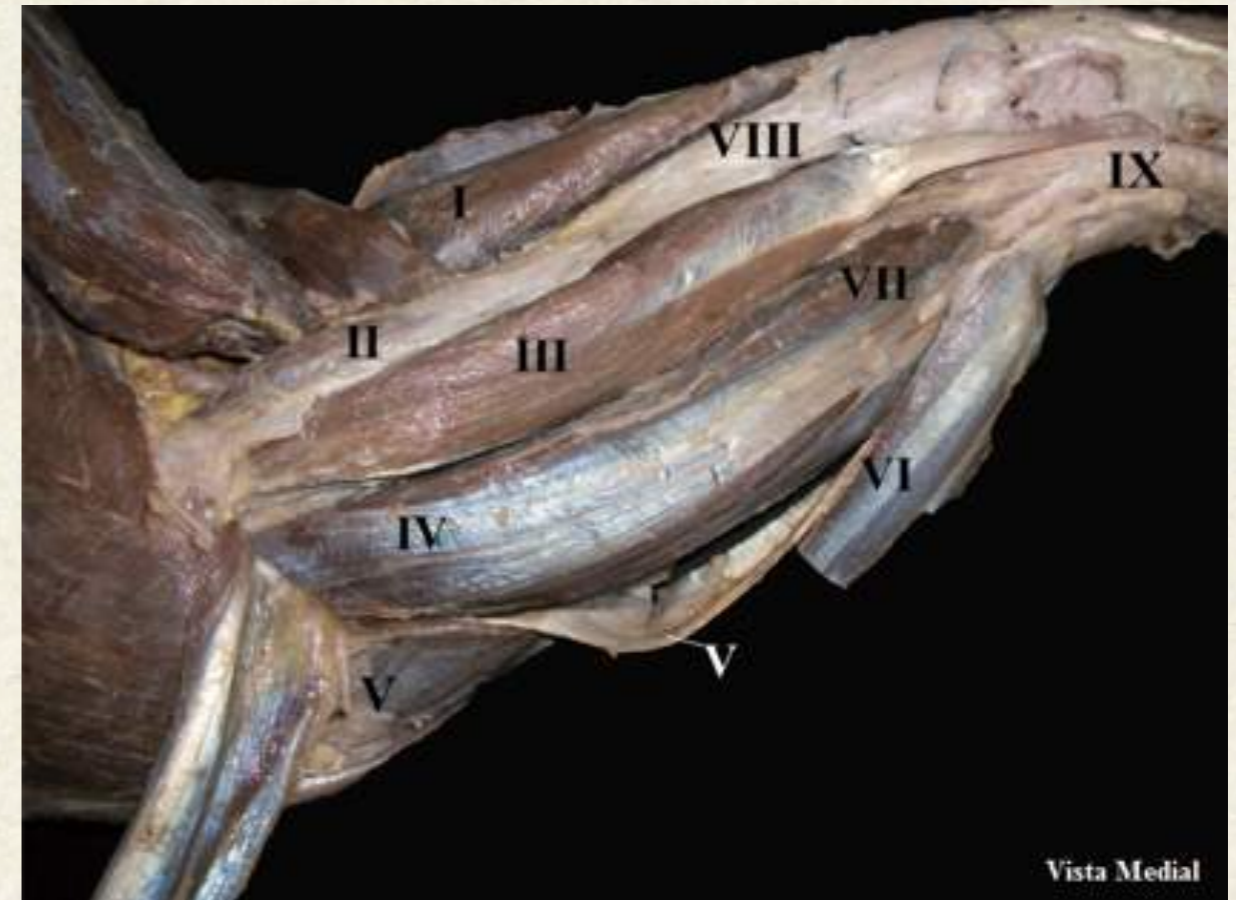
**Figura 18** - Músculos de la mano de *T. terrestris*, vista dorsolateral. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda: (I) M extensor común de los dedos II y III; (II) extensor común de los dedos IV y V; (III) Tendón de inserción del m. Lateral cubital; (IV) Fascia de inserción del m. digital lateral.*



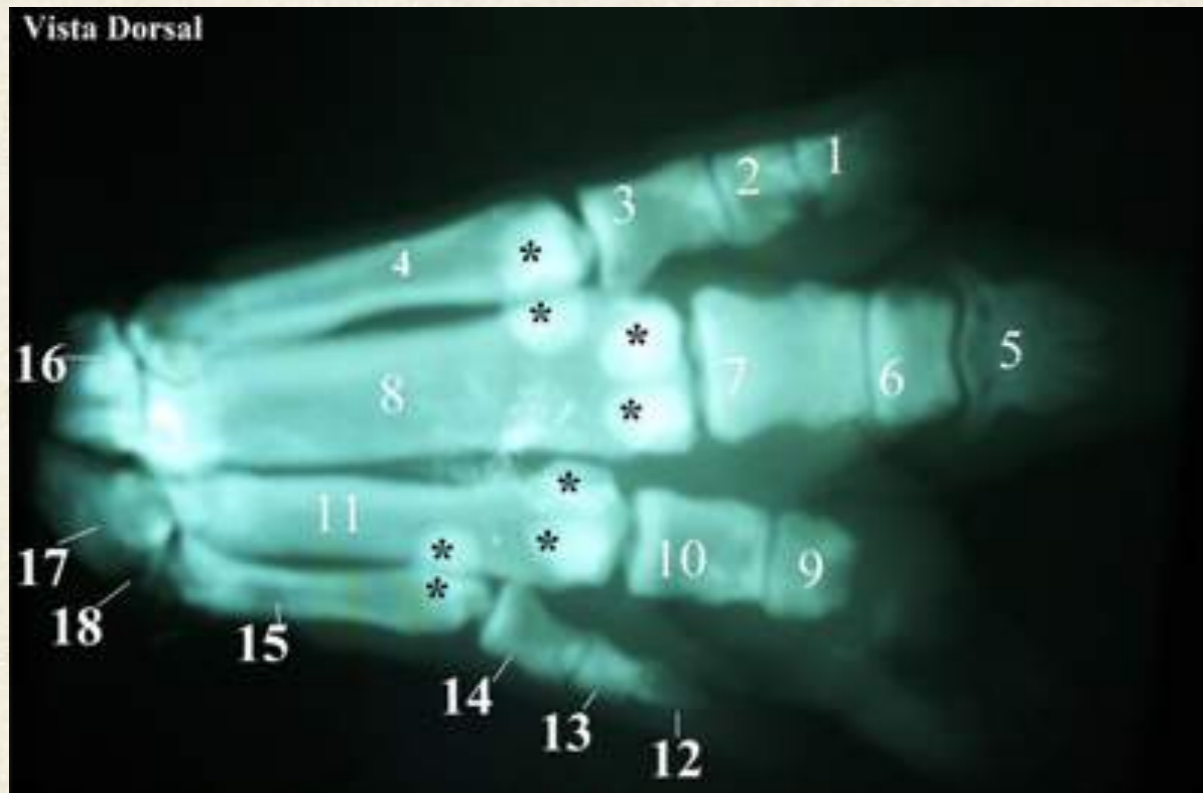
**Figura 19** - Músculos de la mano de *T. terrestris*, vista medial palmar (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (I) músculos interóseos; (I ') músculos lumbricales; (II) Tendón digital común.



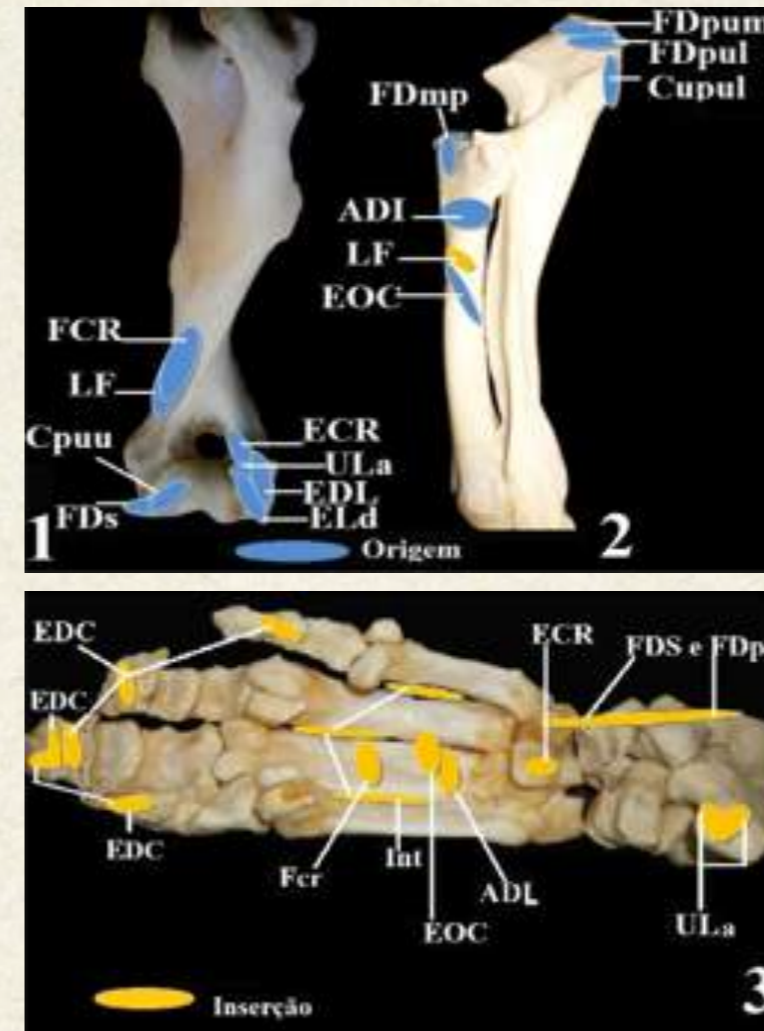
**Figura 20** - Músculos del antebrazo *T. terrestris*, vista medial. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (I) *M. extensor radial del carpo*; (II) *lacertus fibroso del ligamento colateral*; (III) *flexor radial del carpo*; (IV) *flexor profundo de meñique*; (V) *flexor corto del pulgar (dos cabezas)*; (VI) *flexor cubital del carpo*; (VII) *flexor profundo cabezas radial*; *Radio (VIII)*; (IX) *tendón común de los dedos*.



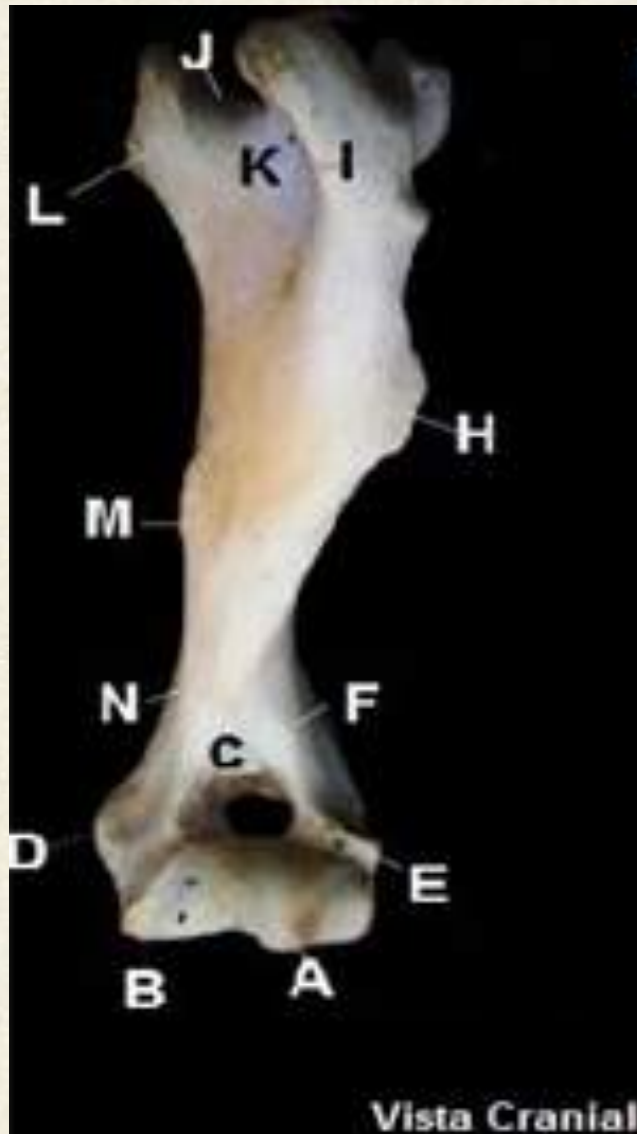
**Figura 21** - Imagen radiológica de la mano de *T. terrestris*, vista dorsal. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (1) Falange distal del dedo II; (2) Falange medial del dedo II; (3) Falange proximal del dedo II; (4) Metacarpo II; (5) Falange distal del dedo III; (6) Falange medial del dedo III; (7) Falange proximal del dedo III; (8) Metacarpo III; (9) Falange media del dedo IV; (10) Falange proximal del dedo IV; (11) Metacarpo IV; (12) Falange distal del dedo V; (13) Falange media del dedo V; (14) Falange proximal del dedo V; (15) Metacarpo V; (16) Carpo II; (17) Carpo III; (18) Carpo IV; \* Sesamóides.



**Figura 22** - Los puntos de fijación de los músculos del antebrazo y de la mano de *Tapirus terrestris*. Amarillo: punto de inserción. Azul: punto de origen (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: 1: Húmero, vista craneal - (FCR) m. flexor radial del carpo; (LF) Punto de inserción del ligamento colateral fibroso del húmero; (Cpuu) m. flexor del carpo ulnares caput ulnari; (FD) m. flexor digital superficial; (ECR) m. extensor radial del carpo; (ULA) m. cubital lateral; (EDL) m. extensor digital lateral; (ELD) m. extensor largo de los dedos IV e V; 2: Radio y cúbito, vista craneal - (FDpum) m. flexor digital profundo caput umeralis; (FDpul) m. flexores cubitales cápita profundo digital; (Cupul) m. flexor cubital teral de la cabeza del cúbito; (FDMP) m. profundo digital flexor; (ADL) m. abductor largo; (LF) Lacerto ligamento fibroso del húmero; (EOC) m. extensor carpo oblicuo; 3: Mano, vista palmar - (EDC) m. extensor digital común; (Int) m. interoseos; (CPU) m. ulnares carpo; (FD) m. flexores digitales superficiales; (FDP) m. flexor digital profundo; (FCR) m. flexor radial del carpo; (ADL) m. elevador del abductor; (ECR) m. extensor radial del carpo.



**Figura 23** - Húmero, cara craneal (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (A) cabeza; Tróclea (B); (C) Fosa radial; (D) epicóndilo medial; (E) epicóndilo lateral; (F) cresta epicóndilo lateral; (G) surco m braquial; (H) tubérculo deltoides; (I) tubérculo mayor; (J) surco intertuberal; (K) foramen nutricio proximales; (L) tubérculo menor; (M) tubérculo redondo importante; (N) foramen nutricio distal.



**Figura 24** - Radio y ulna de *T. terrestris*, vista medial. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

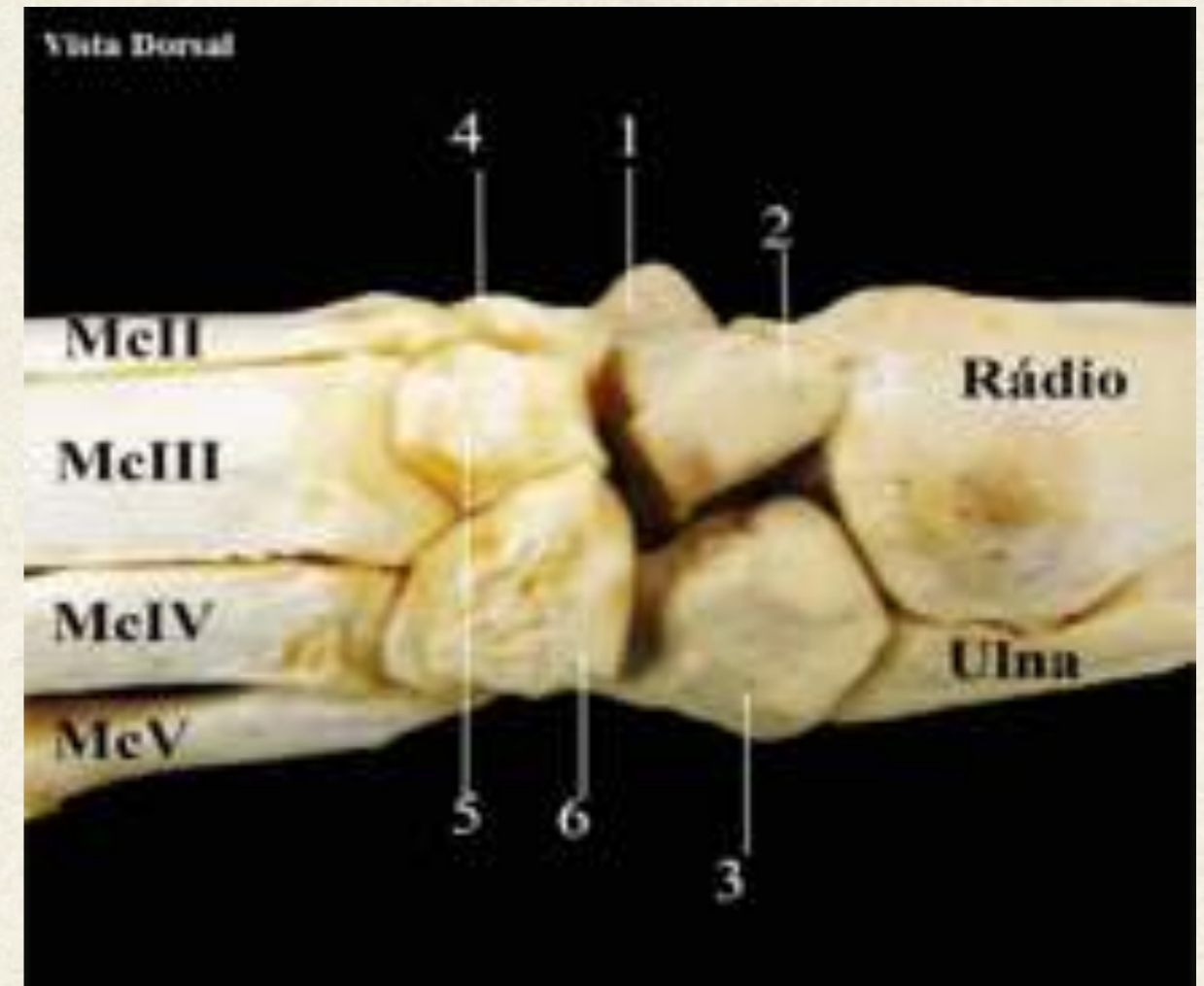
Leyenda: I: cúbito y radio - (1) tubérculo del olécrano; (2) incisura troquelar; (3) radios capitais Fovea; (4) Radio del tubérculo; (5) cuerpo del radio; (6) superficie articular del carpo; (7) Cuerpo del cúbito; (8) Espacio interósea. II: Ulna - (1) Processus anconaeus [anconaeus]; (2) incisura troquelar; (3) Cresta del cúbito; (4) Foramen; (5) Cresta transversal; (6) Extremo distal del cúbito; (7) Espacio interóseo; (8) tubérculo del olécrano.





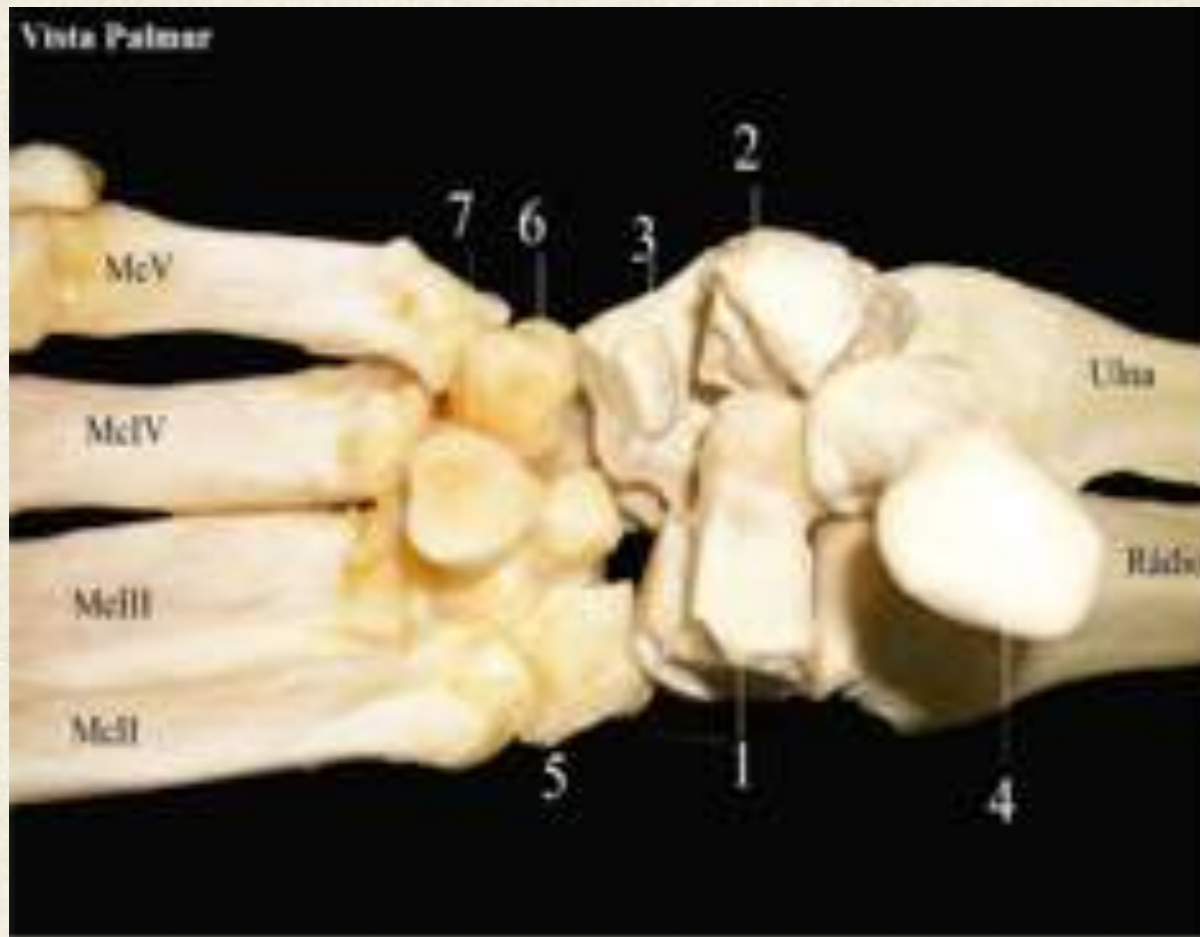
**Figura 25** - Radio y ulna de *T. terrestris*, vista lateral. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda:* I: Radio y cúbito - (1) Tuberosidad del olécrano; (2) Proceso ancóneo [anconaeus]; (3) tróclea Fissura; (4) Espacio interóseo; (5) tubérculo del radio; (6) espacio interóseo; (7) Cuerpo del radio; (8) Surco del tendón extensor digital común. II: Ulna - (1) tubérculo del olécrano; (2) Proceso ancóneo [anconaeus]; (3) incisura troclear; (4) Cresta del cuerpo del cúbito; (5) Extremo distal del cúbito; (6) superficie articular del Carpo; (7) Cresta transversal; (8) Surco del extensor digital común.



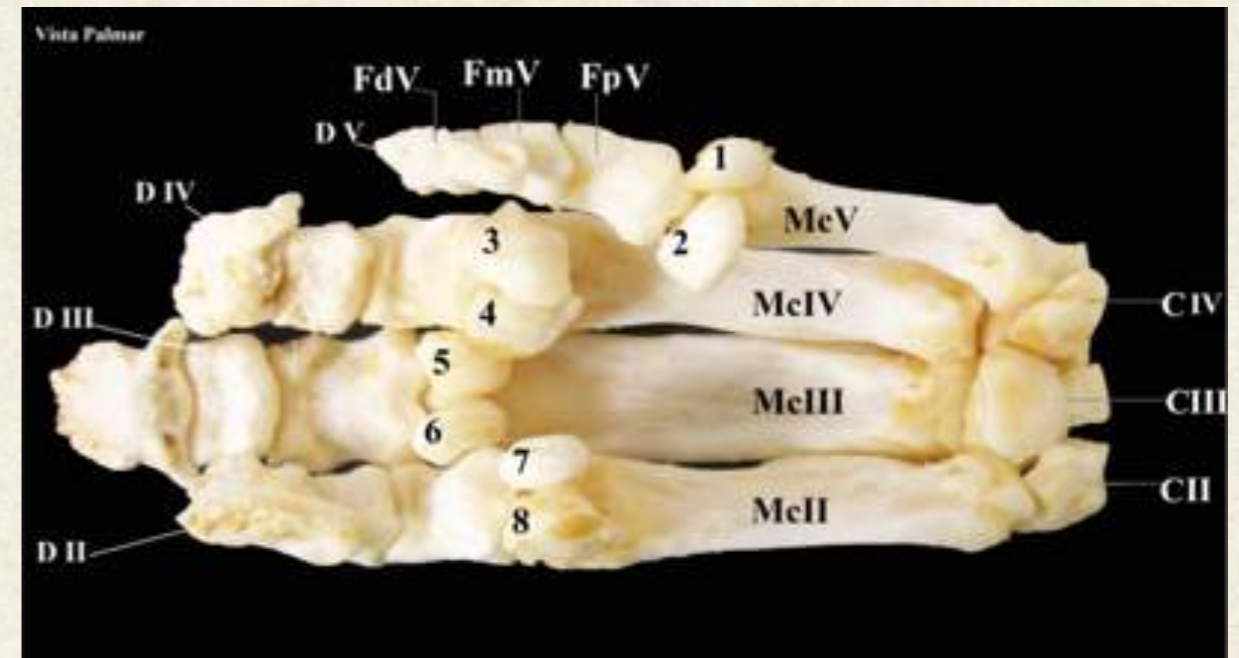
**Figura 26** - Los huesos del carpo y metacarpo de *T. terrestris*, vista dorsal (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda:* (1) carpo radial; (2) Carpo intermedio; (3) Carpo ulnar; (4) carpo II; (5) carpo III; (6) carpo IV; (MCII) Metacarpo II; (MCIII) Metacarpo III; (MCIV) Metacarpo IV; (MCV) Metacarpo V.



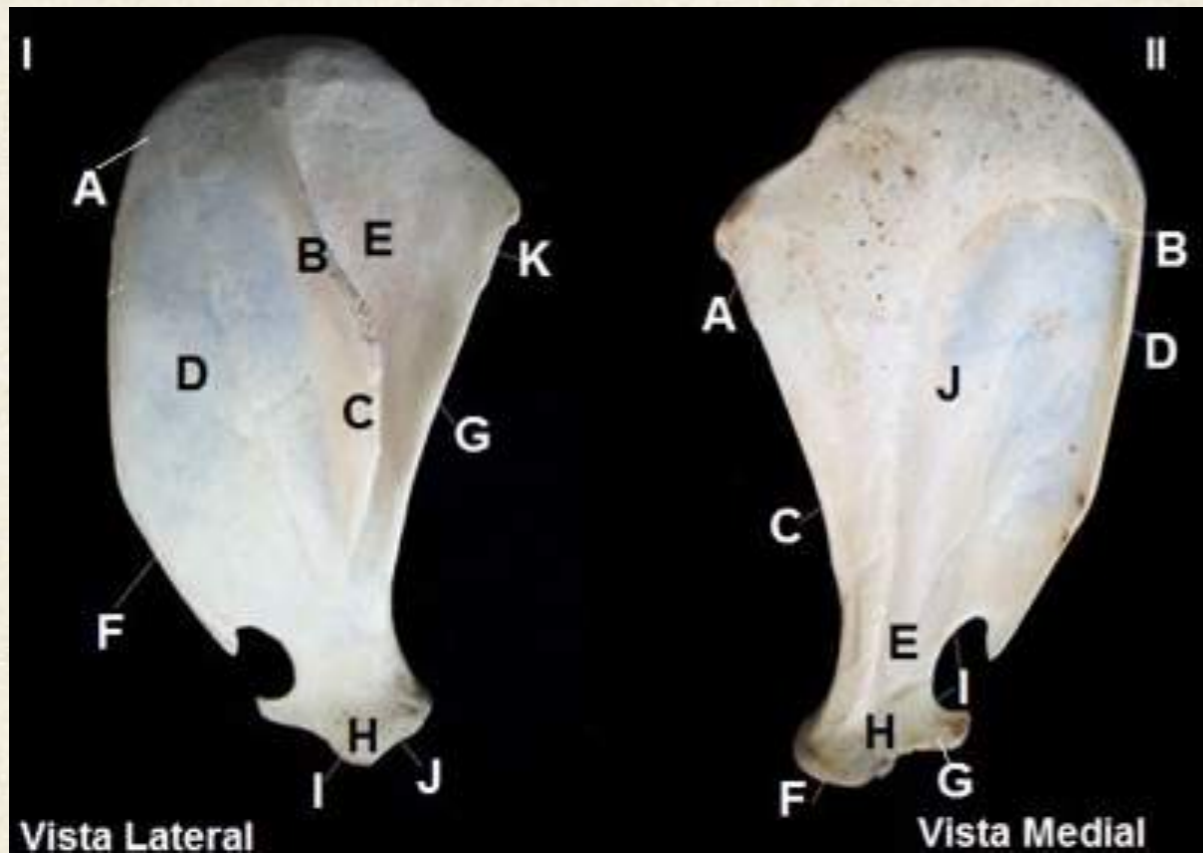
**Figura 27** - Los huesos del carpo y metacarpo de *T. terrestris*, vista palmar (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (1) Carpo radial; (2) Carpo intermedio; (3) Carpo ulnar; (4) accesorio del carpo; (5) Carpo II; (6) Carpo IV; (7) Carpo III; (MCII) Metacarpo II; (McIII) Metacarpo III; (MCIV) Metacarpo IV; (MCV) Metacarpo V.



**Figura 28** - Huesos de la mano de *T. terrestris*, vista palmar. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

Leyenda: (CII) Carpo II; (CIII) Carpo III; (CIV) Carpo; (MCII) Metacarpo II; (McIII) Metacarpo III; (MCIV) Metacarpo IV; (MCV) Metacarpo V; (1) e (2) Sesamóides del dedo V; (3) e (4) Sesamóides del dedo IV; (5) y (6) sesamoides del dedo III; (7) y(8) sesamoides del dedo II; (FPV) Falange proximal del dedo V; (FMV) falange medial del dedo V; (FDV) Falange distal del dedo V; (D II) Dedo 2; (D III) Dedo 3; (DIV) Dedo 4; (DV) Dedo 5.



**Figura 29** - Escápula de *T. terrestris* (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda:* I: vista lateral: - (A) ángulo craneal; (B) escápulas bífidas da; (C) tubérculo escapular; (D) fosa supraespinosa; (E) fosa infraespinosa; (F) borde craneal; (G) borde caudal; (H) foramen nutritio; (I) tubérculo supraglenoide; (J) cavitas glenidalis; (K) ángulos caudales.

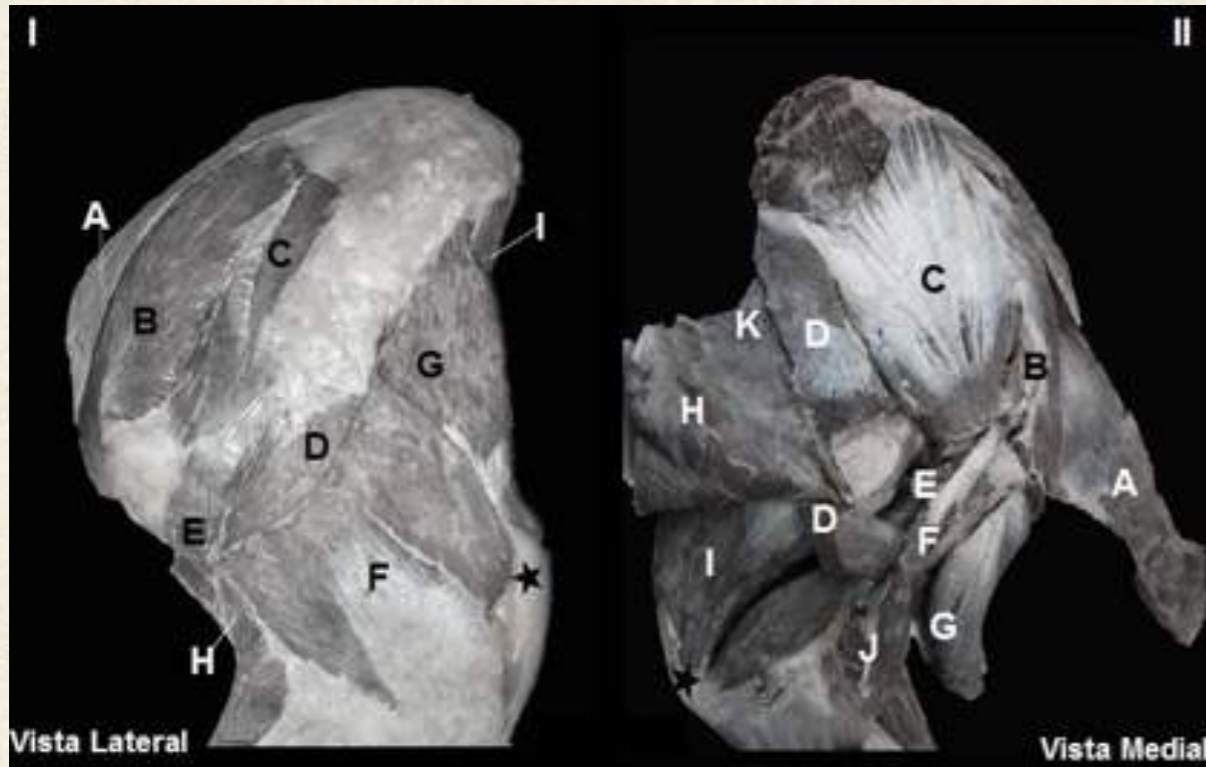
II: vista medial - (A) ángulo caudal; (B) ángulo craneal; (C) borde caudal; (D) borde craneal; (E) escápulas colus; (F) cavidad glenoidal; (G) tubérculo superglenoideo; (H) proceso coracoideos; (I) incisura en borde lateral distal; (J) fosas subescapulares.



**Figura 30** - Húmero de *T. terrestris* (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

*Leyenda:* I: vista caudal - (A) tuberosidades importantes; Colo (B); (C) tuberosidad deltoidea; (D) tuberosidades m. redondo menor (E) fosas del olécranon (F) tuberosidades del húmero.

II: vista cranial - (A) cóndilo; Tróclea (B); (C) fosa radial; (D) epicóndilos medial; (E) epicóndilo lateral; (F) cresta del epicóndilo lateral; (G) surco m braqueal (H) tuberosidad deltoide; (I) tuberosidades importantes; (J) surco intertuberal; (K) foramem nutritio proximal; (L) tuberosidad menor; (M) tuberosidad m. redondo mayor; (N) foramem nutritio distal.



**Figura 31** - Músculos de la cintura escapular y el brazo de *T. terrestris*, lados laterales y mediales, respectivamente. (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

**Leyenda:** I: Cara lateral (A) m. subclavio; (B) m. supraespinoso; (C) m. infraespinoso; (D) m. deltoides; (E) m. redondo menor; (F) m. tríceps braquial lateral de la cabeza; (G) m. tríceps braquial caput longum; (H) m. braquial; (I) m. tensor de la fascia antebraquial. II Cara Medial - (A) m. subclavio; (B) m. supraespinoso; (C) m. subescapular; (D) m. redondo mayor [pliega parcialmente]; (E) m. articulación de Shoulder; (F) m. coracobraquial; (G) m. bíceps braquial [pliegan parcialmente]; (H) m. tensor de la fascia del antebraquial [pliegan parcialmente]; (I) m. tríceps braquial cabeza medial; (J) m. braquiales; (K) m. grandes dorsales [plegados parcialmente]; olécranon.



**Figura 32** - Puntos de fijación de la cintura escapular y músculos del brazo, *Tapirus terrestris*. Amarillo: punto de inserción muscular. Azul: punto de origen muscular (Fuente: PEREIRA, BORGES, SANTOS, 2013 - LAPAS).

**Leyenda:** I: Vista lateral de la escápula - (BBr) m. bíceps braquial; (Del) m. deltoideas; (Ife) m. infraespinoso; (RME) m. redondo menor; (SBC) m. subclavio; (Spe) m. supraespinoso; (TBR-cl) cabeza larga del tríceps braquia. II: vista medial de la escápula - (AOM) m. articular del hombro; (BCR) m. coracobraquial; (RMA) m. redondo mayor; (SBE) m. subescapular; (TFA) m. tensor de la fascia del antebraquial. III: vista craneal de Húmero - (BCR) m. coracobraquial; (Ife) m. infraespinoso; (RMA) m. redondo mayor; (Spe) m. supraespinoso; (TBR-cm) m. medial de la cabeza del tríceps braquial. IV: Vista lateral del húmero - (ANC) m. ancóneo; (AOM) m. articular del hombro; (Bra) m. braquial; (Del) m. deltoides; (RME) m. redondo menor; (SBE) m. subescapular; (Spe) m. supraespinoso; (TBR-cla) m. cabeza lateral del tríceps del brazo. V: Vista lateral del cúbito (A) y radio (B) - (BBr) m. bíceps braquial; (TBR-cl) m. cabeza largo del tríceps braquial; (TBR-cla) m. cabeza lateral del tríceps braquial; (TBR-cm) cabeza medial del tríceps braquial. VI: Vista Medial del cúbito - (Bra) m. braquial.

El pelaje de los tapires recién nacidos presenta líneas negras o marrón oscuro y manchas blancas. Son completamente blancos en el vientre, el pecho y el tórax. Este patrón de color es el mismo en las cuatro especies. Dentro de los tres a cuatro meses de edad las líneas y manchas blancas comienzan a desvanecerse; entre ocho y nueve meses los patrones blancos de los recién nacidos han desaparecido de varias partes del cuerpo y los que quedan son apenas visibles. Aproximadamente a un año de edad los tapires juveniles tienen el mismo patrón de color de pelo de los ejemplares adultos. Los tapires recién nacidos, por lo general, pesan entre 3-6 kg (Padilla y Dowler 1994). En cautiverio, los juveniles ganan un promedio de 2,5 kg por semana y están completamente destetados a los 4 meses de edad (Barongi 1993). El crecimiento normalmente finaliza a los 18 meses (Young 1961).

La anatomía reproductiva de tapires hembras y machos se describe en el Capítulo 9 de este Manual.



**Figura 33** - Tapir de Tierras Bajas, Pelaje recién nacido. Foto: Daniel Zupanc.



**Figura 34** - Tapir de Tierras Bajas, Pelaje adulto. Foto: Daniel Zupanc.

---

## LITERATURA RECOMENDADA

Borges DCS. 2013. Anatomia óssea e musculoso e: aspectos adaptativos hacer membro pelvino de *Tapirus terrestris* (perisodáctilos, Tapiridae). Maestría Disertación. Laboratorio de Pesquisas em Animais Silvestres, la Facultad de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Minas Gerais, Brasil. 73 F.

Mangini PR. 2007. perisodáctilos -Tapiridae (Anta). En: Tratado de Animais Salvajes: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editores. Editora Roca, São Paulo, Brasil, pp.598-614.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, United Kingdom.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World -Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Padilla M; Dowler RC. 1994. *Tapirus terrestris*. Especies de mamíferos, 481: 1-8.

SG Pereira. 2013. Anatomia óssea e musculoso e: aspectos adaptativos hacer membro torácico de *Tapirus terrestris* (perisodáctilos, Tapiridae). Maestría Disertación. Laboratorio de Pesquisas em Animais Silvestres, la Facultad de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Uberlândia (UFU), Minas Gerais, Brasil. 79f.

Foto: Patrícia Medici



3

**Métodos de Captura**

# Métodos de Captura



El proceso de captura de tapires debe ser cuidadosamente planeado, y las técnicas de captura deben ser elegidas para minimizar el estrés y lesiones a los animales de estudio, y a los investigadores que están trabajando. La seguridad debe ser una prioridad antes, durante y después de la captura, incluyendo a lo largo de la recolección de muestras biológicas, la marcación, la colocación de un radio-transmisor, el transporte, la translocación, etc. Aparte de la seguridad, muchos otros factores determinan los métodos de captura más apropiados, tales como las especies que serían capturadas, las condiciones locales del medio ambiente y la necesidad y disponibilidad del personal y equipo de trabajo.

Cualquiera sea el método elegido, el primer paso es identificar las áreas frecuentemente utilizadas por los tapires, luego colocar un cebo previo y seguirlos de cerca a estos lugares. Cebos eficaces pueden mejorar los esfuerzos de captura considerablemente. Se han utilizado con éxito la sal mineral y / o frutos del bosque nativo. Sin embargo, el cebo sólo sirve como incentivo adicional para los tapires para que vuelvan a un área específica con regularidad. Es fundamental que estas estaciones de cebo se coloquen en las zonas utilizadas regularmente por los tapires, incluyendo los caminos del tapir, parches de árboles de fruta, u otras zonas con abundantes signos de presencia del tapir. En la región de Calakmul (México), el cebo no mejoró los esfuerzos de atrapar el tapir por los investigadores. En este lugar, los investigadores cebaron en los alrededores de los cuerpos de agua con plátanos y sales minerales y esperaron a los tapires en los árboles cercanos. Esta técnica da mejores resultados durante la estación seca cuando los tapires buscan los cuerpos de agua permanentes (Jonathan Perez, comunicación personal). Los intentos de cebar a los tapires fueron igualmente inefectivos en Nicaragua. Los investigadores establecieron estaciones de cebo en los senderos de los tapires y los supervisaron por más de un año con cámaras-trampas. También supervisaron senderos de tapires que no fueron cebados. La tasa de visitas de tapir no fue estadísticamente



mayor en sitios con cebo que en los sitios sin cebo (Christopher Jordan, comunicación personal).

Dependiendo de la densidad de la población de tapires en estudio, el primer paso puede ser una tarea no muy fácil. Sin embargo, la elección de los sitios con tráfico alto de tapires es extremadamente importante para el éxito de la investigación. El conocimiento local previo del comportamiento de los tapires y la familiaridad con el área de estudio por lo general le ayudan al investigador a determinar las áreas de mayor tráfico de tapires. La experiencia de los cazadores y ganaderos locales puede ser muy útil. Una vez que los tapires visiten regularmente una estación de cebo especial, el investigador debe tomar una decisión sobre el método de captura más apropiado para esa área en particular.

Con el fin de capturar y retener químicamente tapires silvestres, es absolutamente vital que el personal involucrado esté bien entrenado y preparado para funcionar como un equipo. El estrés y el trauma para los investigadores y los animales capturados son los riesgos intrínsecos de manejo de tapires silvestres. Sin embargo, un método de captura bien planificado y la selección de un protocolo de restricción química eficaz y seguro pueden reducir significativamente estos riesgos.

El proceso de captura de tapires requiere la presencia de por lo menos un veterinario quien estará encargado de la inmovilización de los animales, vigilancia del estado de salud de los animales capturados mientras estén anestesiados, y la colección y procesamiento de muestras biológicas. La participación de un veterinario que puede seleccionar y administrar un protocolo anestésico seguro y cuidadosamente monitorear los animales durante la anestesia reducirá aún más los riesgos intrínsecos del proceso de captura. Los veterinarios son los únicos profesionales capacitados para identificar rápidamente la depresión anestésica y tomar las medidas adecuadas. Por lo tanto, la planificación de cualquier investigador en la

captura y la inmovilización de tapires deben contemplar en el presupuesto la participación de un veterinario de fauna silvestre con amplia experiencia. En muchos países, este es un requisito legal, solamente los veterinarios con experiencia u otro personal capacitado, se les da la autorización legal para manejar anestésicos (Benoit Thoisy, comunicación personal).



**Figura 35** - Disparo de dardo anestésico desde el suelo. Foto: Patrícia Medici

En algunos casos, es posible capturar tapires con el disparo de dardos que contienen soluciones anestésicas, ya sea desde una plataforma construida cerca de una estación de cebo o desde el suelo. Disparadores de potencia de aire comprimido o CO<sub>2</sub> deben ser utilizados. No son recomendados los sistemas de pólvora, pues hacen un ruido comparativamente alto cuando son descargados pudiendo asustar y estresar excesivamente a los tapires. La estación de cebo debe estar hasta 10 metros de la plataforma, y debe ser diseñada para asegurar un disparo claro con mínimos obstáculos. La ventaja principal del método con dardos es que no requiere ninguna gran construcción, lo que significa que el sitio de captura seleccionado no se altera. También

el menor costo, en comparación con otros métodos de captura, es otra ventaja importante de los dardos.

La desventaja principal de este método es que los tapires no están restringidos físicamente. Hay algunos peligros inherentes con el disparo de dardos y trabajar con tapires silvestres que no están confinados. El efecto fisiológico como consecuencia del estrés puede retrasar la inducción anestésica o incluso evitar que un animal quede sedado suficientemente para dejar de moverse. Incluso en los casos donde la anestesia es eficaz, si el animal se asusta del impacto del dardo, puede correr, y puede recorrer mucho terreno antes de que las drogas de anestesia surtan efecto. Si el lugar de captura está cerca o dentro de un pantano o zonas pantanosas, esto podría poner a los tapires en riesgo de ahogamiento. Se recomienda evitar el disparo de dardos a tapires en humedales o cerca a los cuerpos de agua. En todos los escenarios, se recomienda encarecidamente utilizar transmisores con el fin de facilitar el proceso de seguir y localizar tapires dardados.

Si el disparo de dardos debe realizarse cerca de cuerpos de agua, el uso de cámara trampas pueden ser útiles para comprobar el peso y la condición corporal de los animales que visitan regularmente el lugar, para que el veterinario pueda calcular una dosis eficaz de las drogas que se administran y preparar los dardos anestésicos antes de intentar la captura (Jonathan Pérez, comunicación personal).

Disparo de dardos desde plataformas en los árboles fue el método de captura principal utilizado por Charles R. Foerster y Sonia Hernández-Divers para capturar tapires de Baird en el Parque Nacional Corcovado, Costa Rica (Hernández-Divers y Foerster 2001).

---

Los investigadores de la Iniciativa para la Conservación del Tapir de Tierras Bajas en Brasil dispararon a los tapires principalmente desde el suelo para capturar / re-capturar a cinco (5) tapires de tierras bajas en el Bosque Atlántico (Medici 2010) y 20 en el Pantanal (EP Medici, comunicación personal, 2014).

Más detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

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

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, United Kingdom.

Trampas foso para capturar tapires consisten en agujeros en el suelo cubiertos con tejas corrugadas y camuflado con residuos forestales. Las trampas deben ser imperceptibles, y el mismo animal puede ser capturado repetidamente. Las trampas utilizadas para capturar con éxito tapires de tierras bajas en el Bosque Atlántico de Brasil fueron de 2,3 m de largo, 1,5 m de ancho y 2,2 m de profundo (Medici 2010). Estas dimensiones pueden no ser adecuadas para otras especies de tapires en otros lugares. Los tapires pueden ser capaces de escaparse de las trampas de menos de 2 m de profundidad. Es importante enfatizar que las trampas deben excavar en caminos que son visitados con frecuencia por los tapires. Las trampas foso no requieren cebo, por lo que son una alternativa a otros métodos en sitios de campo donde el cebo ha demostrado ser ineficaz. En el caso de una captura, el tapir debe ser inmovilizado y manipulado dentro de la trampa. Esto permite a los investigadores un control total durante los procesos de recuperación y liberación. Animales capturados en trampas foso por lo general mantienen la calma y los investigadores pueden disparar dardos fácilmente con una pistola de CO<sub>2</sub> o una cerbatana y dardos anestésicos. La imposibilidad del escape del tapir usando este método de captura permite el diseño de protocolos más seguros, con administración correcta de medicamentos pre-anestésicos y la capacidad de mantener al animal hasta que la recuperación sea completa. Una vez que los procedimientos de captura se terminen, el veterinario puede entonces administrar los agentes de inversión y supervisar la recuperación del animal muy de cerca. Cuando el tapir está totalmente recuperado de la anestesia se abre una rampa en uno de los lados del foso y el animal está libre para salir utilizando la rampa. La mayor desventaja de la trampa foso es que una vez que un tapir ha sido capturado, la misma trampa no se puede utilizar de nuevo. La trampa tiene que ser cerrada. Otras desventajas de las trampas fosos son la dificultad y el costo de la excavación de agujeros tan grandes. Grupos de 4-5 personas pueden tomar ~ 5-6 horas para cavar y camuflar una trampa. Además, esta técnica puede ser controversial debido al peligro de fractura, el riesgo de capturar más de un animal a la vez, los riesgos de manipulación del animal

capturado dentro del foso, y la alteración del hábitat resultante. Condiciones geológicas locales y la capa freática deben ser consideradas. En las zonas con una capa freática <2m, las trampas foso no deben ser utilizadas o puede ser una técnica de captura solamente viable en la estación seca.

Este método fue utilizado con éxito por investigadores de la Iniciativa de Conservación del Tapir de Tierras Bajas en Brasil para capturar / recapturar 15 tapires de tierras bajas en el Bosque Atlántico (Medici 2010). Además, este método fue utilizado recientemente por investigadores del Proyecto Nicaragüense Tapir para capturar tapires de Baird en ese país (C. Jordan, comunicación personal, 2014).

Más detalles sobre este método de captura se proporcionan en:

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.



Figura 36 - Construcción de una trampa foso. Fotos: Patricia Medici



**Figura 37** - Administración de anestesia y manipulación de un Tapir de Tierras Bajas dentro de una trampa foso. Fotos: Patrícia Medici

Los recintos de captura se componen de una caja de madera de 3,5 m de largo, 1,5 m de ancho y 2,2 m de altura. Los postes de las trampas (6) deben ser más anchos que 10 cm y las tablas de madera más gruesas que 2,5 cm. Las paredes deben tener al menos 2,2 m de altura para garantizar que los tapires no puedan escapar. Estos recintos están equipados con un disparador instalado en la parte trasera de la trampa que mantiene en su lugar la puerta principal de la trampa. Cuando un tapir pisa o patea al disparador, la puerta de la trampa se libera automáticamente, capturando al animal en su interior.

Así como con las técnicas anteriores, es necesario construir recintos de captura sobre los caminos naturales de tapires u otras áreas que los tapires utilizan con frecuencia, como los depósitos de sal, árboles frutales, o parches de palma. Un cebo eficaz debe ser colocado en el interior de las trampas para atraer a los tapires. En el caso de la captura, el tapir es inmovilizado y manipulado dentro de la trampa. Los tapires se inmovilizan mediante el uso de una pistola de CO<sub>2</sub> o una cerbatana y dardos anestésicos. Una vez que los procedimientos de captura finalizan, el veterinario puede administrar los agentes de reversión y vigilar la recuperación de los animales muy de cerca. Una vez que el tapir se ha recuperado plenamente de la anestesia, la puerta de la trampa se abre y el animal está libre de salir de la trampa a través de la puerta. Similar al caso de trampas foso, la principal ventaja de recintos de captura es que el equipo puede manipular a los tapires en el interior de la trampa y tiene el control total de los procesos de recuperación y liberación. Otra ventaja importante de este método es que, a pesar del alto esfuerzo inicial y el costo de construir las trampas, muchos tapires diferentes de la misma zona pueden ser capturados individualmente en la misma trampa. Esto reduce los costos de capturar al tapir en el largo plazo y maximiza las posibilidades de recopilar datos

#### Galería 4 – Trampa Corral



*Dos estilos diferentes de recintos de captura. Tenga en cuenta que la primera trampa se construyó en un parche de palma, que es una importante fuente de alimento para el tapir de tierras bajas. Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos.*



sobre las interacciones intraespecíficas entre los individuos vecinos. Recintos de captura utilizados en el largo plazo deben ser reparados regularmente.

Este método fue utilizado con éxito por investigadores de la Iniciativa de Conservación del Tapir de Tierras Bajas en Brasil para capturar / recapturar 23 tapires de tierras bajas en el Bosque Atlántico (Medici 2010) y 114 tapires de tierras bajas en el Pantanal (EP Medici, comunicación personal, 2014).



Figura 38 - Atrapando un Tapir en una trampa corral. (Fotos de Cámara-Trampa)



Foto: Bill Konstant



4

**Restricción Química**

# Restricción Química



Varios protocolos de anestesia se han desarrollado y utilizado previamente para tapires cautivos (Janssen et al. 1999; Nunes et al. 2001; Janssen 2003) y silvestres (Hernandez et al. 2000; 2001; Mangini et al. 2001; Mangini 2007). El protocolo específico utilizado variará dependiendo de diversos factores, incluyendo: método de captura, los objetivos de la inmovilización, el volumen de drogas deseado o factible, el tiempo deseado para la inducción y la recuperación, nivel requerido de inmovilización y la relajación muscular, la necesidad de la reversibilidad, el presupuesto del proyecto, y los requisitos de seguridad del animal y los miembros del equipo de campo.

Varios proyectos de campo de tapir han utilizado protocolos anestésicos que han sido probados exhaustivamente en tapires silvestres en diferentes áreas (Parás-García et al. 1996, Hernández-Divers et al. 1998; Hernández-Divers et al. 2000; Hernández-Divers & Foerster 2001; Mangini et al. 2001; Mangini 2007; Medici 2010; Pérez 2013). Algunos de estos protocolos se presentan a continuación.

Para los investigadores que planean usar estos protocolos se recomienda encarecidamente consultar con un veterinario de vida silvestre con experiencia antes de implementar el protocolo en el campo. Además, es muy recomendable que se establezca contacto con los veterinarios que desarrollaron y / o que tienen experiencia con cada uno de estos protocolos para su posterior consulta.

Las condiciones en las cuales estos protocolos tienen éxito deben ser cuidadosamente exploradas y consideradas al tratar de aplicarlos en situaciones diferentes.

Más información acerca de los medicamentos descritos en este capítulo y sus efectos en la fisiología de los animales están disponibles en el Apéndice 1.

• El éxito de la restricción química en tapires silvestres y en cautiverio depende de una planificación cuidadosa. Durante las etapas de planificación, es importante considerar lo siguiente:

1. Características de la anatomía, el metabolismo y la fisiología de la especie;
2. Las condiciones ambientales del lugar donde la captura tendrá lugar;
3. El método de captura que se empleará;
4. El equipo disponible que pueda ser utilizado durante el proceso de captura;
5. Conocimiento detallado de la farmacología, efectos adversos y contraindicaciones de los fármacos que se utilizarán para la restricción química;
6. Estimación del tiempo necesario para llevar a cabo todos los procedimientos durante la manipulación del animal, incluyendo, pero no limitado a: Radio-collar, la instalación del microchip, colección de muestras biológicas y evaluación clínica;
7. La posibilidad de acontecimientos inesperados que interrumpen o interfieren con la restricción química;
8. La necesidad de comprobar diferentes parámetros fisiológicos de tapires durante su recuperación de la anestesia.

• No es posible determinar con facilidad y precisión el exacto peso de un tapir silvestre capturado. En algunos contextos, también puede ser difícil

en animales en cautiverio. Cómo calcular el peso es importante para determinar la dosis apropiada de anestesia, es importante elegir protocolos que permiten a los veterinarios hacer estimaciones con un amplio margen de seguridad. Dado el considerable peso del tapir, el cálculo de dosis predeterminadas para un peso corporal estimado a intervalos de 50 kg generalmente es seguro. Si es posible, se recomienda que el personal de campo practique calcular los pesos de tapires con animales en cautiverio de peso conocido. En el campo, cámaras-trampas se pueden utilizar para ayudar a estimar pesos de tapires individuales y / o para garantizar que los animales que sean capturados exhiben buena condición física. Ambas observaciones pueden ayudarle a los veterinarios a calcular las dosis de medicamentos.

• El procedimiento de restricción química debe realizarse durante las horas más frescas del día. El animal debe ser monitoreado de cerca y con cuidado hasta que se haya recuperado por completo. Después de la manipulación, el animal debe ser capaz de realizar todas sus funciones ecológicas antes de su liberación.

• Durante los procedimientos de captura y de inmovilización, es importante minimizar el ruido y recomendable limitar el equipo de campo a un número pequeño de personal de manejo. Tan pronto como el animal cae bajo el efecto de la anestesia, sus ojos y oídos deben estar cubiertos con el fin de minimizar los estímulos externos. Este es particularmente necesario en caso de utilizar agentes anestésicos disociativos.

• Es necesario preparar protocolos para posibles emergencias (véase las emergencias más comunes en los siguientes temas) y protocolos

terapéuticos de antelación (vea detalles en el capítulo 11). Se recomienda tener medicamentos de emergencia disponibles, los ejemplos incluyen antagonistas de anestesia como Doxapram, atropina y epinefrina.



**Figura 39** - Administración intramuscular de agentes anestésicos en un Tapir de Tierras Bajas. Foto: Renata Carolina Fernandes-Santos

- • La administración intramuscular de los agentes anestésicos se puede aplicar en lateral del cuello o en el glúteo, o en el muslo (Recomendado para disparar con dardo).

- Una vez que los agentes anestésicos comienzan a surtir efecto, siempre que sea posible, la cabeza del tapir se debe colocar por debajo

del nivel del cuerpo para evitar la aspiración en el caso de regurgitación. Es aconsejable que los veterinarios eviten las condiciones que conduzcan a la aspiración del reflujo gástrico. La intubación traqueal es difícil en tapires por su anatomía: la cabeza es larga y estrecha y la glotis no es visible. La intubación a ciegas es posible con experiencia. Los tubos traqueales deben ser 10-14 mm para los juveniles y 16 a 24 mm para los adultos. La observación directa de la laringe es posible con una hoja larga de laringoscopio. En el caso de que el veterinario no tenga un tubo traqueal es muy importante que todos los orificios estén limpios. Para estar seguro de esto, el veterinario debe sacar la lengua y comprobar la posición del animal para evitar obstrucciones.



**Figura 40** - Inducción: Tapir de Tierras Bajas mostrando primeros efectos de sedación. Foto: Patrícia Medici

- Cuando se trata de animales silvestres, generalmente es imposible hacer una evaluación clínica adecuada antes de la restricción. La mayoría de las veces sólo es posible tener una evaluación aproximada de la condición corporal, lesiones de la piel y deformidades mediante inspección visual. Las condiciones del sistema circulatorio y respiratorio serán desconocidas hasta que el animal esté inmovilizado químicamente. Este es un riesgo significativo y los veterinarios deben ser conscientes de las posibles complicaciones asociadas durante los procedimientos de contención con anestésicos y químicos.



**Figura 41** - Monitoreo de parámetros fisiológicos de un Tapir silvestre bajo anestesia. Foto: Gabriel Damasceno.

- El manejo de los animales extremadamente estresados debe ser evitado. El estrés agudo puede tener graves efectos sobre la respuesta animal a las amenazas naturales, y afectar su sistema cardio respiratorio y el metabolismo, lo que puede alterar el efecto de los agentes anestésicos e incluso poner en riesgo la vida del animal.

- Es importante asegurarse de que durante la inducción o recuperación de la anestesia, el animal no puede acceder a fuentes de agua o terreno rocoso o irregular. Estas condiciones pueden resultar en lesiones graves o incluso accidentes letales para los animales anestesiados.

- La accesibilidad al animal (dependiendo del método de captura seleccionado) y el volumen de los anestésicos que se administrarán son partes clave del protocolo previsto que ayudará a determinar el equipo más adecuado para administrar los medicamentos (jeringa, pistola de dardos, cerbatana, rifle, etc.). Para expediciones de lanzamiento, pistolas o rifles de dardos y dardos anestésicos especiales pueden ser comprados a fabricantes conocidos como Dan-Inject, Telinject, Pneu-Dart, etc. Para los animales en trampas de caja o trampas foso, las cerbatanas, jeringa- bastón o jeringas pueden ser utilizados.

- El protocolo anestésico ideal será eficaz en una sola dosis, forzará el animal a dormir rápidamente, y proporcionará suficiente tiempo para todos los procedimientos necesarios. El protocolo debe ser diseñado de tal manera que un veterinario puede complementar fácilmente y con seguridad la administración de fármacos adicionales si hay necesidad de extender el período de manejo.

- Algunos agentes anestésicos y / o antagonistas, no están disponibles o son ilegales en algunos países. Por ejemplo, protocolos que incluyen opioides no son legales en todos los países de distribución geográfica

de los tapires. En los países donde están prohibidos los agentes anestésicos, puede ser necesario desarrollar protocolos alternativos para la restricción química de tapires que pueden encontrarse en el



**Figura 42** - Administración intravenosa de agentes de reversión en un Tapir de Tierras Bajas. Foto: Patricia Medici.

presente manual. Si es necesario, estos protocolos alternativos deben ser probados por personal calificado para el diseño de investigaciones bien definidas, antes de implementarlas en el campo.

- Los efectos adversos más comunes durante la inducción o la recuperación de la restricción química en tapires son apnea, hipotensión arterial y agitación / ataxia.

- Las emergencias más comunes durante la captura de tapires son la hipotermia, hipertermia, bradicardia, saturación de oxígeno baja y apnea. El monitoreo continuo de la temperatura corporal es esencial para la seguridad del animal inmovilizado dado que los medicamentos tienden a interferir con las funciones de termorregulación. Es importante la debida atención a la temperatura corporal en los días especialmente fríos o calurosos. El animal inmovilizado no debe ser expuesto a corrientes de aire frías, superficies mojadas, la luz del sol directa o ambientes con poca circulación de aire y aumento de la temperatura. Debido a su gran masa corporal y superficie corporal baja en proporción a la masa corporal, los tapires son más propensos a desarrollar hipertermia que hipotermia. Animales en hipotermia deben ser expuestos al calor y / o protegidos con materiales termo aislantes, mientras que los animales en la hipertermia deben ser bañados con agua fresca.

- Es necesario vigilar cuidadosamente los parámetros fisiológicos del animal bajo anestesia. La auscultación cuidadosa del corazón y los pulmones; monitoreo constante del ritmo cardíaco y respiratorio, la temperatura corporal, y la coloración de la mucosa; y mediciones de la presión arterial indirectos (como el 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

controlar la depresión anestésica en tapires. También se recomienda monitorear la saturación de oxígeno en la sangre con pulsioximetría, especialmente con los protocolos anestésicos que puedan involucrar episodios de apnea cortos. Es importante tener en cuenta que los tapires están adaptados a experimentar apnea fisiológica mientras nadan. Así períodos cortos de apnea durante la contención química tienden a ser menos comprometedores para estas especies.

- El veterinario a cargo de una captura de tapir y restricción química debe estar plenamente familiarizado con la fisiología del estrés y las posibles consecuencias médicas de la captura de un animal silvestre. El nivel de estrés de una especie es uno de los factores más importantes que influyen sobre la reacción a la anestesia en animales silvestres. Diferentes especies de tapires e incluso diferentes individuos de pesos corporales similares pueden responder de forma diferente a un mismo tipo de factores estresantes, y por lo tanto el mismo protocolo anestésico. Todas las capturas deben planificarse cuidadosamente para reducir el estrés en el animal capturado, esto incluye la reducción de ruido y otros estímulos a los que el animal capturado será expuesto tanto como sea posible.

- Es preferible usar drogas anestésicas que tengan un medicamento de reversión. El uso de fármacos de reversión hace manejos de captura más eficientes y reduce el tiempo que los investigadores pasan con cada animal. Esto puede permitir capturas más seguras en condiciones que no son ideales y que sea factible que un equipo pueda capturar y procesar varios animales en un solo día o noche.



**Figura 43** - Recuperación / liberación. Foto: Patrícia Medici

- Es esencial mantener un registro detallado de las dosis anestésicas y de monitoreo fisiológico durante cada captura. Los resultados de estos registros, incluyendo los aspectos positivos y negativos deben ser publicados o de alguna manera ser puestos a disposición de otros investigadores de campo para ayudar a mejorar nuestro conocimiento sobre la restricción química de tapires. El APÉNDICE 2 presenta un modelo de hoja de cálculo que puede ser utilizado por los veterinarios de campo para registrar y supervisar los detalles pertinentes y observaciones de campo durante la inmovilización química de ejemplares silvestre.

En cautiverio es bastante común capturar o inmovilizar tapires para una variedad de actividades, incluyendo los exámenes veterinarios, radiografías, ultrasonidos, la recolección de muestras biológicas, emergencia médica, y el transporte a un recinto diferente. El tipo de

actividad y el temperamento del tapir determinarán si los tapires necesitan ser inmovilizados o si el condicionamiento operante será adecuado para realizar las tareas requeridas.

Ofrecemos protocolos para aquellos casos en que se requiere la anestesia para tapires en cautiverio (vea protocolos recomendados en este capítulo). Anestesiarse tapires en cautiverio es una operación tan delicada, así como lo es con tapires silvestres. Es importante que el personal veterinario esté capacitado y experimentado en la captura o inmovilización para asegurar que el proceso vaya de la mejor manera posible. Si se utiliza equipo de captura, es importante asegurarse de que está en buenas condiciones de funcionamiento.

Antes de la anestesia se recomienda mantener los individuos sin comida y agua por 18 a 24 horas para reducir el riesgo de regurgitación y aspiración (esto es raro, pero no sin precedentes). Los procedimientos de anestesia se deben realizar en un ambiente tranquilo (sin gritos, ruidos o presencia de otros animales que puedan molestar a los tapires anestesados). Si el tapir que se va a inmovilizar comparte un recinto con otros tapires, se recomienda separar los animales antes de la anestesia para reducir los riesgos para los individuos y el personal veterinario.

El decúbito lateral es una posición del cuerpo cómodo para tapires y conveniente para el personal veterinario que trabaja con el animal anestesiado. Al igual que con tapires silvestres, la cabeza y el cuello de los ejemplares deben colocarse por debajo del nivel del cuerpo para evitar la aspiración del reflujo gástrico en caso de regurgitación. Se recomienda el mantenimiento de un acceso venoso con fluidos y oxígeno suplementario mediante mascarilla o cánula nasal a los 6 - 10L / min. Durante la inmovilización, es importante cubrir los ojos con un paño para evitar estímulos de luz. Al igual que en los tapires silvestres, durante todo el proceso de la anestesia de tapires en cautiverio, es importante para los veterinarios monitorear los parámetros fisiológicos como la frecuencia cardíaca, la frecuencia respiratoria, la temperatura corporal y el nivel de oxígeno en sangre.

En el caso de tapires en cautiverio, ciertos zoológicos realizan condicionamiento operante (con refuerzo positivo), haciendo innecesaria la inmovilización química. En estos casos, los tapires colaboran voluntariamente durante todo el proceso en diferentes procedimientos médicos u otras actividades. Cuando los tapires son rascados y frotados a lo largo del dorso, el abdomen, el cuello, el rostro, o la línea de la mandíbula, se acuestan. Con individuos especialmente dóciles, los veterinarios pueden realizar los exámenes médicos, la venopunción, ultrasonido, tratamiento de heridas, etc., mientras que los asistentes rascan el tapir que se encuentra echado sobre el suelo. Las personas que trabajan con los tapires entrenados deben tener mucha precaución a fin de evitar lesiones o accidentes graves (Janssen, 2003).



## Galería 5 - Restricción Química



*Anestesia en tapires en cautiverio. Reserva Experimental Horco Molle, provincia de Tucumán. Argentina. Foto: Fundación Temaikèn.*



*Recuperação anestésica. Reserva experimental Horco Molle, Província de Tucumán. Argentina. Foto: Fundação Temaikén.*

## LITERATURA RECOMENDADA

Gachen G; Quse V; Falzone M; González Ciccía P. 2011. Effective drug combinations for collecting samples in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*). In: Proceedings of the Fifth International Tapir Symposium. p32.

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 1998. Cardiopulmonary Effects and Utility of a Butorphanol-Xylazine-Ketamine Anesthetic Protocol for Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. In: Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 2000. Butorphanol-Xylazine-Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica. In: Journal of Wildlife Diseases: 36(2), pp. 335–341

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

Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp.562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp.569-577.

Kreeger TJ. 1997. Handbook of Wildlife Chemical Immobilization. Published by International Wildlife Veterinary Services Inc., USA. 341 pp.

Mangini PR; Velastin GO; Medici EP. 2001. Protocols of chemical restraint used in 16 wild *Tapirus terrestris*. Archives of Veterinary Science 6:6-7.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla -Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World -Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Parás-García A; Foerster CR; Hernández-Divers SM; Loria DL. 1996. Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Pérez J. 2013. Immobilization of Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*) using thiafentanil oxalate (A3080) in combination with xylazine and ketamine. In: Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group, vol. 22 (31), pp, 15-19.

Básicamente el protocolo de anestesia incluye una mezcla de opioides agonistas (Butorfanol a dosis de 0,15-0,4 mg/kg IM) y un agonista alfa-2 adrenérgico (Xylazina a dosis de 0,3-0,8mg/kg IM o Detomidina a 0,05mg/kg IM). Estas drogas pueden ser administradas en el mismo dardo (ej. Butorfanol + Xylazina). Aproximadamente 4-6 minutos de aplicado los anestésicos los tapires comienzan con falta de coordinación; pierden el equilibrio y comienzan a sentarse. Aproximadamente 10 minutos más tarde hay un alto nivel de relajación muscular y los animales se echan. Si la anestesia inicial no es suficiente, puede utilizarse Ketamina (0,25-1mg/kg IV) para lograr la sedación necesaria (Janssen, 2003). La administración intramuscular de agentes anestésicos puede aplicarse en los músculos laterales del cuello, en los glúteos o en los músculos del muslo. Los antagonistas narcóticos y los Alfa-2 deberán utilizarse como agentes de reversión (ej. Yohimbina a dosis de 0,3mg/kg IV y Naltrexona a 0,6 mg/kg respectivamente). La recuperación comienza alrededor de 1-2 minutos luego de administrarse los antagonistas al animal inmovilizado. En aquellos casos en los cuales se ha suplementado la anestesia inicial con Ketamina, es necesario esperar 30-40 minutos luego de la última administración de Ketamina y antes de administrar los agentes de reversión. Como ya fuera mencionado, durante la inducción y el período de recuperación, el tapir capturado no debe tener acceso a piletas de agua, áreas rocosas o hábitats con piso inclinado a los efectos de evitar accidentes (Nunes et al. 2001)

### Butorfanol/ Xylazina

Tapir Bairdi, *Tapirus bairdii* – Parque Nacional Corcovado, Costa Rica

Método de Captura: Dardo

**Protocolo:** La dosis para un animal de 200-300 kg es de 40-50mg de Tartrato de Butorfanol (Torbugesic) más 100mg de Xylazina en el mismo dardo. En caso de necesitar extender la anestesia debe aplicarse Ketamina de manera adicional a dosis de  $187 \pm 40.86$  mg/animal, administrada endovenosa la mayoría de las veces.

**Reversión:** Naltrexona (50mg) mezclado con 1.200mg de Tolazolina en la misma jeringa IM, suministrar no antes de los 30 minutos de la última administración de Ketamina.

**Comentarios:** Este protocolo fue administrado a animales a través de un dardo y desde el escondite de un árbol. Los animales se habían habituado a ir al lugar (bananas) durante varios días y entonces luego estaban tranquilos cuando fueron dardeados.

**Para mayor información sobre este protocolo por favor contactarse con:**

Charles R. Foerster (Researcher), Sonia Hernández (DVM);

E-mail: [shernz@uga.edu](mailto:shernz@uga.edu)

**Mayores detalles sobre este protocolo son proporcionados en:**

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 1998. Cardiopulmonary Effects and Utility of a Butorphanol-Xylazine-Ketamine Anesthetic Protocol for Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs (*Tapirus bairdii*) in Costa Rica. Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

Hernández-Divers SM; Bailey JE; Aguilar R; Loria DL; Foerster CR. 2000. Butorphanol-Xylazine-Ketamine Immobilization of Free-Ranging Baird's Tapirs in Costa Rica. In: Journal of Wildlife Diseases: 36(2), pp. 335–341

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

### Butorfanol / Medetomidina / Ketamina

Tapir de Tierras Bajas *Tapirus terrestris* - Pantanal, Brasil

Método de Captura: Corral de Captura

**Protocolo:** El Tartrato de Butorfanol (Torbugesic, 10 mg / ml) 0,15 mg / kg + medetomidina (Domitor, 1 mg / ml) 0,012 mg / kg + ketamina (100 mg / ml) 0,6 mg / kg, IM, en un dardo de 5cc. La forma concentrada de medetomidina (20 mg / ml) se ha utilizado para reducir el volumen final. La atropina (15 mg / ml) 0,03 mg / kg puede ser añadida al protocolo con el fin de inhibir la salivación y secreciones respiratorias excesivas, observados comúnmente en tapires.

**Reversión:** La Naltrexona (50 mg / ml) de 0,3 mg / kg + Atipamezol (Antisedan 5mg / ml) 0,04 mg / kg en la misma jeringa, ½ IM + ½ IV, no dar antes de al menos 35 minutos desde la última administración de ketamina.

**Comentarios:** Adecuado para tapires capturados en corrales o trampas. El tiempo medio de inducción de este protocolo es de 4-6 minutos, y el tiempo promedio de recuperación es de 1-2 minutos después de la administración de las drogas de reversión. Este protocolo también se utiliza comúnmente en tapires en cautiverio.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

Patrícia Medici (Researcher; E-mail: [epmedici@uol.com.br](mailto:epmedici@uol.com.br)), Renata Carolina Fernandes-Santos (DVM; E-mail: [renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br)), Paulo

Rogério Mangini (DVM; E-mail: [paulomangini@triade.org.br](mailto:paulomangini@triade.org.br)), Caio Motta (DVM; E-mail: [mvcaiomotta@gmail.com](mailto:mvcaiomotta@gmail.com)).

### Metadona / Detomidina / Ketamina

Tapir de Tierras Bajas *Tapirus terrestris* - Mata Atlántica,

Brasil,

Método de Captura: Corral de Captura

**Protocolo:** Clorhidrato de Metadona (Mytedom, 10 mg / ml) 0,15 mg / kg + Detomidina (Dormiun V, 10 mg / ml) 0,05 mg / kg + Ketamina (100 mg / ml) 1-2 mg / kg, IM. La Atropina (10 mg / ml) 0,02 mg / kg puede ser añadido al protocolo con el fin de inhibir la salivación y secreciones respiratorias excesivas, observados comúnmente en tapires.

**Reversión:** La Naloxona (Narcan 0,4 mg / ml) 0,01 -0,02 mg / kg + Yohimbina (10 mg / ml) 0,1 mg / kg en la misma jeringa, ½ IM + ½ IV, no antes de al menos 35 minutos dado de la última administración de Ketamina.

**Comentarios:** Adecuado para tapires capturados en corrales o trampas. El tiempo medio de inducción de este protocolo es de 5-6 minutos, y el tiempo promedio de recuperación es de 1-3 minutos de la administración de las drogas de reversión. Hay buena relajación muscular, lo que permite mover el animal dentro de la caja trampa o caja de transporte.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

Andressa Gatti (Investigador), Maria Fernanda Naegeli Gondim (DVM; E-mail: [mfgondim@yahoo.com.br](mailto:mfgondim@yahoo.com.br)), Eduardo Raposo Monteiro (DVM), Paulo Rogério Mangini (DVM, E-mail: [paulomangini@triade.org.br](mailto:paulomangini@triade.org.br)), Renata Carolina Fernandes-Santos (DVM; E-mail: [renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br)).

**Tiletamina-Zolazepam / Medetomidina / Ketamina**

**Tapir de Tierras Bajas, *Tapirus terrestris*- Bosque Atlántico y el Pantanal, Brasil,**

**Método de Captura: Dardo**

**Protocolo:** Tiletamina-Zolazepam (Zoletil 50, 250 mg) 1,25 mg / kg + medetomidina (20 mg / ml) 0,006 mg / kg + ketamina (100 mg / ml) 0,6 mg / kg, IM, en un dardo 3cc. Para reducir el volumen final, se utilizan ketamina y medetomidina para diluir Tiletamina-Zolazepam liofilizado. La atropina (15 mg / ml) 0,03 mg / kg puede ser añadido al protocolo con el fin de inhibir la salivación y secreciones respiratorias excesivas, observados comúnmente en tapires. Teniendo en cuenta los efectos adversos observados comúnmente durante la recuperación utilizando este protocolo (mire comentarios abajo), algunos veterinarios indican la administración de midazolam (5 mg / ml) 0,03 mg / kg 30-40 minutos después de la administración de Zolazepam para complementar los efectos de la benzodiazepina y reducir los efectos indeseables de los anestésicos disociativos. Por otro lado, la administración de suplementos de Midazolam podría extender el tiempo de recuperación.

**Reversión:** No disponible

**Comentarios:** Adecuado para el método de captura de dardos (menor volumen total). El tiempo medio de inducción para este protocolo es de 2-3 minutos, con un buen tiempo de inmovilización de 30 a 40 minutos. Teniendo en cuenta que por lo general es imposible estimar el peso de un tapir antes de utilizar el método de dardos, este protocolo ofrece un amplio margen de seguridad. Este protocolo fue diseñado para tapires con el peso corporal estimado de 200 kg, su utilización proporciona una inmovilización química segura y satisfactoria para los individuos con peso corporal entre 100-300 kg. Las variaciones de este protocolo utilizando otros alfa-2 agonistas como Detomidina y Romifidina, con y sin ketamina, fueron probados con mejores resultados para la inmovilización, al igual que los parámetros

cardiorrespiratorios y la recuperación se obtuvieron con medetomidina y ketamina. Con protocolos incluyendo Detomidina se observaron episodios de apnea cortos con mayor frecuencia. No es raro observar efectos adversos, como agitación, movimientos de sacudidas de la cabeza, pedaleo, episodios de apnea cortos y ataxia y durante la recuperación a través de protocolos utilizando Tiletamina / Zolazepam.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

Patrícia Medici (Researcher; E-mail: [epmedici@uol.com.br](mailto:epmedici@uol.com.br)), Renata Carolina Fernandes-Santos (DVM; E-mail: [renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br)), Paulo Rogerio Mangini (DVM; E-mail: [paulomangini@triade.org.br](mailto:paulomangini@triade.org.br)), Caio Motta (DVM; E-mail: [mvcaiomotta@gmail.com](mailto:mvcaiomotta@gmail.com)).

**Más detalles sobre este protocolo se proporcionan en:**

Mangini PR; Velastin GO; Medici EP. 2001. Protocols of chemical restraint used in 16 wild *Tapirus terrestris*. Archives of Veterinary Science 6:6-7.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla - Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

**Etorfina / Acepromazina,  
Tapir de Baird, *Tapirus bairdii* – México  
Método de Captura: Dardo**

**Protocolo:** La dosis total para un animal de 200-250 kg es una mezcla de 1,96 mg Clorhidrato de Etorfina más 5,90 mg de Maleato de Acepromazina en el mismo dardo.

**Reversión:** Clorhidrato de Diprenorfina (Revivon animal grande, C / Vet limitado) - 5.88 mg

**Comentarios:** Este protocolo ha sido diseñado para las condiciones particulares de Sierra Madre de Chiapas, México. Esta región tiene una topografía muy acentuada con pronunciadas pendientes de más de 60 grados de inclinación. Por esta razón, el tiempo de inducción debe ser minimizado, con el fin de evitar muertes.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

A lberto P ar á s -García (DVM), I v á n L ira -Torres (DVM; E -mail: [ilira\\_12@hotmail.com](mailto:ilira_12@hotmail.com))

**Más detalles sobre este protocolo se proporcionan en:**

Parás-García A.; Foerster CR; Hernández-Divers SM; Loria DL. 1996.

Immobilization of Free Ranging Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Proceedings American Association of Zoo Veterinarians (AAZV).

**Thiafentanil oxalato (A3080) / Xilazina / Ketamina,  
Tapir de Baird, *Tapirus bairdii* - México  
Método Captura: Dardo**

**Protocolo:** La combinación de fármacos se hizo con Oxalato de Tiafentanilo 1mg / 100kg + Xilazina 1mg / kg +Ketamina 0,5 mg / kg IM colocados en el mismo dardo.

**Reversión:** 10 mg de Naltrexona / 1 mg de Tiafentanilo y Yohimbina 0,125 mg / kg IM.

**Comentarios:** Este protocolo se ha utilizado en la región de Calakmul de Campeche, México. La combinación de estos tres fármacos proporciona una rápida inducción y recuperación. Los animales con una condición corporal pobre pueden ser inmovilizados por periodos de tiempo cortos o largos, estos fármacos han demostrado ser seguros para los animales en cautiverio y libres.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

Jonathan Pérez Flores (DVM; E-mail: [johnspf77@yahoo.com.mx](mailto:johnspf77@yahoo.com.mx))

**Más detalles sobre este protocolo se proporcionan en:**

Pérez J. 2013. Immobilization of Baird’s Tapir (*Tapirus bairdii*) using thiafentanil oxalate (A3080) in combination with xylazine and ketamine. In: Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir

Specialist Group, vol. 22 (31), pp, 15-19.

**Butorfanol / Xilazina**

**Tapir de Tierras Bajas, *Tapirus terrestris*, en cautiverio -**

**Argentina**

**Método de Captura: Dardo**

**Protocolo:** La combinación de fármacos se hizo con Xilazina 0,8 mg / kg IM + Butorphanol 0,4 mg / kg IM proporcionado en el mismo dardo. En caso de ser necesario profundizar la anestesia por alguna razón (por ejemplo, procedimiento quirúrgico o si el animal inmovilizado se está trasladando a otro recinto) se administraron ketamina IV (1 mg / kg) o Isoflurano inhalado.

**Reversión:** La Yohimbina 0,36 mg / kg IV (para la Xilazina) y Naltrexona 0,4 mg / kg IV (para el Butorfanol), administrados después de 30-40 minutos de la última administración de Ketamina.

**Comentarios:** Este protocolo se realizó en 40 animales (24 machos y 16 hembras; 38 adultos y dos juveniles) de cinco zoológicos argentinos. Tiempo de inducción fue de 12 minutos aproximadamente. En general, los procedimientos se llevaron a cabo entre 10-45 minutos con un promedio de 28 minutos.

**Para obtener más información acerca de este protocolo por favor póngase en contacto con:**

Gustavo Gachen (DVM; E-mail: [ggachen@temaiken.org.ar](mailto:ggachen@temaiken.org.ar)); Viviana Quse (DVM; E-mail: [vivianaquse@gmail.com](mailto:vivianaquse@gmail.com)); Martín Falzone (DVM; E-mail: [mfalzone@temaiken.org.ar](mailto:mfalzone@temaiken.org.ar)).

**Más detalles sobre este protocolo se proporcionan en:**

Gachen G; Quse V; Falzone M; González Ciccía P. 2011. Effective drug

**Resumen de los principales protocolos de anestesia utilizados en Europa para tapires en cautiverio (EEP Tapir de Tierras Bajas- Cuestionario 2014)**

Butorfanol 0.15 mg/kg	+	Xylazina 0.3 mg/kg	+	Ketamina 0.5 - 1 mg/kg IM ou IV	
		Medetomidine 0.01 - 0.03 mg/kg			si es necesario
		Detomidine 0.04 - 0.05 mg/kg			

combinations for collecting samples in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*). In: Proceedings of the Fifth International Tapir Symposium. p32.

**Protocolos anestésicos principales utilizados en Europa en Tapires de Tierras Bajas en cautiverio**

**Protocolo recomendado para cargar y transportar tapires en cautiverio**

---

El siguiente protocolo se utiliza para la tranquilización para cargar y transportar tapires en cautiverio. Es muy práctico, ya que puede ser administrado por vía oral el día antes del transporte: Acepromacina 0,75 mg / kg + Diazepam 0,05 mg / kg PO. Este protocolo se utiliza en tapires de tierras bajas y tapires malayos. Después de la administración, el animal estará tranquilo en las próximas 48 horas. Gel oral de Detomidina también ha sido utilizado con éxito para una sedación leve y corta (Ordonneau 2014).



Foto: Daniel Zupanc



5

**Evaluación Clínica**

# Evaluación Clínica

La evaluación clínica de un espécimen capturado comienza a partir de la primera observación del animal dentro de la trampa (o durante la búsqueda para la captura) cuando el veterinario evalúa la salud aparente del tapir, incluyendo su estado nutricional, la condición de la piel y el pelo, capacidad de locomoción y se estima el peso corporal. En el caso de animales aparentemente no saludables, con varias lesiones de piel, mal estado nutricional, dificultad evidente en la locomoción etc., el veterinario deberá elegir no restringir químicamente al individuo, a menos que un protocolo anestésico alternativo con fármacos más apropiados pueda ser utilizado para inmovilizar de forma segura al tapir.



**Figura 44** - Evaluación física de un Tapir silvestre dentro de una caja- trampa por inspección visual. Foto: Patricia Medici.

Una vez anestesiado, cada tapir debe recibir un examen físico completo, que incluye evaluaciones o exámenes en:

- 1) el estado general del cuerpo;
- 2) la condición de la piel;
- 3) integridad de la piel (presencia de lesiones, cicatrices y / o heridas, alteraciones en la pigmentación);
- 4) cavidades anatómicas (oftálmica, nasal, oído, oral - incluyendo evaluación dental, rectal);
- 5) palpación y auscultación;
- 6) integridad musculoesquelética y movilidad;
- 7) estado de las uñas y almohadillas de las patas;
- 8) la salud reproductiva (en las hembras: la inspección vaginal, evaluación de glándulas mamarias y otras evidencias de la actividad reproductiva; en los machos: evaluación de pene y palpación de los testículos); y,
- 9) la presencia y el nivel de infestación de ectoparásitos (Medici et al. 2014).

En muchos sitios los tapires silvestres están muy infestados con garrapatas (mayormente *Amblyomma* sp.), y también niguas (*Tunga penetrans*). Los datos indican que estas infestaciones se deben considerar normal para muchas poblaciones de tapires silvestres. No obstante, siempre que sea posible, el investigador debe tratar de cuantificar la infestación, comparar el grado de infestación de los parámetros hematológicos, y comparar los resultados locales con los de diferentes sitios de estudio con el fin de determinar el impacto de

## Galería 6 - Evaluación Clínica.



Examen médico de un tapir silvestre bajo anestesia. Foto: Patrícia Medici.



Avaliação veterinária de animal cativo sob condicionamento operante; Foto: Fundação Temaiken



Avaliação de mucosa oral em anta de vida livre. Foto: Jonathan Perez

**Tabla 3** - Resultados de la evaluación física de los tapires silvestres en el Bosque Atlántico -AF (1996-2008) y el Pantanal-PA (2008-2012), Brasil (Medici et al. 2014).

Parámetro	AF (N = 44)	PA (N = 68)
Condición corporal	77,3% buena 15,9% regular 6,8% pobre	75% buena 23,5% regular 1,5% pobre
Condición del pelo	6,8% pigmentación o condición física alterada	1,5% alopecia en dorsal de región lumbar
Piel	34,1% cicatrices o heridas recientes	47,1% cicatrices o heridas recientes 1,5% flemón
Ojos	9% de halo senil 4,5% opacidad del cristalino bilateral 4,5% glandular periophthalmic Inflamación	4,4% unilaterales lesiones corneales 2,9% de halo senil 1,5% opacidad bilateral de la lente 1,5% ojo amarillento bilateral descarga
Genital	2,3% flujo vaginal anormal 2,3% mucosa vaginal hiperémica	1,5% descarga vaginal
Condiciones Dentales	4,5% fracturas en incisivos	No se observan condiciones dentales

ectoparásitos en tapires locales. Las garrapatas y otros ectoparásitos tienden a concentrarse en el abdomen, orejas, glándulas mamarias, la vulva / pene, región inguinal y el lado medial del muslo.

Durante la evaluación clínica, los individuos capturados se pueden clasificar de acuerdo con la clase de edad como función de la dentadura, el desgaste de los dientes, erosión de las uñas y el aspecto de almohadillas de las patas. Medici (2010) separa a los individuos en tres grupos de edad: menores (de 6 meses a 1 año), sub-adultos (1-4 años) y adultos (más de 4 años de edad). Animales jóvenes (menores de 6 meses) se pueden categorizar como infantes. El registro de esta información ayuda a hacer un perfil de la población de tapires capturados e interpretar los datos de salud y ecología espacial.

Se ha informado que los tapires de tierras bajas silvestres con radio-collares puestos por períodos de tiempo prolongados sufren disminución local en la cresta y a veces deformaciones cutáneas, alopecia y endurecimiento de la piel debajo del collar. En algunos casos, los radio-collares causan lesiones crónicas de la piel por la fricción, lo que podría predisponer a estos individuos a la miasis local. Si las lesiones cutáneas son graves, los tapires deben ser recapturados y los collares deben ser eliminados.



**Figura 45** - Tapir de Tierras Bajas mostrando reducción local en la cresta y alopecia resultante de un uso prolongado de un radio-collar. Foto: Patrícia Medici.

Es necesario que los veterinarios realicen evaluaciones clínicas periódicas en tapires en cautiverio también. Individuos acondicionados que colaboran con el manejo y los procedimientos médicos pueden ser examinados fácilmente sin inmovilización. Puede ser necesario anestesiarse tapires sin entrenamiento para poder evaluar su estado de salud. La anestesia permite a los veterinarios la opción de recoger muestras biológicas (sangre, orina, etc.), o la realización de pruebas complementarias como la ecografía y la radiografía.

Parámetros		AF + PA		
		Medio	SD	N
Frecuencia cardíaca	(bpm)	75	18	60
Frecuencia Respiratoria	(bpm)	26	10	59
Saturación Oxígeno en sangre	(%)	88	13	50
Temperatura corporal	(°C)	37	1	32

**Tabla 4** - Parámetros fisiológicos de Tapires de Tierras Bajas silvestres bajo anestesia en el Bosque Atlántico (AF) y (PA) biomas Pantanal, Brasil (Medici et al. 2014). SD: Desviación Estándar

---

## LITERATURA RECOMENDADA

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. In: Journal of Integrative Zoology 7:331-345p.



6

**Obtención, manipulación y  
almacenamiento de muestras biológicas**

# Obtención, manipulación y almacenamiento de muestras biológicas



Hay poca información disponible sobre las enfermedades que afectan a los tapires en la naturaleza. El Grupo Especialista de Tapires de la IUCN / SSC (TSG) ha logrado animar a los veterinarios e investigadores que trabajan con los tapires para que recogan muestras biológicas y publiquen los resultados de sus evaluaciones de salud de tapires. Así, durante el curso de los últimos años, hemos podido acumular una gran cantidad de información y continuamos ampliando nuestro conocimiento de cómo las enfermedades afectan a los tapires silvestres.

Es sumamente importante que los veterinarios planeen tomar muestras biológicas, pero antes consulten con el laboratorio diagnóstico que realizará el análisis para evitar que la recolección, manipulación o almacenamiento de muestras sean inadecuadas (Tabla X). Dado que las pruebas diagnósticas más disponibles en el mercado han sido diseñadas y probadas para animales domésticos, se recomienda encarecidamente que los veterinarios de campo consulten especialistas en las diferentes áreas (microbiólogos, virólogos, etc.) para determinar la prueba apropiada de usar y entender cómo interpretar los resultados con precisión. Además de esto, se recomienda que los veterinarios de campo desarrollen un sistema para el almacenamiento a largo plazo con el fin de mantener las muestras para su posterior análisis. Nuevas pruebas de diagnóstico están en desarrollo constante y análisis más precisos o convenientes pueden estar disponibles en los próximos años.



Todas las muestras biológicas recogidas deben ser identificadas con el individuo del cual fueron tomadas (incluida la información sobre las especies, nombre, sexo y grupo de edad). Por otra parte, es importante registrar: una descripción y las coordenadas geográficas del lugar donde se encontraba la muestra recogida, la temporada de la recolección (que podría afectar la prevalencia de algunas enfermedades), una historia detallada que describe las condiciones bajo las cuales se recogieron las muestras (sedación, anestesia general, necropsia, etc.), y cualquier característica anatómica (por ejemplo, sitio de recogida de sangre, sitio de colección de ectoparásitos) del tapir que pueden ayudarles a los veterinarios a interpretar los resultados de pruebas diagnósticas. El APÉNDICE 2 ofrece una lista sugerida de muestras para ser recogidas y notas que se deban tomar. Le recomendamos encarecidamente el uso de las hojas de cálculo proporcionadas para ayudar a estandarizar la recolección de datos a nivel mundial y facilitar las comparaciones entre sitios.

Para tapires en cautiverio, es importante etiquetar las muestras con el nombre de la institución / zoo, el número de chips, la identidad ZIMS o el nombre del tapir, el sexo, la edad, la fecha y hora de recogida y el nombre de la persona que recolectó las muestras.

Por último, los tapires son enumerados por la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES), lo que significa que el transporte de cualquier producto biológico derivado de ellos será bajo reglamentos de CITES. Siempre y cuando el transporte de muestras sean fuera del país de origen, además de otros permisos de importación / exportación, se requiere un permiso de CITES. Se recomienda encarecidamente que el

veterinario se familiarizarse con la legislación en su país que regula el movimiento de muestras biológicas del tapir, tanto dentro como fuera de las fronteras nacionales.

Las siguientes secciones proporcionan detalles sobre procedimientos de muestreos biológicos comunes.

### 6.1.1. Sangre

Para cada muestra de sangre que se extrae, la zona de extracción debe ser adecuadamente desinfectada con 1: 1 de yodo povidona / etanol 70% o solución de clorhexidina, dado que los tapires están relacionados con el agua y su piel puede estar altamente contaminada.

La venopunción se puede hacer fácilmente en las venas safenas o cefálicas o en sus carpo / tarso derivados del acceso medial donde la piel es más delgada. La vena yugular es profunda y no siempre de fácil acceso, pero es una alternativa importante cuando se necesitan grandes volúmenes sanguíneos o cuando las otras venas están colapsando después de la punción. La vena auricular caudal, que corre a lo largo del centro de la parte posterior de la oreja, puede también ser utilizada.

El uso de sistemas de muestreo de vacío (por ejemplo Vacutainer®) es recomendado para la recogida de muestras de sangre, ya que evita la contaminación de las muestras y permite la recogida de múltiples muestras a partir de una única punción vascular, reduciendo el trauma vascular. Con tapires entrenados en cautiverio, el uso de agujas de mariposa conectados a una jeringa o un sistema de muestreo de vacío puede ser muy útil, ya que este sistema permite movimientos leves de los animales sin ningún trauma vascular.

## Galeria 7 – Colecta de sangre



A) Sistema de muestreo de vacío. Foto: Patricia Medici



C) Colheita de sangue em anta brasileira de vida livre sob anestesia. Foto: Patrícia Medici



B) Colheita de sangue em anta brasileira sob condicionamento operante. Fotos: Temaiken Foundation.



D) Escalpe conectado a seringa. Foto: Dorothé Ordonneau

---

Se recomienda que las muestras de sangre se recojan dentro de los 30 minutos de inmovilización con el fin de minimizar la influencia de la anestesia en los parámetros hematológicos. Las muestras deben ser colocadas en un portátil enfriado y transportarlas desde el lugar de captura a un laboratorio de campo tan pronto como sea posible, el pre-procesado y un correcto almacenamiento permite futuros análisis en laboratorios de referencia.

#### **6.1.1.1. Sangre Con Anticoagulante**

Para hematología la muestra de sangre debe ser recogida con EDTA para preservar el tamaño y la forma de las células. La heparina retarda la coagulación de la sangre hasta por ocho horas, y se recomienda su uso para estudios citogenéticos en tapires. Además, el veterinario de campo debe preparar un frotis de sangre en el campo (algunos laboratorios recomiendan preparar el frotis de sangre sin anticoagulante). Es importante preparar el frotis dentro de unas pocas horas de la recogida de sangre para evitar el daño celular.

Es importante llenar el tubo con el volumen de sangre especificado. Si esto no se hace, la relación de sangre y anticoagulante no será correcta y la cuenta de células no será exacta. La sangre recogida con anticoagulante debe ser homogeneizada inmediatamente después de la recogida, mover lentamente y de manera continúa el recipiente para mezclar la sangre y el anticoagulante. La sangre debe entonces ser refrigerada para reducir la hemólisis. En el campo muchas veces es necesario mantener las muestras enfriadas dentro de una hielera llena de hielo. La muestra debe permanecer refrigerada

hasta que se procesa en el laboratorio. Para hematología, las muestras deben ser procesadas dentro de las 24 horas de su recolección.

#### **6.1.1.2. La Sangre Sin Anticoagulante**

Para los análisis de suero para estudios bioquímicos e inmunológicos, las muestras deben recogerse sin anticoagulante, y el suero debe ser analizado inmediatamente o congelado y almacenado para su análisis posterior. Las muestras deben ser refrigeradas hasta su procesamiento en el laboratorio. El procesamiento de las muestras debe ocurrir dentro de las 24 horas. Determinación de glucosa se debe realizar dentro de 3-4 horas de recogida, sino los valores se alteran.

Las muestras se recogen en tubos de vacío sin anticoagulante, con o sin gel. La cantidad de suero obtenido por muestra de sangre depende de las condiciones del animal, y es generalmente 50% o menos. La hemólisis se debe evitar, por lo que las muestras deben ser manejadas con cuidado y protegerse contra la luz solar directa. Después de un breve período de descanso, la sangre debe ser refrigerada para reducir la hemólisis. En el campo muchas veces es necesario utilizar una hielera llena de hielo para refrigerar las muestras.

#### **6.1.1.3. Manipulación y Almacenamiento de Sangre**

Una vez en el laboratorio, una parte de la sangre con anticoagulante debe ser utilizada para hematología, y el resto se debe congelar para los análisis posteriores. Gotas de sangre sin

anticoagulante sobre papel de filtro se deben almacenar a temperatura ambiente para análisis moleculares posteriores. El resto de la muestra debe ser centrifugada y sus componentes, plasma, leucocitos y las células rojas de la sangre, ser separados y freezados. Las muestras de sangre sin anticoagulante deben también ser centrifugadas y sus componentes, suero y coágulo, ser separados y freezados.

Es necesario centrifugar la sangre a 1.500 rpm durante 5-10 minutos. Las alícuotas de 1 ml cada una se pueden almacenar en crioviales de 2 ml y se almacenan en un congelador o en nitrógeno líquido. El escenario ideal es almacenar los crioviales en nitrógeno líquido (-196°C), seguido de freezado ultrabajo (-86°C), freezer industrial (-25°C), y del freezer doméstico (-18°C). Es importante no exceder de la mitad de la capacidad del criovial; llenando el criovial más de lo indicado puede resultar en que se reviente cuando se ponen en nitrógeno líquido.

#### 6.1.1.4 Frotis de Sangre

Se necesitan frotis de sangre para recuento diferencial de leucocitos y la evaluación de los parásitos de la sangre. Para preparar un frotis de sangre correctamente, la sangre se debe recoger con o sin anticoagulante de los vasos periféricos, como venas auriculares, a pesar de que si la sangre se mantiene con anticoagulante durante varios minutos, los frotis de sangre pueden presentar artefactos de tinción o agregación de leucocitos.. Recoja la sangre con una pequeña jeringa o capilar

heparinizado y coloque una pequeña gota en un portaobjetos de microscopio. Utilice otro portaobjetos en un ángulo de 45 ° para difundir la sangre sobre el portaobjetos, luego deje el frotis secar a temperatura ambiente, protegido de los insectos y el polvo. Conserve la muestra en una caja de portaobjetos a temperatura ambiente. Una vez en el laboratorio, sumerja el portaobjetos seco en metanol absoluto, deje que se seque de nuevo, y luego use las tinturas adecuadas para la evaluación microscópica. Recomendamos tinción de Giemsa. El intervalo entre la preparación del portaobjetos y su fijación con metanol no debe exceder de 4 horas, y el intervalo entre la fijación y la tinción no debe exceder de 2 semanas. Generalmente, los expertos recomiendan que los veterinarios preparen y tiñen, al menos, dos portaobjetos para cada muestra de sangre. Los portaobjetos teñidos se pueden almacenar durante varios años a temperatura ambiente, protegidos del polvo y de la luz solar directa.

#### 6.1.2 Los Hisopos para Análisis Microbiológico

La colección de muestras microbiológicas para cultivos bacterianos se puede hacer con hisopos estériles y medio de cultivo nutritivo / transporte adecuado. Las técnicas de muestreo varían dependiendo del tipo de microorganismo, siendo necesario el uso de hisopos como medio de transporte en las muestras bacterianas, mientras que los hongos no lo requieren. Se requiere un proceso aséptico completo para la recolección, procesamiento y análisis de muestras microbiológicas para evitar contaminaciones indeseables y evitar infecciones humanas accidentales. Resulta estrictamente necesario el uso de recipientes estériles.

## MUESTRA BIOLÓGICA

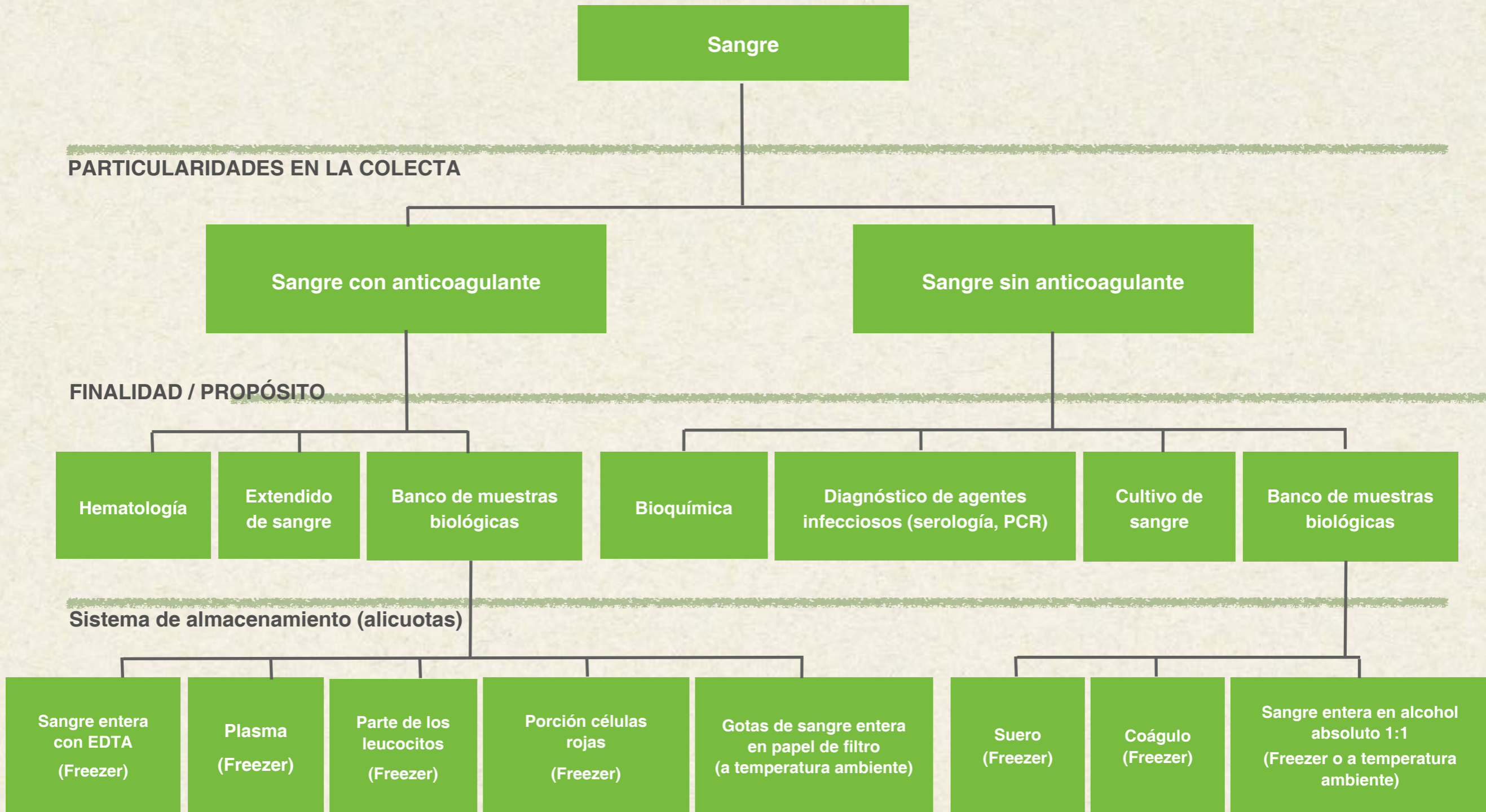


Figura 46 - Diagrama de flujo sugerido para muestras de sangre. Diagrama : Renata Carolina Fernandes-Santos

Los hisopos de cavidades anatómicas (nasal, oral, del oído, rectal, vaginal, la uretra y prepuciales) se almacenan en medios de transporte tales como Stuart.

En el caso de un absceso, el veterinario debe hacer una incisión en la capa externa después de la desinfección superficial, luego drenar el pus. A continuación se debe recoger la muestra frotando el hisopo en la cara interna de la capa externa del absceso. En lesiones y heridas de la piel también se deberán tomar muestras. Muestras de hisopos se mantendrán refrigeradas hasta su transporte al laboratorio.

Los hemocultivos se recomiendan en los casos en que las ocurrencias de hematuria, hemoglobinuria, ictericia o septicemia son posibles. Las muestras son recogidas en 0,05-0,25% polyanetosulfonato de sodio (SPS). Oxalato de amonio, citrato de sodio y EDTA no se recomiendan porque inhiben algunas bacterias. El veterinario o técnico que realiza el muestreo deben seguir las recomendaciones del laboratorio.

Para el estudio de los hongos saprófitos la piel se puede limpiar con etanol al 70%, y una vez seco, la muestra se recoge frotando la superficie con un trozo de gasa estéril. Para hongos patógenos en la piel, se recoge una muestra raspando la periferia de la lesión con un bisturí y se quita y recoge los pelos de la zona afectada. En ambos casos, las muestras se recogerán en bolsas estériles, y se almacenan sin refrigeración en un lugar seco, fresco y oscuro hasta su transporte al laboratorio.

### 6.1.3 Muestras Fecales

Las muestras fecales se utilizan para el estudio de parásitos fecales, hormonas, dieta y genética. Siempre que sea posible, las heces deben

## Galería 8 – Colección de muestras microbiológicas



*Recogida de muestras microbiológicas para cultivos bacterianos utilizando hisopos estériles. Fotos: Patricia Medici y Renata Carolina Fernandes-Santos.*

ser obtenidas directamente del recto. Aquí se describen metodologías de muestreo para el análisis de parásitos y hormonas.

**6.1.3.1 Parásitos:** Las muestras de heces deben ser frescas, se recomienda recoger la muestra de la zona central de la pila fecal con el fin de evitar la contaminación del medio ambiente. Las muestras se deben mantener refrigeradas y procesadas en un plazo máximo de 48 horas después de la recolección.

Las muestras fecales para el análisis de parásitos fecales se deben almacenar en solución de formaldehído al 5% (1 parte de formaldehído por 4 partes de material fecal; los kits de muestras fecales humanas son eficaces), o refrigerado en 2,5% solución de

dicromato de potasio (1: 1) para el subsiguiente análisis. Hay dos métodos de campo particularmente exitosos para el procesamiento de las muestras fecales para analizar los parásitos: flotación y sedimentación. Ninguno de estos métodos puede garantizar la identificación de endoparásitos (huevos o larvas) hasta las especies, pero permiten a los investigadores identificar nivel de la familia. Si es necesario la identificación de especies específicas, es necesario consultar con un veterinario especializado en parásitos sobre los métodos de cultivo de huevos y / o larvas en el campo, y su posterior almacenamiento y manipulación.

**Método de flotación:** 3-5 g de heces se coloca en un pequeño recipiente (10-15ml) y se mezcla con una solución de mayor gravedad específica que el agua, que permitirá la "flotación" de los huevos parasitarios, quistes y algunas larvas. Cuando las soluciones comerciales no están disponibles en el campo, una solución super-saturada de azúcar puede ser hecha mezclando azúcar de mesa y agua. El recipiente se llena con la mezcla de las heces y la solución de flotación fecal para formar un menisco positivo y se cubre con un portaobjetos de microscopio limpio. Esto se deja reposar por 10 a 15 minutos, en ese momento se retira el portaobjetos. Si hay huevos los mismos flotarán a la parte superior y por lo tanto están "atrapados"; pueden ser cubiertos por un cubreobjetos y ser examinados con un microscopio de luz. Con el fin de evitar deformaciones estructurales o incluso la ruptura de ciertos huevos parasitarios debido a la presión osmótica en medio hipertónico se recomienda leer el portaobjetos inmediatamente después del proceso de "flotación".

**Método de centrifugación-flotación:** Cuando una centrífuga está disponible, la técnica de flotación en solución sobresaturada de sacarosa (densidad específica de 1,205 g / cm<sup>3</sup>) puede proporcionar mejores resultados en la identificación de las diferentes especies de parásitos. Esta técnica da como resultado una alta concentración de huevos, quistes y ooquistes en la superficie de la muestra, que ayuda a detectar parásitos que infectan cuando las formas se eliminan en las heces en pequeñas cantidades.

La solución sobresaturada de sacarosa (llamada solución de Sheather) se puede preparar mediante la mezcla de tres partes de una solución "A" (combine 128g de azúcar refinada con 100 ml de agua destilada, a continuación, hierva hasta que el azúcar se disuelve completamente y la solución resultante es homogénea y transparente) por cada parte de agua destilada. La solución debe ser almacenada a 4°C y se debe utilizar dentro de los 7 días de preparación. Se pueden añadir de 0,5 a 1 ml de formalina al 37% si es necesario almacenar la solución durante periodos de tiempo más largos.

El procesamiento de las muestras fecales utilizando el método de centrifugación-flotación consta de los siguientes pasos: (a) homogeneizar 1 a 2 g de la muestra fecal en 11 ml de solución super-saturada de sacarosa; (B) filtrar este material y ponerlo en tubos de 10 a 15 ml; (C) centrifugar los tubos a 1.500 rpm durante 10 minutos; (D) recoger una gota de sobrenadante con la ayuda de una espátula de platino; (G) poner este material en un portaobjetos de microscopio y (H) cubrir con cubierta de vidrio; (I) llevar a cabo la lectura del portaobjetos usando un microscopio de



**Figura 47** - Protocolo de preparación de la muestra fecal para el método de centrifugación-flotación en solución hipersaturada de sacarosa. Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos

campo brillante en 100 y 400x (modificado por Fayer y Xiao 2008; Santos 2011).

**Método de sedimentación:** este método permite la sedimentación de huevos parasitarios pesados que normalmente no se encuentran con el método de flotación (por ejemplo, huevos de trematodos). Para preparar las muestras utilizando el método de sedimentación, primero 1 g de heces se mezcla a fondo con 5 ml de ácido acético. Esto se deja reposar durante 1 minuto y entonces se filtra en un tubo de centrifuga. Un volumen idéntico de éter se añade a este tubo, se mezcla y se centrifuga durante 1 minuto a 400 g (1.500 RPM, en general). El consiguiente sedimento debería contener los huevos. La mayoría de las capas superiores en el tubo contienen éter y ácido acético y deben ser apropiadamente desechados. El sedimento debe ser mezclado con un par de gotas de agua tibia y se mezcla bien. Esta mezcla se aspira con una pipeta y un par de gotas se colocan en un portaobjetos de microscopio limpio y se examina con un microscopio de luz.

6.1.3.2 Hormonas: Para la dosificación de metabolitos hormonales las muestras deben ser congeladas y enviadas a laboratorios especializados. Las muestras de heces para el análisis hormonal tienen que ser lo más frescos posible. Se recomienda homogeneizar la muestra fecal y luego recoger una alícuota porque los metabolitos de hormonas no se distribuyen por igual en las heces. Una vez que se obtiene la muestra puede ser liofilizada, o se extrae en el campo. La muestra extraída puede ser almacenada hasta que se procesa en un laboratorio de endocrinología.



#### 6.1.4 Muestras de Tejido

Vea detalles sobre la recolección, manejo y almacenamiento de muestras de tejido para estudios de genética en el Manual de Técnicas de Muestreo de la IUCN / SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) para el Análisis Genético disponible en el sitio web del TSG ([www.tapirs.org](http://www.tapirs.org)) en Inglés, Español y Portugués.

#### 6.1.5 Pelaje

**6.1.5.1 "Genética:** vea detalles sobre la recolección, manejo y almacenamiento de muestras de pelo para estudios de genética en el Manual de la IUCN / SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) de Técnicas de Muestreo para el Análisis Genético disponible en el sitio web del TSG ([www.tapirs.org](http://www.tapirs.org)) en Inglés, Español y Portugués.

**6.1.5.2 "Análisis Tricológico:** El pelo debe ser recogido preferiblemente de la parte dorsal del animal, cuidadosamente tirando tanto pelo áspero y fino manualmente. Muestras de pelo deben ser transferidos a un sobre o recipiente seco, y mantenerse alejados de la humedad y el calor excesivo. Si se recogen y almacenan correctamente, las muestras de pelo se mantendrán intactas durante años.

#### 6.1.6 Leche

Si se capturan hembras lactantes, es de interés recoger muestras de leche para los análisis bromatológicos. En el caso de las hembras en cautiverio, recogiendo muestras de leche se pueden llevar a cabo bajo

el condicionamiento operante o anestesia siguiendo este protocolo como guía (Fernández y Quse, comunicación personal):

1. Trate de colocar el tapir en decúbito lateral.
2. Limpie el pezón con clorhexidina o agua tibia, y luego, seque con una toalla limpia.
3. Masaje la mama para mejorar la bajada de la leche.
4. Extraiga la leche manualmente utilizando guantes de látex o las manos adecuadamente desinfectadas.
5. Deseche las primeras gotas de leche obtenidos.
6. Recoja la leche en tubos estériles o frascos de plástico (como los urinarios) que pueden ser cerrados herméticamente. Los tubos o matraces deberían ser etiquetados con toda la información pertinente con tinta indeleble. Una copia de esta información debe permanecer en el lugar.
7. Para el análisis bromatológico generalmente es necesario extraer de 5 a 10 mililitros de leche.
8. Después de la extracción se recomienda añadir un par de gotas de dicromato de potasio al 1% (bacteriostático) a cada muestra de leche de 10 ml.
9. Las muestras deben enfriarse y se envían al laboratorio apropiado para el análisis dentro de las 24 horas de la extracción. Las muestras no pueden ser enviadas con hielo, pero deben ser refrigeradas con hielo seco y protegido de la luz.



**Figura 48** - Colección de la leche. Foto: Patricia Medici.

10. Si no se enviarán inmediatamente, las muestras deben ser enfriadas en un congelador hasta la transferencia. Tiene que haber una nota que explique que las muestras han sido congeladas.

11. Si las muestras se mantienen a la temperatura de  $-20^{\circ}\text{C}$ , se pueden mantener por aproximadamente 8 meses.

### 6.1.7 La Orina

La colección de orina por cistocentesis o sondeo uretral no es común en el campo. La orina es por lo general sólo recogida cuando el animal orina involuntariamente durante la contención química debido a la

relajación provocada por los fármacos anestésicos. La orina debe ser recogida en un frasco de tapa a rosca estéril y graduado, luego mantenida refrigerada hasta comenzar con los análisis de laboratorio. Se recomienda el análisis de orina estándar y análisis de sedimentos de orina. Las pruebas de orina con tira reactiva (dipstick) puede aplicarse en el campo para una evaluación rápida de las posibles enfermedades metabólicas / urinarias. Una fracción de la muestra de orina debe ser transferido a Eppendorf o similar o a criotubos para análisis epidemiológico.

Las muestras de orina también se pueden utilizar para el diagnóstico de la Leptospirosis. Para este propósito, la muestra de orina se debe poner en una solución salina (0,85%) en una proporción de 1: 9; 0,5 ml de esta mezcla debe ser transferido al medio de cultivo apropiado.

### 6.1.8 Los Ectoparásitos

Las garrapatas deben ser eliminadas cuidadosamente, rotándolas para evitar quitarles el aparato bucal, que es fundamental para su identificación microscópica. Los laboratorios recomiendan preservar garrapatas vivas en pequeño recipientes con agujeros para permitir la ventilación y un sustrato que puede mantenerse húmedo. Si es necesario almacenar las garrapatas durante períodos de tiempo más largos, las muestras deben ser conservadas en etanol al 70%.

Para determinar si la interacción entre el parásito, huésped silvestre, y el huésped doméstico implica un riesgo de epidemia, todas las hembras pletóricas pueden ser recogidas y presentadas a un laboratorio para cultivos larvarios. Para determinar la carga parasitaria de un individuo, todas las hembras pletóricas deben ser recogidas y enviadas a un laboratorio para cultivos larvarios. Para determinar la carga parasitaria

de un individuo, es práctica común contar todas las garrapatas de más de 4,5mm de diámetro visibles en una mitad del cuerpo del animal, y luego duplicar este número.

Para tomar muestra de los ácaros que producen la sarna, recójalos de raspajes y pelos de la periferia de la zona afectada de la piel, y guárdelas en tubos estériles con glicerina. Las pulgas se pueden recoger directamente del cuerpo del animal, y conservar en etanol al 70%.



**Figura 49** - Micción espontánea durante la anestesia. Foto: Patricia Medici.

### 6.1.9 Citología Vaginal

La citología vaginal es una herramienta que se utiliza para evaluar la salud reproductiva de las hembras. Higienice la vulva con clorhexidina u otro desinfectante e inserte un hisopo estéril en la vagina (sin tocar la vulva), rote el hisopo en las paredes de la vagina, retire el hisopo y rode sobre un portaobjetos de microscopio. Es mejor entonces utilizar el alcohol para fijar el portaobjetos en el campo y luego dejarlo reposar a temperatura ambiente y protegido de los insectos y el polvo. En el laboratorio, las tintas rápidas Panotic o Giemsa se pueden utilizar para el análisis microscópico.

### 6.1.10 Otras Muestras Citológicas

Citología clínica diagnóstica (citopatología) es una ayuda para la bacteriología clínica diagnóstica, ya que consiste en el análisis directo del líquido obtenido de punciones y aspiraciones. Permite la identificación del tipo de célula dominante en un proceso inflamatorio dado, el estado de las células del tejido afectado, y en algunos casos la identificación del agente etiológico. En general, es una técnica relativamente simple que se puede practicar en el campo.

**Tabla 5 - Recogida, manipulación y almacenamiento de muestras biológicas en el campo.**

<b>Muestra</b>	<b>Material</b>	<b>Método de colección</b>	<b>Manejo</b>	<b>Almacenamiento</b>
<b>Sangre no coagulada</b>	Frasco con anticoagulante	Venopunción	Homogeneizar y dejar reposar	Refrigeración
<b>Sangre coagulada</b>	Frasco sin anticoagulante	Venopunción	Dejar reposar	Refrigeración
<b>Extendido de sangre</b>	Portaobjetos para microscopio	Venopunción	Secar a temperatura ambiente	Transporte del portaobjeto en caja a temperatura ambiente.
<b>Piel/tejidos</b>	Tijeras y frasco	Oído	100% alcohol	Freezar, proteger de la luz
<b>Heces</b>	Frasco	Recto	-	Refrigeración
<b>Orina</b>	Frasco	Micción espontánea	-	Refrigeración
<b>Pelo</b>	Frasco o sobre	Extracción manual	-	Temperatura ambiente
<b>Leche</b>	Frasco estéril	Ordeño manual	-	Refrigeración
<b>Muestras microbiológicas</b>	Hisopo estéril	nasal, oral, oído, rectal vaginal, uretra y cavidad prepucial	Medio de transporte nutritivo	Refrigeración
<b>Citología vaginal</b>	Hisopo	Rotación del hisopo en el canal vaginal	Portaobjeto, fijación química	slide transport box, at ambient temperature
<b>Ectoparásitos</b>	Frasco con tapa perforada	Colección manual, extracción manual.	-	Temperatura ambiente

## Galería 9 - Infestación por garrapatas



Infestación por garrapatas en tapires silvestres. Fotos: Patricia Medici.



---

## LITERATURA RECOMENDADA

Bowman DD. 2010. Georgis – Parasitologia Veterinária. 9. Ed. Rio de Janeiro: Elsevier. 432 p.

Fayer R; Xiao L. 2008. Cryptosporidium and Cryptosporidiosis. 2. ed. Boca Raton: IWA Publishing, CRC Press. 576 p.

Hernández M; Van Nieuwenhove C; de Cristóbal R; Saad de Schoos S; Fernández

F. 1996. Observaciones sobre la secreción láctea de *Tapirus terrestris*. XIII Jornadas Científicas de la Sociedad de Biología de Tucumán. Libro de Resúmenes: 1996; 87. Tafí del Valle, Tucumán, Argentina.

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.


Parrah JD; Moulvi BA; Gazi MA; Makhdoomi DM; Athar H; Din UM; Dar S; Mir AQ. 2013. Importance of urinalysis in veterinary practice: A review. Veterinary World 6(9): 40-646.

Samuel WM; Pybus MJ; Kocan AA. 2001. Parasitic Diseases of Wild Mammals. 2. ed. Ames, Iowa: Iowa State University Press. 559 p.

Santos RCF. 2011. Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses: diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da infecção por Giardia e Cryptosporidium. 165p. Dissertação (Mestrado) -Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo.

Weiss DJ; Wardrop KJ.(Eds.). 2010. Schalm's Veterinary Hematology, 6th ed. Ames, IA: Wiley-Blackwell. 1.206 p.

Foto: Bill Konstant

A close-up photograph of a brown animal's head, likely a deer or similar mammal, looking down. The animal has a dark brown coat with lighter patches on its face. The background is a blurred natural setting with green grass and brown leaves.

# 7 Hematología y Bioquímica de Sangre

# Hematología y Bioquímica de Sangre



Los análisis de sangre proporcionan información sobre el estado de la fisiología y la salud del animal. Estos análisis permiten establecer los valores hematológicos y séricos y también el diagnóstico de las infecciones, anemia y deficiencias nutricionales, hemoparásitos y mal funcionamiento de los órganos internos. Los análisis básicos de hematología pueden llevarse a cabo en el campo con la ayuda de un veterinario entrenado y técnicas estandarizadas. Otros análisis, como análisis de enzimas, determinar niveles de glucosa, lípidos, colesterol, vitaminas y minerales son más difíciles de llevar a cabo en el campo, pero las muestras de suero se pueden recoger, almacenar y posteriormente llevarlos a un laboratorio.

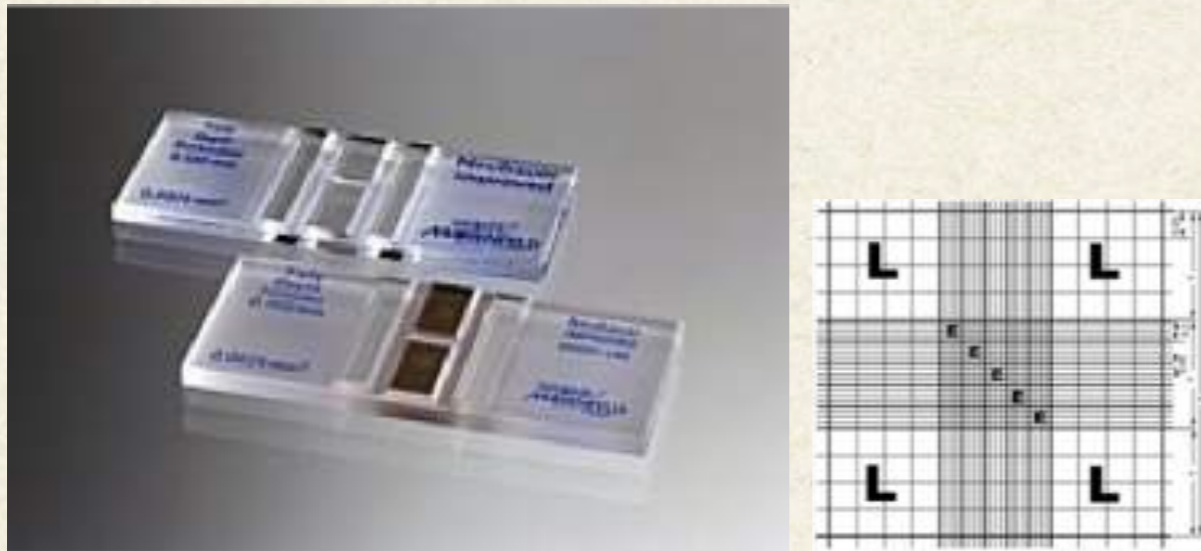
Los análisis de sangre pueden ser llevados a cabo por los laboratorios humanos, que a menudo serán más accesibles que los laboratorios clínicos veterinarios. Es importante asegurar que los recuentos de células se lleven a cabo manualmente y no por un equipo automático. Además, asegúrese de familiarizarse con la técnica que se va a emplear en el análisis químico de la sangre; si no, los resultados podrían estar sesgados.

Una evaluación hematológica completa incluye: recuento de glóbulos rojos (eritrocitos) (RBC), hemoglobina (Hb), hematocrito (PCV), volumen corpuscular medio (VCM), hemoglobina corpuscular media (MCH), significa la concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM), el recuento total de glóbulos blancos (leucocitos) (WBC), incluyendo diferencial y recuento de plaquetas, y la evaluación bioquímica.

El recuento de glóbulos rojos se puede hacer en un hemocitómetro o Cámara de Neubauer mediante la dilución de sangre en solución salina (NaCl 0,9%) o, preferentemente, la solución de Gower (12,5 g de sulfato



de sodio, ácido acético glacial 33,3 mL, c.s 100 ml de agua destilada), en 1: 200 proporción (10 $\mu$ L de sangre + solución de 1990 $\mu$ L Gower). Teniendo en cuenta el volumen de la cámara, el resultado de RBC es el número de eritrocitos contados dentro de los cinco cuadrados centrales más pequeños y multiplicado por 10.000, y debe ser presentado en 10<sup>12</sup> células / l de sangre. Para el recuento total de glóbulos blancos, la solución de Turk (1 ml solución de violeta de genciana, ácido acético glacial 3 mL, qs 100 ml de agua destilada) se puede usar en una dilución 1:20 (10 $\mu$ L de sangre + solución de Turk 190 $\mu$ L). En este caso, el resultado es el número de leucocitos contados dentro de los cuatro cuadrados de las esquinas más grandes multiplicado por 50, y debe ser presentada en 10<sup>9</sup> células / L de sangre (Figura50).



**Figura 50** - Cámara Neubauer. El cuadrado central es utilizado para el recuento de plaquetas y eritrocitos. Este cuadrado está dividido en 25 pequeños cuadrados de 0.2mm (200  $\mu$ m) de ancho. Las cuatro esquinas son utilizadas para el recuento de leucocitos.

La interpretación de los resultados de la química sanguínea debe tener en cuenta los posibles cambios metabólicos causados por el estrés y los procedimientos de contención física, las condiciones clínicas de los animales en el momento de la contención química y los posibles impactos en la extracción de sangre y los métodos de captura utilizados. Para numerosos parámetros, los resultados representan sólo un momento del estado bioquímico de la sangre durante la captura, y no deben ser interpretados como representativos de las condiciones fisiológicas generales del animal. De hecho, al interpretar los resultados, es importante recordar que el estrés de captura y el uso de la anestesia pueden modificar sustancialmente algunos valores hematológicos y bioquímicos.

Otra estrategia para una mejor interpretación de los resultados de los exámenes hematológicos es una referencia cruzada con la información disponible sobre el medio ambiente en el que vive el tapir, las interferencias humanas posibles, y los resultados serológicos previos sobre tapires y otras especies (incluidos los animales domésticos) que podrían estar en contacto indirecto con los tapires. La contaminación del agua causada por desechos humanos y / o animales domésticos, pesticidas agrícolas, los productos mineros y otros contaminantes pueden tener efectos acumulativos, tanto en el medio ambiente y sobre los tapires, que pueden, a su vez, afectar a los parámetros bioquímicos de sangre y de diversas maneras.

Los resultados de los exámenes hematológicos y química sanguínea pueden ser comparados con los valores de referencia desarrollados para tapires en cautiverio disponibles en los valores de referencia para Especies de Tapir - Sistema Internacional de Información de Especies (ISIS) publicados en 2006: [www.isis.org](http://www.isis.org)

**Tabla 6 - Parámetros hematológicos y bioquímicos que deben ser evaluados y Unidad Estándar Internacional (SI) para cada parámetro.**

PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS	SI Unidades
Recuento total de células rojas	10 <sup>12</sup> /L
Hemoglobina	g/dL
Volumen Celular	L/L
Reticulocitos	%
MCV	fL
MCH	pg
MCHC	g/dL
Recuento total de células blancas	10 <sup>9</sup> /L
Eosinófilos	10 <sup>9</sup> /L
Basófilos	10 <sup>9</sup> /L
Limfocitos	10 <sup>9</sup> /L
Monocitos	10 <sup>9</sup> /L
Neutrófilos en banda	10 <sup>9</sup> /L
Neutrófilos segmentados	10 <sup>9</sup> /L
Neutrófilos totales	10 <sup>9</sup> /L
Plaquetas	10 <sup>9</sup> /L

PARÁMETROS BIOQUÍMICOS	SI Unidades
Alanina aminotransferasa	U/L
Aspartato aminotransferasa	U/L
Gama glutamil transferasa	U/L
Uréa	mmol/L
Ácido Úrico	μmol/L
Creatinina	μmol/L
Creantinín fosfoquinasa	U/L
Fosfatasa alcalina	U/L
Glucosa	mmol/L
Colesterol Total	mmol/L
HDL Colesterol	mmol/L
LDL Colesterol	mmol/L
VLDL Colesterol	mmol/L
Triglicéridos	mmol/L
Fibrinógeno	μmol/L
Proteínas Totales	g/L
Albúmina	g/L
Globulina	g/L
Albúmina/Globulina	Alb/Glob

PARÁMETROS BIOQUÍMICOS	SI Unidades
Colinesterasa	U/L
Amilasa	U/L
Bilirrubina total	μmol/L
Bilirrubina directa	μmol/L
Bilirrubina indirecta	μmol/L
Magnesio	mmol/L
Sodio	mmol/L
Potasio	mmol/L
Cálcio	mmol/L
Fósforo	mmol/L
Cloro	mmol/L
Hierro	μmol/L
Cortisol	nMol/L
Testosterona	nMol/L
Progesterona	nMol/L
Estrógeno	nMol/L
Lactato Dehidrogenasa	U/L



---

## LITERATURA RECOMENDADA

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Teare JA. 2006. Physiological Data Reference Values for Tapir Species. International Species Information System IUCN/SSC Tapir Specialist Group Veterinary Committee.

Foto: Luciano Candisani

8

**Diagnóstico para Agentes  
Infecciosos Seleccionados**

# Diagnóstico para Agentes Infecciosos Seleccionados



El aumento de la fragmentación del hábitat del tapir y el posterior aumento de contacto entre tapires y los animales domésticos se han señalado como posibles causas de aparición de enfermedades infecciosas en las poblaciones de tapir (Mangini et al. 2012). En las poblaciones donde existen interacciones frecuentes entre los animales salvajes y el ganado doméstico, puede ocurrir la transmisión mutua de los agentes patógenos, e incluso puede afectar a las poblaciones humanas.

Debido a las posibles implicancias para la conservación y la salud humana, varios investigadores de campo han estado investigando el impacto de las enfermedades infecciosas en los tapires. Como se mencionó en la introducción, la información de campo disponible sobre la salud del tapir es escasa y la mayor parte proviene de la investigación inmunológica y se basa normalmente en los datos serológicos. Estos estudios pueden ayudar a identificar la función desempeñada por las especies de fauna silvestre en algunas enfermedades, y proporcionará una importante línea de base científica para la aplicación de medidas de control si surge una enfermedad epidémica. Sin embargo, los resultados positivos en las pruebas serológicas no implican inherentemente ocurrencia de enfermedad. Con frecuencia la exposición previa a un agente infeccioso puede producir resultados positivos. Además, una limitación importante de las pruebas serológicas en los animales salvajes es la falta de patrón de anticuerpos y antígenos específicos, lo que limita la aplicación de las técnicas y la exactitud de los resultados (Mangini et al. 2012). Por lo tanto, es muy difícil usar pruebas serológicas solamente para probar las hipótesis relacionadas a la transmisión de enfermedades entre animales domésticos y tapires.

Para asegurar que los resultados de la investigación serán útiles y aplicables, los agentes infecciosos que se van a investigar deben basarse en un conocimiento previo acerca de las enfermedades que se podrían esperar que se produzcan en el área de estudio de acuerdo a la prevalencia local y la diversidad de los animales domésticos (especialmente los ungulados). Las agencias locales gubernamentales y otras agencias epidemiológicas y sanitarias, y organizaciones de la salud humana y animal pueden ofrecer orientación adicional y proporcionar información para mejorar la interpretación de los resultados de las investigaciones. También siempre se recomienda comparar los resultados serológicos con toda la información serológica de otras especies locales, especialmente el ganado doméstico y los seres humanos, a fin de comprender la importancia del tapir en la cadena epidemiológica.

La decisión para la detección de las enfermedades de declaración obligatoria (ya sea a la OIE - Organización Mundial de Sanidad Animal - o agencias locales) debe ser considerada cuidadosamente por el veterinario a cargo, de hecho sólo después de tener en cuenta las posibles consecuencias económicas y sociales. Si un investigador decide detectar este tipo de enfermedades, durante la interpretación de los resultados y su verdadero significado en la salud, es particularmente importante tener en cuenta la sensibilidad y especificidad de las técnicas de laboratorio, y las características del agente infeccioso y de las especies de tapires. Una vez más, en algunos casos, un resultado positivo no implica automáticamente una crisis de salud. Por ejemplo, una PCR para el virus del herpes (HV) siempre será positivo, pero el impacto de la infección HV depende de muchos otros factores que podrían exacerbar o anular las implicaciones del resultado positivo (Benoit Thoisy comunicación personal).

Para comprender exhaustivamente el papel de los agentes etiológicos en las poblaciones de tapires, los resultados serológicos deben ser acompañados con los métodos de diagnósticos alternativos y complementarios. Los exámenes físicos son una de las evaluaciones más relevantes de la salud de un animal y, como consecuencia, de su población. Los hallazgos clínicos deben ser compilados y evaluados conjuntamente con exámenes de laboratorio (hematología, bioquímica, parasitología, análisis de orina, microbiología). Los resultados positivos en las reacciones serológicas de detección deberán presentarse a las pruebas confirmatorias (generalmente con mayor especificidad diagnóstica, aunque esto viene con un mayor costo y menor velocidad de procesamiento), como la PCR o el aislamiento de un agente específico (Richtzenhain y Soares 2007). Un tema común e importante en los enfoques de Una Salud y Medicina de la Conservación es la zoonosis. El cambio climático también es un gran problema en la medicina de la fauna, especialmente en los países tropicales puede tener implicancias para la prevalencia de enfermedades transmitidas por vectores. Una de las enfermedades zoonóticas más importantes es la Tuberculosis (TB), causada por algunas especies del género *Mycobacterium* tales como *Mycobacterium bovis* y *M. pinnipedii*. Ambos forman parte del Complejo *Mycobacterium tuberculosis* (MTC). *M. pinnipedii* es una micobacteria específica de los pinnípedos que se puede transmitir a los tapires en cautiverio (*Tapirus indicus* y *T. terrestris*); que fue descubierto en la última década por profesionales de Australia y Argentina (Primos et al. 2003; Bastida et al. 2010; Bastida et al. 2011; Hoyer 2011).

Tabla 7 - Agentes infecciosos relevantes para los tapires.

Categoría de los Agentes	Agentes Infecciosos/Enfermedades Infecciosas
<b>Viral</b>	Virus de la Estomatitis Vesicular/Estomatitis vesicular
	Rinotraqueítis Infecciosa Bovina/Rinotraqueítis Infecciosa Bovina
	Rinotraqueítis Infecciosa Bovina/Rinotraqueítis Infecciosa Bovina
	Virus de la Aftosa/Aftosa
	Herpesvirus Equino
	Virus de la Influenza Equina/Influenza Equina
	Virus de la Encefalomiелitis Equina del Este/ Encefalomiелitis Equina del Este
	Virus de la Encefalomiелitis Equina del Oeste/ Encefalomiелitis Equina del Oeste
	Virus de la Encefalitis Venezolana Equina/Encefalitis Venezolana Equina
	Virus de la Rabia/Rabia
	Rinovirus Equino
	Virus de la Diarrea Viral Bovina/Diarrea Viral Bovina
	Virus de la Leucemia Bovina/Leucosis Enzoótica Bovina
	Virus de Pseudorabia (Herpesvirus porcino tipo 1)/Enfermedad de Aujeszky
	Parvovirus Porcino
	Virus de la Parainfluenza/Parainfluenza 3
	Virus de la Anemia Infecciosa Equina/Anemia Infecciosa Equina
	<b>Protozoarios</b>
Leishmania spp. / Leishmaniose	
Babesia spp. / Babesiose	
<i>Toxoplasma gondii</i> / <i>Toxoplasmosis</i>	
<b>Bacteriana</b>	<i>Brucella</i> spp. / Brucelose
	Salmonella spp. / Salmonelose
	<i>Mycobacterium bovis</i> ; <i>M. tuberculosis</i> ; <i>M. pinnipedii</i> ; <i>M. avium</i> / <i>Tuberculosis (TB)</i> <i>M. paratuberculosis</i> / <i>Johne's Disease ou Paratuberculose</i>
	Chlamydothyla spp. / Clamidiose
	<i>Leptospira interrogans</i> / <i>Leptospirose</i> <i>Rickettsia</i> spp. / <i>Rickettsioses</i> <i>Ehrlichia</i> spp. / <i>Ehrlichiose</i> <i>Anaplasma</i> spp. / <i>Anaplasmosis</i> <i>Clostridium tetani</i> / <i>Tétano</i>



**Tabla 8 - 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>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>		

**Tabla 9 - Categorización de relevancia de la enfermedad para la viabilidad de la población y la conservación del tapir (Medici et al. 2007, 2008; Mangini et al. 2012)**

Relevancia	Enfermedades clínicas reportadas en tapires	Enfermedades con evidencia serológica	Enfermedades posibles
Alta	Aftosa Campilobacteriosis Tuberculosis	Anemia Infecciosa Equina Encefalitis Equina (WEE;EEE) Estomatitis Vesicular Leptospirosis Tripanosomiasis	Brucelosis Intoxicación (pesticidas, metales pesados) Rabia
Media	Balantidiosis Giardiosis Salmonellosis	Babesiosis Encephalomyocarditis Virus Rinotraqueitis Infecciosa Bovina Rhinotracheitis	Pseudorabia (Enfermedad de Aujeszky) Clostridiosis Leishmaniasis
Baja	Blefaritis Problemas respiratorios Tétano Hemocromatosis	Herpesvirus Equino Lengua Azul Mycoplasmosis Toxoplasmosis Aftosa	Diarrea viral Bovina Influenza Parvovirus Porcina Rinovirus
Nula	Actinomicosis Queratitis Diabetes Exantematosis vesicular Filariasis Laminitis Pulgas Sarna Esquistosomiasis		

### 8.1.1 Enfermedades Bacterianas

Las enfermedades bacterianas más comunes en tapires incluyen la enteritis, tuberculosis, leptospirosis y tétano. Todos se conocen como causas relevantes de problemas clínicos en animales en cautiverio. Septicemia y enteritis causado por *Salmonella* sp., *Streptococo* sp. o *Pasteurella* sp. también son frecuentemente reportados en tapires (Cubas 1996; Janssen et al. 1999; Mangini et al. 2002; Janssen 2003; Mangini et al. 2012).

**1. *Salmonella* sp.** - La Salmonelosis se manifiesta en una de las siguientes formas: septicemia hiperaguda, enteritis aguda o un estado subclínico. La enfermedad se ha reportado en tapires en cautiverio. *Salmonella* tifimurium fue asociada con septicemia fatal en tapires de Tierras Bajas y *S. pomona* fue aislada de un tapir Bairdi neonatal con trastorno gastrointestinal agudo. La aparición de salmonelosis en zoológicos generalmente coincide con la temporada lluviosa. Pruebas diagnósticas para *Salmonella* pueden ser llevadas a cabo con cultivos bacterianos rutinarios en un medio entérico como el medio Selenite o agar entérico hektoen. En general, el tratamiento consiste en antibióticos (prueba de sensibilidad) y terapia de fluidos (Ramsay & Zainuddin 1993).

**2. *Mycobacterium* sp.** - *Mycobacteria* afecta esporádicamente a los tapires cautivos (Janssen et al. 1996). *Mycobacterium bovis* es la especie más frecuentemente diagnosticada en tapires en cautiverio pero también son susceptibles a *M. tuberculosis* y *M. avium*. Infecciones mycobacterianas ante todo afectan los pulmones y los ganglios linfáticos mediastinales. Como fue mencionado previamente, en la última década,

los veterinarios empezaron a diagnosticar Tuberculosis (TB) en tapires que es producido por una especie nueva de mycobacteria perteneciente al Complejo *Mycobacterium tuberculosis* (MTC): *Mycobacterium pinnipedii* (Cousins et al. 2003). Esta especie de TB es transmitida por un huésped primario de origen marino y es considerado muy agresivo y altamente contagioso. Por ejemplo *M. pinnipedii* ha afectado no solamente una variedad de especies de mamíferos salvajes (tapires, camellos, gorillas, etc.) mantenidos en zoológicos y acuarios cerca de pinípedos afectados con TB, también infectó a cuidadores y personal técnicos trabajando en contacto estrecho con estos mamíferos marinos también han contraído la enfermedad. Los nuevos datos sobre la transmisión de *M. pinnipedii* llevó al Dr. Ricardo Bastida a dar una hipótesis sobre el origen de la TB Pre-Europea en América del Sur y que fue causada por el contacto frecuente que los residentes cazadores-recolectores tuvieron con pinípedos como fuente de comida por miles de años antes de la colonización europea. Después de que TB afectó a los cazadores-recolectores quienes consumían pinípedos, fue transmitido a otras sociedades organizadas culturales en América del Sur a través del contacto directo con organismos infectados (Bastida et al. 2010; Bastida et al. 2011).

*M. pinnipedii* ha afectado aproximadamente 17 especies de mamíferos terrestres y acuáticos, a la vez en la naturaleza y en cautividad. Esto incluye varios registros de TB en *Tapirus terrestris* y *Tapirus indicus* en diferentes zoológicos por todo el mundo (Bastida et al. 1999; Bastida et al. 2010; Bastida et al. 2011; Jurczynski et al. 2011; Hoyer 2011).

Corrientemente no hay prueba específica y eficiente para diagnosticar una infección de *M. pinnipedii*. Solamente una combinación de pruebas

diferentes puede ser usada para hacer una diagnosis precisa. El primer paso en este proceso es una prueba intradermal comparativa de la piel (0.1ml de BPPD aplicado en la piel de la región inguinal), combinado con pruebas serológicas (ELISA, o Chembio DPP Vet TB prueba para elefantes). Estas pruebas serológicas no están hechas para tapires, y todavía se requieren algunos años de resultados de las pruebas para evaluar adecuadamente la exactitud de los resultados para los tapires. Por lo menos, se sabe que, debido a su forma de vida, los tapires con frecuencia están en contacto con micobacterias no patógenas (material de cama, del suelo), que pueden conducir a falsos positivos. Así, si los resultados de los exámenes serológicos son positivos o poco claros, se tienen que hacer más exámenes para diagnosticar o descartar la Tuberculosis. Algunas de estas pruebas incluyen: rayos X torácicos, lavados pulmonares o traqueales y gástricos, y cultivos o técnicas moleculares. En cautiverio, los veterinarios deberían controlar cada tapir al menos una vez al año, antes de cualquier transferencia, o si los tapires muestran posibles síntomas de infección de TB.

Lamentablemente tenemos poca información sobre la prevalencia de *M. pinnipedii* en tapires silvestres y si tiene un efecto significativo en poblaciones en libertad. Con el diseño de métodos de prueba nuevos y menos invasivos para *Mycobacterium* (prueba basada en ADN, ELISA, pruebas BTB etc.), el Comité Veterinario del TSG recomienda a las personas que trabajan con tapires silvestres a utilizar estos métodos para probar sus animales de estudio para *Mycobacterium* sp. como ha sido el caso con otros mamíferos silvestres que están en contacto con el ganado doméstico, puede haber presión pública en el futuro para determinar qué papel, si lo hay, juegan los tapires en la epidemiología de la Tuberculosis de los animales domésticos. Por lo tanto, es mejor

comenzar a investigar la veracidad de estas pruebas nuevas y la generación de resultados preliminares más temprano que tarde.

**3. *Bacillus anthracis*.** Aunque no hay reportes oficiales de ántrax en tapires, Hernández-Camacho (no oficial) describió un caso de la enfermedad en los tapires andinos en Colombia (Downer, com. Pers.). En general, la infección de *B. anthracis* en perisodáctilos resulta en muerte súbita después de una diarrea grave con secreción mucosa espumosa de la boca y las fosas nasales y el prolapso rectal eventual (Ramsay y Zainuddin 1993). Esta enfermedad y su impacto en las poblaciones de tapires silvestres debe ser investigada en regiones endémicas.

**4. *Leptospira spp.*** Leptospirosis puede ser una amenaza tanto para los tapires en cautiverio como silvestres. Títulos de anticuerpos serológicos contra *Leptospira* en la ausencia de signos clínicos se han reportado en los tapires silvestres (Hernández-Divers et al. 2005; Mangini et al. 2012; Medici et al. 2014). La evidencia de enfermedad clínica causada por *Leptospira interrogans* serovar Pomona fue observada en una tapir hembra en el Pantanal brasileño, donde el ganado doméstico, como vacas y caballos, viven en las proximidades de tapires y otros animales silvestres. Los signos clínicos incluyen glaucoma, uveítis, bajos niveles de actividad y baja respuesta a estímulos externos (P. R. Mangini, E. P. Medici & J. A. May, comunicación personal). La relación entre los tapires y estas bacterias y sus serotipos específicos, así como el papel de los tapires como portadores de la enfermedad deben ser estudiados.

Con el tiempo es importante recoger muestras para ver si los títulos se incrementan. Existe un reporte de un aumento de los títulos de varios

serotipos como Canicola, Gryppotyphosa, Pyrogenes y Wolffi en un tapir silvestre capturado y rehabilitado en un zoológico de México (Jonathan Pérez, comunicación personal).

**5. Absceso mandibular.** Los tapires son particularmente propensos a desarrollar abscesos mandibulares o “mandíbula abultada” tanto en cautividad como en la naturaleza. A pesar de que la condición se considera similar a la observada en el ganado doméstico, su patogenia en tapires es desconocida.

Los microorganismos aislados de las lesiones son *Corynebacterium pyogenes*, *Streptococcus*  $\beta$ -hemolítico, *Actinomyces*, *Necrobacillus*, *Escherichia coli* y *Mycobacterium*. Ningun virus se ha asociado con esta enfermedad, pero se necesita más investigación para apoyar aún más los resultados iniciales. De hecho, el absceso mandibular puede ser un problema significativo para los tapires silvestres pues las lesiones pueden afectar el hueso y conducir a la osteomielitis, que termina con frecuencia en la muerte debido a la implicación sistémica. Así, los investigadores deben reportar los casos de absceso mandibular en los animales silvestres y seguir recogiendo muestras para identificar los patógenos involucrados.

**6. Clostridium tetani.** El tétano puede ser mortal en tapires de Tierras Bajas, produciendo rigidez muscular, hemoglobinuria y la muerte en aproximadamente 13 días (Mangini et al. 2002). Algunos veterinarios de zoológico realizan vacunaciones para prevenir esta enfermedad.

### 8.1.2. Enfermedades Virales

Títulos séricos positivos para varias infecciones virales se han reportado para los tapires silvestres y en cautiverio. Herpesvirus, virus de la

encefalomiocarditis y fiebre aftosa han sido reportados como enfermedades clínicas o las causas de muerte de tapires en cautiverio (Ramsay y Zainuddin 1993; Göltenboth et al. 1996; Backues et al. 1999; Janssen 2003; Mangini et al. 2012).

**1. Herpesvirus.** Existe un reporte de mortalidad en tapires malayos como resultado de herpesvirus (Janssen et al., 1996). Sin embargo, el tipo de virus de herpes no se determinó. Poco se sabe sobre la epidemiología de esta enfermedad, incluso en poblaciones cautivas. Recientemente, un nuevo gamma 2 herpesvirus ha sido parcialmente secuenciado en un tapir de Tierras Bajas en cautiverio, pero nada se sabe acerca de su potencial patogenicidad. Como un virus ADN latente, herpesvirus debe ser común y generalizado en las poblaciones, pero el estrés y / o inmuno supresión (por ejemplo, los efectos de las poblaciones fragmentadas, inadecuadas condiciones de cautiverio) puede reactivar el virus, y dar lugar a síntomas clínicos (y a veces letales) (de Thoisy, com. pers.). El Comité Veterinario recomienda que los veterinarios consulten con los virólogos que se especializan en herpesvirus para una adecuada toma de muestras, análisis e interpretación de los resultados.

**2. Encefalomielitis (incluyendo el WNV -Virus del Nilo Occidental; EEE - Encefalitis Equina Oriental; VEE Encefalitis Equina Venezolana ; y WEE - Encefalitis Equina Occidental).** No hay informes científicos que confirmen que los tapires son susceptibles a la encefalitis. Sin embargo, varios zoológicos vacunan los tapires para estas enfermedades, y una encuesta de salud reciente ha documentado títulos serológicos para VEE en una pequeña población de tapires de Baird silvestres en el Parque Nacional Corcovado, Costa Rica, América Central (Hernández-Divers et al. 2005). Además, un

proyecto de investigación de largo plazo del tapir de tierras bajas en Morro do Diabo State Park, Estado de São Paulo, Brasil, encontraron títulos séricos positivos tanto para EEE y WEE (Medici et al. 2014). Se recomienda que los títulos de pre y post-vacunación se realicen para determinar la eficacia de estas vacunas. Además, se debe reportar cualquier evidencia de encefalomiелitis viral. En Quintana Roo, un tapir fue capturado y se tomaron muestras, y fue negativo para los títulos séricos de EEE, VEE y Virus del Nilo Occidental (Jonathan Perez, datos no publicados).

Hay informes anecdóticos de Virus del Nilo Occidental que afecta clínicamente a los rinocerontes. Por lo tanto, algunas colecciones cautivas de tapires son vacunados actualmente con la vacuna del Virus del Oeste del Nilo equino (Ft. Dodge). Es importante obtener títulos del Virus del Nilo Occidental pre y post-vacunación para determinar la eficacia de esta vacuna. Cualquier tapir que muere como resultado de Virus del Nilo Occidental debe ser reportado.

**3. Fiebre Aftosa.** Un brote de fiebre aftosa en el zoológico de París, Francia, que afectó tapires de tierras bajas y malayos, fue descrito por Urbain et al. (1938). Los hallazgos clínicos fueron limitados solamente a lesiones interdigitales. Sin embargo, en el Taller de la Población y Análisis de Viabilidad del Hábitat de la Danta de Montaña (PHVA) llevado a cabo en Colombia en octubre de 2004, la bióloga de campo peruana, Jessica Amanzo informó de dos brotes de fiebre aftosa en el Norte de Perú produjeron una alta mortalidad de la danta de montaña. El primer brote se produjo hace 50 años y el segundo hace 25 años. Aunque esta información no ha sido confirmada, los investigadores de tapires deben seguir investigando esta enfermedad;

encuestas serológicas específicas para la fiebre aftosa deben llevarse a cabo, especialmente en la danta de montaña.

### 8.1.3. Enfermedades Parasitarias

La presencia de parásitos asociada, o no, con la enfermedad se ha descrito con frecuencia en tapires. Sin embargo, hay pocos datos disponibles sobre la manifestación de la enfermedad y sobre la influencia del medio ambiente sobre la infección y la estacionalidad. En general, la presencia de parásitos no ha sido asociado con los síntomas clínicos en tapires silvestres y los informes sugieren cierto equilibrio en la relación parásito- hospedador en ambientes naturales (Mangini et al. 2012). En algunos casos, la aparición de las manifestaciones clínicas y enfermedades en tapires podría estar relacionada con eventos inmunosupresores. En cautiverio, las infecciones parasitarias pueden representar hasta el 36% de los problemas médicos (Mangini et al., 2002); se recomienda el control de parásitos, incluso para los tapires en cautiverio asintomáticos con resultados positivos en los exámenes parasitológicos (Mangini et al. 2012).

**Ectoparásitos.** Los ectoparásitos se observan en tapires en cautiverio y silvestres. En tapires silvestres, la identificación de ectoparásitos como garrapatas y moscas puede ofrecer una idea de la interacción entre el tapir y el ganado, incluyendo el riesgo de transmisión mutua de las enfermedades. La identificación de géneros de parásitos que infestan tapires naturalmente también es de interés. Por otra parte, el análisis de los ectoparásitos puede ayudar a ofrecer una visión sobre el papel que los tapires silvestres pueden jugar como potenciales reservorios de algunas enfermedades. *Amblyomma* sp. es el ectoparásito reportado más común en tapires, y puede causar problemas dermatológicos

(Mangini et al. 1998;. Nunes 2001; Mangini et al., 2002). Las especies de garrapatas registradas en tapires son los siguientes: *Amblyomma brasiliense*, *A. cajannense*, *A. calcaratum*, *A. coelebs*, *A. dubitatum*, *A. incisum*, *A. latepunctatum*, *A. multipunctum*, *A. naponense*, *A. neumanni*, *A. oblongoguttatum*, *A. ovale*, *A. pacae*, *A. parvum*, *A. scalpturatum*, *A. tapirellum*, *A. pseudoconcolor*, *A. triste*, *Haemaphysalis juxtakochi*, *Dermacentor halli*, *D. latus*, *D. (Anocentor ) nitens*, *Ixodes bicornis*, *I. boliviensis*, *I. Tapirus*, *I. scapularis*, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, *Ornithodoros rudis* y *O. tuttlei* (Mangini et al.1998; Lira Torres et al 2001;. Labruna y Guglielmone 2010; Medici 2010; Mangini et al. 2012).

**Los endoparásitos.** En general, los endoparásitos se han reportado en numerosas ocasiones para tapires sin problemas clínicos asociados, incluyendo *Parascaris* sp., *Fasciola hepatica*, *Capillaria* sp., *Paranoplocephala* sp., *Strongyloides* sp., *Agriostomum* sp., *Lacandoria* sp., *Neomurshidia* sp., *Trichostrongylus* sp., *Strongylus* sp., *Brachylumus* sp., *Eimeria* sp., *Balantidium* sp., y *Giardia* sp. (Kuehn 1986; Ramsay y Zainuddin 1993; Lira Torres et al. 2001;. Pukazhenthii et al. 2008; Santos 2011; Mangini et al. 2012). *Naegleria fowleri* y *Schistosomatidea* fueron reportados como patógenos en tapires en cautiverio (Lozano-Alarconet al 1997; Yamini y Veen, 1988). Algunos protozoos pueden ser considerados como flora entérica normal en tapires; sin embargo, también pueden ser patógenos en animales inmunosuprimidos. *Giardia duodenalis* genotipo AI (un protozoo zoonótico informado con frecuencia como causante de la enfermedad gastrointestinal en seres humanos) se detectó en una muestra fecal de un *T. terrestris* cautivo, pero no se asoció con signos clínicos (Santos 2011). *Cryptosporidium* sp. fue descrito como causante de diarrea acuosa en dos *T. bairdii* en cautiverio en China (Chen et al. 2012). *Ascarididae* también se encuentran con frecuencia en las muestras de

heces de tapires silvestres en el Pantanal (Brasil) (RC-Fernandes Santos & EP Medici, comunicación personal). Hay algunos parásitos con ciclos altamente patógenos en los que los tapires pueden jugar un papel central. Un ejemplo importante es el *Toxoplasma* sp., cuya alta prevalencia se ha reportado en ungulados salvajes procedentes de la Guayana Francesa. La prevalencia se asoció significativamente con especies terrestres (de Thoisy et al., 2003), donde los tapires pueden estar infectados. Animamos a los investigadores que estudien los endoparásitos en tapires silvestres a fin de evaluar el papel de tapires en estos ciclos y diferenciar los endoparásitos que infestan a los tapires naturalmente de las adquiridas por los tapires a través de la interacción con el ganado.

**Hemoparásitos.** Los tapires pueden ser parasitados con varias especies de garrapatas y otros ectoparásitos que podrían ser vectores de una amplia variedad de hemoparásitos. Informes recientes de hemoparásitos en tapires incluyen *Babesia* sp. y *Trypanosoma* sp. Como en el caso de endo y ectoparásitos, la presencia de hemoparásitos en tapires puede ocurrir sin ninguna manifestación clínica. Un tapir de montaña silvestre, *Tapirus pinchaque*, se informó recientemente como seropositivo para *Babesia caballi* en Ecuador, sin signos clínicos (Castellanos 2013). En *Tapirus terrestris* en Brasil, una posible nueva especie del género *Trypanosoma* se informó recientemente, también sin manifestación clínica. La especie fue denominada *Trypanoma terrestris* (Acosta et al. 2013). Aunque los tapires no mostraron ningún signo clínico en estos casos, las implicancias reales de la presencia de ambos hemoparásitos en la salud de la población de tapires siguen siendo poco claras y se deben estudiar cuidadosamente.

#### 8.1.4. Enfermedades Fungales

Son muy pocos los informes que están disponibles sobre las enfermedades fúngicas que afectan a los tapires (Mangini et al. 2012). Dermatofitosis causado por *Microsporum gypseum*, *M. canis* y *M. tonsurans* fue observado en tapires con episodios de alopecia (Ramsay y Zainuddin 1993). Se informó recientemente sobre una coccidioidomicosis fungal (*Coccidioides immitus*) causando enfermedades respiratorias (Janssen 2003).

#### 8.1.5. Enfermedades no infecciosas

**Dermatitis Vesicular.** La condición llamada "dermatitis vesicular" es un tema de investigación en marcha en tapires en cautiverio. Esta condición fue descrita por primera vez por Finnegan et al. 1993. Aunque el síndrome sigue afectando tapires en cautiverio, su etiología aún no ha sido identificada. Para diagnosticar este síndrome, los investigadores deben realizar biopsias de piel de las zonas afectadas, y recoger los fluidos producidos por las lesiones, luego almacenar muestras de dos formas: congelados y en formalina al 10%. Un examen histopatológico de las muestras es entonces necesario para hacer un diagnóstico adecuado. Se necesita más investigación para aclarar la etiología de la "dermatitis vesicular".

**Enfermedad del Almacenamiento de Hierro.** Existe alguna evidencia de que los niveles de hierro en tapires en cautiverio son significativamente mayores que en sus homólogos criados en libertad (Don Paglia, comunicación personal). Esta enfermedad también se ha informado en rinocerontes negros. Se recomienda la evaluación histopatológica de hígado del tapir para evaluar si el animal está afectado por dicha enfermedad.

## LITERATURA RECOMENDADA

Acosta ICL, Da Costa AP, Nunes PH. et al. 2013. Morphological and molecular characterization and phylogenetic relationships of a new species of trypanosome in *Tapirus terrestris* (lowland tapir), *Trypanosoma terrestris* sp. nov., from Atlantic Rainforest of southeastern Brazil. *Parasites & Vectors*, vol. 6(349), pp. 1-12.

Bastida R; Loureiro J; Quse V; Bernardelli A; Rodríguez D & Costa E. 1999. Tuberculosis in a wild subantarctic fur seal from Argentina. *Journal Wildlife Diseases*, Vol.35, (October, 1999), pp. 796-798

Bastida R; Guichón R; Quse V. 2010. Escenarios para el origen y dispersión de la tuberculosis en Patagonia Austral y Tierra del Fuego. Nuevos actores y líneas de evidencia. XVII Congreso Nacional de Arqueología Argentina. Mendoza, Argentina. pp 18-22.

Bastida R; Quse V; Guichón R. 2011. La Tuberculosis en Grupos de Cazadores Recolectores de Patagonia y Tierra del Fuego: Nuevas alternativas de contagio a través de la fauna silvestre. In: *Revista Argentina de Antropología Biológica* 13(1): 83-95.

Backues KA, Hill M, Palmenberg AC, Miller C, Soike KF, Aguilar R. 1999. Genetically engineered Mengo virus vaccination of multiple captive wildlife species. *Journal of Wildlife Diseases* 35, 384-7.

Castellanos-P AX. 2013. First Report of Positive Serological Response to the Hemoparasite, *Babesia caballi*, in Mountain Tapir. In: *Tapir Conservation - The Newsletter of the IUCN/SSC Tapir Specialist Group*, vol. 22 (31), p. 9. Chen SH, Ai I, Cai YC et al. 2012.

Diagnosis of *Cryptosporidium* suisinfection of Baird's tapir. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 11, 627-30.

Cousins D; Bastida R; Cataldi A; Quse V; Redrobe S; Dow S; Duignan P; Murray A; Dupont C; Ahmed N; Collins D; Butler W; Dawson D; Rodríguez D; Loureiro J; Romano MI; Alito A; Zumárraga M; Bernardelli A. 2003. Tuberculosis in seals caused

by a novel member of the *Mycobacterium tuberculosis* complex: *Mycobacterium pinnipedii* sp.nov. In: *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 53: 1305-1314.

Cubas ZS. 1996. Special challenges of maintaining wild animals in captivity in South America. *Scientific Technical Review* 15, 267-82.

Finnegan M, Munson L, Barrett S and Calle P. 1993. Vesicular Skin Disease of Tapirs. AAZV Conference (Abstracts).

Furtado MM; Jácomo ATA; Kashivakura CK; Tôrres NM; Marvulo MFV; Ragozo AMA; Souza SLP; Ferreira-Neto JS; Vasconcellos AS; Morais ZM; Cortez A; Richtzenhain LJ; Silva JCR; Silveira L. 2010. Serologic survey for selected infectious diseases in free-ranging Brazilian tapirs (*Tapirus terrestris*) in the Cerrado of Central Brazil. In: *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 41: 133-136.

Gamble KC; Clancy MM (eds). 2013. *Infectious Diseases Manual: Infectious Diseases of Concern to Captive and Free Ranging Animals in North America*, 2nd ed. Infectious Disease Committee, American Association of Zoo Veterinarians, Yulee, Florida. 1098 pp.

Göltenboth R, Busch W, Jenschke J et al. 1996. Herpesvirus infection in an Indian tapir (*Tapirus indicus*) and in a Black rhinoceros (*Diceros bicornis*); case re-ports. *Proceeding of the American Association of Zoo Veterinarians*; 3-8 Nov 1996, Puerto Vallarta, Mexico.

Hernandez-Divers SM; Aguilar R; Leandro-Loria D; Foerster CR. 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: 176-187.

Hoyer M. 2011. Management of a TB Positive Malayan Tapir (*Tapirus indicus*) Breeding Couple under Zoo Conditions. In: *Proceeding Fifth International Tapir Symposium* p31.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards ME. 1996. Medical management of captive tapirs (*Tapirus* spp.). In: *Proceedings AAZV*. pp. 1-11.



Janssen DL; Rideout BA; Edwards MS. 1999. Tapir Medicine. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. W.B. Saunders Co., Philadelphia, pp.562-568.

Janssen DL. 2003. Tapiridae. In: Zoo and Wild Animal Medicine, Fowler ME, Miller RE, editors. Saunders, Saint Louis, MO, USA, pp.569-577.

Jurczynski K; Lyashchenko KP; Gomis D; Moser I; Greenwald R; Moisson P. 2011. Pinniped tuberculosis in Malayan tapirs (*Tapirus indicus*) and its transmission to other terrestrial mammals. In: Journal of Zoo and Wildlife Medicine 42(2):222-7.

Kuehn G. 1986. Tapiridae. In: Fowler ME, ed. Zoo and Wild Animal Medicine, 2nd edn. W. B. Saunders Company, Philadelphia, pp. 931-4.

Mangini PR, Sinkoc AL, Medici EP. 1998. Relato da ocorrência de *Amblyomma cajannense* em Antas (*Tapirus terrestris*) de vida livre, no Parque Estadual do Morro do Diabo-SP. Anais XXII Congresso Brasileiro de Zoológicos; 26 Apr-01 May 1998, Salvador, Brazil.

Mangini PR. 2007. Perissodactyla - Tapiridae (Anta). In: Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária, Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL, editors. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp.598-614.

Mangini PR; Morais W; Santos LC. 2002. Enfermidades observadas em *Tapirus terrestris* (anta brasileira) mantidas em cativeiro em Foz do Iguaçu, Paraná. Arquivo Ciência Veterinária e Zootecnia UNIPAR 5:93-102.

Mangini PR; Medici EP; Fernandes-Santos RC. 2012. Tapir Health and Conservation Medicine. Journal of Integrative Zoology 7:331-345.

May-Junior JA. 2011. Avaliação de parâmetros fisiológicos e epidemiológicos da população de anta-brasileira (*Tapirus terrestris*, Linnaeus, 1758) na Mata Atlântica do Parque Estadual Morro do Diabo, Pontal do Paranapanema, São Paulo. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil.

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK. Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World - Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodríguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; Oliveira Santos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007. Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP; Mangini PR; Fernandes-Santos RC. 2014. Health Assessment of Wild Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Populations in the Atlantic Forest and Pantanal Biomes, Brazil (1996-2012). In: Journal of Wildlife Diseases 50(4):817-828.

Nunes LAV; Mangini PR; Ferreira JRV. 2001. Order Perissodactyla, Family Tapiridae (Tapirs): Capture Methodology and Medicine. In: Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals, Fowler ME, Cubas ZS, editors. Ames, Iowa University Press, USA, pp.367-376.

Pukazhenthil BS, Padilla LR, Togna GD et al. 2008. Biomedical survey of Baird's tapir (*Tapirus bairdii*) in captivity in Panama. Book of Abstracts, Fourth International Tapir Symposium; 26 Apr-01 May 2008, Quintana Roo, Mexico. IUCN/SSC Tapir Specialist Group. [Cited 10 Jan 2011.] Available from URL: <http://www.tapirs.org> Ramsay & Zainuddin. 1993. Infectious diseases of the rhinoceros and tapir. In: Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy 3, M.E. Fowler (Ed.), pp 459-466. W.B. Saunders Co.

Richtzenhain LJ; Soares RM. 2007. Técnicas sorológicas de biologia molecular. In: Cubas ZS, Silva JCR, 104 Catão-Dias JL, eds. Tratado de Animais Selvagens- Medicina Veterinária. Editora Roca, São Paulo, Brazil, pp. 967-79.

---

Santos RCF. 2011. Importância de mamíferos neotropicais na epidemiologia de protozooses: diagnóstico, caracterização molecular e aspectos ecológicos da infecção por Giardia e Cryptosporidium (MSc thesis). Universidade de São Paulo, São Paulo, Brazil. 165 p.

Urbain A, Bullier P, Nouvel J (1938).Au sujet d'une petite épizootie de fièvre aphteuse ayant sévi sur des animaux sauvages en captivité. Bull Acad Vét Fr, 11: 59-73.

Foto: Daniel Zupanc



9

Reproducción

Los tapires se han estudiado en la naturaleza durante más de dos décadas y tenemos considerable información sobre la ecología del tapir, la dieta, tamaños de distribución geográfica y salud. Lamentablemente, poco se sabe sobre su biología y fisiología reproductiva y los datos que existen son de tapires en cautiverio. Machos y hembras alcanzan la pubertad entre 14 y 48 meses de edad en la naturaleza, suelen verse a los ejemplares de un año de edad acompañados por sus madres. El apareamiento se ha observado en las hembras a una edad tan temprana como de 13 meses, y en los machos de 24 meses de edad. Los tapires hembras mantienen la fertilidad más allá de los 20 años de edad y, a veces hasta pasado de 30 años. Una hembra puede tener más de 10 crías en su vida (Barongi 1993).

Los tapires machos tienen testículos pares encerrados en un escroto mínimamente pendular ubicado craneoventral del ano. Los testículos son de forma elipsoidal y tienen una longitud y anchura media de 10,5 y 4,8 cm en el tapir de Baird (Pukazhenthí et al. 2011), y 9,7 y 5,0 cm en el tapir malayo (Lilia et al. 2010). El tamaño y el volumen de los testículos varían entre machos dependiendo de la edad. Tapires machos adultos tienen una pronunciada cola del epidídimo, que puede ser indicativo del éxito en la producción de esperma.

El pene está normalmente retraído en el prepucio, pero el glande siempre es visible y dirigido en sentido caudal. Cerca del glande, hay tres proyecciones solapas (tejido eréctil), dos ubicados lateralmente y uno dorsalmente. Las glándulas accesorias se componen de un par de

glándulas vesiculares situadas cerca del cuello de la vejiga; una próstata par situada caudal a las glándulas vesiculares; y una glándula bulbouretral encontrada a unos 3,0 cm en caudal a la glándula de la próstata que se abre directamente en la uretra (Pukazhenthí et al. 2011).

Para orinar mueven la extremidad del pene hacia atrás, y propulsan la orina a una distancia considerable de ellos mismos. Como en el caballo doméstico, la uretra del tapir termina con una pequeña prominencia en el lado inferior del glande. De la morfología del pene en erección se puede deducir que la eyaculación se produce en el interior del útero, como en equinos.

La anatomía reproductiva del tapir hembra parece ser similar a la del caballo doméstico y del rinoceronte. Se ha descrito en detalle solamente en el tapir malayo (Lilia et al. 2010). El tracto reproductivo está formado de los genitales externos (vulva, clítoris), la vagina, el cuello uterino, el útero, oviductos y un par de ovarios. La vulva tiene dos labios que están escasamente cubiertos con pelo y tanto las comisuras dorsales y ventrales son redondeadas. La apertura vulvar es una abertura vertical que mide unos 4,8 cm de largo. El clítoris se encuentra en el piso ventral del vestíbulo vaginal aproximadamente 1,0 cm craneal a la vulva. El vestíbulo vaginal y la vagina tienen pared delgada con capas mucosas lisas. La mucosa vaginal produce una secreción de lípidos que sella los labios de la vulva, aislando el ambiente vaginal del medio externo y lo protege cuando el animal permanece en el agua.

---

El cervix es firme y musculoso y mide aproximadamente 3,0 cm de largo y 5,3 cm de ancho en el adulto, se encuentra dorso-craneal a la vejiga urinaria y delante del borde de la pelvis. El cuerpo uterino es relativamente corto (16,8 cm, sub-adultos; 7,3 cm, adulto) en comparación con los cuernos uterinos. La longitud media del cuerno uterino es 31,2 cm y la anchura media es de 2,8 cm. Los tapires tienen dos cuernos uterinos. La forma de los ovarios es ovalada a alargada; se encuentran en la superficie ventral del ilion cerca del tubérculo coxal. En las hembras adultas la longitud media es de 2,8 cm y 1,3 cm de ancho. Los tapires tienen una placentación epiteliocorial y difusa (Pukazhenthil et al., 2011). Las hembras tienen un par de glándulas mamarias en la zona inguinal.

En el tapir el estro es muy difícil de determinar. En general, los tapires hembras son poliéstricas en el transcurso del año. El estro dura 1-4 días y se repite cada 28-32 días. Un estro fértil es posible 9-27 días posparto. Sin embargo, estas cifras pueden variar según la especie y el ambiente de cada tapir y se debe utilizar como directrices generales.

Ensayos hormonales se utilizan para supervisar el ciclo estral y el estado hormonal en animales en cautiverio y de vida libre. Debido al estrés producido por la inmovilización, las muestras de sangre no son fiables para el estudio de hormonas en los individuos capturados. En las hembras en cautiverio no entrenadas, las muestras de orina son la mejor opción para el diagnóstico y seguimiento de la preñez. La recolección de orina es mínimamente invasiva y por lo tanto permite mediciones más precisas de las concentraciones hormonales dado que los animales no están estresados por el proceso de captura. Las muestras fecales son la mejor opción para los estudios de campo. Las muestras fecales que se utilizarán para ensayos hormonales se deben recoger inmediatamente después de la defecación. Las muestras pueden ser almacenadas en un recipiente con etanol al 90% y el tiempo preciso de colección debe ser registrado. La muestra se puede secar en un horno, a la luz del sol, o extraído con un liofilizador en el campo como se mencionó anteriormente. Dada la dificultad logística de la recogida de muestras de heces frescas en algunas condiciones de campo, es importante que los veterinarios continúen mejorando otros enfoques no invasivos, como esteroides fecales con el fin de determinar el ciclo estral y la preñez en los tapires para individuos silvestres (Pukazhenti et al. 2013).

El análisis más ampliamente empleado para la detección de metabolitos de hormonas es el radio-inmunoensayo. En tapires entrenados en cautiverio, las muestras se deben recoger al menos semanalmente para tener los datos de referencia sobre las fluctuaciones de los niveles

séricos de progesterona necesarios para confirmar la preñez. El ultrasonido también se puede utilizar para confirmar la preñez.

La investigación sobre las concentraciones de progesterona sérica de tapires de Baird en cautiverio realizados por la Dra. Janine Brown (1994) en los Estados Unidos indica que la duración del ciclo estral es de alrededor de 25-38 días, con una duración de la fase lútea de 15 a 20 días. El período interluteal es relativamente largo, que comprende aproximadamente 40% del ciclo estral. Las hembras reanudan el ciclo 16,2 ± 2 días después del parto y pueden quedar preñadas durante el primer estro posparto.

La detección hormonal realizada con tapires de tierras bajas en cautiverio por la Fundación

Temaikén, Argentina, demostró que las concentraciones de estrógeno sérico varían entre 17,2-35,1ng/ml, y las concentraciones de progesterona sérica varían entre 0,78-1,64ng /ml. Las concentraciones de testosterona sérica del macho varían entre 0,12-1,73ng /ml; una concentración de 0,2 ng /ml se registró durante el período de la cópula en un tapir de tierras bajas .

La cópula puede ocurrir en la tierra o en el agua. El período de gestación de los tapires es bastante largo y varía por especie. En tapires de tierras bajas dura aproximadamente 395 a 399 días, mientras es más corto en los tapires malayos y tapires de Baird. Incluso en las últimas etapas de la gestación, la misma no es detectable usando una prueba física o visual. Como se indicó anteriormente, la gestación debe ser

confirmada por ecografía o por medio de un análisis hormonal de concentraciones séricas, de orina o heces. Poco se sabe sobre la citología vaginal del tapir, pero datos recientes sugieren que podría ser posible utilizar investigación citológica para diferenciar las etapas del ciclo estral y para diagnosticar la gestación.

Las concentraciones de progesterona superiores a 2,5 ng / ml probablemente indican la preñez, pero los veterinarios deben realizar 3 pruebas separadas cada una de ellas por 15 días para hacer un diagnóstico definitivo. Si los niveles de progesterona aumentan en el curso de las tres pruebas, la tapir está preñada y el personal veterinario podrá realizar el seguimiento del desarrollo del feto.

En tapires preñadas, las concentraciones séricas de progesterona fluctúan durante todo el período de gestación, registrando valores mínimos de 2.67ng /ml durante la etapa inicial y los valores máximos de 22.6ng /ml durante la etapa final. En contraste, las concentraciones séricas de estrógeno muestran un comportamiento uniforme en toda la gestación y típicamente miden 20-30pg /ml. En tapires de tierras bajas, la investigación muestra que ambas hormonas llegan a un nivel máximo entre 7-10 días antes del parto, pero luego disminuyen drásticamente en las últimas horas antes del parto (Quse et al. 2004). Un proceso similar se ha descrito en tapires de Baird, con valores de estrógenos considerablemente más altos, de 85 a 131 pg /ml (Brown et al. 1994).

En tapires de tierras bajas, el cortisol no parece jugar un papel importante en el inicio del parto, ya que sus concentraciones séricas no muestran cambios significativos hacia el final de la gestación. Los

valores registrados durante la preñez variaban de 2.52ng /ml en el primer periodo de la gestación a 3.19ng /ml 48 horas antes del parto. Este patrón también se ha observado en tapires de Baird. En las primeras etapas de gestación, las concentraciones de cortisol variaron entre 6.9-10.2ng /ml; en la última etapa, los valores fueron de entre 9.5-10.8ng/ml (Quse et al. 2004).

Dados los datos mínimos sobre la gestación y el desarrollo fetal de tapires silvestres, la realización de exámenes de ultrasonido en el campo produciría información valiosa y novedosa. Para tapires en cautiverio, los exámenes de ultrasonido se pueden realizar con la hembra en una posición de pie o en decúbito lateral. En la naturaleza, la anestesia es necesaria. Ultrasonografía transabdominal es el método de elección para el diagnóstico de preñez con un transductor de aproximadamente 3,5 MHz. La región abdominal se cubre con gel o perfectamente humedecida con alcohol con el fin de minimizar la interferencia del pelaje (Fernández Jurado, comunicación personal; Hoyer et al, 2007; Van Engeldorp Gastelaars, 2010). Antes del tercer mes de gestación, es necesario, utilizar un transductor transvaginal de 3,5-5 MHz con el fin de ver el saco gestacional (Fernández Jurado, comunicación personal). Equipo de ultrasonido Doppler o en tiempo real (modo B) también se puede utilizar para el monitoreo de los movimientos del feto y los latidos del corazón. La colocación de la sonda a las extensiones hechas de tubo de PVC permite introducción fácil del transductor en el recto y el acceso más profundo (Pukazhenthil et al. 2013).

---

A continuación se muestran varias imágenes de ultrasonido de varias longitudes de preñez de un tapir malayo (*Tapirus indicus*), de Artis Zoo (Holanda). Fotos se obtuvieron transabdominalmente utilizando una sonda convexa de 3,5 MHz (Esaote PIEmedical Aquila®) o sonda convexa de 2,5 - 6,6 MHz (Esaote MyLabOne Vet, Esaote®, Esaote Benelux BV, Maastricht, Países Bajos). La ecografía se realizó con un animal entrenado en decúbito lateral (Hoyer 2014).

Para detalles más completos, por favor consulte MJ Hoyer y HDM Post - van Engeldorp Gastelaars: caracterización ultrasónica del desarrollo fetal en un tapir malayo cautivo (*Tapirus indicus*). Aceptado para su publicación en el Zoo Biology 2014.

Las medidas recomendadas para controlar el desarrollo fetal son los diámetros biparietales y torácicos y la longitud total del feto. Los estudios con 3 meses de edad feto Tapir mostraron un diámetro biparietal de 2,35 cm y longitud corporal de 15 cm. A los 6 meses, el diámetro biparietal fue 3,02 cm, la longitud ventral dorso torácica fue 6,5 cm y la longitud total fue 20 cm. Al final de la preñez el feto mide 75 cm de largo, con un diámetro biparietal de 11 cm y un diámetro torácico de 40 cm (Fernández Jurado, comunicación personal).

En las primeras etapas, es difícil de diagnosticar la preñez usando un examen de ultrasonido dado el espesor de la pared abdominal en tapires adultos y los signos clínicos mínimos de preñez.



## Galería 10 - Reproducción: Ecografía



Feto de *Tapirus indicus* de 3 meses de edad. 2.82cm diámetro torácico transversal.



Feto de *Tapirus indicus* de 3,5 meses de edad. Cabeza, cuello, tórax y miembros claramente visibles. 2.64cm diámetro biparietal. Imagen y foto: Mark Hoyer.



Feto de *Tapirus indicus* 4,5 meses de edad. Estómago y corazón claramente visibles.



Feto de *Tapirus indicus* de 4,5 meses de edad. Caja torácica. Imagen y foto: Mark Hoyer.

Hay una escasez de datos sobre la fisiología de la reproducción en el tapir y el Comité Veterinario del TSG considera como una prioridad máxima el mejoramiento de nuestros conocimientos en esta área de salud del tapir. Dada la relativa facilidad de investigar la reproducción de tapires en cautiverio comparado con tapires silvestres, el enfoque más eficaz en el corto plazo es la investigación con animales en cautiverio con metodologías diseñadas para producir datos que contribuyan a los esfuerzos para la conservación. La siguiente es una lista de los temas de investigación dentro de la fisiología reproductiva que el Comité Veterinario del TSG cree que es de suma importancia:

1. Seguimiento de las hormonas reproductivas a través de métodos no invasivos;
2. Electro-eyaculación, manipulación y almacenamiento de esperma, acompañado por estudios de viabilidad de espermatozoides;
3. Protocolos de inseminación artificial;
4. Recolección, conservación y análisis de viabilidad de los ovocitos;
5. Monitoreo de la viabilidad fetal mediante estudios de ultrasonido (más factible con tapires en cautiverio entrenados);
6. Requisitos nutricionales para las hembras preñadas durante diferentes períodos de gestación;
7. Análisis de la composición nutricional de la leche (incluyendo calostro), en las cuatro especies de tapires.

## LITERATURA RECOMENDADA

Brown JL; Citino SB; Shaw J; Miller C. 1994. Endocrine Profiles during the Estrous Cycle and Pregnancy in the Baird's Tapir (*Tapirus bairdii*). In: Zoo Biology 13:107-117.

Barongi RA. 1993. Husbandry and Conservation of Tapirs. In: International Zoo Yearbook 32:7-15.

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

Hoyer MJ; de Boer M; Treskens M; Wolters SABI; Verstappen FALM. 2007. Monitoring of pregnancy in a Malayan tapir (*Tapirus indicus*) by regular blood progesterone and ultrasonic examination (extended abstract); Edinburgh, UK. Verhandlungsbericht des 43. Internationalen Symposiums über die Erkrankungen der Zoo- und Wildtiere 43:147–149.

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

Lilia, K; Rosnina, Y; Wahid, HA; Zahari, ZZ; Abraham, M. 2010. Gross anatomy and ultrasonographic images of the reproductive system of the Malayan tapir (*Tapirus indicus*). Anatomia Histologia Embryologia 39:569-575.

Padilla M; Dowler RC. 1994. *Tapirus terrestris*. Mammalian Species, 481:1-8.

Pukazhenth, BS; Della Togn, G; Padilla, L; Smith, D; Sanchez, C; Pelican, K; Sanjur, O. 2011. Ejaculate traits and sperm cryopreservation in the endangered Baird's tapir (*Tapirus bairdii*). Journal of Andrology. 32:260-270.

Pukazhenth, B; Quse V; Hoyer M; van Engeldorp Gastelaars H; Sanjur O; Brown J. 2013. A review of the reproductive biology and breeding management of tapirs. Integrative Zoology 8: 18–34.

Quse V; Francisco E; Gachen G; Fernandez JP. 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.

Van Engeldorp Gastelaars, HMD. 2010. Endocrine profiles during the oestrous cycle and pregnancy, and ultrasonographic characterization of foetal development in captive Malayan tapirs (*Tapirus indicus*). Masters Thesis, 2010; Adaptation Physiology Group, Wageningen University Artis Royal Zoo, Amsterdam.

Foto: Diego Lizcano

# 10

**Necropsia**



# Necropsia



Las necropsias de campo proporcionan información valiosa sobre la salud de tapires silvestres. Son oportunidades raras que nunca se deben perder. Es más común encontrar cadáveres en estado avanzado de descomposición en lugar de cadáveres frescos, pero teniendo en cuenta la posibilidad de recopilar datos importantes, incluso en estos casos, los veterinarios deberían realizar una evaluación de necropsia. Es difícil refrigerar o congelar cadáveres de tapires adultos, por eso las necropsias de campo deben ser llevadas a cabo de manera eficiente.

Un equipo de protección adecuado es necesario para llevar a cabo cualquier necropsia, incluyendo guantes desechables de látex, mascarilla y gafas protectoras, ropa y botas. Máscaras quirúrgicas estándar no proporcionan una protección adecuada contra agentes potencialmente zoonóticos tales como *Mycobacterium tuberculosis*, por lo tanto se recomiendan máscaras N95 para necropsias de tapires.

La necropsia es esencialmente un ejercicio de observación y descripción, y debe involucrar poca interpretación a menos que el veterinario que realiza la necropsia es un patólogo experimentado. A lo largo de la necropsia, el veterinario debe registrar una descripción precisa y detallada de la apariencia y la textura de los tejidos. Es necesario grabar descripciones particularmente detalladas sobre la visualización de anomalías potenciales. Puede ser muy útil fotografiar la necropsia, las fotos permiten la posterior re-evaluación de los datos y pueden permitir a los patólogos con experiencia brindar una segunda opinión.

El objetivo de la necropsia es documentar el estado de salud del tapir antes de la muerte, incluyendo los procesos que llevaron a la muerte del animal y todos los demás que ocurrieron al mismo tiempo. Para lograr

esto, todos los tejidos y órganos deben ser cuidadosamente observados y muestreados para bacteriología e histopatología. La colección de contenido gástrico, parásitos, muestras genéticas, etc. es útil para proporcionar una base de comparación con otros animales con causa de muerte desconocida y para proporcionar datos básicos sobre la biología de la especie.

En la necropsia se deben evitar términos subjetivos o coloquiales, tales como bastante, mucho, pocos, grandes, etc., y debe emplear descripciones objetivas y mediciones precisas siempre que sea posible y usar protocolos de necropsia para asegurar que la recopilación de datos es adecuada. El ANEXO 2 ofrece una hoja de cálculo y una simple lista de verificación para necropsias de campo. Animamos a los investigadores que utilicen esta hoja de cálculo para ayudar a estandarizar la información recogida por los diferentes proyectos de investigación del tapir, lo que facilitará las comparaciones sobre las causas de muerte de tapires en diferentes lugares.

Todos los instrumentos y equipos utilizados en la necropsia deben ser desinfectados, y los desechos almacenados y eliminados siguiendo las regulaciones de bioseguridad nacionales (véase el Capítulo 6).

La necropsia clásicamente se divide en tres fases:

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

En caso de que exista la oportunidad de realizar una necropsia, las siguientes recomendaciones básicas pueden resultar útiles:

- El tapir se coloca en decúbito lateral derecho (o decúbito lateral izquierdo si la persona que realiza la necropsia es zurdo) para facilitar la extirpación de los diferentes órganos.
- Con el fin de abrir la carcasa, será necesario hacer una incisión a lo largo de la línea media desde la quijada hasta el ano (en las hembras a través del centro de las glándulas mamarias).
- Separar la piel hasta la línea posterior del cuerpo, doblando así para exponer la caja torácica y la musculatura abdominal. Corte la extremidad anterior por debajo de la escápula y en la masa muscular de la extremidad posterior interiormente, abriendo la articulación de la cadera y cortando el ligamento redondo con el fin de poder volcar ambas piernas a cada lado del cuerpo. Ligar los grandes vasos sanguíneos con el fin de evitar hemorragia en caso que los corte.
- Corte las costillas y el diafragma y quite todas las paredes costales y abdominales en una sola pieza. Esto ayuda a dar un área limpia a fin de poner los órganos extraídos de la cavidad (importante en el campo).

Todos los órganos deben ser analizados en relación a su apariencia externa (tamaño, forma, posición, superficie, color, simetría) y las características internas (estructura, consistencia, contenido, grosor, parásitos, superficie de corte, color interno, simetría, nódulos). Cada lesión y anomalía deben ser meticulosamente evaluados; si no es claro si el tejido es anormal, lo describen lo más meticulosamente posible.

Los tejidos y órganos deben ser fotografiados extensamente, independientemente de que parezcan normales o anormales. La serie de fotografías debe ilustrar el tamaño, la posición, la textura, el contenido del órgano, etc. Las fotografías deben incluir una regla o alguna referencia de tamaño (por ejemplo un bisturí), deben estar claramente enfocadas y, en lo posible, deben estar en un ángulo perpendicular al tejido que está siendo fotografiado. La luz natural es preferible a la fotografía con flash, pero si no se puede obtener la luz adecuada, no dudes en utilizar el flash.

Es útil comenzar la necropsia con la cavidad torácica para evitar contaminación que potencialmente podría resultar si trabajamos primero con los órganos abdominales y los intestinos se rompen. Se sugieren los siguientes procedimientos de necropsia en orden:

- Antes de sacar todos los órganos de la cavidad torácica, observe el corazón y los pulmones in situ. Evalúe su tamaño, forma y posición; verifique si existen puntos de adherencia o fluidos adentro del saco pericárdico. En caso de presencia de líquido, retírelo con una jeringa estéril (refrigere y sométalo para cultivo microbial) y evalúe y describa el color del líquido, la transparencia y volumen. Lo mismo se aplica a la pleura visceral y parietal. Debe tenerse en cuenta, sin embargo, que en *T. indicus* la pleura parietal y visceral son normalmente gruesas y prominentes, y hay un tejido conectivo fibroso entre el pulmón y la pared torácica que podrían confundirse con adherencias patológicas.
- Observe ganglios linfáticos del mediastino, tiroides, paratiroides y, si está presente, el timo, la evaluación de su tamaño, color y textura; cortar estos órganos con el fin de evaluar sus características macroscópicas internas.

- Los órganos torácicos se sacan juntos con la lengua, la laringe, la tráquea y el esófago craneal, empezando con la lengua.
- La tráquea se debe abrir con unas tijeras en su totalidad hasta la bifurcación de los bronquios principales para evaluar la presencia de parásitos, espuma (edema y enfisema pulmonar), o exudados (pulmonía).
- Los pulmones deben ser examinados para detectar la presencia de nódulos, abscesos, enfisema, edema y congestión. Corte el parénquima y tenga en cuenta si hay líquido (evalúe el color y las características). Abra los bronquios y observe la presencia de líquidos o parásitos.
- Evalúe órganos abdominales in situ.
- Observe los ganglios linfáticos mesentéricos (tamaño, color); corte los ganglios con el fin de evaluar sus características macroscópicas internas.
- Examine la vejiga (una muestra de orina puede ser recogida de forma aséptica para cultivo si es necesario), y luego evalúe la mucosa vesical.
- Retire el bazo y el páncreas y evalúe su tamaño, superficie, color y consistencia. Corte el parénquima en diferentes partes para examinar.
- Saque el estómago usando doble ligaduras en el cardias y el píloro (realice dos ligaduras en cada sitio anatómico, luego se corta entre las dos ligaduras con el fin de evitar la propagación de contenidos del órgano). Abra el esófago (con tijeras) para observar la característica de la mucosa, lesiones o la presencia de cuerpos extraños. El estómago es preferible abrirlo por su curvatura menor, para evitar que su contenido se derrame; después de la inspección y la fotografía de los contenidos,

pueden ser desechados para permitir la evaluación de la mucosa gástrica.

- Para retirar el hígado es mejor ligar sus grandes vasos sanguíneos, previniendo salida de sangre excesiva. Tenga en cuenta el tamaño, el color, la consistencia, presencia de zonas más claras o más oscuras que el patrón de color normal y las características de los bordes del hígado. Corte el órgano en sucesivas secciones para evaluar el parénquima hepático.

- La mejor manera de retirar los intestinos es liberando el mesenterio con los intestinos dentro del cuerpo: mantenga el bisturí o un cuchillo en un ángulo de aproximadamente 45 grados con respecto al mesenterio, y traccione suavemente los intestinos y con el bisturí irá librando el mesenterio. Para retirar el intestino es mejor amarrarlo con un hilo grueso en el duodeno proximal y distal del recto (se aconseja doble ligadura). Evalúe el contenido intestinal, el color de la mucosa, presencia de parásitos, etc.

- Retire los riñones y las glándulas suprarrenales. Divida los riñones longitudinalmente a través de la curvatura mayor al hilio para observar las características de la corteza, médula y la pelvis ( en tapires adultos la corteza debe representar aproximadamente el 80% de la masa renal). La cápsula renal debe separarse cuidadosamente para determinar si hay adhesión y para observar la superficie exterior del riñón.

- En caso de que haya sospecha de enfermedad neurológica, el cerebro debe ser lo primero en ser examinado, con el fin de minimizar la autólisis.

Después de la necropsia, la carcasa debe ser enviada a los servicios de eliminación apropiados o enterrados con el fin de evitar la contaminación.

La necropsia ofrece la oportunidad de recoger una serie de muestras para exámenes de laboratorio posteriores, que se resumen en la TABLA 10.



**Tabla 10 - Colección, manejo y almacenamiento de muestras de necropsias.**

Análisis	Objetivo	Muestra	Muestreo y manejo	Almacenamiento
Histopatología	Complementar la necropsia, identificando los procesos patológicos y la causa de muerte.	Todos los órganos deberían ser muestreados, alterados o no.	Fragmentos no deberían ser mayores a 1cm, siempre incluir una fracción de tejido normal. Usar un frasco limpio con formol al 10% (formalina 4%) en un volumen 8-10 veces mayor que las muestras.	Mantener los frascos bien cerrados y protegidos de la luz, a temperatura ambiente. Estas muestras pueden ser válidas por años.
Microbiología	Identificación de agentes bacterianos o virales involucrados en los procesos infecciosos	Colecta solamente de muestras de aquellos tejidos/líquidos sospechados de infección, inmediatamente luego de la muerte.	Punción de (1-3mL) de líquidos o hisopados de tejidos y abscesos. La asepsia del procedimiento es esencial	Mantener en frasco estéril (o dentro de la jeringa utilizada para la punción) o en medio de transporte nutritivo (e.g. Stuart), refrigerados. Enviar al laboratorio a las pocas horas luego de la colecta.
Toxicología	Identificar si el animal fue expuesto a una toxina (contaminación ambiental, venenos)	Todas las vísceras (o al menos cerebro, pulmones, hígado, riñones y médula ósea), contenido estomacal, pelo, grasa y sangre del corazón deberían ser muestreadas.	Fragmentos grandes (~100g) de tejidos y contenido estomacal, sangre cardíaca por punción (-50ml) y pelo (guardar en sobre)	Mantener en frasco bajo refrigeración o freezado. Enviar al laboratorio dentro de los pocos días.
Ectoparásitos	Identificar los ectoparásitos	Cualquier parásito hallado en la piel, 5-20 individuos por cada especie aparente.	Transferir los parásitos a un frasco perforado (por largos períodos agregar hojas o algodón húmedo) o etanol 70%	Mantener en frasco a temperatura ambiente. Enviar al laboratorio dentro de los pocos días (frasco perforado) e semanas (etanol)
Endoparásitos	Identificar los endoparásitos	Cualquier parásito hallado en la víscera, 5-20 individuos de cada especie aparente.	Lavar los parásitos en agua y transferirlos a etanol 70% (gusanos redondos) o AFA (gusanos chatos).	Mantener el frasco a temperatura ambiente. Enviar al laboratorio dentro de las pocas semanas.
Contenido estomacal	Identificar los hábitos alimenticios de los animales silvestres.	Contenido estomacal.	Transferir todo el contenido estomacal a un recipiente, homogeneizar y colectar varias muestras pequeñas a un total de 500mL o 1L	Mantener a temperatura ambiente o bajo refrigeración. Use filtración, decantación o invernadero para secar la muestra.
Testículos y ovarios	Conservar gametas para técnicas asistidas de reproducción o bancos de germoplasma.	Testículos u ovario, solo de cuerpos frescos (<6 -18h)	Colectar las gónadas intactas, no disecarlas de sus membranas serosas.	Refrigerar o freezar con máxima urgencia., dependiendo de la técnica a ser aplicada. Enviar al laboratorio con máxima urgencia.
Análisis genéticos	Consulte IUCN/SSC Grupo Especialista de Tapires (TSG) Manual de Técnicas de Muestreo para Análisis Genéticos.			
Taxidermia	Las otras muestras descritas en el capítulo "Colección, manejo y conservación de muestras biológicas" tales como medidas corporales, pelo, heces, orina y otros, deben ser colectadas siguiendo las mismas recomendaciones.			
Otros análisis	Las otras muestras descritas en el capítulo "Colección, manejo y conservación de muestras biológicas" tales como medidas corporales, pelo, heces, orina y otros, deben ser colectadas siguiendo las mismas recomendaciones.			

---

## LITERATURA RECOMENDADA

Almosny NRP; Santos LC. 2001. Laboratory Support in Wild Animal Medicine. In: Fowler, ME & Cubas, ZS (eds). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Iowa: Iowa State University Press.

Matushima ER. 2006. Técnicas Necroscópicas. In: Cubas, ZS; Silva, JCR; CatãoDias, JL. Tratado de Animais Selvagens: Medicina Veterinária. São Paulo: Roca.

Munson L. 2005. Necropsy Manual: Technical Information for Veterinarians. Wildlife Conservation Society.


Quse V; Falzoni E. 2008. Patología en Fauna Silvestre. Manual y Atlas. Vázquez Mazzini Editores. 192pp



# 11

## Las intervenciones en la Salud Individual y Poblacional

# Las intervenciones en la Salud Individual y Poblacional



Intervenir en la salud de la población de animales silvestres es muy controvertido. La decisión de realizar cualquier intervención terapéutica o profiláctica, debe ser realizada después de considerar los posibles efectos sobre el equilibrio de los ecosistemas locales, la conservación de la especie y el curso de procesos de evolución. No hay ninguna regla que indique si un veterinario debe, o no, intervenir en la salud de un animal silvestre. Sin embargo, cuando se toma una decisión para intervenir, el veterinario deberá asegurarse de que esta acción no implicará ningún riesgo para la supervivencia del resto de la población o de la estabilidad del ecosistema (por ejemplo, las vacunas vivas, selección de bacterias resistentes, etc.).

Existe un consenso general de que los veterinarios deberían tratar lesiones inflingidas a los animales durante su captura, inmovilización, o procesamiento. Los ejemplos incluyen las lesiones relacionadas con trampa, lesiones causadas por perros de caza, y las lesiones crónicas de radio-collares. El tratamiento de lesiones no relacionadas con la captura es mucho más controvertido. Uno de los pilares de la filosofía de la conservación es asegurar de que el proceso evolutivo continúa en su equilibrio natural, y algunos argumentan que el tratamiento de estas lesiones interfiere con los procesos naturales de la mortalidad y de la evolución y por lo tanto no se recomienda. Por ejemplo, animales heridos pueden ser una parte importante de la dieta de los depredadores grandes y el tratamiento de los animales heridos puede hacerle daño a estos depredadores. En contraste con esto, otros argumentan que la mayoría de las lesiones observadas en tapires en el medio silvestre son probablemente consecuencias indirectas de la interferencia humana en el hábitat del animal, y por lo tanto el tratamiento de estas lesiones en realidad minimiza la interferencia

antropogénica neta en los ecosistemas locales. Otro argumento para el tratamiento de todas las lesiones es que en poblaciones reducidas y especies en peligro de extinción, la muerte de un solo individuo podría tener importantes consecuencias para la población. Por lo tanto, el tratamiento de los animales heridos puede contribuir a la supervivencia de la especie.

La pregunta de si los veterinarios deberían intervenir o no en estos contextos no tiene una respuesta clara y variará dependiendo de cada caso en particular. Por lo tanto, en este capítulo, en lugar de tratar de ejercer cualquier tipo de respuesta definitiva, ofrecemos una lista de variables importantes y signos clínicos junto con sus posibles consecuencias que un veterinario debe evaluar antes de decidir si debe tratar o no los tapires silvestres capturados con heridas no relacionadas con el proceso de captura.

Los signos clínicos más comunes observados en los tapires silvestres incluyen:

- Alta Infestación por ectoparásitos;
- Lesiones de la piel;
- Miasis;
- Baja condición corporal (delgadez, caquexia);
- Presencia de secreciones en las cavidades naturales del cuerpo (particularmente ocular, unilateral o bilateral).

## Galería 11 - Ejemplos de lesiones en la piel



No es raro observar ejemplos de lesiones de la piel en tapires silvestres. Fotos: Renata Carolina Fernandes-Santos.

## Galería 12 - Ejemplo de baja condición corporal (caquexia)



Tapir de tierras bajas silvestre en el Pantanal brasileño mostrando muy baja condición corporal (caquexia). Fotos: Lowland Tapir Conservation Initiative (registros de trampa de cámara).



Otros signos clínicos menos comunes ya observados en tapires silvestres son: cojera, alopecia, flemón, fracturas dentales, enfermedades de los ojos (halo senil, opacidad del cristalino, lesiones de la córnea, e inflamación glandular perioftálmica), y flujo vaginal anormal.

En la mayoría de los casos, anomalías físicas en tapires silvestres pueden explicarse por la edad (por ejemplo, el desgaste de los dientes, halo senil ocular) o el comportamiento social (por ejemplo, cicatrices, heridas) en lugar de la enfermedad. Los tapires adultos presentan significativamente más cicatrices y / o heridas en comparación con los sub-adultos y juveniles. Esto probablemente refleja una acumulación de cicatrices en el transcurso de la vida de un individuo, sino que también podría sugerir un aumento de interacciones intraespecífica agonística (territorialidad) y / o interespecífica (depredación) en ejemplares adultos, o que los adultos sobreviven mejor que los individuos más jóvenes (Medici et al. 2014).

Otros factores importantes para considerar antes de intervenciones clínicas incluyen:

- La condición general del individuo (condición general del cuerpo, la capacidad de locomoción, comportamiento).
- La presencia de signos clínicos no específicos.
- La presencia de signos clínicos específicos, o signos sugestivos de ciertas enfermedades o dificultad respiratoria y gastrointestinal.

- Ocurrencia simultánea de más de un signo clínico específico / no específico (por ejemplo, alta infestación por ectoparásitos, caquexia y la apatía en el mismo individuo).

- Severidad / cronicidad de los signos clínicos.

- Condiciones ambientales que pueden influir en el estado general del individuo (por ejemplo, la estacionalidad y la disponibilidad de recursos alimenticios).

- Si hay (o había) casos similares (individuos con los mismos signos clínicos) en la población de la misma zona.

- Resultados de las evaluaciones de salud previas (individuales y de población).

Es importante que el veterinario de campo lleve un kit básico de medicamentos y equipos básicos para los procedimientos clínicos en caso de que sea necesario realizar alguna intervención médica. Esto incluye:

- Soluciones antisépticas para la limpieza y desinfección: alcohol 70%, alcohol yodado, povidona, clorhexidina 2% o 5%, solución salina clorhexidina 0,2% (0,9% NaCl).

- Antibióticos de amplio espectro de larga acción (para una sola dosis). Tenga en cuenta que la aplicación de grandes dosis de antibióticos en la naturaleza es bastante controversial, ya que existen muy pocos datos sobre los impactos potenciales y pueden dar lugar a cepas de bacterias resistentes a los antibióticos comunes.

- Antiinflamatorios esteroideos y no esteroideos.

- Soluciones para fluidoterapia: sueros y el equipo (por ejemplo, NaCl al 0,9%).
- Gotas o pomada para la limpieza y tratamiento de las lesiones oculares.
- Pomadas o cremas antimicrobiales o antimicóticas para tratar lesiones de la piel causadas por bacterias u hongos.
- Antiparasitario tópico (miasis) y uso sistémico.
- Multivitaminas (Inyectables).
- Kit de instrumentos quirúrgicos básicos: tijeras, pinzas (disección, dientes de ratón, etc.), hojas de bisturí y mangos de bisturí, guantes, hilo de sutura y agujas, hisopos, barbijo.
- Gasa y cinta adhesiva.

Si el veterinario decide intervenir, el tratamiento debe ir acompañado de la toma de muestras biológicas adecuadas para llevar a cabo exámenes diagnósticos en el futuro. Estos datos ayudarán a guiar las decisiones acerca de las intervenciones futuras, y contribuir a nuestra comprensión de cuales agentes patógenos / enfermedades juegan un papel importante en la salud de la población silvestre de tapires.

Como en el caso de las necropsias, es importante que los veterinarios de campo utilicen el equipo de protección personal apropiado (PPE) y den atención a las normas de bioseguridad en la recogida de muestras y el tratamiento de los fluidos y desechos corporales y otros materiales potencialmente contagiosos.

Es importante tener en cuenta que las manifestaciones clínicas en la naturaleza pueden tener perfiles muy diferentes y fuentes distintas que los mismos signos clínicos en cautiverio, así que el tratamiento de especímenes silvestres pueden diferir de los utilizados en tapires en cautiverio. Antes de decidirse por un tratamiento específico, el veterinario debe considerar algunos de los aspectos únicos del trabajo de veterinario de campo, incluida la imposibilidad de volver a evaluar la condición del paciente, lo que implica que los medicamentos deben ser eficaces en dosis individuales. En los animales de vida libre, los protocolos terapéuticos muchas veces son basados en la evidencia clínica limitada y, en general, se recomienda el uso de terapias de apoyo en lugar de procedimientos terapéuticos complejos. Esto es especialmente cierto dada la falta general de información sobre la salud del tapir silvestre. De hecho, todavía no se sabe si las enfermedades juegan un papel importante en la dinámica de las poblaciones de tapires silvestres. Por lo tanto, es difícil de justificar procedimientos médicos complejos diseñados para curar enfermedades o condiciones particulares. Dado este contexto, si un veterinario de campo elige tratar o no un espécimen silvestre, es extremadamente importante que los veterinarios de campo compilen registros de los animales enfermos y reporten la aparición de los signos clínicos y la mortalidad en la naturaleza.

Se observaron registros recientes (2014) de tapires de Baird caquéuticos en las fotos tomadas por los guías de turismo en el Parque Nacional Corcovado en Costa Rica. En casos como estos, es imperativo identificar profesionales con experiencia para evaluar cuidadosamente la necesidad de planes de respuesta a emergencias, incluyendo la captura, inmovilización química, la evaluación clínica y la recogida de muestras biológicas para análisis de laboratorio.



De particular interés para este capítulo son los registros de 2005-2007 que incluyen la muerte de 19 tapires de tierras bajas adultos, todos aparentemente sanos (con buena masa corporal), en la región de Madre de Dios, en el Perú y el norte de Bolivia. La causa de la muerte no se pudo determinar debido a la dificultad de obtener muestras biológicas frescas. Después de las primeras informaciones, la Sociedad Zoológica de Frankfurt (FZS) y el SENASA (Servicio de Sanidad Animal de Perú) firmaron un acuerdo en el que los técnicos del FZS trabajan en la región de Madre de Dios entrenando guardabosques locales para recoger muestras biológicas de los animales muertos, que son enviados a los laboratorios del SENASA en la ciudad de Puerto Maldonado para los análisis. Estos profesionales intentaron desarrollar un protocolo para reducir el tiempo entre la toma de muestras en el campo y el procesamiento de la muestra en los laboratorios de la ciudad (Renata Leite Pitman, comunicación personal, 2014). Desafortunadamente, la causa de muerte continuó indefinida debido a problemas logísticos. Los investigadores involucrados en el caso sospecharon del virus del Nilo Occidental debido a la evidencia auxiliar registrado al mismo tiempo, incluyendo las muertes de aves, y los datos anteriores. Una hipótesis secundaria fue intoxicación, porque los tapires se encontraban en buenas condiciones físicas y habían comido recientemente, indicando que se trataba de una muerte aguda (Renata Leite Pitman, comunicación personal, 2014).

La captura de los individuos de alto valor genético puede ser considerada durante las situaciones de alto riesgo de epidemia. Estos animales pueden ser transferidos a un cautiverio o áreas de bajo riesgo, siguiendo las recomendaciones que se detallan en IUCN/SSC Tapir Specialist Group's (TSG) Experimental Protocols for Tapir Re-Introduction and Translocation ([www.tapirs.org](http://www.tapirs.org)).

### Galería 13 - Registros de muerte



Registros de muerte de tapires silvestres en la región de Madre de Dios, en Perú y el norte de Bolivia, entre 2005 y 2007. Fotos: Renata Leite Pitman

En general los programas de reintroducción y translocación son estrategias importantes de conservación de vida silvestre, y también son intervenciones agresivas en el estado de las poblaciones y el ecosistema, sobre todo en poblaciones altamente fragmentadas y amenazadas. Los programas de reintroducción y translocación, requieren una atención especial a la salud de los individuos seleccionados y el ecosistema local. Es posible que los animales incluidos en estas estrategias de gestión requieran intervenciones

terapéuticas antes y después de la liberación o la translocación, por tanto, muchos de los temas de este capítulo serán de relevancia.

Los protocolos de vacunación, si es necesario, se deben aplicar con cuidado, usando solamente las vacunas inactivadas o vacunas que han sido validadas previamente para tapires u otros ungulados. Enfermedades en que las vacunas se podrían utilizar justificadamente incluyen el tétanos, la rinotraqueitis infecciosa bovina y la encefalomielitis equina.

NOTA: El Grupo de Especialistas en Tapires -a través de su Comité Veterinario pide a todos los que trabajan con los tapires en la naturaleza o en las zonas donde los tapires comparten hábitat con otras especies silvestres o domésticas que informen al Comité veterinario del TSG inmediatamente de cualquier brote de enfermedades zoonóticas que ponen en peligro la vida de tapires. Es importante consultar con nuestros especialistas para determinar el mejor curso de acción. Puede ponerse en contacto con: Renata Carolina Fernandes Santos: [renatacfsantos@gmail.com.br](mailto:renatacfsantos@gmail.com.br) o Viviana Quse: [vivianaquse@gmail.com](mailto:vivianaquse@gmail.com); miembros del Comité Veterinario del TSG.

Foto: Taipei Zoo



# 12

**Lineamientos de Manejo**

# Lineamientos de Manejo



Los tapires son mantenidos comúnmente en los parques zoológicos por todo el mundo. En general, son bastante fáciles de mantener en cautividad, siempre que sus cuidadores consideren sus necesidades fisiológicas, biológicas y su comportamiento social.

Mientras algunos tapires son extremadamente tranquilos, otros pueden ser muy agresivos hacia otros animales o cuidadores. Los tapires son animales poderosos y a veces muestran un comportamiento impredecible. De hecho, hay varios informes de ataques de tapires a cuidadores de zoológico, veterinarios, hay reportes de investigadores de campo que resultaron con heridas graves, como la pérdida de los dedos.

Así cuidadores y autoridades de zoológicos deben respetar a los tapires y diseñar planes de gestión y medidas de precaución para minimizar los riesgos con los tapires y el personal que trabaja directamente con ellos. La implementación de pautas de manejo bien establecidas basadas específicamente en el comportamiento social inter e intraespecífico de tapires, la edad y el sexo de los tapires y los efectos posteriores al comportamiento, las necesidades nutricionales de tapires, requisitos de espacios en el recinto, los comportamientos reproductivos y sus necesidades y la salud del tapir pueden ayudar a minimizar el riesgo de accidentes o ataques.

En este capítulo, presentamos algunas directrices básicas de manejo para las personas que trabajan directamente con los tapires en cautiverio. Estas directrices están destinadas tanto para reducir los riesgos inherentes a trabajar con los tapires como para mejorar la calidad de vida de los animales en cautiverio. Estas directrices se basan en el Husbandry Guidelines for Keeping Tapirs in Captivity (Barongi 2000; Shoemaker et al. 2003), AZA Tapir Care Manual (2013) y la experiencia de las personas que trabajan con los tapires en cautiverio en diferentes zoológicos de todo el mundo.

Definimos 'recinto de tapir' para las Área de Exhibición y de Descanso.

- Cada establo de las instalaciones interiores debe tener una dimensión mínima entre 10m<sup>2</sup> hasta 17m<sup>2</sup> (107 pies<sup>2</sup> hasta 180 pies<sup>2</sup>), interconectado con puertas corredizas de 1.20m a 1.52m (4 pies a 5 pies), de ancho que pueden ser operadas sin contacto físico entre los cuidadores y los tapires. Es importante tener un establo para cada tapir de modo que puedan estar separados debido a problemas de comportamiento, enfermedades, o para el parto.
- Las paredes de las instalaciones interiores deben tener un mínimo de 2 m (6 pies) de altura y lo ideal es que estén construidas de madera o concreto. Otras opciones son barras verticales de acero con menos de 20 cm (8 pulg.) de separación a fin de evitar la escalada de los tapires.
- Las superficies del suelo no deben ser ásperas con el fin de evitar abrasiones en las suaves almohadillas de los tapires, que pueden resultar en cojera crónica y otros problemas en las patas. Los zoológicos en climas fríos o frescos deben tener sistemas de calefacción o proporcionar un área de descanso adecuada para aislar de los pisos fríos.
- Algunas instituciones utilizan materiales como heno de hierba o virutas de pino para cubrir superficies resbalosas en las instalaciones interiores. Capas delgadas de materiales de cama pueden exacerbar los riesgos planteados para superficies resbalosas, por lo tanto una capa suficientemente gruesa debe ser aplicada. Si se usa el heno como material de cama, se debe evitar heno grueso, pues los tapires son propensos al síndrome de mandíbula abultada si es ingerido. Hay varios sistemas de pisos sintéticos disponibles comercialmente que están demostrando resistencia en recintos de animales grandes, y pueden resistir la limpieza diaria con agentes desinfectantes. El piso de instalaciones interiores deberían tener una ligera pendiente hacia grandes desagües cubiertos.
- Como se mencionó anteriormente, las temperaturas interiores deben mantenerse entre 16°C a 29°C (65 a 85 grados Fahrenheit); los zoológicos en tierras frías deben tener sistemas de calefacción o

calefacción por loza radiante y la temperatura debe ser monitoreada durante todo el invierno. Los niveles de humedad deben mantenerse por encima del 50%.

- Una piscina con agua potable debe estar disponible todo el tiempo. Si esto no es posible, los recipientes de agua potable deben estar asegurados para que no puedan ser volteados. Si no hay una zona de baño al aire libre y el animal(es) se mantiene en el interior por un período de tiempo largo, una piscina es muy recomendable. Las piscinas deben ser suficientemente grandes para que dos tapires adultos puedan sumergir sus cuerpos completamente. Una entrada / salida segura y fácil a la piscina debe ser proporcionada por superficies graduales pendientes y antideslizantes. Los tapires pueden contener la respiración bajo el agua durante 2-3 minutos. La natación estimula la digestión en los tapires, y ellos defecan con frecuencia en sus piscinas. La ausencia de piscinas o zonas de baño puede dificultar la digestión correcta y puede aumentar la incidencia de prolapso rectal.
- Las zonas interiores deben ser limpiadas diariamente y desinfectadas al menos una vez a la semana. Los materiales de cama (heno de hierba o virutas de pino) deberían ser quitadas diariamente. Todas las piscinas deben ser vaciadas y rellenadas diariamente a menos que un sistema de filtro esté presente.
- Dependiendo de la especie, las instalaciones interiores deberían permitir a los cuidadores que trabajen con animales en un ambiente protegido. Esto está recomendado especialmente para tapires malayos.
- El techo no debe ser demasiado transparente; el contacto excesivo con la luz del sol puede resultar en problemas de los ojos.
- Como los tapires son muy sensibles a las infecciones pulmonares, los interiores de las instalaciones deben estar bien ventilados. En el caso de los parques zoológicos de clima frío, debe evitarse la exposición a altas temperaturas en el interior y a temperaturas exteriores bajas dentro de intervalos cortos de tiempo.

- Los Tapires requieren espacio suficiente para el ejercicio, la reproducción, sesiones de entrenamiento, y para que los veterinarios puedan llevar a cabo procedimientos médicos.

Los recintos deben proporcionar al menos 60 m<sup>2</sup> (645 pies<sup>2</sup>) por cada animal.

Los visitantes deben mantenerse un mínimo de 90 cm (3 pies) de distancia de los tapires.

Barreras visuales dentro de los recintos al aire libre están recomendados para que los animales se puedan aislar voluntariamente unos de otros. Frecuentemente, los animales subordinados se separan de un animal dominante, y las hembras buscan aislamiento antes del parto.

- Los Tapires pueden ser mantenidos fácilmente en fosos secos inclinados y poco profundos

con una pared del foso exterior vertical de 2 m (6 pies). Recintos sin fosos deben tener barreras de un mínimo de 2 m (6 pies) de altas. Los tapires no saltan hacia arriba pero pueden subir fácilmente sobre las paredes verticales de hasta 1,20 m (4 pies).

- Los Tapires necesitan sombra en sus exhibiciones al aire libre en todo momento del día, sobre todo en temporada de verano y en los parques zoológicos en climas más cálidos. Los árboles, vegetación forestal y techos artificiales, se pueden usar para crear sombra dentro de recintos al aire libre. Si un recinto no tiene adecuada sombra durante las horas más calurosas del día, los tapires se deben mover a instalaciones interiores con temperaturas más bajas y sombra adecuada.

- Exposiciones al aire libre deben tener sustratos blandos como tierra arada. La arena puede ser utilizada, pero se debe evitar si es posible. La ingestión de arena puede causar problemas digestivos

como cólicos, impactaciones u obstrucciones intestinales. Los tapires no deben mantenerse en superficies de cemento, con el fin de prevenir problemas crónicos de las patas y la cojera.

- Es muy importante que el recinto exterior tenga una piscina donde los tapires pueden nadar y defecar. El acceso a una piscina o un estanque natural es particularmente importante en los climas cálidos. La piscina se debe limpiar y volver a llenar con agua fresca diariamente. Antes y durante la limpieza, los animales deben ser trasladados a un corral adyacente. Como se ha mencionado anteriormente, cuando los tapires no tienen acceso a una piscina se encuentran en un mayor riesgo de padecer prolapsos rectales.

- Cuando un tapir hembra está en parto y tiene acceso a una exhibición al aire libre, la piscina debe estar vacía para que el bebé no caiga en el agua siguiendo a su madre. Esto es esencial en los zoológicos de clima frío, donde hay informes de tapires bebés que murieron de pulmonía después de entrar en piscinas durante el invierno.

- El enriquecimiento ambiental es otra consideración importante para mejorar la calidad de vida de los tapires en cautiverio. Hay una gran cantidad de información sobre este tema disponible en la web y en forma impresa. Los siguientes son recursos importantes para tomar ideas de enriquecimiento ambiental: Tapir Specialist Group (Grupo Especialista de Tapires) ([www.tapirs.org](http://www.tapirs.org)); AZA ([www.aza.org](http://www.aza.org)); Environmental Enrichment for All Species of Tapir in Captivity (Enriquecimiento Ambiental para todas las Especies de Tapires en Cautiverio (Compilado por Maria Elisa Hobbelink); Enrichment for Tapirs (Enriquecimiento para Tapires (Graziele Moraes and Eliana Ferraz) en La Forma de Enriquecimiento – Vol 18, Nº 1&2. 2009.

Los tapires son principalmente herbívoros generalistas que ingieren varias partes de las plantas, incluidas las hojas, frutos y tallos tiernos, así como hierbas, arbustos, frutas y ramas (Medici et al., 2007; Medici, 2010; Medici, 2011). Ellos, naturalmente, realizan varias comidas pequeñas durante el día teniendo en cuenta su capacidad limitado del estómago. Esto se debe tener en cuenta en cautiverio ya que el total de la ingesta diaria de un tapir adulto debe ser de aproximadamente 4% a 5% del total del peso corporal dividido en dos o tres comidas (Janssen, 2003; Díz, 2006). La comida debe ser cortada en trozos pequeños y fresca cada día, la comida debe ser colocada en recipientes de cemento separados para cada espécimen. Los recipientes de alimentos se deben limpiar diariamente.

El consumo de alimentos con un alto nivel de carbohidratos hidrolizable como el azúcar, y / o hidratos de carbono rápidamente fermentables (pectinas) pueden dar lugar a la fermentación anormal en el intestino posterior. Tales alimentos, combinado con los horarios de alimentación incompatibles con las necesidades de las especies pueden contribuir a cólicos, torsión u otras patologías digestivas relacionadas. Las dietas con pequeñas cantidades de fibra pueden conducir a un prolapso rectal.

Como fermentador ceco- colónico del intestino posterior, el tracto gastrointestinal del tapir es muy similar al del caballo (*Equus caballus*). Cuatro cintas fibrosas crean saculaciones en el intestino ciego y el colon se agranda y está unido al ciego por tejidofibroso. La vesícula biliar está ausente, pero la bilis desemboca en el duodeno a 7,5 cm (2,95 pulgadas) del píloro.

En general, se recomienda que la dieta se base principalmente de un concentrado comercial de alta calidad para los caballos, alfalfa y follaje. Frutas y verduras deben estar presentes, pero en cantidades más pequeñas. Suplementación de minerales y vitaminas es importante.

Una vez más, la fibra adecuada es muy importante en las dietas de tapires. También deben consumir hojas verdes; tallos tiernos; y concentrado de comida nutricionalmente equilibrada, entre otros elementos.

Las dietas deben ser desarrolladas según las recomendaciones de los nutricionistas. Es importante que los zoológicos y otras instituciones con tapires cautivos sigan los consejos de los diferentes Grupos de Especialistas de Nutrición. Importantes fuentes de información incluyen el Nutrition Scientific Advisory Group (NAG) feeding guidelines (<http://www.aza.org/nutrition-advisorygroup/>); los veterinarios y los comités veterinarios; AZA Taxon Advisory Groups (TAGs); y Species Survival Plans® (SSP) Programs. El Tapir Specialist Group tiene un Asesor de Nutrición para el Tapir, la Dra. Julieta Olocco Diz (E-mail: [mjolccodiz@yahoo.com.ar](mailto:mjolccodiz@yahoo.com.ar)).

El Protocolo recomendado para la carga y transporte de tapires en cautiverio está en el Capítulo 4. Restricción Química.



A veces, en el caso de los rescates de fauna silvestre o muertes inesperadas en zoológicos, puede que sea necesario criar a mano un cachorro de tapir huérfano. El cachorro huérfano debe ser alimentado con una fórmula similar en el perfil nutricional a la leche del tapir. Si está disponible en un entorno sanitario, los cachorros pueden consumir leche de cabra o de vaca. En cualquier caso, estas leches de otras especies deben ser diluidas y complementadas para evitar la constipación en el tapir. El siguiente es un ejemplo de fórmula de sustitución utilizando la leche de vaca (Olocco 2004, comunicación personal):

- Leche de vaca entera en polvo: 100 g.
- Leche sin lactosa en polvo: 50 g.
- Leche desnatada en polvo: 50 g.
- Agua: 800 g.
- Vit E + Selenio (según especificaciones del laboratorio)

Es importante que los ingredientes sean mezclados de acuerdo con las recomendaciones del producto y / o del laboratorio. La temperatura de la fórmula debe ser aproximadamente 36°C con el fin de asegurar la aceptación de la fórmula.

Durante los primeros 4 días de la vida, el recién nacido se tiene que alimentar cada 2 horas durante el día, con dos períodos de ayuno de 4 horas durante la noche. Después de 5 días de vida, la frecuencia de la alimentación puede ser reducida a cada 4 horas durante el día, con un período de ayuno de 6 horas durante la noche.

Los tapires que se desarrollan normalmente, hasta el décimo día de vida pueden ser alimentados cada 6 horas durante el día, con un período de ayuno de 8 – 10 horas durante la noche. A medida que el cachorro continua creciendo, la frecuencia de alimentación puede ser ir disminuyendo, pero es importante aumentar la cantidad de fórmula en cada comida para asegurar que la dieta de reemplazo cumpla con los requisitos nutricionales de los animales.

En los primeros días de vida, el recién nacido debe consumir alrededor de 10 a 15% de su peso corporal en leche por día. Esta cantidad debe ser aumentada diariamente. Por el séptimo día después del nacimiento, el cachorro debe consumir aproximadamente 20 a 28% de su peso en leche por día. El aumento diario de la cantidad de leche debe ser gradual para evitar distensiones abdominales, enteritis, constipación o diarrea. Entre los días 8 ° y 10 ° de la vida, unas hojas de alfalfa pueden ser introducidas en la dieta del bebé; en la naturaleza el tapir bebé comienza a ingerir alimentos sólidos durante la primera semana después del nacimiento (Olocco 2004, comunicación personal).

Es necesario registrar el peso corporal del cachorro diariamente; los tapires aumentan de peso entre 350 a 500 g por día (Quse et al., 2004).

Después de cada sesión de alimentación es importante masajear la zona ano-genital para estimular la defecación y la micción del bebé.

---

## LITERATURA RECOMENDADA

AZA Tapir TAG. 2013. Tapir (Tapiridae) Care Manual. Association of Zoos and Aquariums, Silver Spring, MD. p. 65.

Barongi R. 2000. Zoo standards for keeping tapirs in captivity. Tapir Cons.10:18–20.

Díz MJO. 2006. The diet of captive lowland tapirs (*Tapirus terrestris*) in Argentina. Proceedings of the 3rd International Tapir Symposium 26th -31st January, Buenos Aires, Argentina.

Janssen DL; Rideout BA; Edwards ME. 2003. Tapiridae. In: Fowler, ME. Zoo and Wild Animal Medicine 5thEdition. London: W.B. Saunders Company, Philadelphia.

Medici EP; Desbiez ALJ; Gonçalves da Silva A; Jerusalinsky L; Chassot O; Montenegro OL; Rodríguez JO; Mendoza A; Quse VB; Pedraza C; Gatti A; OliveiraSantos LGR; Tortato MA; Ramos-Jr V; Reis ML; Landau-Remy G; Tapia A; Morais AA. 2007. Lowland Tapir (*Tapirus terrestris*) Conservation Action Plan. IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG) & IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group (CBSG).

Medici EP. 2010. Assessing the Viability of Lowland Tapir Populations in a Fragmented Landscape. PhD Dissertation. Durrell Institute of Conservation and Ecology (DICE), University of Kent. Canterbury, UK.

Medici EP. 2011. Family Tapiridae (TAPIRS). In: DE Wilson & RA Mittermeier (Eds.). Handbook of the Mammals of the World - Volume 2: Hoofed Mammals. Lynx Edicions, Spain.

Shoemaker, A. H. Barongi, R., Flanagan, J., Janssen D., Hernandez-Divers S.2003. Husbandry Guidelines for Keeping Tapirs in Captivity. Tapir Specialist Group;

[www.tapirs.org/Downloads/standards/tapir-TAG-husband-stan-en.doc](http://www.tapirs.org/Downloads/standards/tapir-TAG-husband-stan-en.doc).



# 13

## Protocolo de Tratamiento y Manejo

# Protocolo de Tratamiento y Manejo



El Comité Veterinario del TSG ha desarrollado protocolos de tratamiento para algunas de las enfermedades más comunes en los tapires con el fin de ser capaz de responder de manera eficiente a las personas que nos consultan. El Dr. Donald Janssen ha hecho contribuciones sustanciales a estos protocolos basados en su amplia experiencia veterinaria de campo. Asimismo, ha mejorado y enriquecido enormemente este protocolo.

Este Manual incluye protocolos de tratamiento para las siguientes enfermedades:

1. Enfermedad Hemorrágica, Vesicular y Pustulosa de la Piel
2. Opacidad Corneal
3. Enfermedades Respiratorias
4. Laminitis
5. Cólico
6. Abscesos Mandibulares

Las enfermedades de la piel son muy comunes en tapires en cautiverio, aunque también se han observado en la naturaleza. La causa específica de la dermatitis es desconocida, pero puede estar relacionada con infecciones bacterianas (ej. *Staphylococcus*, *Streptococcus*); hongos (ej. *Microsporum* sp.; *Trichophyton* sp.); ácaros (ej. *Sarcoptes*); virus; deficiencias nutricionales; concentraciones serológicas bajas de cobre (Vercammen et al., 2003); recintos sucios; luz solar excesiva (fotosensibilidad); la falta de acceso al agua, donde tapires se pueden bañar, entre otras causas.

Las lesiones cutáneas se producen principalmente en la espalda y las regiones lumbo-sacras.

A veces la dermatitis desaparece sin tratamiento, pero en la mayoría de los casos es necesario tratar a los individuos afectados. La Enfermedad Vesicular de la Piel (Finnegan et al., 1993) se caracteriza por la presencia de pápulas y vesículas con líquido sero-sanguinolento. Los casos graves pueden asociarse con signos neurológicos caracterizados por ataxia, postración y laminitis. Ramsay y Zainuddin (1.993) hipotetizan que la infección por virus de la viruela puede ser responsable por la formación de vesículas y pústulas en algunos casos.

Las características de las lesiones cutáneas en tapires en cautiverio deben ser evaluadas (secreciones hemorrágicas, presencia de vesículas o pústulas). Después de esta evaluación inicial, es necesario observar las condiciones del medio ambiente y opinar sobre la dieta de los tapires para determinar si la condición del recinto o las deficiencias nutricionales pueden ser la causa de la enfermedad de la piel.

### Galería 14 - Enfermedades de la piel



Sangrado dorsal en *Tapirus indicus* en cautiverio. Foto: Zainal Zahari Zainuddin.



Descamación y alopecia en *Tapirus terrestris* en cautiverio. Foto: Fundación Temaikén.



Dermatitis pustulosa hemorrágica. Foto: Dorothée Ordonneau

Dermatitis purulenta en *Tapirus terrestris*.  
Estación de Fauna Autóctona de Salta.  
Foto: Ricardo Bastida.



Antes del tratamiento, es importante llevar a cabo lo siguiente:

### **Manejo Clínico del Tapir:**

#### **1) Limpiar el área afectada:**

- a) Limpiar y desinfectar las áreas circundantes afectadas con antisépticos tales como: clorhexidina al 4% o el 5%; Iodopovidona (Betadine, Pervinox®); Cloroxilenol (Espadol®), o productos similares.
- b) En los casos en que una muestra debe ser tomada para un estudio de bacteriología, se recomienda limpiar la piel con solución fisiológica, no antisépticos.

#### **2) Análisis de sangre**

- a) Realizar un análisis de sangre para evaluar el estado de salud general del tapir. Evaluar el suero o plasma para concentraciones de cobre, hierro, zinc, más allá de las determinaciones serológicas de rutina.

#### **3) Muestreo (utilize guantes estériles para proteger sus manos):**

- a) Muestras para estudio bacteriológico se deben tomar una vez que la piel se limpia adecuadamente con solución fisiológica estéril. Después de esto, frotar suavemente un hisopo estéril sobre la zona afectada (sangrado, secreción, fluido sero-sanguinolento, pústulas, etc.) y colocar el hisopo en un medio de transporte o en un medio de cultivo nutritivo (por ejemplo, Stuart) u otro medio recomendado por el laboratorio. Si pústulas con un líquido hemático están presentes, tome una muestra con una aguja y jeringa estéril, cerrándola y enviándola al laboratorio. Rotular cada muestra y mantener refrigerado. Solicite una antibiograma.

- b) Muestras para estudio micológico se deben tomar una vez que la piel está limpia adecuadamente con solución fisiológica estéril o alcohol al 70%. Con una hoja de bisturí estéril haga un raspado de la zona afectada (por lo general las zonas sin pelo) y sus bordes. Coloque la muestra en un tubo estéril con medio de transporte o en placa de Petri estéril (podría utilizar algún medio recomendado por el laboratorio). Quite varios pelos de los bordes de la zona afectada y en otras partes del cuerpo donde se observaron lesiones. Coloque los pelos en un tubo estéril o placa de Petri estéril. Etiquete las muestras y almacénelas a temperatura ambiente. Solicite una antimicrograma.

- c) Realice un estudio citológico de las áreas afectadas.

- d) Estudio virológico: biopsias de piel o hisopos de las lesiones deben ser congeladas y muestras analizadas mediante PCR cuando es posible.

- e) Un estudio de histopatología es útil para evaluar las condiciones de los tejidos. Se recomiendan biopsias de las zonas tanto afectadas como sanas para que el patólogo pueda comparar las características microscópicas de los diferentes tejidos de la piel.

Tamaño de la muestra: Dependiendo de la zona afectada, una muestra de 0,5 cm X 0.5 X 0.5 es ideal para asegurar la penetración del fijador. Las muestras deben manipularse con cuidado usando una pinza de disección sin dientes para prevenir el daño tisular. Las muestras deben ser colocadas en 10% de solución formalina tamponada, o Bouin. Rotule las muestras y envíelas al laboratorio.

- f) Evalúe la presencia de ectoparásitos. En este caso, tome muestras de pelo (incluso con bulbos) de la zona del cuerpo

afectada. Complemente las muestras de pelo con muestras de raspados de piel de diferentes partes del cuerpo. Coloque el material en una placa de Petri o tubo estéril. Etiquete las muestras y envíelas al laboratorio.

g) Como se mencionó anteriormente, es importante evaluar la dieta de los tapires afectados y determinar los niveles de cobre, vitaminas, minerales, etc. Una prueba serológica para el cobre también es importante.

h) Una vez más, una evaluación de las condiciones ambientales, incluyendo las condiciones sanitarias del recinto, los niveles de sombra y la presencia / ausencia de agua limpia en la que los tapires pueden bañarse, puede ayudar a diagnosticar la causa de enfermedades de la piel. Para más información consulte el Husbandry Manual for Tapirs in Captivity en [www.tapirs.org](http://www.tapirs.org).

#### **Ejemplos de tratamiento (dependiendo del diagnóstico):**

Si la dermatitis es causada por bacteria /s, se recomienda el siguiente protocolo:

- Lave Las zonas afectadas con clorhexidina u otro antiséptico (dos veces al día).
- Aplique una crema dérmica bactericida sobre una base diaria (tomar en cuenta el resultado del antibiograma). Aplique la crema después de la desinfección de las áreas afectadas (dos veces al día).
- Si es necesario, dar un antibiótico oral.
- Mejore la higiene del recinto, de los contenedores de alimentos y agua, agua de la piscina, etc.

- Si es necesario, separe el tapir enfermo de otros tapires con el fin de prevenir un mayor contagio.

Repita el cultivo bacteriológico - 14-21 días después del inicio del tratamiento para evaluar su eficacia.

Si la dermatitis es causada por dermatofitosis, le recomendamos lo siguiente:

- Lave las zonas afectadas con Iodopovidona (dos veces al día).
- Administre Griseofulvina (10 mg / kg PO) durante 60 días.
- Aplique diariamente una crema antimicótica para la piel (tenga en cuenta el resultado del antimicograma). Aplique la crema después de desinfectar las áreas afectadas.
- Evalúe el hemograma y enzimas del suero - (por ejemplo, enzimas hepáticas) durante el tratamiento.
- Mantenga una buena higiene del recinto, contenedores de la comida y el agua, agua de la piscina, etc.

Si la dermatitis es causada por factores ambientales (luz solar excesiva, las malas condiciones sanitarias del recinto, entre otros factores), le recomendamos lo siguiente:

- Lave la zona afectada con un antiséptico como la clorhexidina (dos veces al día).
- Aplicación diaria de crema con protección solar (2-3 veces al día).

- Aumente la sombra en el recinto al aire libre con más vegetación (arbustos, árboles) o materiales artificiales.
- Proporcione una piscina para que los tapires se bañen diariamente.
- Mantenga una buena higiene del recinto y la zona de descanso.
- Aplique repelente de mosquitos en spray rociando alrededor de las lesiones.
- Mantenga el tapir en una zona de sombra (evite fuera del recinto) hasta que las condiciones de la piel mejoren.

En caso de deficiencia de nutrientes en la dieta, se recomienda lo siguiente:

- Trabaje con un nutricionista para formular una dieta con adecuada concentración de Aminoácidos, Biotina, Vitaminas y Cobre. Suplemente con una multivitamina-mineral para caballos.



---

## LITERATURA RECOMENDADA

Finnegan M, Munson L, Barrett S and Calle P. 1993. Vesicular Skin Disease of Tapirs. AAZV Conference (Abstracts).

Ramsay E & Zainuddin Z. 1993. Infectious diseases of the rhinoceros and tapir. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 3, 459–466.

Vercammen F, De Deken R and Brandt J. 2003. Dorsal Skin Bleeding in a Malayan Tapir (*Tapirus indicus*). *Verh.ber. Erkr. Zootiere*, 41.

La opacidad corneal es muy común y frecuente en tapires. La causa específica es desconocida, pero probablemente es el resultado de traumas, infecciones bacterianas o virales, alta exposición a la luz solar, o una combinación de estos factores. Ocasionalmente la opacidad corneal está asociada con ulceración de la córnea o alteraciones de las estructuras más profundas del ojo.

Así como con la mayoría de otras condiciones a las que los tapires son particularmente susceptibles, se recomienda tanto el tratamiento del

### Galería 15 – Queratoconjuntivitis



*Nubosidad corneal, tras una queratoconjuntivitis crónica. Foto: Dorothee Ordonneau.*



*Queratoconjuntivitis en Tapirus terrestris en cautiverio. Foto: Soledad de Bustos (Estación de Fauna Autóctona de Salta, Argentina)*

tapir y también abordar los problemas en su medio ambiente (cautiverio). Se recomienda llevar a cabo un examen del ojo para determinar el tipo de lesión y cuales estructuras oculares están involucradas. Recomendamos los siguientes pasos de manejo antes de decidir sobre un tratamiento específico:

#### Manejo Clínico del Tapir

- Evalue la presencia de heridas u otras alteraciones en las estructuras que rodean el ojo: párpados, conjuntiva, glándulas lacrimales y pestañas.
- Tome una muestra con un hisopo estéril para cultivo bacteriano y antibiograma. Si es posible, lleve a cabo la investigación viral, tales como pruebas para el virus del herpes.
- En los tapires entrenados o anestesiados, se recomienda un examen de ultrasonido para evaluar las lesiones de tejidos profundos oculares, la presencia de cuerpos extraños en el ojo, luxación del cristalino, etc.
- Con el fin de diagnosticar una ulceración de la córnea, es necesario aplicar unas gotas de fluoresceína (solución de 0,5% a 2%), que impregna de color verde los tejidos lesionados. Después de esto, es necesario lavar el ojo con solución fisiológica estéril. Cuando la ulceración está presente, el color verde persistirá.

#### Manejo del Ambiente (en cautiverio):

- Proporcione sombra adicional en el recinto para reducir la excesiva exposición a la luz. Diferentes opciones para lograr esto se han descrito anteriormente, incluyendo el aumento de la

vegetación natural en el recinto o añadiendo fuentes artificiales de sombra.

b) Asegure que el recinto tenga una buena fuente de agua (piscina, lago, etc.) donde los tapires pueden bucear y nadar. Para obtener más información sobre las características necesarias del ambiente para el tapir, véase el Capítulo 12 de este Manual o consulte TSG Husbandry Manual for Tapirs in Captivity en [www.tapirs.org](http://www.tapirs.org)

c) Reducir al mínimo la presencia de polvo, suciedad, humo o cualquier contaminación que pudiera dañar los ojos de tapires en el interior de sus recintos.

#### Ejemplos de tratamientos:

##### Ejemplo 1:

- Lave los ojos con solución fisiológica estéril (4-5 veces al día).
- Aplique gotas antibióticas en los ojos (por ejemplo, Tobramicina, Netilmicina, Cloranfenicol, Neomicina) 4-5 veces al día y después del lavado ocular. Tenga en cuenta el resultado del antibiograma.

- Asegure que los recintos tengan buena sombra e higiene.
- Use pomada oftálmica protectora según sea necesario (ej. Dimeticona, Carbomere).

##### Ejemplo 2:

- Lave los ojos con solución fisiológica estéril (4-5 veces al día).
- Aplique gotas antibióticas en los ojos (por ejemplo, Tobramicina, Netilmicina, Cloranfenicol, Neomicina) 4-5 veces al día y después del lavado de los ojos. Tenga en cuenta el resultado del antibiograma.
- Cuando no haya ulceración de la córnea aplique antibióticos en asociación con corticosteroides.
- Asegure que los recintos tengan buena sombra e higiene.
- Use pomada oftálmica protectora según sea necesario (ej. Dimeticona, Carbomere).

Los tapires son muy susceptibles a las enfermedades respiratorias. Comúnmente son el resultado de infecciones bacterianas causadas por especies de los siguientes géneros: Streptococcus, Klebsiella, Corynebacterium, Mycobacterium y Fusobacterium. Algunas micosis también pueden causar problemas respiratorios; hay algunos informes sobre las enfermedades respiratorias causadas por la coccidioidomicosis, hongos que han resultado en muertes de tapires. Infecciones virales y parasitarias también pueden ser las causas de enfermedades respiratorias.

Tapires de tierras bajas en cautiverio en Europa frecuentemente exhiben secreciones nasales sin cualquier infección pulmonar. Esto es probablemente debido principalmente a su medio ambiente (arena, polvo, etc.) (Dorothee Ordonneau, comunicación personal).

Cuando un tapir presenta síntomas como disnea, secreción nasal, tos, estertores respiratorios, anorexia, o fiebre, se recomienda hacer un buen diagnóstico basado en un examen clínico completo del animal acompañado con observaciones y pruebas complementarias. Es importante diferenciar entre las enfermedades de las vías respiratorias superiores e inferiores.

### Manejo Clínico del Tapir

Le recomendamos el siguiente protocolo en casos de enfermedades respiratorias.

- a) Realice un análisis de sangre (hemograma y serología).
- b) Cuando sea necesario, tome radiografías del tórax para evaluar la condición de pulmón. Para ello un equipo de rayos X portátil puede ser adecuado.

c) Recoja muestras de las secreciones respiratorias para hacer pruebas diagnósticas de bacteriología y micología. Solicite antibiograma y antimicograma.

d) Si es necesario, anestesiarse tapires y realizar lavados traqueales con solución fisiológica estéril con el fin de evaluar las vías respiratorias más profundas. Si no hay ninguna experiencia con esta técnica, solicite la ayuda de un especialista veterinario con experiencia en lavados traqueales en caballos. Para la anestesia consulte el Capítulo 4 (Restricción química) en este Manual Veterinario.

e) Tome muestras de sangre cuando la fiebre es particularmente alta y realice cultivo de sangre (siga las recomendaciones del laboratorio).

f) Utilice una hoja de cálculo con información de referencia sobre la frecuencia respiratoria, y tenga en cuenta importantes características de la respiración: superficiales, profundas, apneas, etc. Registre la temperatura del cuerpo en la misma hoja de cálculo.

g) Mantenga al tapir aislado para evitar contagio a otros tapires.

### Ejemplos de tratamientos:

Ejemplo 1 (si la enfermedad respiratoria fue causada por bacteria /s):

- Proporcione antibióticos específicos para las bacterias aisladas.
- En los casos en que el aislamiento bacteriano y antibiograma no fuera posible, aplique un antibiótico de amplio espectro.

- Evalúe la hidratación del tapir. Si es necesario, hidratar con una solución de dextrosa u otra solución comúnmente utilizada, dependiendo de los resultados serológicos.
- Administre complejo de vitaminas.
- Mejore la higiene del recinto y los contenedores de comida y agua.
- Realice análisis de sangre 48-72h después de iniciar el tratamiento.
- El uso de un broncodilatador, como Clenbuterol podría aliviar a los animales durante el tratamiento con antibióticos.

Ejemplo 2 (si la enfermedad respiratoria fue causada por una infección por hongos):

- Proporcione un antifúngico de amplio espectro, tales como Itraconazol, u otro antimicótico indicado por el laboratorio de acuerdo con el antimicograma.
- Tome en cuenta que el tratamiento antimicótico a largo plazo podría llevar a anemia severa, por esta razón será necesario el control de la concentración de hemoglobina regularmente a lo largo del tratamiento.
- Evalúe la hidratación del tapir. Si es necesario, hidratar con una solución de dextrosa u otra solución comúnmente utilizada, dependiendo en los resultados serológicos.
- Administre complejo de vitaminas.
- Mejore la higiene del recinto y los contenedores de comida y agua.

Manejo y ejemplos de tratamiento en caso de sospecha de tuberculosis:

Los tapires son muy susceptibles a la Tuberculosis (TB), y es la enfermedad pulmonar más común. En tapires en cautiverio los veterinarios han aislado *Mycobacterium bovis*, responsable de causar la tuberculosis en ganado vacuno y en los seres humanos; también se aisló el *Mycobacterium pinnipedii*, responsable de causar Tuberculosis en los pinnípedos (Cousins et al., 2003; Bastida et al., 1999; Bastida et al., 2011; Hoyer, 2011; Jurczynski et al. 2011).

Si el veterinario sospecha que los tapires en cautiverio están infectados con TB, deberá realizar un examen completo del ejemplar que incluye un análisis de sangre para evaluar su estado general ; muestra de descarga nasal o del tracto respiratorio para llevar a cabo el cultivo bacteriano necesario. Para complementar estos exámenes, es conveniente llevar a cabo una prueba de ELISA; pruebas de ADN y otros análisis.

Si se confirma Tuberculosis, el personal a cargo de los tapires tendrá que decidir si es necesario la eutanasia del tapir(es). En los casos donde el tratamiento es una opción viable, hay que administrar un conjunto de antibióticos como la Isoniazida, Rimfampicina, Etambutol, Pirazinamida y Rifabutina. El protocolo de tratamiento también requerirá varios meses de exámenes clínicos regulares.

---

## LITERATURA RECOMENDADA

Cousins D, Bastida R, Cataldi A, Quse V, Redrobe S, Dow S, Duignan P, Murray A, Dupont C, Ahmed N, Collins D, Butler W, Dawson D, Rodríguez D, Loureiro J, Romano MI, Alito A, Zumárraga M, Bernardelli A. 2003. Tuberculosis in seals caused by a novel member of the Mycobacterium tuberculosis complex: Mycobacterium pinnipedii sp.nov. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 53, 1305–1314.

Bastida R, J Loureiro, V Quse, A Bernardelli, D Rodríguez, E Costa. 1999. Tuberculosis in a Wild Subantarctic Fur Seal from Argentina. Journal of Wildlife Diseases 35(4): 796–798.

Bastida R, Quse V, Guichón R. 2011. La tuberculosis en grupos de cazadores recolectores de Patagonia y Tierra del Fuego: Nuevas alternativas de contagio a través de la fauna silvestre. Revista Argentina de Antropología Biológica, 13,1.

Hoyer M. 2011. Management of a TB Positive Malayan Tapir (*Tapirus indicus*) Breeding Couple under Zoo Conditions. In: Proceeding Fifth International Tapir Symposium p31.

Jurczynski K; Lyashchenko KP; Gomis D; Moser I; Greenwald R; Moisson P. 2011. Pinniped tuberculosis in Malayan tapirs (*Tapirus indicus*) and its transmission to other terrestrial mammals. In: Journal of Zoo and Wildlife Medicine 42(2):222-7.

La laminitis (inflamación del corion de la pezuña) es muy común en los tapires; la causa más común es caminar en un sustrato duro y abrasivo, Asimismo terrenos desparejos y sucios, como una dieta mal balanceada, etc. predisponen a los tapires de sufrir laminitis. Resulta más eficaz trabajar para prevenir las lesiones de las patas que esperar a que éstos sucedan y en consecuencia tratar a los animales.



**Figura 51** - Infección de la pezuña en *Tapirus bairdii*. Foto: Jonathan Pérez.

A veces puede haber daño tisular significativo, y a veces hay ulceraciones de la suela. Los signos clínicos más comunes incluyen: tapires que caminan con dificultad, hay dolor y diferente grado de

claudicación, los animales se niegan al examen veterinario debido al dolor, y disminuyen la ingesta de alimentos.

Al igual que las enfermedades y condiciones previas, es importante tratar el individuo

y evaluar y corregir las características del recinto y del sustrato que podrían estar causando problemas. En algunos casos, un simple cambio en el recinto del tapir, tales como la adición de un sustrato blando, pueden resolver el problema dentro de unas pocas semanas sin necesidad de tratamiento. La obesidad puede exacerbar las lesiones y retrasan la recuperación. Si la obesidad es la causa sospechosa, será necesaria una reevaluación de la dieta del tapir.

### Ejemplos de tratamientos:

#### Ejemplo 1:

- Administre Flunixin Meglumina (Banamine): 1,1 mg / kg cada 24 horas (IM) (dosis equina). Repita la dosis al día siguiente si los síntomas persisten. También se puede administrar por vía oral. No exceda de una semana de tratamiento.
- Administre Fenilbutazona (dosis equina), o Meloxicam (dosis equina) por vía oral.
- Administre antibióticos como la Tilosina; Penicilina-estreptomicina; TMP / Sulfamidas, Enrofloxacin (1 mg / kg) por vía oral.
- Coloque al tapir en un sustrato suave y limpio.

- Evalúe la dieta (en caballos el exceso de hidratos de carbono predispone a la claudicación).

Ejemplo 2:

- Administre Fenilbutazona: 4 a 8 mg / kg / 24 h (PO o IM) (en caballos la dosis puede ser 2.2mg / kg / 12h o 4,4 mg / kg / 24h VE).
- Administre antibióticos como la Tilosina o Penicilina/ Estreptomicina.
- Coloque al tapir en un sustrato suave y limpio.
- Evalúe la dieta (en caballos el exceso de hidratos de carbono predispone a la claudicación).

Ejemplo 3:

- Administre Flunixin Meglumine (Banamine): 1,1 mg / kg / 24 h (IM). Repita la dosis al día siguiente si los síntomas persisten.
- Administre Tramadol (2 mg / kg) c /12h X3 días PO.
- Administre Trimetoprim sulfa (30 mg / kg) PO cada 24h X4días.

Cuando la laminitis está acompañada por las grietas de la pezuña, la limpieza y el vendaje de los pies es necesario. Una vez por día, el veterinario puede aplicar la pomada Hooflex (Cloroxilenol) una vez al día.



Como en otros Perissodactyles – como equinos-, los tapires son muy susceptibles al cólico. Puede tener varias causas diferentes, pero es más comúnmente causado por problemas con la dieta: tales como dietas con alta o baja cantidad de fibra; horarios de alimentación inapropiados, ofrecer un alto volumen de comida una vez al día (debido al tamaño reducido del estómago, los tapires deben comer pequeñas cantidades de comida varias veces al día).

La ingestión de tierra, arena u otro material extraño también puede causar cólicos y también

ha resultado en la muerte de tapires en cautiverio. El cólico puede ser también causado por la enterocolitis bacteriana, trastornos intestinales como vólvulo, torsión intestinal y obstrucciones, entre otros problemas.

### Manejo Clínico de Tapires

- a) Evaluar el estado de hidratación del tapir.
- b) Realizar un análisis de sangre.
- c) Usar radiografía de contraste con el fin de detectar la presencia de posibles cuerpos extraños en el tracto gastrointestinal.
- d) Si es apropiado, realice un copro-cultivo y antibiograma. Como la flora bacteriana está presente normalmente en el intestino, se recomienda que el veterinario solicite qué especies de bacterias deben ser aisladas y que posiblemente podrían estar causando cólico (eg. *Escherichia coli*, *Salmonella* sp.). Esta información le ayudará al laboratorio en los cultivos bacterianos a realizar.
- e) Determinar la presencia de diarrea y sus características.

Ejemplos de tratamientos:

- a) En la mayoría de los casos el tratamiento sintomático es suficiente. El tratamiento específico varía dependiendo de la causa del cólico.
- b) Si el tapir tiene diarrea, proporcione electrolitos por vía intravenosa o administre sales de rehidratación oral con el fin de reemplazar los líquidos perdidos durante la diarrea.
- c) Cuando el cólico se debe a una alta presencia de parásitos, la desparasitación se debe hacer de acuerdo al parásito/s identificado. Los fármacos antiparasitarios y la dosis son similares a los utilizados en caballos: Tiabendazol (44 mg / kg PO); Mebendazol (8 mg / kg PO); Cambendazol (20 mg /kg PO); Tetramisol (9 mg / kg PO).
- d) Si el cólico se debe a una dieta con baja o alta cantidad de fibra, un nutricionista debe ser consultado para corregir el problema nutricional.
- e) Si el dolor es intenso, administre: FlunixinMeglumina (Banamine: 1.1mg / kg cada 24 h) (IM). Si los síntomas persisten, repita al día siguiente.
- f) Evalúe si el tapir puede orinar y, si es posible, evalúe las características de la orina.
- g) No proporcione alimentos durante las primeras 24 horas de tratamiento. Una vez que disminuyen los síntomas de cólico, incorpore gradualmente alimentos de buena calidad según las recomendaciones del nutricionista.
- h) Cirugía de emergencia puede ser necesario para la torsión, vólvulo u obstrucción. Consulte a un cirujano equino para las indicaciones de diagnóstico y opciones quirúrgicas.

Los abscesos mandibulares ocurren con mucha frecuencia en los tapires y podrían ser el resultado de lesiones en la boca que se infectan por diferentes bacterias tales como *Corynebacterium pyogenes*; *Streptococcus* sp., *Actinomyces* sp. y *Necrobacillus* sp. Las enfermedades periodontales, abscesos molares apicales o infecciones gingivales son otras causas de esta enfermedad. Pueden volverse crónicas y resultar en osteomielitis, que puede resultar en infección sistémica y la muerte del tapir.

### Manejo Clínico de Tapires

- a) Utilice guantes estériles con el fin de proteger las manos de la mucosa oral.
- b) Con un hisopo estéril, tome muestras del contenido del absceso (si puede ser drenado); coloque el hisopo en un medio de transporte o en un medio de nutrientes de cultivo (ej. Stuart), u otro medio recomendado por el laboratorio. Rotule la muestra y mantenga refrigerado hasta que se envíe al laboratorio. Solicite cultivo y un antibiograma.
- c) En caso de que el absceso no pueda ser drenado, será necesario anestésiar al tapir y tomar muestras de la pared interna del absceso. Coloque la muestra en un medio de transporte o en un medio de cultivo nutritivo (ej. Stuart), u otro medio recomendado por el laboratorio. Rotule la muestra y mantenga refrigerado hasta que se envíe al laboratorio. Solicite cultivo y un antibiograma. Consulte el Capítulo 4 (Restricción Química) en este Manual Veterinario para los protocolos de anestesia recomendados.
- d) Si es necesario, tome radiografías de la zona afectada con el fin de evaluar la condición del hueso y los dientes.

e) Si es necesario anestésiar a los tapires, recomendamos la realización de una biopsia de las lesiones y las áreas circundantes.

f) Realice un análisis de sangre para evaluar el hemograma, velocidad de sedimentación de eritrocitos y concentración de enzimas serológicas.

### Ejemplos de tratamientos:

- a) Bajo sedación o anestesia del tapir, drene el contenido del absceso y limpie su cavidad con Clorhexidina. Quite los tejidos dañados y material purulento. Realice el desbridamiento quirúrgico del hueso afectado, los dientes o tejidos necróticos.
- b) Suministre antibióticos de amplio espectro durante un período prolongado de tiempo. Tenga en cuenta los resultados del antibiograma cuando se seleccionan los antibióticos.
- c) En el caso de dolor intenso, administre Flunixin Meglumina (Banamine), 1,1 mg / kg / 24 h (IM).
- d) Alimente al tapir afectado con alimentos blandos (frutas, hojas frescas, etc.) para evitar lesiones en la cavidad bucal durante el tratamiento.
- e) Asegure que los recipientes de agua y alimentos están debidamente desinfectados. Asegúrese de que el recinto mantenga buenas condiciones sanitarias y que no incluye materiales abrasivos.

Picture: Byron Jorjorian

# APÉNDICE

---



# APÉNDICE 1

## Agentes de uso común para la restricción química de tapires

### **Alpha-2-agonistas: Medetomidina, Detomidina, Romifidina, Xilazina**

#### **Drogas de Reversión: Atipamezol, Tolazolina**

Estas drogas producen depresión del Sistema Nervioso Central (SNC), que se clasifican como sedantes y analgésicos suaves, con propiedades de miorelajación. Al utilizar estos fármacos en tapires es necesario tener en cuenta su capacidad de deprimir la termorregulación. En muchas especies, estos fármacos producen emesis; sin embargo, esto no parece común en tapires. Típicamente, estos fármacos causan un aumento inicial en la presión arterial seguido por una disminución prolongada. Sin embargo, no hay estudios específicos sobre los efectos de estas drogas sobre la presión arterial de los tapires. No obstante, la experiencia ha demostrado que la caída en la presión puede dificultar la extracción de sangre de venas periféricas. Es posible revertir los efectos con la administración de atropina. Otros efectos circulatorios incluyen bradicardia y arritmias. Apnea breve y la exposición del pene también se han reportado comúnmente con estas drogas. El uso de alfa-2-agonistas ha demostrado su eficacia durante una serie de procedimientos de inmovilización química. En particular, Romifidina ha mostrado los mejores resultados, debido a los bajos volúmenes requeridos, bajos costos y los efectos previsibles y estables en los parámetros cardio-respiratorios. En general, las Alfa-2-agonistas se han considerado fundamental en el desarrollo de protocolos sencillos y seguros de anestesia para los tapires. Ellos se han combinado con éxito con las drogas disociativas para producir una anestesia más profunda tanto en el campo y en cautiverio. También se han combinado con derivados opiáceos para producir restricción química segura y sedación profunda para la captura de campo y manejo.

### **Derivados Opiáceos: Butorfanol tartrato, Carfentanil, Etorfina**

#### **Drogas de Reversión: Naloxona, Naltrexona**

Los derivados opiáceos se han utilizado comúnmente para la restricción y la anestesia de tapires silvestres y en cautiverio. Ellos se han combinado con seguridad con Alpha-2-agonistas y/o Ketamina para producir una buena analgesia y

tienden a tener un efecto estable y predecible en los parámetros cardio-respiratorios. La recuperación anestésica suele ser rápida y sin complicaciones. Es posible dejar que los tapires se recuperen sin un agente de reversión o se administra Naloxona.

### **Drogas Disociativas: Ketamina, Tiletamina / No Drogas de Reversión específicos**

Las drogas disociativas, derivados de Ciclohexamine, pueden producir amnesia y catalepsia, que proporciona una inducción anestésica incómoda y recuperación con ataxia, caídas y movimientos de pedaleo (especialmente con Tiletamina = Telazol, Zoletil). Las combinaciones de Tiletamina con alfa-2-agonistas en tapires pueden producir períodos de depresión respiratoria anestésica. A veces los períodos de apnea pueden requerir la reversión mediante masajes respiratorios y estimulantes respiratorios. Cuando no se utilizan agentes de reversión de Alpha-2, la recuperación de la anestesia puede ser incómoda, con oscilaciones entre la conciencia y la depresión.

#### **Atropina**

En dosis bajas, la Atropina inhibe la salivación excesiva y las secreciones respiratorias. En dosis moderadas la Atropina se puede usar para aumentar el ritmo cardíaco. Las dosis excesivas, sin embargo, pueden reducir la motilidad gastrointestinal y urinaria. Uno de sus usos más importantes en la anestesia del tapir es reducir la hipersecreción y revertir la caída en la presión arterial causada por Alpha-2-agonistas o drogas disociativas, lo que puede dificultar la extracción de sangre.

#### **Las Drogas de Emergencia**

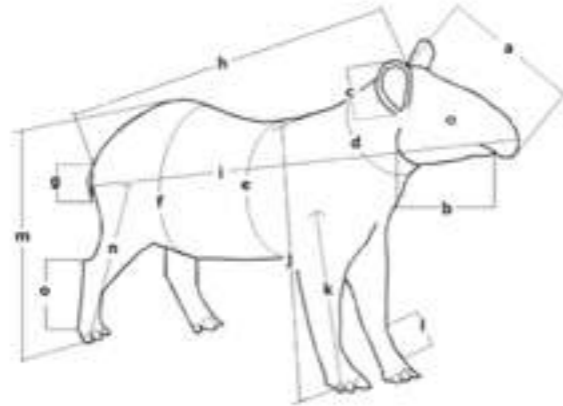
Durante las etapas de planificación de una restricción química, es muy recomendable estimar las dosis de drogas de emergencia, porque así, estas drogas estarían disponibles y los veterinarios estarían preparados para utilizarlos en caso necesario. El uso de Doxapram se puede administrar como un profiláctico en protocolos usando alfa-2-agonistas, opioides o Telazol / Zoletil, para prevenir la depresión respiratoria.





www.tapirs.org  
 TUCH/SSC Tapir Specialist Group (TSG)  
**CORPORAL MEASUREMENTS**

Species: \_\_\_\_\_ Identification: \_\_\_\_\_  
 Sex: ( ) Male ( ) Female Age: \_\_\_\_\_ Body weight: \_\_\_\_\_ | ESTIMATED | REAL  
 Location: \_\_\_\_\_ GPS: \_\_\_\_\_ Date: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_  
 Photographs: ( ) FACE ( ) FULL BODY ( ) MOUTH/TEETH ( ) GENITALS ( ) PARTICULAR SIGNS



a. Head Length: _____	f. Abdomen Circ.: _____	k. Front Leg Length: _____
b. Jaw Length: _____	g. Tail Length: _____	l. Carpal Length: _____
c. Ear Length: _____	h. Trunk Length: _____	m. Rear Height: _____
d. Neck Circ.: _____	i. Full Length: _____	n. Rear Leg Length: _____
e. Thorax Circ.: _____	j. Front Height: _____	o. Tarsal Length: _____
Distance between eyes: _____	Left Testicle Length: _____	Right Testicle Length: _____
Vulva Length: _____	Left Testicle Circ.: _____	Right Testicle Circ.: _____

NOTE: All measurements should be taken with measure tape along the body, following its natural curves.

**DENTITION (measurements and fractures)**

Upper Left											Upper Right										
M3	M2	M1	P4	P3	P2	P1	C	I3	I2	I1	I1	I2	I3	C	P1	P2	P3	P4	M1	M2	M3
Lower Left											Lower Right										
M3	M2	M1	P3	P2	P1	C	I3	I2	I1	I1	I2	I3	C	P1	P2	P3	M1	M2	M3		

NOTE: Measure the length of incisors and canines, for other teeth mark a cross when a tooth is fractured or missing.

Notes:

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

	ANTERIOR FEET				POSTERIOR FEET					
<b>Left Anterior Foot</b>	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
<b>Right Anterior Foot</b>	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
<b>Left Posterior Foot</b>	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____
<b>Right Posterior Foot</b>	a1: _____	a2: _____	a3: _____	a4: _____	A: _____	b1: _____	b2: _____	b3: _____	b4: _____	B: _____

NOTE: The digits are counted from the interior to the exterior of the feet.

LEFT	RIGHT
Description of the signs: _____	
_____	
_____	
_____	

NOTE: Identify and number the particular signs on the drawings, and describe them in detail on the space provided above.



www.tapirs.org  
IUCN/SSC Tapir Specialist Group (TSG)

## NECROPSIA

Responsável pela necropsia:

Instituição:

Endereço:

Espécie:

Identificação:

Sexo: ( ) Macho ( ) Fêmea

Faixa etária:

Massa corporal:

( ) ESTIMADA  
( ) REAL

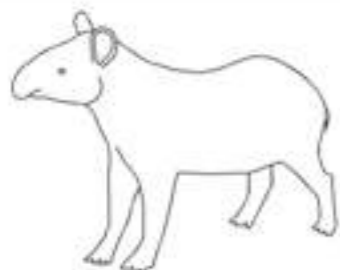
Data do óbito (estimada): \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

Data da necropsia: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

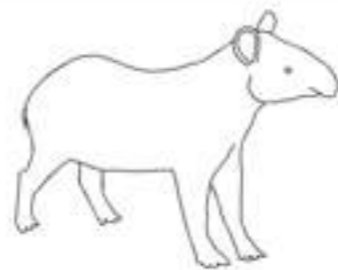
Localização:

Coordenadas GPS:

História conhecida do animal / Circunstâncias da morte:



ESQUERDA



DIREIRA

Exame externo (pele, cicatrizes, ectoparasitas, orifícios naturais, condição nutricional):

Cavidades corporais (peritônio, pleura, pericárdio, posicionamento visceral, líquidos cavitários, depósitos de gordura):

Sistema respiratório (cavidade nasal, faringe, laringe, traquéia, brônquios, pulmões, linfonodos regionais):

Sistemas cardiovascular e hemolinfático (coração, grandes vasos, baço, linfonodos, timo):

Sistema digestivo (boca, dentes, língua, esôfago, estômago, intestino delgado, ceco, intestino grosso, reto, fígado, pâncreas, linfonodos mesentéricos):

Sistema urinário (rins, ureteres, vesícula urinária, uretra):

Sistema reprodutivo (testículos/ovários, útero e cérvix, pênis/vagina, canal urogenital, próstata, vesículas seminais, glândula bulbo-uretral, glândula mamária, placenta):

Sistema nervoso e órgãos sensoriais (cérebro, meninges, cordão espinhal, nervos periféricos, olhos, ouvidos):

Sistema endócrino (tireóide, paratireóide, adrenais, pituitária):

Sistema musculoesquelético (ossos, medula óssea, articulações, tendões, músculos):

Diagnóstico Preliminar:

**Amostras coletadas para histopatologia:**

- |   |   |  |  |
|---|---|--|--|
| <input type="checkbox"/> Pele                 | <input type="checkbox"/> Traqueia                     | <input type="checkbox"/> Pulmões         | <input type="checkbox"/> Miocárdio         |
| <input type="checkbox"/> Baço                 | <input type="checkbox"/> Timo                         | <input type="checkbox"/> Esôfago         | <input type="checkbox"/> Estômago          |
| <input type="checkbox"/> Intestino delgado    | <input type="checkbox"/> Intestino grosso             | <input type="checkbox"/> Ceco            | <input type="checkbox"/> Fígado            |
| <input type="checkbox"/> Pâncreas             | <input type="checkbox"/> Rins                         | <input type="checkbox"/> Uteros          | <input type="checkbox"/> Vesícula urinária |
| <input type="checkbox"/> Testículos / Ovarios | <input type="checkbox"/> Glândulas sexuais masculinas | <input type="checkbox"/> Útero           | <input type="checkbox"/> Vagina            |
| <input type="checkbox"/> Cérebro              | <input type="checkbox"/> Meninges                     | <input type="checkbox"/> Cordão espinhal | <input type="checkbox"/> Pituitária        |
| <input type="checkbox"/> Tireóide             | <input type="checkbox"/> Adrenais                     | <input type="checkbox"/> Medula óssea    | <input type="checkbox"/> Músculo           |

**Outras amostras:**

- |   |  |   |   |
|---|--|---|---|
| <input type="checkbox"/> Endoparasitas  | <input type="checkbox"/> Ectoparasitas | <input type="checkbox"/> Conteúdo estomacal | <input type="checkbox"/> Testículos / Ovarios |
| <input type="checkbox"/> Toxicologia: vísceras, conteúdo estomacal, pelo, gordura, sangue cardíaco, medula óssea. |  | <input type="checkbox"/> Amostras genéticas |   |
| <input type="checkbox"/> Microbiologia (descrever amostras): _____  |  |   |   |

## APÊNDICE 3

### Direcciones útiles de Equipos de Captura

Capchur

[www.palmercap-chur.com](http://www.palmercap-chur.com)

Dan-Inject

[www.dan-inject.com](http://www.dan-inject.com)

Pneu-Dart

[www.pneudart.com](http://www.pneudart.com)

Dist-Inject

[www.distinject.com](http://www.distinject.com)

Followit

[www.wildlife.followit.se](http://www.wildlife.followit.se)

Telinject

[www.telinject.com](http://www.telinject.com)

Telonics

[www.telonics.com](http://www.telonics.com)

Reconyx

[www.reconyx.com](http://www.reconyx.com)

Bushnell

[www.bushnell.com](http://www.bushnell.com)