

**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO**

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**INFORME DE ACTIVIDADES Y TRABAJO FINAL DEL PROGRAMA  
DE TRABAJO PROFESIONAL EN EL EXTRANJERO EN FAUNA  
SILVESTRE:**

**MEDIDAS MORFOMÉTRICAS, BIOQUÍMICA SANGUÍNEA Y  
ALGUNOS ASPECTOS HEMATOLÓGICOS DE CINCO EJEMPLARES  
DE DANTA (*Tapirus bairdii*) PERTENECIENTES A LA COLECCIÓN  
DEL CENTRO DE RESCATE JARDÍN ZOO, LA MARINA, COSTA  
RICA.**

**COSTA RICA, NOVIEMBRE DE 2005 A FEBRERO DE 2006**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

**P R E S E N T A**

JULIO CÉSAR HERREJÓN OTERO

**TUTOR Y ASESOR:**

MVZ MSc FERNANDO GUAL SILL

MÉXICO, D.F.

2007



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

**A**ntes que nada quiero agradecer a la madre naturaleza por darme la capacidad para conocerla, admirarla y amarla.

**T**ambién quiero agradecer a los animales que a través de sus sacrificios y de sus vidas me aportaron conocimientos de gran valor.

**A** mi querida Universidad Nacional Autónoma de México porque a través de todas las experiencias y conocimientos adquiridos bajo su cobijo ahora vive orgullosamente en mí.

**A** mi madre santa por ser omnipresente... por todo, te adoro ma'.

**A** mi padre por ser mi fuente de inspiración.

**A** mi hermana Verónica por ser como una segunda madre para mí.

**A** mi abuelito More por todas aquellas hermosas platicas de sus vivencias que me estimularon a respetar y a venerar a la fauna silvestre.

**A** mi abuelita Tel por todos sus sabios consejos.

**A** mi abuelita Gloria por motivarme a seguir adelante.

**A** Elisa por acompañarme física y espiritualmente en todo momento.

**A** mis maestros, tanto de adentro como de afuera de la escuela, por compartir conmigo sus valiosos conocimientos y sus experiencias.

**A** mis amigos y hermanos por compartir conmigo tantas experiencias y situaciones irreales.

**F**inalmente quiero dedicar este trabajo a mis padres y a mi hermana por creer en mí siempre, por el amor "sui géneris" que me dan y por el apoyo incondicional que me han brindado, gracias a esto he podido realizar todas mis metas y he logrado vivir intensamente todos mis sueños.

## ÍNDICE

I. Introducción general.....	(A3) 1
II. Objetivos generales del Trabajo Profesional en el área de Fauna Silvestre.....	4
III. Informe de actividades realizadas en las áreas de clínica, medicina preventiva, manejo e investigación de fauna silvestre.....	(A4)
A. Proyecto Amigos de las Aves.....	5
1. Caso clínico.....	5
2. Medicina preventiva.....	6
3. Otros procedimientos.....	10
B. Centro de Rescate Monkey Park.....	10
1. Caso clínico.....	11
2. Crianza artificial.....	13
3. Otros procedimientos.....	14
C. Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina.....	18
1. Casos clínicos.....	19
2. Medicina preventiva.....	29
3. Otros procedimientos.....	31
D. Comentarios sobre el programa de Trabajo Profesional en Costa Rica.....	34
E. Bibliografía.....	36
IV. Trabajo final: Medidas morfométricas, Bioquímica sanguínea y algunos aspectos hematológicos de 5 ejemplares de Dantas ( <i>Tapirus bairdii</i> ) pertenecientes a la colección del Centro de Rescate Jardín Zoo, La Marina, Costa Rica.....	(A5)
A. Introducción.....	38
B. Justificación.....	43
C. Objetivo general.....	44
D. Objetivos particulares.....	44

<b>E. Material y Métodos.....</b>	<b>44</b>
<b>1. Sujetos de estudio.....</b>	<b>44</b>
<b>2. Material.....</b>	<b>45</b>
<b>3. Manejo de las Dantas.....</b>	<b>46</b>
a) Contención química.....	47
b) Toma de medidas morfométricas.....	48
<b>4. Toma de muestras sanguíneas y realización de frotis.....</b>	<b>49</b>
a) Procedimientos y sitios de extracción.....	49
b) Toma de la muestra.....	50
c) Realización del frotis sanguíneo.....	51
<b>5. Separación del suero.....</b>	<b>52</b>
<b>6. Almacenaje temporal y transportación.....</b>	<b>52</b>
<b>7. Procesamiento en el Laboratorio de Patología Clínica de la</b>	
<b>Universidad Nacional de Costa Rica.....</b>	<b>53</b>
<b>F. Resultados.....</b>	<b>53</b>
<b>G. Discusión.....</b>	<b>59</b>
<b>H. Conclusiones.....</b>	<b>62</b>
<b>I. Bibliografía.....</b>	<b>63</b>
<b>J. Anexos.....</b>	<b>65</b>

## **I. Introducción general.**

Costa Rica se ubica dentro de las zonas neotropicales del Continente Americano, estas zonas albergan mayor diversidad de especies (*véase cuadro 1*) y ecosistemas y una gama muy amplia de interacciones, en comparación con las otras regiones tropicales del mundo. Desde luego, esta diversidad también es mucho más rica que la de las zonas templadas y frías. (1)

Este país cuenta con 51,100 km<sup>2</sup> de superficie terrestre (0,03% de la mundial) y 589,000 km<sup>2</sup> de mar territorial y es considerado uno de los 20 países con mayor biodiversidad de especies del mundo (*véase cuadro 2*), pero si se analiza la densidad (# especies/área), ocupa quizá uno de los primeros lugares (*véase cuadro 3*). Su posición geográfica, sus dos costas y su sistema montañoso, que provee numerosos y variados microclimas, son algunas de las razones que explican esta riqueza natural, tanto en especies como en ecosistemas. Este pequeño territorio posee cerca de medio millón de especies, esto es el 4% de la biodiversidad esperada para el planeta (entre 13 y 14 millones de especies). Tiene cerca de 90,000 especies ya descritas o conocidas, es decir, cerca del 5% de la biodiversidad ya conocida (1.750.000 especies) globalmente. (1)

La administración de la riqueza biológica costarricense le corresponde al Ministerio del Ambiente y Energía (MINAE), y dentro de éste específicamente al Sistema Nacional de Áreas de Conservación (SINAC), responsable de la conservación y promoción sostenible de la biodiversidad del país. El SINAC cuenta con 11 áreas de conservación en todo el país y una Dirección Superior de apoyo técnico. (1)

Estas 11 áreas de conservación son las regiones establecidas por el MINAE para llevar a cabo una gestión descentralizada de la biodiversidad, con la participación activa de las comunidades aledañas a las áreas protegidas que albergan. (2)

El país posee poco más del 25% de su territorio bajo alguna categoría de protección, que aumenta gracias al apoyo de la iniciativa privada, al crear reservas privadas y centros de rescate de fauna silvestre dedicadas especialmente al ecoturismo, la investigación y la conservación. Este es un esfuerzo de protección para la conservación que pocos países en el mundo han realizado y en el que Costa Rica ha invertido grandes recursos para el bienestar de las presentes y futuras generaciones. (1)

Para lograr la conservación de las áreas protegidas y los recursos naturales a largo plazo, su conocimiento a través de inventarios y estudios científicos y su valoración por parte de la sociedad, juegan un papel fundamental. (1)

En los últimos 5 años especialmente se ha venido dando énfasis a desarrollar estudios que incluyen metodologías de valoración de los beneficios que proveen las áreas protegidas y los recursos que protegen. Paralelamente a esta valoración económica que está en desarrollo en Costa Rica y en el mundo, instituciones y organizaciones públicas y privadas desarrollan programas de educación y conciencia pública, con el fin de contribuir a un cambio de actitud hacia la naturaleza por parte de la sociedad. (1)

Los Centros de Rescate de vida silvestre, los cuales también trabajan bajo la reglamentación y normatividad implementada por el MINAE, desempeñan una labor fundamental para la conservación y la protección de la fauna silvestre, a través de programas de reintroducción, de reproducción, de educación ambiental, de rescate y de liberación. La mayoría de los centros de rescate presentes en este país cuentan con todos los programas antes mencionados. La mayor parte de los centros no cuentan con el apoyo económico del gobierno, los principales ingresos provienen de las visitas que realizan los turistas nacionales e internacionales, así como los visitantes locales. Otras fuentes de ingresos son las donaciones aportadas por organizaciones e instituciones no gubernamentales preocupadas por la situación actual de la fauna silvestre.

**Cuadro No. 1.** Diversidad biológica de Costa Rica (actualizado en marzo, 2005). (3)

Grupo	Número de especies esperadas	Número total de especies descritas	Número de familias	Número de géneros
<b>Anfibios</b>	215 (2 introducidas, 44 endémicas)	182	10	32 (1 introducido)
<b>Reptiles</b>	230 (4 introducidas; 17 endémicas; 137 son serpientes-culebras (61%), 22 de las cuales son venenosas)	225	27	104 (3 introducidos)
<b>Mamíferos</b>	250 (18 especies endémicas: 5 especies endémicas para *CR, el resto para *CR-Nicaragua o *CR-Panamá; 109 especies son murciélagos (45%))	238	44	104
<b>Aves</b>	854 (6 especies endémicas para *CR)	857	76	443
<b>Total para el país</b>	<b>1549</b>	<b>1502</b>	<b>157</b>	<b>719</b>

\*CR: Costa Rica.

**Cuadro No. 2.** Diversidad de especies en plantas y vertebrados en los países megadiversos y el lugar respectivo que ocupa Costa Rica en el mundo. (3)

Grupo	Primer lugar	Segundo lugar	Tercer lugar	Cuarto lugar	Quinto lugar	Costa Rica
<b>Plantas</b>	Brasil 55.000	Colombia 45.000	China 30.000	México 26.000	Australia 25.000	<b>N° 12</b> <b>9555 especies ya conocidas</b>
<b>Anfibios</b>	Colombia 583	Brasil 516	Ecuador 358	México 282	Indonesia 270	<b>N°14</b> <b>182 especies conocidas</b>
<b>Reptiles</b>	México 707	Australia 597	Indonesia 529	Colombia 475	Brasil 462	<b>N° 18</b> <b>225 especies conocidas</b>
<b>Mamíferos</b>	Indonesia 519	Colombia 453	México 439	Brasil 421	China 410	<b>N° 30</b> <b>238 especies conocidas</b>
<b>Aves</b>	Colombia 1753	Peru 1678	Brasil 1635	Ecuador 1559	Indonesia 1531	<b>N° 23</b> <b>857 especies conocidas</b>



**Cuadro No. 3.** Densidad de especies de algunos grupos en Costa Rica, con respecto a varios países considerados megadiversos (Nº especies/1.000 km<sup>2</sup>). (3)

País	Plantas	Aves	Reptiles	Mamíferos	Anfibios	Extensión (km <sup>2</sup> )	Nº veces mayor que Costa Rica en extensión
<b>COSTA RICA</b>	<b>215,3</b>	<b>16,8</b>	<b>4,4</b>	<b>4,7</b>	<b>3,6</b>	<b>51.100</b>	
México	13,2	0,5	0,36	0,22	0,14	1.972.547	38,6
Colombia	39,4	1,5	0,42	0,4	0,5	1.141.748	22,3
Brasil	6,5	0,2	0,05	0,05	0,06	8.511.965	166,6
Indonesia	10,4	0,8	0,28	0,3	0,14	1.919.270	37,5
Australia	3,2	0,1	0,08	0,03	0,03	7.686.849	150,42

\* Megadiversos: países que en su totalidad abarcan entre el 60-70% de la biodiversidad presente en el mundo. Son 12 países: Australia, Brasil, Colombia, China, Ecuador, Estados Unidos, India, Indonesia, Madagascar, México, Perú, y República del Congo.

\*\* Datos tomando en cuenta 11000 especies de plantas esperadas para el país.

## II. Objetivos generales del Trabajo Profesional en el área de Fauna Silvestre.

Capacitar al alumno interesado en el área de fauna silvestre en el conocimiento y resolución de los problemas médicos, de manejo y quirúrgicos más frecuentes de estas especies, de manera que pueda entender y participar activamente en la problemática actual de la conservación y uso racional de la naturaleza en nuestro planeta; así como en la resolución de los problemas médicos más frecuentes en estas especies.

### **III. Informe de actividades realizadas en las áreas de clínica, medicina preventiva, manejo e investigación de fauna silvestre.**

Durante la estancia en Costa Rica se participó en diversos proyectos e instituciones no gubernamentales comprometidas con la protección de la fauna silvestre del país. A continuación se describen algunas características y objetivos de estos proyectos, así como las actividades realizadas:

#### **A. Amigos de las aves.**

Amigos de las Aves es una organización no lucrativa ubicada en Alajuela, Costa Rica, que se dedica a la conservación de las dos especies de guacamayas amenazadas que se encuentran en Costa Rica, la guacamaya escarlata (*Ara macao*) y la guacamaya bufón (*Ara ambigua*). (4)

Amigos de las Aves comprende técnicas de cría, gestión de pajarera, estudios ambientales y estudios claves en la conservación, a fin de realizar programas de reintroducción controlados en correspondencia con el MINAE y las leyes de Costa Rica. (4)

El criadero está situado en el Valle Central y además de ser la base de Flor de Mayo, un parque zoológico con licencia, es también un centro de rescate para aves confiscadas. (4)

La duración de la práctica en este proyecto fue de 22 días. Inició el 2 de noviembre de 2005 y culminó el 23 del mismo mes.

#### **1. Caso clínico:**

- Datos generales.

Especie: *Ara ararauna*.

Nombre común: Guacamaya azul amarillo.

Nombre propio: ninguno.

Identificación: ninguna.

Sexo: no se determinó.

Peso: 700g aprox.

Edad: 9 años aprox.

-Historia clínica: El 13 de noviembre la administradora del proyecto observó que una de las guacamayas azul amarillo que se aloja en las jaulas del interior de la casa, presentaba una leve inflamación en la región de la articulación interfalángica proximal del miembro pélvico izquierdo.

-Examen físico: A la palpación la zona inflamada se sentía muy caliente y bastante endurecida, no se notó la presencia de fracturas ni de la pérdida de continuidad de la piel del área.

-Tratamiento: Se le aplicó clindamicina, una dosis de 60mg/kg (miligramos por kilogramo) cada 24hrs por 5 días y meglumina de flunixin a una dosis de 1mg/kg cada 24hrs por 3 días, ambas vía I.M. (intramuscular). En la literatura se menciona que la dosis de la clindamicina en psitácidos es de 100 mg/Kg vía oral por 3 días (5), por lo que la dosis que se administró de este antibiótico fue baja, se aplicó un menor volumen debido a que se administró vía I.M. y con fines preventivos no tanto terapéuticos. El desinflamatorio, meglumina de flunixin, también se empleó una dosis adecuada, en la literatura se maneja un rango de 0.5 a 10mg/Kg vía I.M. o I.V. (intravenosa) y en ese caso se trataba de una inflamación leve. (5)

-Evolución: La inflamación persistió por 10 días más después de la última aplicación de la clindamicina, por lo que se reinició el tratamiento de la misma forma, con la diferencia de que en esta segunda aplicación si se obtuvieron los resultados deseados.

## **2. Medicina preventiva:**

Se realizaron exámenes coproparasitológicos del día 3 al 8 de noviembre (*véase cuadro 4*). Las muestras fecales que se emplearon para hacer estos exámenes fueron obtenidas de las 177 aves presentes en "Amigos de las Aves", algunas de estas muestras fueron tomadas de forma individual y en el caso de las aves que están alojadas en jaulas colectivas se obtuvieron muestras representativas, en total existen 65 jaulas. Los resultados obtenidos se presentan en el cuadro 4.

Los exámenes coproparasitológicos fueron realizados a través del método de flotación. Se emplearon vasos de plástico desechables para contener las muestras fecales, después en

estos mismos se realizó la mezcla de las heces con la solución saturada con NaCl. El siguiente paso consistió en depositar la mezcla en recipientes plásticos con un filtro especial para eliminar macropartículas. Finalmente con un asa delgada de alambre se tomaron 5 gotas de diferentes puntos del sobrenadante y se colocaron en una laminilla, para poder ser observada en el microscopio, estas observaciones se realizaron con el objetivo 10X (véase figura 1).

**Cuadro No. 4.** Resultados de exámenes coproparasitológicos.

No. Jaula	Resultados observados	No. individuos	Especie	Ubicación
1	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
2	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
3	<b>Huevos <i>Ctenocephalides spp.</i></b>	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
4	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
5	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
6	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
7	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
8	<b>Huevos de <i>Ascaridia galli</i></b>	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
9	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
10	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
11	<b>Huevos <i>Ctenocephalides spp.</i></b>	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
12	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
13	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
14	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
15	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
16	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara ambigua</i>	NE
17 JV	Neg. a huevos y protozoarios	22	<i>Ara macao</i>	C
18	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
19	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
20	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
22	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
23	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
24	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
25	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	C
26 JV	Neg. a huevos y protozoarios	16	<i>Ara macao</i>	C
27	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
28	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
29	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
30	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
33	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
34	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
35	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
36	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
37	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
38	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO

**Cuadro No. 4.** Resultados de exámenes coproparasitoscópicos (*continuación*).

39	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
40	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
41	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
42	Neg. a huevos y protozoarios	2	<i>Ara macao</i>	NO
43 JV	Neg. a huevos y protozoarios	27	<i>Ara macao</i>	NO
44	<b>Huevos de <i>Ascaridia galli</i></b>	2	<i>A. ambigua/A. macao</i>	JTSS
45	<b>Huevos de <i>Ascaridia galli</i></b>	2	<i>Amazona oratrix</i>	JTSS
46	<b>Adultos <i>Lipeurus caponis</i></b>	1	<i>Amazona oratrix</i>	Interior
47	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Ramphastos sulfuratus</i>	Interior
48	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	Interior
49	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Cacatua alba</i>	Interior
50	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Amazona albifrons</i>	Interior
51	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Amazona oratrix</i>	Interior
52	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Amazona autumnalis</i>	Interior
53	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	Interior
54	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Aulacorhynchus prasinus</i>	Interior
55	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Ara ararauna</i>	Interior
56	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Ara ararauna</i>	Interior
57	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Aratinga canicularis</i>	Interior
58	<b>Huevos de <i>Ascaridia galli</i></b>	1	<i>Ramphastos sulfuratus</i>	Interior
59	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Amazona albifrons</i>	Interior
60	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Aratinga canicularis</i>	Interior
61	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Pteroglossus torquatus</i>	Interior
62	Neg. a huevos y protozoarios	1	<i>Pteroglossus torquatus</i>	Interior
63	Neg. a huevos y protozoarios	5	<i>Lophura nycthemerus</i>	JTPS
64	Neg. a huevos y protozoarios	4	<i>Numida meleagris</i>	JTPS
65	Neg. a huevos y protozoarios	4	<i>Dendrocygna autumnalis</i>	JTPS

\*JV - Jaula de vuelo

\*NE - Aviario noreste

\*C - Aviario Central

\*NO - Aviario Noroeste

\*Neg. - Negativo

\*JTSS - Jaula trasera segunda sección

\*JTPS - Jaula trasera primera sección

El programa de desparasitación en amigos de las aves se lleva a cabo cada 6 meses. En cada desparasitación emplean diferentes antiparasitarios, por lo general ocupan tres distintos: fenbendazol, praziquantel y piperacina, esto tiene como objetivo evitar que los parásitos formen resistencia ante estos fármacos, nunca se repite el desparasitante que se administró en la desparasitación anterior.

En cuanto a los estudios coproparasitoscópicos, únicamente los realizan cuando existen dentro del programa de voluntariado, veterinarios o pasantes de la carrera de medicina veterinaria, por lo que estos exámenes no se realizan muy a menudo. En este caso los resultados obtenidos sirvieron para conocer la efectividad del programa de desparasitación que ellos llevan, los cuales fueron bastante alentadores, debido a que las jaulas están en la intemperie por lo que la mayoría de las aves están en contacto con otros animales, tales como roedores, perros y aves silvestres.

Las aves que salieron positivas a *Ascaridia galli*, podría ser el resultado de una mala aplicación del desparasitante por parte de los trabajadores, debido a que no fueron supervisados al momento de mezclarlo con el alimento.

Las muestras en donde se observaron huevos de *Ctenocephalides spp.* y *Lipeurus caponis* en su fase adulta pudo deberse a la contaminación de la muestra. En el caso de los huevos de pulga debido a que en el área donde se encuentran las jaulas de estas aves hay muchos perros y gatos.

Estos exámenes coproparasitoscópicos se realizaron a los cuatro meses y medio de la última desparasitación por lo que se esperaron 1 mes y medio más para realizar la siguiente, al ser los resultados esperados no existía ninguna razón por la cual adelantar el programa.

**Figura 1.** Consultorio de Amigos de las Aves (a la derecha, muestras fecales contenidas en recipientes plásticos; a la izquierda, solución saturada con NaCl empleada para llevar a cabo el método de flotación; al fondo el microscopio empleado para el análisis de las muestras).



### **3. Otros procedimientos:**

Se trasladaron 24 guacamayas bufón (*Ara ambigua*) el día 9 de noviembre con los objetivos de remover y desinfectar el suelo de las jaulas en donde estaban alojadas, para que se ejercitaran mediante el vuelo en su nueva jaula temporal y para que formaran nuevas parejas. Estos psittácidos se encontraban distribuidos en 12 jaulas, con una pareja en cada una. Todas las guacamayas fueron llevadas a una jaula de vuelo, la cual tenía mayores dimensiones de espacio (14m de longitud por 8m de ancho y 3m de altura).

Para desinfectar las jaulas se empleó Virkon S®, el cual contiene peroxymonosulfato de potasio (20.4%) y cloruro de sodio (1.5%). Este desinfectante venía diluido al 5%.

Al realizar la contención física de las aves para transportarlas, se les realizó un examen físico general y se les aplicó un aerosol para prevenir y controlar la presencia de ectoparásitos, tales como *Lipeurus caponis*, *Dermanyssus gallinae* y *Anatoecus dentatus*. El producto que se usó fue Mite & Lice – Bird & Cage Spray®, contiene piretrinas 0.030%, piperonyl butoxide 0.300%, butylcarbityl 0.24%, 6 – propylpiperony 0.06% y 96.67% de compuestos relacionados.

### **B. Centro de Rescate Monkey Park.**

La duración de la práctica en este centro fue de 18 días. Inició el 1 de Diciembre de 2005 y culminó el 18 del mismo mes.

Este centro de rescate se ubica en Portegolpe, a 38km al oeste de Santa Cruz, en la Provincia de Guanacaste. Consta de 23Ha, de las cuales sólo el 15% del territorio está utilizado. (6)

El principal objetivo de este centro de rescate de fauna silvestre, es reintroducir animales a su ambiente natural, los cuales ingresan al centro lesionados, en malas condiciones o decomisados por el MINAE. (6)

Monkey Park también cumple la función de parque zoológico, la finalidad de éste es obtener ingresos económicos a través de las entradas para poder tener los recursos suficientes para alimentar a los animales que por diversas razones no pudieron ser reintroducidos, así como

para la compra de medicamentos, composturas de los exhibidores y para el pago de los trabajadores.

### **1. Caso clínico:**

- Datos generales.

Especie: *Alouatta palliata*.

Nombre común: Saraguato, mono congo, mono aullador.

Nombre propio: Ronito.

Identificación: ninguna.

Sexo: Macho

Peso: 340g.

Edad: 2 meses aprox.

-Historia clínica: El 9 de diciembre se recibió una cría de saraguato que presentaba múltiples quemaduras en distintas partes del cuerpo. Esta cría había sido recogida por una persona que la encontró cerca de la carretera. La persona relató que el cuerpo de la madre saraguato yacía muy cerca de la zona en la que él se encontraba, al parecer se había electrocutado pasando por un cable de alta tensión.

-Examen físico: La cría presentaba quemaduras muy severas en toda la cara, principalmente en los párpados del ojo izquierdo, labios, nariz y toda la piel que circunda estas estructuras (*véase figura 2*). También presentaba quemaduras en el abdomen, en la parte ventral de la cola y en la planta del miembro pélvico derecho.

La cicatriz que se había formado en el párpado del ojo izquierdo y en las fosas nasales los había cerrado por completo, por esta razón la cría respiraba de forma muy forzada.

-Tratamiento: Se decidió realizar una cirugía reconstructiva. Se empleó como anestésico Zoletil® (tiletamina/zolazepam) a una dosis de 2mg/Kg vía I.M., en la literatura se sugiere una dosis de 5mg/Kg. (7) Se administró una dosis más baja porque se pretendía llegar únicamente a un plano



anestésico superficial, esto debido era una cría de corta edad y al estado crítico en el que se encontraba.

La cirugía consistió, en términos generales, en abrir las fosas nasales retirando el tejido circundante que se había formado, se decidió hacer algo muy similar en el del ojo izquierdo, solo que en este caso se tuvo que retirar también una pequeña parte del párpado superior (véase figura 3). En este procedimiento se empleó el instrumental básico de cirugía.

**Figura 2.** Saraguato (*Alouatta palliata*) de 1 mes aprox. con severas quemaduras en el rostro. (Foto tomada el 9/XII/05).



**Figura 3.** Cirugía reconstructiva de rostro en un saraguato (*Alouatta palliata*) de 1 mes de edad aprox. (Foto tomada el 10/XII/05).



El tratamiento posquirúrgico consistió en la administración por vía oral de Himpiry®<sup>®</sup>, que actúa como un antipirético, analgésico y desinflamatorio, este analgésico naturista se le administró cada 12 horas por 4 días. Cada mililitro de Himpiry®<sup>®</sup> contiene 12mg de extracto de *Guduchi*, 8mg de *Sunthi*, 8mg de *Vacha*, 8mg de *Yashtimadhu* y 4mg de *Musta*. También se le administró Inmmunol®<sup>®</sup>, el cual es un inmunomodulador en el que cada mililitro contiene 14.5mg de extracto de *Tinospora cordifolia*, 7mg de *Withania somnifera*, 7mg de *Boerhaavia difusa*, 7mg de *Asparagus racemosus*, 4.8mg de *Trigonella foenum*, 4.8mg de *Arkaparni*, 3.5mg de *Terminalia chebula*; se le administró 1ml de este inmunomodulador cada 24 horas por un mes. Dos veces al día se le aplicó una pomada llamada Canisep®<sup>®</sup> en todas las lesiones que presentaba; Canisep®<sup>®</sup> mejora el proceso de cicatrización y se empleó en este paciente por tres semanas. Cada gramo de esta pomada contiene *Olis*, 50mg de *Linum usitatissimum*, 30mg de *Eucalyptus globulus*, 25mg de *Linnamomum camphora*, 12mg de *Ocimum sanctus*, 8mg de *Acorus calamus* y 8mg de *Tankana* purificada. Se decidió emplear fármacos naturistas debido a que era una cría muy pequeña y porque las condiciones en la que se encontraba eran críticas, pero principalmente por su corta edad.

Por los primeros 7 días después de la cirugía se le realizaron lavados oculares con Solución Salina Fisiológica cada 12 horas.

## **2. Crianza artificial:**

Como fuente de alimento se le proporcionó una fórmula láctea llamada Similac Advance®<sup>®</sup>, ésta cubría las  $\frac{3}{4}$  partes del volumen total que se le daba; el otro  $\frac{1}{4}$  consistía en leche de cabra recién ordeñada.

La leche preparada contenía 10g de la formula diluidos en 600ml de agua hervida, adicionados 200ml de leche de cabra. De esta mezcla se le ofrecían 4ml cada 2 hrs.

Por otra parte, se le administró un suplemento multivitamínico naturista de nombre comercial Enervite®<sup>®</sup> cada 24hrs, 3.5g por 20 días por vía oral.

-Evolución: El 2 de enero de 2006 visité Monkey Park nuevamente para darle seguimiento a este caso clínico y observé que Ronito presentaba una franca recuperación (véase figura 4).

**Figura 4.** Recuperación notoria del saraguato (*Alouatta palliata*) después de 22 días de la cirugía (Foto tomada el 2/1/06).



### **3. Otros procedimientos:**

-El 5 de diciembre se realizó el sexado de los 3 cocodrilos (*Crocodylus acutus*) que posee el centro de rescate.

Se llevó a cabo la contención física de los animales para poder ser revisados, ésta se llevó a cabo empleando un “laza perros”.

Para conocer el sexo de estos cocodrilos se emplearon 3 indicadores:

- 1) El tamaño: los machos crecen más que las hembras en cualquier especie de cocodrilos. (8)
- 2) La forma del esfínter de la cloaca: siendo que las hembras tienen una ventosa más pequeña, lisa y aplanada, mientras que los machos tienen una ventosa más grande, ancha y convexa. Esta diferencia se asocia al incremento de elasticidad de la ventosa en el macho para poder exponer el pene durante la cópula. (8)
- 3) Palpación y visualización del órgano copulador, para sentir este órgano hay que introducir el dedo dentro de la ventosa, el macho tiene un único pene cartilaginoso que se origina de la pared de la cloaca directamente en frente de la ventosa. La hembra tiene un clítoris en el mismo lugar, el cual es semejante al pene del macho, pero es mucho más pequeño y no tiene cartílago. (8)

Como resultado del sexado se obtuvo que dos de los cocodrilos son hembras y uno macho.

-El 15 de diciembre se llevó a cabo el traslado de tres venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*), dos hembras y un macho. Para este manejo solo fue necesaria la contención química en una de las hembras, debido a que esta era una hembra adulta de temperamento agresivo y aparte se encontraba en un exhibidor muy grande junto con otros animales. En cambio los dos venados en lo que no fue necesaria la contención química eran animales juveniles que se encontraban en una jaula de cuarentena bastante pequeña (4 x 5 metros), por lo que entraron fácilmente a los contenedores de transportación.

A la hembra que se anestesió se le calculó un peso de 62Kg, para la contención se empleó tiletamina - zolacepam (Zoletil®) a una dosis de 4.4mg/kg vía I.M.. El fármaco se administró mediante un dardo de 5ml proyectado a través de una cerbatana. Se le aplicaron, durante la anestesia, ivermectinas a una dosis de 0.4mg/kg vía subcutánea. No se realizó el examen físico general del individuo, tampoco se realizó un muestreo sanguíneo ni coprológico, estas son algunas de las medidas que siempre se deben de tomar en cuenta al anestesiarse cualquier animal silvestre, de esta forma se puede saber con más exactitud el estado de salud que presenta el animal. En fauna silvestre es indispensable realizar todos los manejos posibles durante la contención química, debido a que por la naturaleza misma de estas especies no es tan factible manipularlos sin la aplicación de anestésicos o sedantes y no es recomendable anestesiarse frecuentemente; el uso de este tipo de fármacos siempre conlleva ciertos riesgos. Antes de anestesiarse a cualquier animal debemos de hacernos 4 preguntas básicas ¿Es el método seguro para la persona que maneja al animal? ¿Va a resultar seguro para el animal? ¿Es posible completar el procedimiento mediante el método propuesto? ¿Va a resultar posible observar al animal hasta que éste se haya recuperado por completo? (9)

La especie, el propósito y las circunstancias de la captura deben ser considerados prioritariamente antes de suministrar cualquier anestésico en cualquier animal. Algunas de las razones justificables para anestesiarse a un animal incluyen el desplazamiento de individuos, la

realización de muestreos, el marcaje, la aplicación de tratamientos y la manipulación de animales capturados en trampas. (9)

Este manejo se llevó a cabo a las 8:30am con la finalidad de evitar el periodo más caluroso del día, debido a que los herbívoros pueden presentar una muerte aguda por hipertermia cuando están anestesiados. Otras complicaciones que se pueden presentar durante la contención química del animal, es la muerte sobreaguda que ocurre en cuestión de minutos y puede deberse a fallo cardiaco (fibrilación ventricular), edema pulmonar, hemorragia, hipoglucemia o contusión cerebral. La muerte aguda (minutos u horas después) puede ser debida a insuficiencia adrenal, hipotermia, timpanismo, cambios en el balance ácido-básico o fractura de las vértebras cervicales. La muerte retrasada (horas o días) puede ocurrir debido a miopatía por captura, timpanismo, choque o neumonía por aspiración. (9)

Es importante resaltar en este trabajo algunos aspectos referentes a la miopatía por captura, debido a que es un problema muy frecuente durante la captura de animales silvestres. Esta enfermedad muscular se asocia a la tensión de captura, contención o transporte. Se caracteriza por la degeneración o necrosis de los músculos esquelético y cardíaco. Puede ocurrir tanto en mamíferos como en aves, presentándose de horas a días después de la captura. Los factores predisponentes son el miedo, la ansiedad, el exceso de ejercicio, el manejo repetido, la tensión muscular constante o el transporte prolongado en un espacio pequeño. La patogénesis de la miopatía por captura se asocia a varios mecanismos fisiológicos llevados al punto del agotamiento. Dos mecanismos involucrados en la miopatía por captura son el ejercicio muscular (que facilita la escapatoria) y el sistema nervioso autónomo (que proporciona la energía, elimina desechos metabólicos, mantiene la presión sanguínea y el nivel de oxígeno compatibles con la vida). La actividad muscular extrema causa la conversión metabólica de actividad aeróbica a anaeróbica. El ácido láctico se acumula más rápidamente de lo que puede ser eliminado. Como consecuencia de todos estos factores se produce muerte celular, acidosis y la muerte debido a shock (choque). Si el animal se recupera del choque inicial, todavía existirá el riesgo de necrosis muscular moderada hasta severa (o la ruptura de fibras) y el daño a los túbulos renales debido a los productos de deshecho de origen muscular. (9)

En los animales afectados se han descrito cuatro síndromes clínicos: el choque de captura, el síndrome atáxico mioglobinúrico, el síndrome de ruptura muscular y el síndrome retardado-sobreagudo. (9)

El choque de captura se observa en los animales recién capturados y en los animales inmovilizados. La muerte se produce entre la primera y la sexta hora después de la captura. Los principales signos clínicos son la depresión, la taquipnea, la taquicardia, la hipotensión y la hipertermia. La patogenia es similar a la de un choque vasogénico-neurológico. Una estimulación simpática prolongada provoca un aumento de la capacidad vascular y una disminución de la presión sanguínea. Se produce una congestión a nivel capilar que da lugar a la disminución del gasto cardíaco, con la consiguiente hipoxia y posible muerte del animal. (9)

El síndrome atáxico mioglobinúrico es probablemente el más frecuente. Se puede observar a partir de varias horas hasta unos cuantos días después de la captura. Los animales presentan ataxia, contracturas musculares en el cuello y mioglobinuria. La supervivencia depende de la gravedad de las lesiones, que se localizan a nivel renal y muscular. En los riñones, la hipoxia debida a la vasoconstricción (provocada por la activación del sistema nervioso simpático y por las catecolaminas) provoca necrosis tubular, la cual se agrava por la acción de la mioglobina. Si la necrosis tubular es grave puede provocar una insuficiencia renal. Las lesiones musculares también son debidas a la hipoxia, que conlleva un metabolismo anaerobio y una acidosis que conducen a la necrosis muscular. Estos animales mueren principalmente de insuficiencia renal, hiperazotemia y acidosis. (9)

El síndrome de ruptura muscular se manifiesta a partir de 24 a 48 horas después de la captura. Los signos clínicos más frecuentes son la flacidez del tercio posterior y la hiperflexión de los tarsos, debida a la rotura uni o bilateral del músculo gastrocnemio. Su patogenia es una continuación del proceso anterior, una vez superados el choque y la hiperazotemia. Las extensas áreas de necrosis muscular hacen que los músculos se rompan cuando deben soportar peso. La mayoría de los animales afectados mueren al cabo de unas semanas. Las principales causas de muerte son los desequilibrios electrolíticos, la acidosis y la toxemia debida a la necrosis masiva de los músculos esqueléticos. (9)

El síndrome retardado-sobreagudo es una forma poco frecuente que aparece en animales que han permanecido en cautividad como mínimo 24 horas. Éstos no muestran ninguna alteración mientras no son molestados, capturados o estresados repentinamente, pero si algo de esto ocurre mueren en pocos minutos. Las causas son una hiperpotasemia y una acidosis debida a una rabdomiolisis inicial que no fue lo suficientemente importante para dar lugar a signos clínicos. Sin embargo, cuando el animal vuelve a estresarse, la epinefrina liberada actúa sobre unas membranas celulares alteradas eléctricamente provocando una fibrilación ventricular y un paro cardíaco. (9)

Los venados fueron transportados a un centro educativo ubicado en la ciudad de Puntarenas. El venado no mostró ningún problema durante la anestesia ni en la recuperación.

### **C. Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina.**

La duración de la práctica en este centro fue de 50 días. Inició el 20 de diciembre de 2005 y culminó el 6 de febrero de 2006.

Este centro está ubicado en el distrito de La Marina del Cantón de San Carlos, Alajuela, Costa Rica, a 8.5Km al noreste de Ciudad Quesada.

El Centro de Rescate La Marina inició en 1957, con la protección de remanentes de bosque en una finca lechera. Después se estableció como un refugio de fauna silvestre maltratada en la zona. Años más tarde se creó el zoológico, con el fin de promover la protección de los animales de vida libre de la región, utilizando únicamente aquéllos que presentaban alguna incapacidad para volver al medio natural. (10)

La misión de este centro es promover la conservación y la educación ambiental en la zona Huetar Norte de Costa Rica. (10)

El objetivo general es conservar, proteger, reintroducir y criar muchas especies silvestres sacadas de su medio natural producto de decomisos, cacería, destrucción de hábitat e ignorancia ciudadana, así como fomentar la protección de especies de flora y fauna de la región.

También tiene como objetivo promover la bioalfabetización entre los pobladores del país y los visitantes. (10)

El Centro de Rescate Jardín Zoo, cuenta con una serie de programas, que se complementan y que en conjunto apoyan a conservar la vida silvestre. Estos programas son los siguientes:

- Zoocría.
- Liberación.
- Rescate.
- Conservación.
- Educación ambiental.

## **1. Casos Clínicos.**

### **Caso No. 1**

- Datos generales.

Especie: *Ateles geoffroyi*.

Nombre común: Mono araña.

Nombre propio: Bebe.

Identificación: Microchip. No.: 080\*560\*529

Sexo: Macho.

Peso: 7Kg aprox.

Edad: 5 años aprox.

- Historia clínica: El 26 de diciembre se observó que “Bebe” presentaba múltiples heridas en el cuerpo, probablemente fueron el resultado de una pelea con el macho dominante del grupo.



Al parecer, el único problema eran las heridas visibles, la pérdida de continuidad de la piel, la herida de mayor tamaño se encontraba en el miembro torácico derecho; el animal estaba activo y con buen apetito.

-Examen físico: Se realizó únicamente una inspección visual completa a distancia del individuo. No se consideró necesaria la contención química ni física en este caso, debido a que las lesiones que presentaba no eran muy severas, aunque algunas heridas se observaron levemente infectadas.

- Tratamiento: Se le administró enrofloxacin (Baytril®) vía oral a una dosis de 15mg/Kg (2 tabletas de 50mg c/u) cada 24 horas por 7 días. La dosis recomendada de enrofloxacin es de 5mg/Kg vía oral o intramuscular cada 24 horas, por lo que la dosis empleada fue muy alta. (11)

- Evolución: El mono estuvo bajo observación durante 10 días, y en ese tiempo no se presentaron agresiones por parte de ninguno de los individuos que conforman el grupo. Al décimo día la mayoría de las heridas habían cicatrizado por completo.

## **Caso No. 2**

- Datos generales.

Especie: *Tayassu peccari*

Nombre común: Chanco cariblanco.

Nombre propio: John.

Identificación: Microchip. No.: 107\*638\*346

Sexo: Macho

Peso: 15Kg aprox.

Edad: 6 meses.

- Historia clínica: El 28 de diciembre la persona que está a cargo de la alimentación de los chancos cariblanco observó a una de las crías "John", con una inflamación severa en el morro. La cría se notaba apática y aislada del grupo

- Examen físico: Se realizó la contención física del animal, previamente aislado del grupo, y se observó que tenía una liga comprimiendo el morro, lo que provocó inflamación y necrosis del tejido.
- Tratamiento: Se retiró la liga y se realizó un lavado con agua oxigenada, clorexhidina y yodo. Este procedimiento se logró conteniendo al animal físicamente empleando una red. Durante los 2 días consecuentes se separó del grupo para tenerlo en observación.
- Evolución: La recuperación fue muy rápida, al cabo de 9 días el animal se encontraba en condiciones muy favorables, rompiendo completamente con el pronóstico inicial.

### **Caso No. 3**

- Datos generales.

Especie: *Python reticulatus*.

Nombre común: Pitón reticulada.

Nombre propio: India.

Tipo de identificación: Ninguno.

Sexo: Macho

Peso: 20Kg

Edad: 7 años aprox.

-Historia clínica: La pitón reticulada fue donada al centro de rescate el 23 de agosto del 2004. Durante los primeros meses se introdujo en una pecera parecida a la que la alojaba antes, pequeña, de 2.4m por 1.7m. Tenía buen apetito, únicamente comía gallinas, estaba activa, parecía que la adaptación del animal había sido muy buena. Al cabo de 4 meses de estar en la pecera, la cambiaron a un exhibidor que habían construido para ella, de 10m de largo por 3m de ancho.

Comió bien durante los primeros 6 meses, pero después no quiso comer más. Se mantuvo en observación.

El 28 de diciembre del 2005 se pesó, se midió y se realizó una inspección completa del animal.

-Examen físico: El peso del animal era de 20Kg, midió 3.75m de longitud (del extremo más craneal de la cabeza al extremo más caudal del cuerpo). En la mucosa de la cavidad oral presentaba múltiples lesiones hiperémicas (véase figura 5), principalmente en el paladar superior y en el vestíbulo derecho (véase figura 6). La ecdisis la realizaba de forma normal; la piel no presentaba ninguna alteración, la coloración y la textura era la adecuada. En el momento del examen físico se encontraba muy inactiva.

-Lista de problemas: 1) anorexia,

2) letargia,

3) estomatitis (véase figura 5 y 6),

.-Lista depurada: 1) estomatitis (1 y 2)

-Diagnósticos diferenciales: 1) Estomatitis de origen bacteriano

2) Estomatitis de origen viral

En la literatura se menciona que la estomatitis infecciosa ulcerativa es una lesión muy común en serpientes mantenidas en cautiverio, aunque también puede observarse en otros reptiles, particularmente saurios y quelónidos. Suele cursar con un incremento en la salivación, anorexia, rechazo al alimento, y se pueden observar inicialmente hemorragias petequiales, erosiones y ulceraciones de la mucosa oral. En casos avanzados de la enfermedad se puede apreciar estomatitis ulcerativa difusa, necrosis de la mucosa oral, depósito de membranas fibrinosas en la mucosa oral, necrosis gingival, osteomielitis del maxilar o mandíbula, y pérdida de piezas dentarias. Si no se instaura un tratamiento la enfermedad progresa finalmente hacia septicemia y muerte del animal. (12)

No suele ser una enfermedad primaria. Suele aparecer en situaciones de estrés generalmente debido a algún problema de manejo: exceso de animales, mantenimiento a bajas temperaturas, traumatismos y nutrición deficiente. Las bacterias generalmente implicadas son bacterias gram negativas como *Aeromonas* spp., *Pseudomonas* spp., *Klebsiella* spp. y *Salmonella* spp., aunque también pueden aislarse bacterias gram positivas como *Staphylococcus* sp. y

*Streptococcus* sp. También se han asociado con la enfermedad en casos puntuales infecciones por micobacterias. (12)

Las dos complicaciones más frecuentes de la enfermedad son los procesos neumónicos y los casos de oftalmítis. La aspiración de los exudados inflamatorios hacia la tráquea es relativamente frecuente dada la localización anatómica de la glotis en estos animales. Por otra parte, las peculiaridades del aparato respiratorio de los reptiles, tales como la ausencia de diafragma con la consiguiente imposibilidad de eliminar estos exudados mediante la tos y el carácter vestigial del pulmón izquierdo en la mayoría de especies (con excepción de los boidos), favorecen el acúmulo de exudados en pulmón y el desarrollo de procesos neumónicos de forma secundaria a los casos de estomatitis infecciosa. De igual modo los microorganismos asociados a estomatitis pueden dirigirse de forma retrógrada a través del conducto de Harder hacia el espacio virtual que existe entre la córnea y la lente o espéculo, originando una oftalmítis que puede ocasionar incluso la pérdida del globo ocular. (12)

Previo al tratamiento se recomienda el cultivo microbiológico para la identificación de los microorganismos implicados en el proceso, así como el correspondiente antibiograma. En este sentido es recomendable no obviar el cultivo en anaerobiosis ya que en ocasiones estas bacterias anaerobias pudieran ser el origen del proceso y los antibióticos que generalmente se usan en medicina de reptiles sólo son efectivos frente a las bacterias aerobias, por otra parte mucho más frecuentemente asociadas con estas patologías. Además de la correspondiente terapia antibiótica se recomiendan los lavados locales con soluciones yodadas diluidas, soluciones de clorhexidina, ácido acético diluido y peróxido de hidrógeno, así como fluidoterapia. (12)

Otro problema que puede ocasionar estomatitis, el cual está mencionado como parte de los diagnósticos diferenciales de este caso clínico, es la estomatitis de origen viral; se trata de una enfermedad secundaria a estrés ambiental por cualquier déficit de temperatura, humedad y problemas de dieta, de inmunosupresión que produce estomatitis. Puede ser secundario a enfermedad metabólica de los huesos, como en el caso de la desmineralización de mandíbula que cierra mal y expone la mucosa. (13)

Los signos incluyen: sialorrea excesiva, disfagia, regurgitación, petequias iniciales, hemorragias, úlceras con depósito de fibrina y pérdida de dientes. Puede presentarse una extensión a otros órganos, incluso en aparato respiratorio. (13)

El diagnóstico está basado en la historia clínica, los signos, a través de la realización de cultivos y aislamientos. Es recomendable también realizar placas radiográficas para descartar otros procesos. (13)

Lamentablemente en este caso no se realizaron análisis de laboratorio, cultivos, ni se tomaron placas radiográficas; de haber llevado a cabo estas indicaciones se hubiera podido obtener un diagnóstico definitivo.

**Figura 5.** Pitón reticulada (*Python reticulatus*) con lesiones hiperémicas en cavidad oral. (Foto tomada el 28/XII/05).



**Figura 6.** Las lesiones hiperémicas mostradas en la figura 5 de una Pitón reticulada (*Python reticulatus*) se encontraban distribuidas en toda la cavidad oral. (Foto tomada el 28/XII/05).



-Tratamiento: Se le administró enrofloxacina a una dosis de 10mg/Kg vía I.M. (200mg totales) cada 48 horas (5), 5 aplicaciones en total. También se le aplicó un antiséptico bucal en spray de uso tópico.

-Evolución: Las lesiones de la mucosa en cavidad oral fueron disminuyendo de tamaño conforme pasaron los días. El día 1 de febrero se realizó la revisión de la pitón y las lesiones ya no eran evidentes. El largo periodo de anorexia continuó, se le estuvo ofreciendo como alimento animales vivos y muertos, pero aun así no comió. Durante toda mi estancia en el centro la pitón permaneció anoréxica.

**Figura 7.** Después de 5 días de estar bajo tratamiento las lesiones no eran evidentes. (Foto tomada el 7/1/06).



#### **Caso No. 4**

-Datos generales.

Especie: *Leopardus wiedii*

Nombre común: Caucel, Tigrillo.

Nombre propio: Roberta

Identificación: Microchip No.: 086\*073\*087

Sexo: Hembra.

Peso: 4.5Kg

Edad: 4 años aprox.

-Historia clínica: El 23 de enero del 2006 se decidió extirparle un nódulo a Roberta que presentaba en el miembro torácico derecho justo en la parte dorsal del cojinete palmar (véase figura 8), El nódulo había aumentado significativamente de tamaño de un mes y medio a la fecha, por lo que se decidió extirparlo para poder enviar una biopsia de este tejido al laboratorio de histopatología.

**Figura 8.** Nódulo en miembro torácico derecho en un caucel (*Leopardus wiedii*) de 4 años de edad. (Foto tomada el 23/1/06).



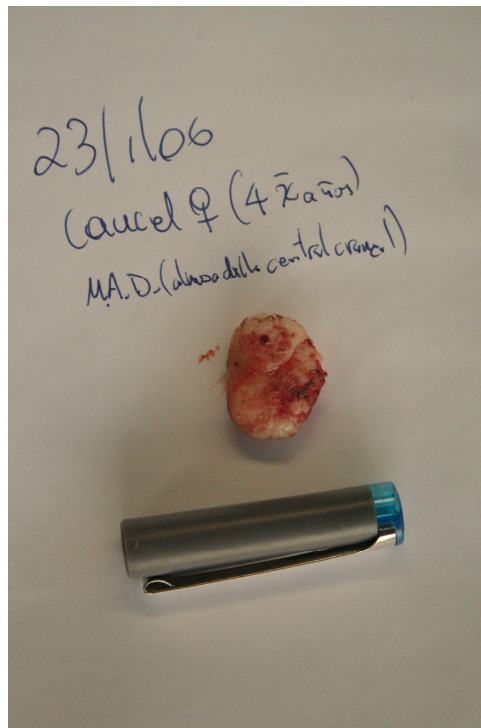
-Examen físico: A distancia se observa en muy buenas condiciones, presenta una condición corporal buena y está muy activa.

-Procedimiento: Se anestesió con xilacina a una dosis de 1mg/Kg I.M. y ketamina 25mg/Kg I.M. En la literatura se menciona que la dosis de la ketamina es de 15mg/Kg cuando se emplea en combinación con la xilacina a una dosis de 1mg/Kg en esta especie (7), por lo que la dosis que se empleó fue elevada, por otra parte el procedimiento quirúrgico era poco invasivo y no requería una inversión de tiempo mayor a 15 minutos. A pesar de estos hechos el caucel (*Leopardus wiedii*) no tuvo ningún problema durante ni después de la anestesia, se mantuvo muy estable.

Se extirpó el nódulo por completo empleando el instrumental básico de cirugía (véase figura 9). Las hemorragias ocasionadas durante el procedimiento se cauterizaron mediante el uso de un cautín.

El nódulo se envió en un recipiente plástico con formol, a un volumen relativo de diez partes de formol por una de tejido, para su análisis en el laboratorio de patología de la Universidad Nacional Autónoma de Costa Rica.

**Figura 9.** Nódulo extirpado del miembro torácico derecho de un caucel (*Leopardus wiedii*). (Foto tomada el 23/1/06).



#### **Caso No. 5**

-Datos generales.

Especie: *Ateles geoffroyis*.

Nombre común: Mono araña.

Nombre propio: Holly

Identificación: Microchip. No. 080\*052\*345



Sexo: Macho.

Peso: 10Kg

Edad: 4 años aprox.

-Historia clínica: El 24 de enero la persona encargada del cuidado de los animales que están alojados en cuarentena observó que Holly presentaba una severa inflamación en la zona periorbital del lado derecho (*véase figura 10*); originada a causa de una pelea. Se le aplicó dexametasona a una dosis de 0.4mg/Kg vía I.M. (4mg totales), se administró mediante un dardo de 3ml. Los siguientes días estuvo en observación y la inflamación continuaba con la misma severidad. El 26 de enero se decidió anestesiarlo para evaluar la situación con mayor precisión.

-Procedimiento: Se anestesió con ketamina a una dosis de 15mg/Kg vía I.M.

Durante la anestesia se realizó un examen físico completo del animal. Como resultado se observó que solo existía inflamación y un hematoma en la piel en el área del arco zigomático (*véase figura 10*), al parecer no presentaba fracturas ni alguna otra lesión.

**Figura 10.** Área inflamada en la zona periorbital derecha de un mono araña (*Ateles geoffroyi*). (Foto tomada el 24/1/06).



-Tratamiento: Se le aplicó nuevamente dexamentasona a una dosis de 0.5mg/Kg vía I.M; a las 48hrs se repitió la aplicación.

-Evolución: El proceso inflamatorio visible culminó al quinto día de la última vez que se le administró el desinflamatorio.

## **2. Medicina preventiva.**

El 19 de enero inició el programa de vacunación y desparasitación de los pecaries de collar (*Pecari tajacu*) del centro de rescate, en el cual existen 16 individuos, separados en 4 diferentes grupos.

Para la realización de este manejo fue necesaria la contención química de los animales. Se anestesiaron con ketamina a una dosis de 8mg/Kg vía I.M. (160mg totales) y xilacina a una dosis de 7mg/Kg vía I.M.(140mg totales). La dosis de xilacina cuando se combina con ketamina es de 10mg/Kg (7); a pesar de esta pequeña pero significativa diferencia en la dosificación los resultados durante y después de la anestesia fueron los esperados, debido a que el procedimiento no fue invasivo

La vacuna para porcinos (Fort-dodge) que se les aplicó los protege contra parvovirus (virus inactivado) y 5 cepas de *Leptospira* (*Leptospira canicola*, *L. grippotyphosa*, *L. hardajo*, *L. pomona* y *L. icterohaemorrhagiae*). Se les administró 2ml por animal vía intramuscular.

Se emplearon ivermectinas para desparasitar a los 16 individuos a una dosis de 0.4 mg por kg vía subcutánea. También se les aplicó 3ml por animal de un complejo vitamínico, cuyo nombre comercial es Hetofar + Vit B12®.

Se realizó, a la par de la vacunación y desparasitación de los pecaries, la toma de medidas morfométricas de éstos (véase cuadro no. 5). Se utilizó una cinta métrica metálica para tomar las medidas. Todas las mediciones fueron realizadas del lado izquierdo de los animales (véase figura 11).

**Cuadro No. 5.** Resultados de las medidas morfométricas obtenidas en 16 ejemplares de pecari de collar (*Pecari tajacu*).

Ejem.	Número de Microchip	S	Peso Kg.	CSI cm.	CII cm.	CSD cm.	CID cm.	LC cm.	CP cm.	AP cm.	LCo cm.	LT cm.	AT cm.	CC
1	No tiene	M	21	2.5	3.5	f 0.5	f 1	29	29	53	104	7	3	Ex
2	066*000*878	M	30	3	4	3	4	32	31	58	101	7	4	Ex
3	084*596*323	M	26	2	4	2	4	27	27	56	101	7	3.5	Ex.
4	086*068*620	M	30	2.5	4.5	2.5	4.5	30	27	54	107	6	4	MB
5	084*585*786	M	20	f 2	f 1.5	f 2	4.5	28	28	53	94	6	3	MB
6	065*858*517	M	22	3	2	3	2	28	28	53	95	7	3	MB
7	084*597*349	M	20	2	3	2	3	28	28	81	53	6	3	B
8	084*597*011	M	21	2	4	2	4	29	29	54	104	7	3	MB
9	107*591*796	M	16	Br	NBr	Br	NBr	28	27	-	-	-	-	MB
10	084*596*109	H	21	2	4	2	4	27	26	52	96	-	-	B
11	080*554*341	H	10	Br	NBr	NBr	NBr	22	22	39	84	-	-	MB
12	080*546*040	H	10	Br	NBr	NBr	Br	22	33	41	-	-	-	MB
13	080*051*109	H	17	2.5	3	-	-	30	29	73	102	-	-	B
14	084*589*051	H	23	2	3	2	3	29	29	53	103	-	-	Ex
15	084*597*585	H	21	2	4	2	4	29	29	53	98	-	-	B
16	084*597*601	H	26	2	3	2	3	29	29	53	104	-	-	MB
17	084*596*323	H	20	2.5	3	2.5	3	28	27	53	90	-	-	MB
Promedios/animales mayores a 19.9 Kg			Peso Kg.	CSI cm.	CII cm.	CSD cm.	CID cm.	LC cm.	CP cm.	AP cm.	LCo cm.			
Machos			23.75	2.43	3.93	2.42	3.71	28.87	28.37	57.75	94.88			
Hembras			22.20	2.50	3.33	2.10	3.40	28.40	28.17	56.16	98.83			

-Ejem.: número de ejemplares  
 -S: Sexo  
 -M: macho  
 -H: hembra  
 -CSI: canino superior izquierdo  
 -CSD: canino superior derecho  
 -CII: canino inferior izquierdo

-CID: canino inferior derecho  
 -f: fracturado (vease figura 12)  
 -Br: brotando  
 -NBr: no ha brotado  
 -LC: longitud de la cabeza  
 -CP: Codo a pezuña  
 -AP: alzada principal

-LCo: Longitud corporal  
 -LT: Longitud del testículo  
 -AT: ancho del testículo  
 -CC: condición corporal  
 -Ex: excelente  
 -MB: muy bien  
 -B: Buena

**Figura 11.** Pecari de collar (*Pecari tajacu*) macho anestesiado. Postrado decúbito lateral izquierdo, con el fin de obtener su zoometría. (Foto tomada el 19/I/06).



**Figura 12.** Pecari de collar (*Pecari tajacu*) hembra con fractura del canino superior e inferior. (Foto tomada el 20/I/06).



### 3. Otros procedimientos.

-El 20 de diciembre se realizó el traslado de 4 pecaries de collar (*Pecari tajacu*), 2 fueron transportados a la Isla de San Lucas con el objetivo de repoblarla, este movimiento fue una petición de parte del MINAE (Ministerio de ambiente y energía). Los otros 2 fueron reubicados de albergue, se cambiaron de la jaula que ocupaban en cuarentena al albergue que alojaba a los 2 individuos recién transportados.

Para la realización de este manejo fue necesaria la contención química de estos cuatro individuos. Estos eran animales adultos, 2 machos y 2 hembras, presentaban una excelente condición corporal y se observaban en buen estado de salud. Se les calculó un peso de 22Kg.

Los fármacos empleados para llevar a cabo la anestesia fueron ketamina a una dosis de 8mg por Kg de peso vivo (200mg totales por animal) y xilacina a una dosis de 7mg/Kg (20mg totales por animal).

Se empleó un dardo de 3ml por animal, cargado con dichos fármacos proyectados a través de una cerbatana para poder administrarlos.

Como parte del manejo preventivo se les aplicó ivermectinas a una dosis de 0.4mg/Kg vía subcutánea y un complejo vitamínico (Vicon 500®), 3ml/animal.

-El 23 de diciembre se realizó la contención química de 3 monos araña (*Ateles geoffroyi*) machos con el objetivo de implantarles un microchip (véase figura 13) como método de identificación (véase cuadro 6).

**Figura 13.** Colocación de un microchip en la zona interescapular de un mono araña (*Ateles geoffroyi*). (Foto tomada el 23/XII/05).



Los 3 monos araña eran machos adultos con muy buena condición corporal y se observaban bastante saludables.

El anestésico que se empleó fue ketamina a una dosis de 15mg/kg I.M. (120mg totales). Durante la anestesia se pesaron a los animales, se les implantó el microchip, se les administró Hetofar + Vitamina B12®, 2.5ml por animal vía I.M., se les aplicó la vacuna de rabia de virus muerto (Merial®) y se tomaron muestras sanguíneas (de la vena femoral) para la realización del hemograma (véase figuras 14 y 15).

Es importante realizar manejos de esta índole en todo lugar donde se cuente con una colección de fauna silvestre; empezando por tener a todos los animales perfectamente identificados (véase cuadro 6), lo anterior por cuestiones legales y para que los registros

mantengan cierto orden. Con esto también se pueden mejorar significativamente los programas de medicina preventiva y los manejos en general de todos los ejemplares.

**Cuadro No. 6.** Datos generales de identificación y peso de tres monos araña (*Ateles geoffroyi*) en el Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina.

<b>Nombre propio</b>	<b>Especie</b>	<b>Peso</b>	<b>No. de microchip</b>	<b>Sexo</b>
Holly	<i>Ateles geoffroyi</i>	10Kg	084*594*315	Macho
Malcriado	<i>Ateles geoffroyi</i>	7Kg	080*564*352	Macho
Kolo	<i>Ateles geoffroyi</i>	7Kg	080*052*345	Macho

**Figuras 14 y 15.** Toma de muestras sanguíneas de la vena femoral en un mono araña (*Ateles geoffroyi*). (Fotos tomadas el 23/1/06).



-El 26 de diciembre se capturó un pecari de collar (*Pecari tajacu*) de vida libre que tenía dos meses aproximadamente de deambular por el centro de rescate en busca de comida. Tuvo que ser capturado debido a que cada vez se acercaba más al público y al personal del lugar, por lo que para evitar algún accidente, el veterinario decidió que tenía que ser capturado y en un futuro cercano regresarlo a su hábitat, pero lejos de las zonas conurbanas.

El pecari de collar (*Pecari tajacu*) era una hembra juvenil y se observaba en buen estado de salud.

Se anestesió con ketamina a una dosis de 8mg/Kg vía I.M. (160mg totales) y xilacina a una dosis de 7mg/Kg vía I.M. (140mg totales). Ambos se cargaron en un dardo de 3ml y se le administró al animal en el muslo del miembro pelviano derecho.

Durante la anestesia, se realizó una inspección completa del animal, se le aplicó un complemento vitamínico llamado Hetofar + Vitamina B12®, 4ml totales y se le administró ivermectinas a una dosis de 0.4mg/Kg vía subcutánea. También se le implantó un microchip (080\*051\*109) y se pesó. Su peso fue de 19Kg. Se colocó en un albergue ubicado en el área de cuarentena.

-Del 23 a 29 de enero del 2006 se llevó a cabo un estudio hematológico en 5 ejemplares de dantas (*Tapirus bairdii*), así como la realización las tomas morfométricas de estos animales, incluyendo a la cría, "Romeo". Se obtuvieron los resultados comparativos del hemograma, la química sanguínea y las observaciones de los frotis sanguíneos obtenidos de estos individuos. El informe se integró en este trabajo (*ver Trabajo Final a continuación*).

El estudio hematológico de las dantas se realizó con la finalidad de obtener los parámetros de normalidad de los analitos contemplados en el hemograma y la química sanguínea de esta especie, *Tapirus bairdii*, en condiciones de cautiverio.

#### **D. Comentarios sobre el programa de Trabajo Profesional en Costa Rica.**

Pienso que la elección del programa de Trabajo Profesional en el extranjero como opción para titulación fue una magnífica decisión, debido a que es una forma de confrontarse con la realidad en la profesión de Médico Veterinario, particularmente en mi situación en medicina y manejo de fauna silvestre. Es una forma de poner en práctica todo el conocimiento teórico que obtenemos a lo largo de la carrera.

En mi caso, decidí realizar este programa en Costa Rica, debido a que el país presenta una amplia diversidad biológica, además de una gran densidad de especies por km<sup>2</sup>. También debido a que es un país donde existe una conciencia ecológica muy importante por parte de la población.

Al estar trabajando en los centros de rescate, reafirmé el gran interés que tengo por colaborar en lo más posible para la protección y la conservación de la fauna silvestre y en términos muy generales del medio ambiente. También me despertaron grandes inquietudes de toda índole respecto a las especies con las que estuve trabajando, las cuales pienso resolver en un futuro próximo a través de la investigación y la experiencia que vaya adquiriendo a lo largo de mi vida profesional.

En conclusión, puedo decir que el programa de Trabajo Profesional en Costa Rica fue un éxito para mí, me abrió las puertas al maravilloso mundo de la medicina en fauna silvestre; todas las experiencias adquiridas y las situaciones vividas me sirvieron de motivación para seguir preparándome y amando a mi profesión.



## **E. Bibliografía:**

- 1) Instituto Nacional de Biodiversidad [homepage on the internet]. Santo Domingo de Heredia, Costa Rica: Biodiversidad en Costa Rica [actualizada el 2 de mayo de 2006]. Biodiversidad en Costa Rica; disponible en: [http://www.inbio.eas.ualberta.ca/es/biod/bio\\_biodiver.htm](http://www.inbio.eas.ualberta.ca/es/biod/bio_biodiver.htm)
- 2) Instituto Nacional de Biodiversidad [homepage on the internet]. Santo Domingo de Heredia, Costa Rica: Biodiversidad en Costa Rica [actualizada el 2 de mayo de 2006]. Información sobre el MINAE y el SINAC; disponible en: [http://www.inbio.ac.cr/es/biod/Minae\\_Sinac.html](http://www.inbio.ac.cr/es/biod/Minae_Sinac.html)
- 3) Obando V. Biodiversidad en Costa Rica. 1° edición. Santo Domingo de Heredia, Costa Rica: Instituto Nacional de Biodiversidad (INBio), 2002.
- 4) Amigos de las Aves [homepage on the internet]. Alajuela, Costa Rica [consultada el 15 de julio de 2006] Quienes somos; disponible en: <http://www.hatchedtoflyfree.org/homepagesp.html>
- 5) Antinoff N. Psitácidos. En: Carpenter JW, editor. *Exotic Animal Formulary*. 3ª ed. Philadelphia: Saunders, 2005.
- 6) Centro de Rescate Monkey Park [homepage on the internet]. Portegolpe, provincial de Guanacaste, Costa Rica. [Consultada el 15 de julio de 2006]; disponible en: <http://asvoccr.org/leer.php/7>
- 7) Kreeger TK, Arnemo JM, Raath JP. Handbook of wildlife chemical immobilization. International edition. Colorado, E.U.: Wildlife Pharmaceuticals incorporated, 2002.
- 8) DeNardo D. Reproductive Biology. En: Mader DR. *Reptile Medicine and Surgery*. Philadelphia: Saunders, 1996: 217.
- 9) Montane J, Marco I, López J. Captura y manejo postcaptura del corzo (*Capreolus capreolus*); *Med Vet* 2001; vol. 18 (2): 341-351. [Consultada el 14 de enero de 2007]; disponible en: <http://www.pulso.com/medvet/Protegido/numero2-01/pdf/Captura.pdf>
- 10) Centro de Rescate Jardín Zoo la Marina. Boletín informativo. Tríptico de Jardín Zoo La Marina, 2003.

**11)** Valverde CR. Primates. En: Carpenter JW, editor. *Exotic Animal Formulary*. 3<sup>a</sup> ed. Philadelphia: Saunders, 2005.

**12)** Serpientes [homepage on the internet]. Estomatitis infecciosa ulcerativa [consultada el 3 de julio de 2006]; disponible en: <http://personales.com/venezuela/barquisimeto/laserpientes2003/me.htm>

**13)** e-Vetrinario © [homepage on the internet]. España: enfermedades de los reptiles [actualizado el 21 de abril de 2006]. Enfermedad metabólica ósea; disponible en: <http://canal-h.net/webs/sgonzalez002/Exoticos/ENFREPTIL.htm>

**14)** Diethelm G. Reptiles. En: Carpenter JW, editor. *Exotic Animal Formulary*. 3<sup>a</sup> ed. Philadelphia: Saunders, 2005.

**IV. Trabajo Final: Medidas morfométricas, bioquímica sanguínea y algunos aspectos hematológicos de 5 ejemplares de dantas (*Tapirus bairdii*) pertenecientes a la colección del Centro de Rescate Jardín Zoo, La Marina, Costa Rica.**

**A. INTRODUCCIÓN.**

Las familias Tapiridae, Equidae y Rhinocerotidae pertenecen al orden Perissodactyla (ungulados de dedos impares); se distinguen de los Artiodactyla por la morfología de sus dedos y el sistema digestivo. La familia tapiridae está compuesta por solo cuatro especies que están presentes dentro del género *Tapirus* (véase cuadro 1-A). Tres de estas especies existen en el nuevo mundo (*Tapirus terrestris*, *Tapirus bairdii* y *Tapirus pinchaque*) y una en el viejo mundo (*Tapirus indicus*) (véase cuadro 2-A). Evidencias fósiles muestran que los tapires han sobrevivido sin cambios aparentes a través de su historia evolutiva por 20 millones de años y que se encontraban dispersos básicamente por el hemisferio norte. La estabilidad evolutiva de los tapires es un tributo a sus notables adaptaciones a su nicho ecológico, el cual es el denso bosque lluvioso. (1, 2)

La relación filogenética que existe entre las cuatro especies de tapires es incierta. Los análisis filogenéticos con el ADN mitocondrial sugiere que existen 3 diferentes linajes (Sudamericana, centroamericana y asiática) que divergen de un ancestro en común. (2)

Las cuatro especies de tapires se encuentran amenazadas principalmente a causa de la destrucción de su hábitat y a la cacería. Los tapires juegan un importante rol en la estabilidad de su ecosistema, quizá el más importante sea el de la ingestión y dispersión de semillas de plantas. Todas las especies de tapir se encuentran dentro del listado de CITES apéndice I, excepto el tapir de montaña (*Tapirus pinchaque*) que se encuentra dentro del apéndice II. (2, 3)

La anatomía interna de los tapires es análoga a la de los caballos domésticos y a la de los otros perisodáctilos. La fórmula dentaria de los tapires es  $2 \times (I-3/3, C-1/1, P-4/3, M-3/3)$  para un total de 42. El tercer incisivo superior es largo y más grande que los demás, está separado de los caninos por un estrecho diastema. Los tapires son fermentadores post-gástricos, presentan un estómago relativamente pequeño y un colon y ciego largos. La porción escamosa del estómago es

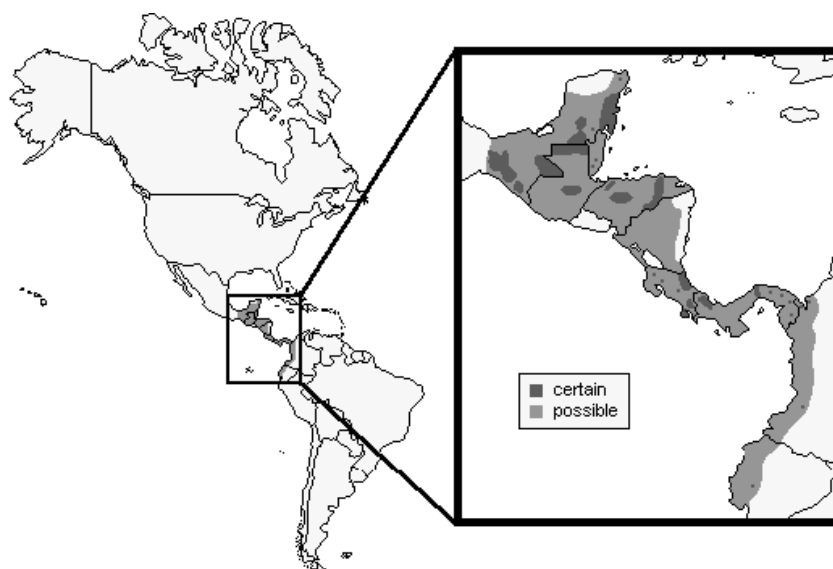
pequeña y está localizada en la porción del cardiacas. Los tapires carecen de vesícula biliar. Las bolsas gútricas de los tapires son muy similares a las de los caballos y están ubicadas en la región faríngea, lateral a los huesos del hioides. Los riñones no son lobulados, al igual que los de los caballos. La corteza renal, al igual que en otros ungulados asociados al agua, ocupa cerca del 80% de la masa renal en el adulto. La pleura visceral y parietal es gruesa y prominente, únicamente en el tapir malayo (*Tapirus indicus*) se presenta un tejido conectivo fibroso entre los pulmones y la pared de la caja torácica (como sucede en los elefantes). (2)

Los tapires son plantígrados (el animal camina sobre los huesos del carpo, metacarpos y falanges, lo que los distingue de los digitígrados). Presentan 4 falanges con sus respectivas uñas en miembros torácicos y 3 en miembros pélvicos. Los dedos están perfectamente separados entre sí. (2)

Una de las más notables e interesantes características de los tapires es su amplia y larga probóscide que actúa como órgano prensil y táctil, es móvil y musculosa. La probóscide carece de un soporte osteocartilaginoso, está constituido por tejido conectivo y músculos. (2)

La distribución geográfica que presentan las dantas (*Tapirus bairdii*) va del norte y centro al sur de América; del sur de México a Panamá; del oeste de los andes en Colombia al Golfo de Guayaquil, Ecuador (véase figura 1-A). (3)

**Figura 1-A.** Distribución potencial del tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*). (4)



El hábitat del Tapir centroamericano consiste en regiones húmedas muy arboladas y/o herbosas cerca de zonas pantanosas, a las orillas de ríos y lagunas. Son animales nocturnos. (3)

Con el objetivo de estudiar y mantener la salud de la fauna silvestre, es fundamental el diagnóstico de enfermedades a través de diversas pruebas de laboratorio; la aplicación más común de los estudios hematológicos, es el monitorear la salud general de un animal y evaluar su capacidad general para transportar oxígeno y defenderse contra los agentes infecciosos; a demás el médico veterinario utiliza también los análisis hematológicos como herramientas que, combinadas con el historial, la exploración física y otros resultados de laboratorio, ayudan a elaborar un diagnóstico con el objetivo de determinar el tratamiento a seguir. (5)

La sangre circula por corazón, arterias, capilares y venas llevando nutrientes y oxígeno a los tejidos corporales y retirando metabolitos y otros elementos. Está formada por un líquido amarillo rico en proteínas, el plasma, y elementos celulares, eritrocitos, leucocitos y plaquetas. Tiene una viscosidad y presión osmótica elevadas, y coagula al exponerse al aire. Tiene un papel esencial en el mantenimiento del equilibrio de líquidos. En una emergencia las células sanguíneas y los anticuerpos que se encuentran en la sangre son llevados al punto de infección y en su caso las sustancias de la coagulación son transportadas al lugar donde se detecta una solución de continuidad de vasos sanguíneos. La sangre distribuye las hormonas de las glándulas endocrinas hacia los órganos en los que actúan. Además ayuda en la regulación de la temperatura corporal al llevar el exceso de calor del interior del cuerpo a las capas superficiales de la piel, donde se disipa el calor en el aire que le rodea. (6)

**Cuadro No. 1-A.** Clasificación taxonómica de los tapires. (7)

<b>Categoría</b>	<b>Taxa</b>	<b>Descripción</b>
Reino	Animalia	Animales: Sistemas multicelulares que se nutren por ingestión.
Subreino	Eumetazoa	Animales con cuerpo integrado por dos o más lados simétricos.
Rama	Bilateria	Cuerpo con simetría bilateral con respecto al plano sagital.
Filo	Chordata	Cordados: Animales con médula espinal, o cordón nervioso.
Subfilo	Vertebrata	Vertebrados: Cordados con columna vertebral.
Superclase	Gnathostoma	Vertebrados con mandíbulas.
Clase	Mamalia	Mamíferos: Poseen pelos en la piel.
Orden	Perissodactyla	Mamíferos con pezuñas impares
Familia	Tapiridae	Tapires
Género	<i>Tapirus</i>	
Especies	<i>bairdii, pinchaque, terrestris e indicus</i>	

**Cuadro No. 2-A.** Información biológica de los tapires, Familia Tapiridae. (2)

<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>	<b>Peso (Adultos Kg)</b>	<b>Distribución geográfica</b>	<b>Cariotip 2n</b>	<b>Identificación</b>
<i>Tapirus terrestris</i>	Tapir Sudamericano	250 – 300	Cuenca del amazonas y países del norte de Sudamérica hasta el norte de Argentina	80	Sombrado de color café con prominente cresta sagital
<i>Tapirus bairdii</i>	Danta Tzimin Tapir Centroamericano	150 - 300	Del sur de México hasta el noroeste de Colombia y Venezuela	80	Café oscuro con los pómulos castaños
<i>Tapirus indicus</i>	Malayo Tapir Asiático	200 – 375	Sur de Birmania, Península Malaya, Sumatra, Tailandia	52	Negro con un manto blanco de la mitad del tórax hacia la parte más caudal
<i>Tapirus pinchaque</i>	Tapir de Montaña	225 – 250	Montañas de los andes de Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú	76	De café oscuro a negro con pelaje cresp y grueso. Labios notablemente delineados de blanco

## **B. JUSTIFICACIÓN.**

En la actualidad existe poca información referente a aspectos médicos en los tapires. Debido a que las cuatro especies de tapires se encuentran amenazadas o en peligro de extinción, es importante canalizar los esfuerzos para su protección y conservación futura, lo cual puede ser apoyado mediante la investigación permanente en diversas áreas, tales como la medicina veterinaria y biología, además de trabajar con las comunidades involucradas, e integrar todo el conocimiento para un bien común.

Cuando se cuenta con pocos ejemplares de una sola especie, los valores hematológicos y bioquímicos en un animal sanos necesitan describirse para poder integrar, en conjunto con los valores de otros ejemplares sanos, los valores de referencia y poder utilizarlos para un diagnóstico certero en los animales enfermos y de esta forma contribuir a su desarrollo y conservación en condiciones adecuadas.

Este estudio realizado con 5 ejemplares de danta (*Tapirus bairdii*) en aparente buen estado de salud que forman parte de la colección del Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina, ubicado en Costa Rica pretende aportar valores sanguíneos que en un futuro puedan servir de referencia para otros ejemplares de la especie que se encuentren en cautiverio. Además, que estos datos sean la base para futuras investigaciones en el área, tales como el análisis y comparación de los valores obtenidos en cautiverio con valores que se obtengan en vida silvestre, o simplemente para monitorear el estado general de salud de los ejemplares de este Centro de Rescate a lo largo de todo el año; para finalmente concluir en un estudio recapitulativo de toda la información obtenida y de esta forma poder elaborar conclusiones que tengan un beneficio para la ardua tarea de la conservación de esta especie.

Es importante mencionar que la sangre es un material de diagnóstico muy útil y fácil de obtener sobretodo cuando se cuenta con ejemplares que mediante el entrenamiento por condicionamiento operante permiten la obtención de muestras de sangre con el menor manejo, lo que implica una reducción en el estrés asociado a la cuestión física sobretodo, lo que a su vez reduce alteraciones en los valores sanguíneos; sin embargo en este estudio se tuvo la oportunidad de emplear la contención química para el manejo de los ejemplares y la obtención de las muestras.



Los patógenos y parásitos en la sangre pueden ser identificados en frotis de sangre. Un conteo completo y diferencial de células sanguíneas junto con un análisis del plasma, pueden detectar un problema y ayudar en la identificación del tipo de lesión que ha ocurrido.

### **C. OBJETIVO GENERAL.**

Apoyar la protección y conservación de Dantas (*Tapirus bairdii*) a través de la investigación mediante estudios bioquímicos y hematológicos de ejemplares cautivos de esta especie.

### **D. OBJETIVOS PARTICULARES.**

- 1.- Obtener las medidas morfométricas de ejemplares dantos (*Tapirus bairdii*) en cautiverio.
- 2.- Obtener parámetros de normalidad de los analitos contemplados en la bioquímica sanguínea y el hemograma de dantas (*Tapirus bairdii*) en cautiverio, a partir de los datos obtenidos en el estudio bioquímico realizado a 5 ejemplares en aparente buen estado de salud, pertenecientes a la colección del Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina.
- 3.- Realizar un estudio hematológico con base en la realización de frotis sanguíneos a 5 ejemplares de danta (*Tapirus bairdii*) en cautiverio en aparente buen estado de salud, pertenecientes a la colección del Centro de Rescate Jardín Zoo La Marina.

### **E. MATERIAL Y MÉTODOS.**

#### **1.- Sujetos de estudio.**

Las dantas (*Tapirus bairdii*) que se emplearon en el muestreo sanguíneo fueron dos hembras y tres machos (véase cuadro 3-A), solo para el estudio morfométrico se incluyó a la cría llamada Romeo. Estos ejemplares se encuentran distribuidos en 4 diferentes albergues, Juanso, Alba y Romeo comparten uno, los otros 3 ejemplares se encuentran en exhibidores separados.

Kana de cinco años cuatro meses y Alba de tres años un mes son hembras adultas, están identificadas con el número de microchip 080\*501\*804 y 065\*281\*005 respectivamente. En el

momento del estudio “Alba” se encontraba en el sexto mes de lactancia. Juanso, Toño y Oscar son machos adultos identificados con el número de microchip 065\*522\*857 y 065\*319\*857 respectivamente, Oscar no tiene microchip. De estos tres machos Juanso, de seis años nueve meses de edad, fue el único que nació en cautiverio; Oscar y Toño fueron decomisados por el MINAE; provenían de vida libre. Toño ingresó a este centro de rescate el 14 de diciembre de 1994 y Oscar el 20 de noviembre de 1990, los dos ejemplares entraron al centro siendo animales juveniles.

**Cuadro No. 3-A.** Identificación de los ejemplares y fechas en las que se muestrearon.

<b>Nombre propio</b>	<b>Número de microchip</b>	<b>Edades</b>	<b>Fecha de muestreo</b>
Kana	080*501*804	5 años 4 meses	23 de enero del 2006
Alba	065*281*005	3 años 1 mes	24 de enero del 2006
Juanso	065*522*857	6 años 9 meses	24 de enero del 2006
Toño	065*319*857	Adulto	24 de enero del 2006
Oscar	No tiene	Adulto	29 de enero del 2006

## **2.- Material.**

El material y anestésicos utilizados por animal para llevar a cabo la sedación de las dantas fue el siguiente: detomidina al 1%, ketamina al 10% y xilacina al 2%, este último fármaco se empleó únicamente en el caso de la danta llamada Kana (No. de microchip 080\*512\*804) jeringas de 3ml, dardos de 3ml y una cerbatana. Para la obtención de la muestra sanguínea y el frotis sanguíneo se empleó por animal 1 jeringa de 10ml, 1 aguja de 18C, en el caso de las dantas Kana (No. de microchip 080\*512\*804) y Juanso (No. de microchip 065\*522\*857) se empleó 1 mariposa

Scaip Vein Set® 21G x 3/4 y 2 tubos Vacutainer®, 1 sin anticoagulante y el otro con EDTA, 2 laminillas y torundas con alcohol metílico.

La zoometría de estos ejemplares se obtuvo empleando una cinta métrica metálica modificada. Esta cinta métrica se modificó mediante la instauración de dos ejes transversales respecto a la cinta de 30cm de largo por 10cm de ancho elaborados con cartón. La modificación tuvo como objetivo cumplir la función de un vernier de gran tamaño, adecuado para las dimensiones de estos animales, para que existiera mayor exactitud en las mediciones (*véase figura 3-A*).

### **3.- Manejo de las dantas.**

Los 4 albergues en donde se localizan los ejemplares de danta presentan características muy similares, cuentan con un estanque artificial, áreas de asoleaderos y exuberante maleza. El único albergue que cuenta con casa de noche es el de Toño (No. de microchip 065\*319\*857), esto facilitó enormemente el manejo del ejemplar. En el caso de las otras Dantas el manejo se tuvo que realizar en el exhibidor, lo cual lo dificultó bastante, debido a que el exhibidor es de gran tamaño; los riesgos incrementaron de la misma forma, debido a que los animales tenían libre acceso al estanque y este era imposible de vaciar. Cuando ellos están alarmados, corren hacia la fuente de agua más cercana, se hunden y nadan debajo de la superficie, por lo que una vez que se aplicaba el anestésico mediante el dardo, era necesario delimitar su área de desplazamiento, esto se logró formando una “barrera humana”. Dos de los empleados del centro se situaron en puntos estratégicos de tal forma que cuando el fármaco era administrado el animal fuera ahuyentado lejos del estanque.

Veinticuatro horas antes de la sedación se les retiró el alimento para evitar complicaciones durante la intervención por una posible dilatación gástrica o regurgitación que causara una broncoaspiración, aunque ellos tienen acceso disponible a la vegetación presente en su exhibidor, la cual cubre parte importante de su dieta; esta es otra razón por la cual deben de contar con una manga de manejo o una casa de noche, para que los animales puedan ser aislados por completo.

El manejo de las 6 dantas y la obtención de muestras sanguíneas de 5 de estas (exceptuando a la cría, "Romeo") se efectuaron a las 6:00 AM con la finalidad de evitar un choque térmico en estos animales, debido a que la temperatura en esa región se eleva hasta 29 grados centígrados durante el día en enero, mes en el que se realizó este manejo.

#### **a) Contención química.**

Los fármacos que se utilizaron para lograr la sedación fueron ketamina, detomidina y xilacina, estos fármacos son considerados como drogas alternativas para lograr la contención química de esta especie, (2) en la literatura se menciona que los anestésicos recomendados en esta especie son el butorphanol a una dosis de 0.2mg/Kg en combinación con la xilacina a una dosis de 0.4mg/Kg. (8) No se utilizó el butorphanol debido a que es ilegal en este país, por lo que el protocolo de anestesia tuvo que adecuarse a la situación. La forma en la que estos fármacos se emplearon está directamente relacionada con el temperamento del animal. Para la obtención de las muestras sanguíneas de estos ejemplares no fue necesario anestesiarnos por completo, por lo que solo fueron sedados.

Los anestésicos fueron administrados en los animales a través de dardos proyectados por una cerbatana (*véase figura 2-A*).

A Kana se le calculó un peso de 230Kg y se le administraron 600mg totales de ketamina al 10% y 200mg totales de xilacina al 2%. En el caso de "Alba" se le aplicó también 600mg totales de ketamina al 10% y 10mg totales de detomidina al 1%, se le calculó un peso de 220Kg. Juanso fue sedado con 300mg totales de ketamina al 10% y 10mg totales de detomidina al 1%; el peso aproximado de este animal fue de 250Kg. A Toño solo se le administró 10mg totales de detomidina al 1%, debido a que es un animal muy tranquilo y está acostumbrado ciertos manejos clínicos, como son la realización del examen físico general, incluyendo la revisión de la cavidad oral y la aplicación de fármacos vía intramuscular. El peso calculado de este ejemplar fue de 240Kg. A Oscar se le administró 550mg totales de ketamina al 10% y 10mg totales de detomidina al 1%. A este ejemplar se le calculó un peso de 290Kg.

**Figura 2-A.** Aplicación de fármacos anestésicos por medio de dardos proyectados a través de una cerbatana en una danta (*Tapirus bairdii*). (Foto tomada el 23/1/06).

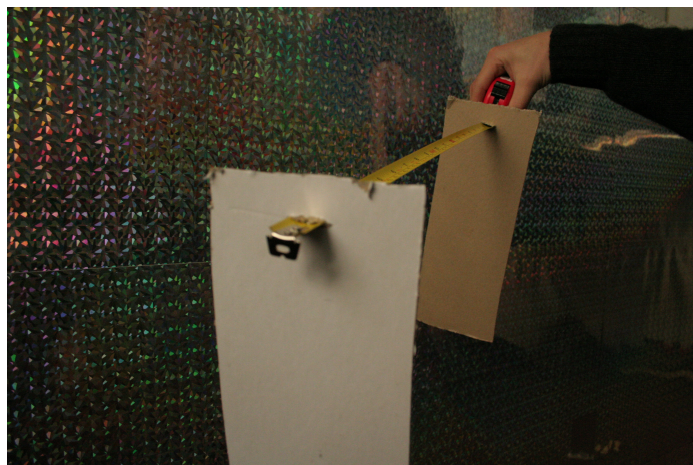


**b) Toma de medidas morfométricas (zoometría).**

Con la finalidad de obtener la mayor cantidad de información posible en este trabajo respecto a esta especie, se obtuvo la zoometría de los cinco ejemplares incluidos en el estudio más la cría Romeo, hijo de Juanso y Alba (véase cuadro 4-A). Todas las medidas se realizaron del lado izquierdo del animal (véase figura 4-A).

Se empleó la cinta métrica metálica modificada para realizar las mediciones (véase figura 2-A)

**Figura 3-A.** Cinta métrica metálica modificada que se empleó para realizar las mediciones.



**Figura 4-A.** Medición de la longitud total de una danta (*Tapirus bairdii*). (Foto tomada el 26/1/06).



#### **4.- Toma de muestras sanguíneas y realización de frotis.**

##### **a) Procedimiento y sitios de extracción.**

Cuatro de las cinco muestras sanguíneas se obtuvieron de la vena femoral en su porción distal (véase figura 5-A). En el caso de Kana se obtuvo por la vena auricular (véase figura 6-A).

La desinfección del área de punción se realizó limpiando con una torunda impregnada con alcohol en el sitio anatómico de la obtención de la muestra.

**Figura 5-A.** Toma de muestra sanguínea a través de la vena femoral de un tapir (*Tapirus Bairdii*). (Foto tomada el 24/1/06).



**Figura 6-A.** Toma de muestra sanguínea a través de la vena auricular de un tapir (*Tapirus bairdii*). (Foto tomada el 24/1/06).



**b) Toma de la muestra.**

Después de ubicar el sitio anatómico, se introdujo casi la totalidad de la aguja de la jeringa en un ángulo aproximado de 45° con respecto a la piel (la profundidad de la inserción depende del estado de la musculatura, hidratación), posteriormente se retrajo el émbolo de forma lenta, firme y constante. En el caso de Juanso y Kana, en los que se utilizó las mariposas Scaip Vein Set® se introdujo la aguja en su totalidad en la vena, en cuanto la sangre comenzó a pasar por la sonda se conectó a la jeringa de 10ml, a la cual se le había quitado previamente la aguja.

Después de haber extraído la aguja, la sangre se introdujo en los tubos Vacutainer®, una parte del volumen total en el tubo sin anticoagulante y otra en los tubos con EDTA, los tubos fueron llenados hasta donde la marca indicaba, con la finalidad de que se respetara la proporción entre el volumen de la muestra y el del anticoagulante (véase figura 5-A), de esta forma se evitaron cambios significativos en los resultados del estudio hematológico. Las muestras fueron

almacenadas de forma temporal en los tubos vacutainer; el volumen aproximado de cada muestra fue de 6-7 ml.

**Figura 7-A.** A la izquierda se muestran 2 tubos Vacutainer® con EDTA y a la derecha uno sin anticoagulante. (Foto tomada el 29/1/06).



\*Nótese que el tubo de en medio no se llenó de forma correcta, la muestra es menor de lo que se indica; de haberse empleado esa muestra los resultados presentarían cierto margen de error.

### **c) Realización del frotis sanguíneo.**

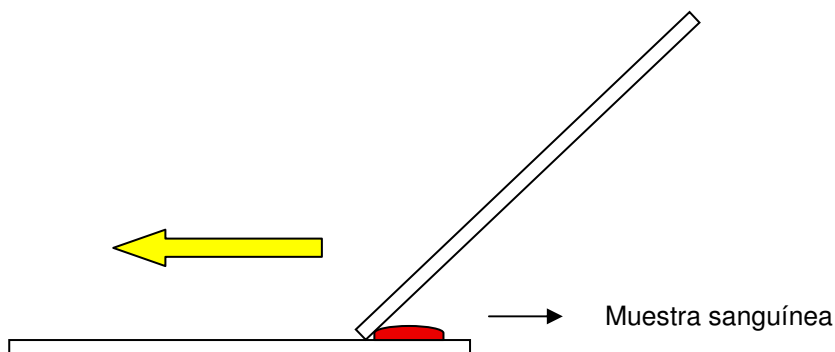
Se colocó el portaobjetos limpio sobre la rodilla y en otras ocasiones sobre la palma de la mano. Sobre este portaobjetos, se depositó una gota de sangre de la obtenida previamente a partir de cada ejemplar, por medio de un tubo capilar. (9)

La gota se colocó cerca de uno de los extremos del portaobjetos y se utilizó otro portaobjetos como difusor de la gota en forma vertical. (9)

Se arrastró entonces hasta que tocó la gota, momento en el cual la sangre comenzó a extenderse entre ambos portaobjetos. Cuando la sangre extendió sobre, aproximadamente  $\frac{3}{4}$  de superficie del primer portaobjetos, se movió el difusor con un movimiento rápido en la dirección opuesta, por lo que la gota de sangre se fue extendiendo detrás de él en el ángulo formado por ambos portaobjetos (véase figura 6-A). (9)



**Figura 8-A.** Metodología de la realización de un frotis sanguíneo.



Finalmente los frotis se guardaron en sobres de papel previamente identificados para su posterior transportación al laboratorio de Patología clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de Costa Rica.

#### **5.- Separación del suero.**

Se centrifugó la muestra contenida en los tubos vacutainer sin anticoagulante a las dos horas de haber sido colectadas, con la finalidad de evitar que la muestra se hemolizara y para lograr obtener la mayor cantidad de suero posible. Se centrifugó por 10 minutos a 5000 r.p.m.

El volumen total resultante fue depositado a otro tubo estéril (previamente identificado) con pipetas Pasteur, todo en presencia de un mechero para evitar la contaminación de las muestras.

#### **6.- Almacenaje temporal y transportación.**

Las muestras, tanto el suero como el plasma, se mantuvieron contenidas en los tubos vacutainer dentro de una hielera con refrigerantes durante un periodo de 4 horas aproximadamente, esto debido a que las pruebas se efectuaron en el laboratorio de Patología clínica de la Universidad Nacional Autónoma de Costa Rica, la cual se encuentra en la ciudad de Heredia a 2 hrs. 40 min. del pueblo La Marina, San Carlos, lugar donde se encuentra el Centro de Rescate.

## **7.- Procesamiento en el Laboratorio de Patología Clínica de la Universidad Nacional de Costa Rica.**

El hematocrito se realizó por medio del método de microhematocrito utilizando la centrífuga de microhematocrito (Damon, EC, Division, IEC MB centrifuge Microhematocrit), y para la lectura final se empleó el lector de microhematocrito (Damon/IEC. Division IEC). (10, 11)

La hemoglobina se cuantificó por medio del método de la cianometahemoglobina, el reactivo utilizado fue el de Drabkin (cianuro de potasio y ferricianuro de potasio), las lecturas se realizaron en el espectrofotómetro de marca Coleman junior II. Modelo 6/20. (16, 17) El CHCM se obtuvo por la formula siguiente: Hemoglobina / Hematocrito x 100.

Cómputo de leucocitos: el método manual con la cámara de Neubauer. Se utiliza reactivo de Turk (solución diluyente de ácido acético y azul de metileno).

Diferencial leucocitario frotis de sangre teñidos con el colorante según tinción de May Grunwald-Giemsa. (11)

Las determinaciones de bioquímica se cuantificaron por medio de métodos colorimétricos y cinéticos en forma semiautomática; el equipo utilizado es un colorímetro MICRO LAB-200, los reactivos son de la casa Wiener, Rosario, Argentina. (10)

Fibrinógeno por medio de método de Millar, utilizando tubos de microhematocrito a temperatura de 56 C°. (11)

Los frotis sanguíneos fueron analizados en el microscopio con la finalidad de buscar hemoparásitos y para realizar el conteo celular del hemograma.

## **F. RESULTADOS.**

En el caso de los resultados morfométricos se tomaron en cuenta las medidas obtenidas en los seis ejemplares de danta (*Tapirus bairdii*) presentes en el Centro de Rescate, pero para obtener la media comparativa solo se contemplaron las hembras y los machos adultos con la finalidad de no sesgar estos datos. Por otra parte se separó la media obtenida por género con el objetivo de obtener información representativa.

**Cuadro No. 4-A.** Medidas morfométricas en 4 machos y 3 hembras de tapir (*Tapirus bairdii*).

<b>Nombre:</b>	<b>Oscar Macho</b>	<b>Toño Macho</b>	<b>Juanso Macho</b>	<b>Alba Hembra</b>	<b>Kana Hembra</b>	<b>Romeo Cría Macho</b>	<b>Media (M)</b>	<b>Media (H)</b>
<b>No. Microchip:</b>	-----	065*319*857	065*522*857	065*281*005	080*501*804	-----	<b>Adultos (cm.)</b>	
<b>Alzadas*:</b>								
Alzada principal	95 cm	91 cm	95 cm	92 cm	94 cm	74 cm	<b>93.7</b>	<b>93</b>
Alzada a la pelvis	93.5 cm	90 cm	92 cm	92 cm	92 cm	73 cm	<b>91.8</b>	<b>92</b>
<b>Diámetros*:</b>								
Longitud total	162 cm	156 cm	143 cm	141 cm	147 cm	123 cm	<b>153.7</b>	<b>144</b>
Diámetro de la caña	9.3 cm	8.7 cm	8.5 cm	8 cm	9.5 cm	8 cm	<b>8.8</b>	<b>8.7</b>
Diámetro longitudinal	75 cm	70 cm	70 cm	68 cm	72 cm	62.5 cm	<b>71.7</b>	<b>70</b>
Diámetro dorso-esternal	57 cm	52.5 cm	51 cm	52 cm	54 cm	41 cm	<b>53.5</b>	<b>53</b>
Diámetro bicostal	43 cm	42 cm	41 cm	41.5 cm	41.5 cm	32 cm	<b>42</b>	<b>41.5</b>
Longitud de la grupa	33 cm	32 cm	25 cm	25 cm	29 cm	20 cm	<b>30</b>	<b>27</b>
Anchura de la grupa	40 cm	39 cm	40 cm	32.5 cm	40 cm	32.5 cm	<b>39.7</b>	<b>36.2</b>
Longitud de la caña	25 cm	20 cm	23 cm	22 cm	20.5 cm	21 cm	<b>22.7</b>	<b>21.25</b>
Longitud de la cabeza	40 cm	35 cm	39 cm	39 cm	38 cm	32 cm	<b>38</b>	<b>38.5</b>
Anchura de la cabeza	24 cm	20 cm	22 cm	13.5 cm	22 cm	17 cm	<b>22</b>	<b>17.75</b>

\*Alzadas.- son medidas lineales de altura del animal.

-Alzada a la cruz.- se puede determinar con cinta métrica tomando la distancia entre el punto más culminante de la cruz y el punto exterior de confluencia del talón con el rodete y con bastonbastón zoométrico midiendo la distancia entre el punto más culminante de la cruz y el suelo.

-Alzada a la pelvis.- denominada también "alzada a la entrada de pelvis", es la distancia, entre el punto dorsal-anterior de la pelvis (situado a dos traveses de dedo por delante de las palomillas) y el suelo. (12)

\*Diámetros.- medidas lineales en las que los dos puntos de referencia se sitúan en el animal.

-Longitud occipito coccígea o total: Va desde la nuca hasta la base de la cola.

-Diámetro de la caña: Se toma la medida en su parte media.

-Diámetro longitudinal.- es la distancia comprendida entre el punto más craneal y lateral de la articulación escapulo-humeral (encuentro) y el punto más caudal del isquión (punta de la nalga).

-Diámetro dorso-esternal.- es la distancia entre el punto más culminante de la cruz (algunos autores como Aparicio Sánchez y Sotillo lo toman en la parte más declive) y la cara inferior de la región esternal a nivel del olécranon (inmediatamente detrás del codo).

-Diámetro bicostal.- mide la distancia máxima entre ambos planos costales a nivel del plano vertical que pasa inmediatamente detrás del codo (a nivel del arco de la 5ª costilla).

-Longitud de la grupa o diámetro ilio-isquiático: se mide desde punta de anca a punta de nalga. En équidos sirve para determinar la potencia.

-Anchura de la grupa: se mide de punta de anca a punta de anca.

-Longitud de la caña: se mide de debajo de la rodilla hasta el principio del menudillo.

-Longitud de la cabeza: se mide desde la prominencia de la nuca hasta el orificio incisivo (dos dedos por encima del labio superior).

-Anchura de la cabeza: se toma en la parte más ancha, entre las dos arcadas orbitarias o los dos arcos zigomáticos. (12)

Respecto a los resultados de las observaciones de los frotis sanguíneos afortunadamente todos los ejemplares resultaron negativos a parásitos en sangre.

Los resultados obtenidos en el hemograma y la química sanguínea se compararon con los rangos de referencia de esta especie presentes en los cuadros ISIS (15) y en los cuadros presentasen el libro Zoo and Wild Animal Medicine (2), los cuales fueron muy similares.

**Cuadro No. 5-A.** Resultados obtenidos en el hemograma realizado en 5 ejemplares de dantas  
(*Tapirus bairdii*) en cautiverio.

<b>Nombre: Sexo:</b>	<b>Oscar</b> Macho adulto	<b>Toño</b> Macho adulto	<b>Juanso</b> Macho adulto	<b>Alba</b> Hembra adulta	<b>Kana</b> Hembra adulta
<b>Núm. microchip:</b>	-----	065*319*857	065*522*857	065*281*005	080*501*804
<b>Hemograma:</b>					
Hematocrito	0.34 L/L	0.27 L/L	0.33 L/L	0.27 L/L	0.21 L/L
Hemoglobina	95 g/L	95 g/L	109 g/L	90 g/L	66 g/L
C.H.C.M.	280 g/L	350 g/L	330 g/L	330 g/L	310 g/L
Leucocitos	8.550 10 <sup>9</sup> /L	6.500 10 <sup>9</sup> /L	6.400 10 <sup>9</sup> /L	4.000 10 <sup>9</sup> /L	6.000 10 <sup>9</sup> /L
N. mielocitos	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
N. metamielocitos	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
N. bandas	0.085 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
N. segmentados	4.531 10 <sup>9</sup> /L	3.640 10 <sup>9</sup> /L	4.096 10 <sup>9</sup> /L	1.640 10 <sup>9</sup> /L	3.960 10 <sup>9</sup> /L
Basófilos	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.130 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
Eosinófilos	0.085 10 <sup>9</sup> /L	0.130 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.040 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
Linfocitos	3.591 10 <sup>9</sup> /L	2.535 10 <sup>9</sup> /L	2.304 10 <sup>9</sup> /L	2.280 10 <sup>9</sup> /L	2.040 10 <sup>9</sup> /L
Monocitos	0.256 10 <sup>9</sup> /L	0.065 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.040 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
Linfocitos atípicos	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L	0.000 10 <sup>9</sup> /L
Conteo plaquetario	-----	0.099 10 <sup>12</sup> /L	0.218 10 <sup>12</sup> /L	0.168 10 <sup>12</sup> /L	0.062 10 <sup>12</sup> /L
<b>Otras Pruebas:</b>					
Hemoparásitos	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo	Negativo

**Cuadro No. 6-A.** Resultados obtenidos en la química sanguínea de 5 dantas (*Tapirus bairdii*) en cautiverio.

<b>Nombre:</b>	<b>Oscar</b>	<b>Toño</b>	<b>Juanso</b>	<b>Alba</b>	<b>Kana</b>
<b>Núm. microchip:</b>	-----	065*319*857	065*522*857	065*281*005	080*501*804
<b>Sexo:</b>	Macho	Macho	Macho	Hembra	Hembra
Proteínas totales	63 g/L	68 g/L	51 g/L	62 g/L	55 g/L
Albúmina	45 g/L	37 g/L	37 g/L	41 g/L	37 g/L
Globulina	18 g/L	31 g/L	14 g/L	21 g/L	18 g/L
Relación A/Q	2.5	1.1	2.6	1.9	2.0
Glucosa	4.345 mmol/L	5.335 mMol/L	3.795 mMol/L	4.070 mMol/L	9.79 mMol/L
Colesterol	6.025 mmol/L	2.689 mMol/L	4.474 mMol/L	3.853 mMol/L	3.956 mMol/L
Nitrógeno ureico	2.677 mmol/L	2.820 mMol/L	2.642 mMol/L	2.499 mMol/L	1.321 mMol/L
Creatinina	88.4 µmol/L	106.08 µMol/L	97.24 µMol/L	88.4 µMol/L	88.4 µMol/L
Fósforo	1.356 mmol/L	1.485 mMol/L	1.421 mMol/L	2.099 mMol/L	1.324 mMol/L
Calcio	2.250 mmol/L	2.000 mMol/L	2.250 mMol/L	2.000 mMol/L	2.000 mMol/L
AST	68 UI/L	77 UI/L	83 UI/L	83 UI/L	114 UI/L
Fibrinógeno	-----	5.540 g/L	3.160 g/L	5.340 g/L	5.010 g/L

**Cuadro 7-A.** Rangos de referencia de parámetros hematológicos de *Tapirus bairdii* obtenidos en este estudio.

<b>Analitos</b>	<b>Unidades</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. est. <math>\sigma</math></b>	<b>Valores mínimos</b>	<b>Valores máximos</b>	<b>Tamaño de muestra</b>	<b>No. de animales muestreados</b>
Hematocrito	L/L	0.284	0.047	0.210	0.340	5	5
Hemoglobina	g/L	91	14.014	66	109	5	5
C.H.C.M.	g/L	320	23.66	228	350	5	5
Leucocitos	10 <sup>9</sup> /L	6.290	1.44	4.000	8.550	5	5
N. mielocitos	10 <sup>9</sup> /L	0.000	0	0.000	0.000	5	5
N. metamielocitos	10 <sup>9</sup> /L	0.000	0	0.000	0.000	5	5
N. bandas	10 <sup>9</sup> /L	0.017	0.034	0.000	0.085	5	5
Segmentados	10 <sup>9</sup> /L	3.573	1.008	1.640	4.531	5	5
Basófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.026	0.052	0.000	0.130	5	5
Eosinófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.051	0.050	0.000	0.130	5	5
Linfocitos	10 <sup>9</sup> /L	2.550	0.543	2.040	3.591	5	5
Monocitos	10 <sup>9</sup> /L	0.072	0.095	0.000	0.256	5	5
Linfocitos atípicos	10 <sup>9</sup> /L	0.000	0	0.000	0.000	5	5
C. plaquetas	10 <sup>12</sup> /L		0.0605	0.062	0.218	4	4

**Cuadro 8-A.** Rangos de referencia de parámetros presentes en la Química Sanguínea de *Tapirus bairdii* obtenidos en este estudio.

<b>Analitos</b>	<b>Unidades</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. est. <math>\sigma</math></b>	<b>Valores Mínimos</b>	<b>Valores máximos</b>	<b>Tamaño de muestra</b>	<b>No. de animales muestreados</b>
Proteínas totales	g/L	59.8	6.046	51	68	5	5
Albúmina	g/L	39.4	3.2	37	45	5	5
Globulina	g/L	20.4	5.748	14	31	5	5
Relación A/Q		2.02	0.534	1.1	2.6	5	5
Glucosa	mmol/L	5.467	2.223	3.795	9.790	5	5
Colesterol	mmol/L	4.199	1.083	2.689	6.025	5	5
Nitrógeno ureico	mmol/L	2.392	0.545	1.321	2.820	5	5
Creatinina	$\mu$ mol/L	93.70	7.072	88.40	106.08	5	5
Fósforo	mmol/L	1.537	0.286	1.324	2.099	5	5
Calcio	mmol/L	2.100	0.122	2.000	2.250	5	5
AST	UI/L	85	15.504	68	114	5	5
Fibrinógeno	g/L	4.762	0.944	3.160	5.540	4	4

## **G. DISCUSIÓN.**

Los ejemplares que se emplearon para este estudio se encontraban aparentemente saludables, presentaban perfecta condición corporal, exceptuando a Alba (número de microchip 065\*281\*005), debido a que se encontraba en el sexto mes de lactancia, lo que no quiere decir que no estuviera sana; en la lactancia se presenta un aumento en los requerimientos de energía que supera a la energía consumida con lo que existe una mayor remoción de grasa corporal y esto influye directamente en la condición corporal, si el aporte de energía y otros componentes de la dieta no son ajustados. La historia clínica de las dantas que han sido alojadas en este centro de rescate refiere que, en términos generales, no han presentado problemas de salud serios; revisando el expediente clínico de las cinco dantas empleadas para el estudio únicamente se observó que en los machos se reportaron lesiones en la piel provocadas por riñas entre éstos cuando compartían el albergue. En el caso de Alba el 5 de enero del 2005 se le detectó un nódulo en el pabellón auricular ocasionado por un sarcoide equino, después de que se lo extirparon no volvió a reincidir. Por otra parte el programa de desparasitación es muy riguroso, cada seis meses se aplican distintos desparasitantes. No se realizan exámenes coproparasitoscópicos en estos ejemplares como se debe hacer, debido a que las dantas defecan por lo general dentro del agua por lo que la obtención de muestras fecales de esta especie requiere mucha paciencia y tiempo disponible por parte de los encargados.

La alimentación que se les proporciona a estos animales es rica en cuanto a nutrientes y en variedad de ingredientes, lo que se trata de hacer en este centro es ofrecerles en su dieta ingredientes que encuentran en su medio ambiente, muchos de éstos presentes en sus albergues creciendo de forma natural, con la finalidad de evitar deficiencias nutricionales. La cantidad total diaria de la dieta que se les proporciona a los ejemplares adultos corresponde al 4% del peso corporal total del animal. Dentro de la dieta elaborada se les ofrece heno de alfalfa en un 35% del total, esta alfalfa contiene el 18% de proteína cruda. También se les ofrece pellets para caballos, los cuales contienen 15% de proteína cruda, en un 34% del total y algunas frutas, principalmente plátanos. La principal fuente de fibra que adquieren es a partir de las plantas que crecen en sus exhibidores.



A su vez, el Jardín Zoo La Marina presenta índices reproductivos de dantas (*Tapirus bairdii*) muy altos, lo cual indica un buen estado de salud. (13)

Por otra parte, se realizó una minuciosa investigación retrospectiva en busca de valores de referencia para comparar los resultados de las medidas morfométricas obtenidos en este estudio, las únicas medidas que se obtuvieron de esta búsqueda son la longitud desde la punta del hocico hasta la grupa, la cual es de 2 metros, alcanzando en ocasiones los 2.4 metros y la altura hasta la cruz de 0.7 a 1 metro. (14) Por esta razón este estudio es de suma importancia, debido a que puede ser tomado en cuenta como referencia para futuros trabajos y/o para iniciar una base de datos en esta especie.

Respecto a la realización de la contención química, los miligramos totales empleados en estos ejemplares de la combinación ketamina – xilacina y ketamina – detomidina fue un poco elevada en comparación con los miligramos totales de estas combinaciones presentes en la bibliografía; 100mg de xilacina y 187mg de ketamina por animal es lo recomendado, la combinación de ketamina – detomidina no está bien descrita, se menciona que el butorphanol se puede emplear a una dosis de 0.13mg/Kg junto con la detomidina a una dosis de 0.065 a 0.13mg/Kg y la acepromacina a una dosis de 7.7mg/animal, y de ser necesario suplementar con ketamina a una dosis de 2.2mg/Kg. (2)

A pesar de que no se emplearon los fármacos más recomendados, los resultados fueron los esperados; se lograron obtener las muestras sin la oposición de los ejemplares. Los animales se pudieron manejar a la perfección. Ni durante, ni después de la sedación presentaron problemas asociado con la utilización de estos fármacos. Los ejemplares se mantuvieron de pie durante todo el manejo. La signología de sedación que mostraron desorientación, salivación, parpados caídos, cabeza inclinada hacia abajo, orejas caídas, se lengüeteaban constantemente y en el caso de Oscar presentó un poco de tambaleo e inestabilidad para mantenerse de pie, provocando que cayera. Se postró momentánea, pero después de estimularlo con unas palmadas en el dorso se logró incorporar por si mismo.

Cabe resaltar las ventajas y desventajas que presenta la obtención de la muestra sanguínea a través de la vena auricular; ésta vía es muy accesible y las dantas se pueden manejar

con mayor facilidad, el único problema es que no siempre son muy evidentes y el volumen sanguíneo que se obtiene no siempre es el adecuado y los resultados en el hemograma y química sanguínea pueden mostrar ciertas diferencias.

Los valores sanguíneos fueron obtenidos de una cantidad muy pequeña de animales, como sucede cuando se trata de especies silvestres de las cuales se cuenta con pocos ejemplares, por esta razón es posible encontrar diferencias significativas respecto a otros individuos de la misma especie, donde la edad, sexo, estación del año, sitio de obtención de la muestra, nutrición y condiciones ambientales son diferentes, sin embargo toda la información que se pueda obtener referente a la fauna silvestre es de suma importancia, sobre todo si la especie en cuestión se encuentra en peligro de extinción, como es el caso del *Tapirus bairdii*.

En los cuadros ISIS (15) y en los cuadros presentes en el libro Zoo and Wild Animal Medicine (2) se muestran algunos analitos con los que se realizaron comparaciones de los resultados obtenidos en este estudio.

Aunque la mayoría de los analitos comparados no mostraron diferencias significativas, únicamente el fibrinógeno comparándolo con los cuadros ISIS (15) se notó elevado, esto se observó en tres ejemplares, pero en comparación con los cuadros presentes en el libro de Fowler (2) los parámetros obtenidos en los cinco ejemplares de danta (*Tapirus bairdii*) entran dentro del rango establecido. Cabe resaltar que en el caso de este analito, el fibrinógeno, los datos registrados en los cuadros ISIS (15) y en los cuadros presentes en el libro Zoo and Wild Animal Medicine (2) fueron tomados de dos animales únicamente, por lo que el rango (valor mínimo y máximo) y la media establecidos no son completamente representativos.

El conteo plaquetario de la muestra sanguínea de "Kana" se observó significativamente bajo respecto al rango establecido en los cuadros ISIS (15), el cual se obtuvo a través del muestreo de nueve diferentes Dantas (*Tapirus bairdii*).

Existen varias causas que pueden provocar trombocitopenia, pero descartando las más improbables como son la reducción de la producción de plaquetas, provocada por algunos fármacos y compuestos tóxicos, por toxinas urémicas, bacterianas o micóticas, por hiperadrenocortisismo, por una deficiencia grave de hierro o por alteraciones en la producción de

trombopoyetina. El Incremento en la destrucción o utilización de las plaquetas, también podría ocasionar una disminución en el conteo plaquetario provocado por una infección, por una coagulación intravascular diseminada, anafilaxis, desordenes inmunomediados o por defectos funcionales de las plaquetas. Si existiera un incremento en la pérdida de las plaquetas ocasionada por una hemorragia externa masiva o por una distribución anormal de las plaquetas en el caso de una esplenomegalia también podrían provocar trombocitopenia. Pero el ejemplar se encontraba aparentemente sano, no mostraba signos clínicos que nos pudieran orientar al diagnóstico de alguna de estas enfermedades y/o problemas, tampoco existieron diferencias significativas en el estudio hematológico, ni en la bioquímica sanguínea en comparación con los cuadros ISIS y los cuadros del libro de Fowler, por lo tanto, lo más probable es que esta trombocitopenia puede ser el resultado de artefactos, provocados durante la obtención y el manejo de la muestra sanguínea. La agregación plaquetaria puede tener como resultado un recuento erróneamente bajo, porque un agregado de plaquetas puede ser registrado como una sola plaqueta. En este caso lo más probable que pudo haber ocurrido es la demora en el recuento, es decir, cuando las muestras han sido extraídas más de dos horas antes de realizar el conteo celular. Otra causa que pudo haber provocado la agregación plaquetaria de la muestra es que ésta se extrajo de la vena auricular y tomando en cuenta el delgado grosor de la piel, durante la manipulación de la oreja pudo contaminarse con tromboplastina tisular, la cual daría lugar a la agregación. (16)

## **H. CONCLUSIONES.**

Este trabajo cumplió con los objetivos establecidos, debido a que los resultados presentados, tanto en el estudio morfométrico como en los análisis sanguíneos, son confiables. Por lo que esta información puede servir como referencia para estudios posteriores y para incrementar la base de datos de los parámetros de normalidad de los valores sanguíneos, de tal forma que pueda existir mayor exactitud en el rango de referencia de cada analito. En el caso del estudio morfométrico puede ser empleado para iniciar una fuente de información, debido a que en este trabajo se tomaron en cuenta más parámetros de medición de los que se encontraron en la literatura.

## **I. BIBLIOGRAFÍA.**

- 1) Gary Kuehn. Perissodactyla. En: Fowler ME, editor. Zoo and wild animal medicine. 2<sup>a</sup> ed. Philadelphia: Saunders, 1986: 931-934.
- 2) Janssen LD. Tapiridae. En: Fowler ME, Miller MR, editor. Zoo and wild animal medicine. 5<sup>a</sup> ed. USA: Saunders, 2003: 569-577.
- 3) Starker LA. Fauna Silvestre de México, aves y mamíferos de caza. México, D.F.: Editorial Pax México, conjuntamente con el Instituto Mexicano de Recursos Naturales, 1990: 554-559.
- 4) Lira TI, Naranjo PE, Reyes CMA. Ampliación del área de distribución de *Tapirus bairdii*, Gill 1865 (Perissodactyla: Tapiridae) en Oaxaca, México. 2005; 21 (1): 107-110: [Consultada el 28 de agosto de 2006] disponible en: [http://www.ecologia.edu.mx/azm/documentos/21\\_1/E-nota-Lira.pdf](http://www.ecologia.edu.mx/azm/documentos/21_1/E-nota-Lira.pdf)
- 5) Gregg LV. Conceptos y técnicas hematológicas para técnicos veterinarios. Zaragoza, España: Acribia S.A., 2003: 1,2.
- 6) Blood DC, Virginia PS. Diccionario de Veterinaria, México D.F.: Mc Graw-Hill interamericana, 1994; 2: 971.
- 7) The Library of Congress [homepage on the internet]. USA: El Zoológico Electrónico [Actualizada el 1 de Abril de 2003, número de publicación: A\_30]. Clasificación taxonómica de los tapires; disponible en: <http://www.damisela.com/zoo/mam/perissodactyla/tapiridae/taxa.htm>
- 8) Kreeger TK, Arnemo JM, Raath JP. Handbook of wildlife chemical immobilization. International edition. Colorado, E.U.: Wildlife pharmaceuticals incorporated, 2002.
- 9) Núñez OL, Aguilar BJ, Arias CL, Arzate BA, Menéndez AR, Tachika OY, et. al. Diplomado a Distancia en Medicina, Cirugía y Zootecnia en Perros y Gatos. Métodos y Técnicas de Diagnóstico. Segunda edición. México, D.F.: Universidad Nacional Autónoma de México, 2005; Módulo 1: 104-106.
- 10) Meneses AV J, Sancho E. Manual de hematología y química clínica veterinaria. Heredia, Costa Rica: Editorial Fundación UNA, 1993.

- 11)** Benjamín M. Manual de Patología Clínica en Veterinaria. México D.F.: The Iowa State University Press. Editorial Limusa, S.A. de C.V., 1988.
- 12)** Universidad de Córdoba [homepage on the internet]. España: Estudio regional comparativo: Proporciones corporales. [Consultada el 14 de febrero de 2006]; disponible en:  
[http://www.uco.es/organiza/departamentos/prod-animal/economia/aula/img/pictorex/30\\_07\\_03\\_TEMA2b.PDF](http://www.uco.es/organiza/departamentos/prod-animal/economia/aula/img/pictorex/30_07_03_TEMA2b.PDF)
- 13)** Centro de Rescate Jardín Zoo la Marina. Boletín informativo. Tríptico de Jardín Zoo La Marina, 2003.
- 14)** Burton M, Burton R. Enciclopedia de la vida animal, México D.F.: Bruguera Mexicana de Ediciones, S.A., 1979; 17: 2490.
- 15)** Teare JA. International Species Information System, Physiological Data Values [CD-ROM]. USA: International Species Information System; 1999
- 16)** Bush BW. Interpretación de los análisis de laboratorio para pequeños animales. Barcelona, España: Ediciones S, 1999: 237

## J. ANEXOS.

**Cuadro 1-B.** Rangos de referencia de parámetros hematológicos de *Tapirus bairdii*. (15)

Analitos	Unidades	Media	Desviación estándar $\sigma$	Valores mínimos	Valores máximos	Tamaño de muestra	No. de animales muestreados
Hematocrito	L/L	0.322	0.052	0.200	0.444	82	26
Hemoglobina	g/L	110	18	58	164	73	27
C.H.C.M.	g/L	345	20	276	379	72	26
Leucocitos	10 <sup>9</sup> /L	8.290	2.226	4.600	14.50	76	26
N. bandas	10 <sup>9</sup> /L	0.312	0.312	0.000	1.830	12	7
Segmentados	10 <sup>9</sup> /L	4.904	1.730	2.390	11.50	72	22
Basófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.084	0.061	0.000	0.254	18	7
Eosinófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.192	0.100	0.000	0.504	56	20
Linfocitos	10 <sup>9</sup> /L	3.026	1.297	0.803	7.750	76	26
Monocitos	10 <sup>9</sup> /L	0.284	0.204	0.000	0.858	59	24
C. plaquetas	10 <sup>12</sup> /L	0.2790	0.1160	0.109	0.4840	11	9

**Cuadro 2-B.** Rangos de referencia de parámetros presentes en la Química Sanguínea de *Tapirus bairdii*. (15)

Analitos	Unidades	Media	Desviación estándar $\sigma$	Valores Mínimos	Valores máximos	Tamaño de muestra	No. de animales muestreados
Proteínas totales	g/L	70	9	41	88	49	25
Albumina	g/L	32	6	18	44	47	24
Globulina	g/L	40	6	26	54	47	24
Glucosa	mmol/L	5.328	5.328	2.109	9.657	64	25
Colesterol	mmol/L	4.740	1.088	2.202	7.174	70	27
Nitrógeno ureico	mmol/L	3.570	0.714	2.142	5.355	69	26
Creatinina	$\mu$ mol/L	115	44	53	327	67	25
Fósforo	mmol/L	1.84	0.29	1.32	2.71	68	26
Calcio	mmol/L	2.75	0.23	2.23	3.23	70	27
Fibrinógeno	g/L	2.000	1.730	0.0100	3.000	3	2

**Cuadro 3-B.** Rangos de referencia de parámetros hematológicos de *Tapirus bairdii* (2)

<b>Analitos</b>	<b>Unidades</b>	<b>Media</b>	<b>Desviación estándar</b> $\sigma$	<b>Tamaño de muestra</b>
Hematocrito	L/L	0.280	0.100	55
Leucocitos	10 <sup>9</sup> /L	10.490	3.350	61
Basófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.008	0.027	25
Eosinófilos	10 <sup>9</sup> /L	0.105	0.096	39
Linfocitos	10 <sup>9</sup> /L	2.941	1.288	58
Monocitos	10 <sup>9</sup> /L	0.157	0.127	36

**Cuadro 4-B.** Rangos de referencia de parámetros presentes en la Química Sanguínea de *Tapirus bairdii*. (2)

<b>Analitos</b>	<b>Unidades</b>	<b>Media</b>	<b>Desviación estándar</b> $\sigma$	<b>Tamaño de muestra</b>
Proteínas totales	g/L	67	11	52
Albumina	g/L	31	0.6	45
Glucosa	mmol/L	5.551	1.665	93
Nitrógeno ureico	mmol/L	4.177	4.712	96
Creatinina	$\mu$ mol/L	106.08	53.04	94
Fósforo	mmol/L	1.808	0.420	95
Calcio	mmol/L	2.744	0.224	96
AST	UI/L	135	102	93
Fibrinógeno	g/L	5.50	7.00	2