

Universidad Nacional
Facultad de Ciencias de la Salud
Escuela de Medicina Veterinaria

Identificación de los parásitos gastrointestinales
y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en
Costa Rica.

Modalidad: Tesis de grado

Trabajo final de Graduación para optar por el Grado
Académico Licenciatura en Medicina Veterinaria

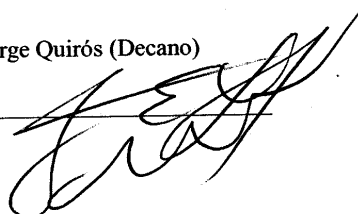
Karen D. Sibaja Morales

Tutor: Jaqueline Bianque de Oliveira


Campus Presbítero Benjamín Núñez
2006

TRIBUNAL EXAMINADOR

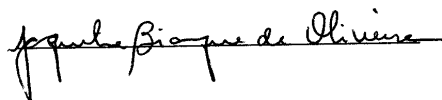
Dr. Jorge Quirós (Decano)



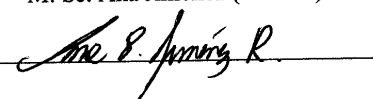
Dr. Carlos Jiménez Sánchez (Director)



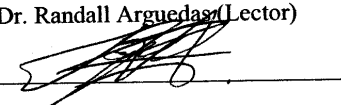
Ph. D. Jacqueline Bianque de Oliveira (Tutora)



M. Sc. Ana Jiménez (Lectora)



Dr. Randall Arguedas (Lector)



Fecha

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a quien conoce mi corazón con sus virtudes y defectos, quien ha permanecido conmigo a través del tiempo, sea este de risa o llanto. A quien me da la vida día a día y una razón para vivir; porque en su palabra reconozco que los sueños son el motor que hacen girar al mundo....

AGRADECIMIENTOS

Agradezco primero al Señor por la realización de este trabajo que no solo ha significado un requisito para la obtención de un título universitario, si no un medio por el cual me ha permitido conocer personas realmente valiosas de las cuales no solo he aprendido conocimientos teóricos o prácticos, si no también el verdadero sentido de entrega y amor por los demás.

Agradezco a la Dra. Oliveira por hacerme partícipe del mundo de la parasitología, pero más aún por abrirme su corazón y ser mi guía no solo en este trabajo si no también durante esta etapa de mi vida, brindándome sus hombros y con ello su apoyo incondicional.

A mis amigos Pilar, Stephanie, Melissa, Dennis, Adriana, Allan, que en todo momento me ofrecieron sus manos, sudor, trabajo, esfuerzo, horas de descanso y voluntad, para ayudarme; confirmando el inmenso cariño que siempre me han demostrado y el cual les devuelvo con creces; porque el verdadero sentido de la amistad está gravado en sus nombres.

A mis padres y hermanos por su inmenso esfuerzo y sacrificio; pero sobre todo por creer en mí, porque es gracias a ellos, a sus consejos, paciencia, amor y entrega que podemos disfrutar de este logro que no solo es mío; es nuestro.

A don Jorge porque su ayuda ha significado muchísimo para mi, contribuyendo de tal forma con el presente trabajo.

Gracias a mis lectores Ana Jiménez y Randall Arguedas por su orientación; su amistad, la cual pido a Dios perdure resistiendo los años.

Gracias a Adrián Zamora por las arduas horas de conducción y preocupación por llevarme siempre con buen término a mi destino.

Gracias a don Luis y doña Judy Arroyo, Janet Sandí, Dr. Francisco Arroyo, Jessenia Núñez y todo el personal de Aviarios Sloth Sanctuary. A don Juan José Rojas, Christian Gonzalez, Chiqui, Matador, Yorleny, don Víctor, Meri y demás personas de la Marina Zoo. A los Drs. Danilo Leandro y Randall Arguedas, además de a Alex, Allan, Luisito, Randall, David y doña Tere del zoológico Simón Bolívar. A Laura Brenes, Hellen Porras, Prieto, Carlos y demás encargados de Monkey Park. A todos ellos las gracias por su enorme colaboración y recibimiento con los brazos abiertos, porque no hay nada que pueda demostrar mi gratitud hacia todos ustedes.

Por último quiero agradecer a doña Vilma Rojas, don Beto, doña Odilie, y sus respectivas familias por permitirme formar parte de sus hogares durante el tiempo que me hospedaron en ellas, mil gracias y bendiciones tanto para ustedes como para esas personas que por una u otra razón no han sido nombrados aquí, pero están guardados en el fondo de mi corazón.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE DE CONTENIDOS	v
ÍNDICE DE CUADROS	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT	xii
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes.....	1
1.2. Justificación.....	2
1.2.1. Importancia.....	2
1.3. Objetivos.....	4
1.3.1. Objetivo general.....	4
1.3.2. Objetivos específicos.....	4
2. METODOLOGÍA: MATERIALES Y MÉTODOS	5
2.1. POBLACIÓN DE ESTUDIO.....	5
2.2. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES.....	5
2.2.1. Colecta de muestras de heces.....	5
2.2.2. Análisis coprológico.....	6
2.2.3. Identificación de huevos, larvas, quistes y ooquistes.....	6

2.2.4. Identificación de parásitos adultos.....	7
2.3. ECTOPARÁSITOS.....	7
2.4. MEDIDAS DE MANEJO DE LAS PARASITOSIS.....	8
2.5. ANÁLISIS DE DATOS.....	8
3. RESULTADOS.....	9
3.1. Parásitos Gastrointestinales.....	9
3.1.1. Prevalencia y frecuencia general de los parásitos gastrointestinales.....	9
3.1.2. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el.....	15
zoológico Aviarios Sloth Sanctuary	
3.1.3. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el.....	17
zoológico Simón Bolívar	
3.1.4. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en.....	18
el zoológico La Marina Zoo	
3.1.5. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en.....	22
el zoológico Monkey Park	
3.2. Ectoparásitos.....	23
3.3. Medidas de manejo de las parasitosis.....	24
4. DISCUSIÓN.....	26
5. CONCLUSIONES.....	40
6. RECOMENDACIONES.....	42
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	44
8. ANEXOS.....	50
Anexo 1.....	50

Anexo 2.....	51
Anexo 3.....	52
Anexo 4.....	54
Anexo 5.....	56
Anexo 6.....	58
Anexo 7.....	60
Anexo 8.....	61

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características generales de los zoológicos estudiados.....	5
Cuadro 2. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en mamíferos y aves silvestres en cautiverio en Costa Rica	9
Cuadro 3. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en..... mamíferos silvestres en cautiverio en Costa Rica	11
Cuadro 4. Parásitos gastrointestinales de mamíferos silvestres en cautiverio en Costa Rica	12
Cuadro 5. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en aves..... silvestres en cautiverio en Costa Rica	13
Cuadro 6. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales de aves..... silvestres en cautiverio de cuatro zoológicos de Costa Rica	14
Cuadro 7. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en..... mamíferos y aves silvestres de cuatro zoológicos de Costa Rica	15
Cuadro 8. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales en..... mamíferos Xenarthra en cautiverio en Aviarios Sloth Sanctuary, Limón, Costa Rica	16
Cuadro 9. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales..... diagnosticados en los mamíferos silvestres en cautiverio en el Zoológico Simón Bolívar, San José, Costa Rica	17
Cuadro 10. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales de las aves del Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica	19
Cuadro 11. Parásitos gastrointestinales de los mamíferos..... silvestres del zoológico La Marina Zoo, ubicado en la provincia de Alajuela, Costa Rica	20
Cuadro 12. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres..... del zoológico La Marina Zoo, ubicado en la provincia de Alajuela, Costa Rica	21
Cuadro 13. Frecuencia de parásitos gastrointestinales diagnosticados..... en mamíferos silvestres en cautiverio en el Zoológico Monkey Park, Guanacaste, Costa Rica	23

Cuadro 14. Medidas de manejo de las parasitosis gastrointestinales.....	25
en cuatro zoológicos de Costa Rica	

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Eliminación pasiva del nematodo <i>Leiuris leptcephalus</i> (Spirurida, Spirocercidae) de un <i>B. variegatus</i> del zoológico Aviarios Sloth Sanctuary	16
Figura 2. Eliminación activa del céstodo <i>Moniezia benedeni</i> (Cyclophyllida, Anoplocephalidae) de un <i>B. variegatus</i> del zoológico Aviarios Sloth Sanctuary	16
Figura 3. Eliminación pasiva de un nematodo por <i>A. palliata</i> del zoológico Monkey Park	22
Figura 4. Áreas de alopecia con costras, eritema e intenso prurito..... en un <i>C. hoffmanni</i> en Aviarios Sloth Sanctuary	23
Figura 5. <i>Sarcoptes scabiei</i> (Acari, Sarcoptidae) en <i>C. hoffmanni</i> y <i>B. variegatus</i> en Aviarios Sloth Sanctuary	23

RESUMEN

Con el objetivo de determinar la fauna parasitaria de animales silvestres, fueron estudiados 300 mamíferos y 198 aves mantenidas en cautiverio en 4 zoológicos de Costa Rica durante el periodo de junio del 2005 a junio del 2006. Las muestras de heces fueron procesadas por las técnicas de flotación (Sheather con solución de azúcar) y sedimentación espontánea. También se recolectaron ectoparásitos y a los animales que presentaron cuadros de dermatitis se les realizó raspados de piel. De los 300 mamíferos evaluados 161 (53.6%) se presentaron parasitados por helmintos o protozoarios, mientras que de las 198 aves evaluadas 80 (40.4%) se presentaron parasitadas. El poliparasitismo fue más frecuente en las aves, mientras que el monoparasitismo fue una constante en los mamíferos. *Strongyloides* spp, Strongylida, Ancylostomatidae, Spiruroidea, *Capillaria* spp., *Trypanoxyuris* spp., Cestoda, *Balantidium coli*, Coccidios y *Giardia duodenalis* fueron los parásitos gastrointestinales diagnosticados en los mamíferos. *Capillaria* spp., *Strongyloides avium*, Coccidios, *Heterakis* spp., *Ascaridia* spp., Cestoda, Strongylida, *Balantidium struthionis* y Spiruroidea fueron diagnosticados en las aves. Las garrapatas *Boophilus microplus* fueron recolectadas de *Odocoileus virginianus* y *Tapirus bairdii*, mientras *Amblyomma varium* fue colectado en *Choloepus hoffmanni* y *Bradypus variegatus*. Siete perezosos presentaron sarna por *Sarcoptes scabiei* y el piojo *Menacanthus stramineus* fue identificado en *Penelope purpurascens*. Por primera vez se realiza un estudio de identificación de los parásitos de la población de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica.

ABSTRACT

To determine the parasitic population in wild animals, 300 mammals and 198 birds kept in captivity were studied in four zoos in Costa Rica from June 2005 to June 2006. Feces samples were studied with flotation technique (Sheather technique with sugar solution) and spontaneous sedimentation. Ectoparasites were collected, and scrapings were performed in those animals with dermatitis. From the 300 evaluated mammals, 161 (53.6%) were infected by helminthes or protozoans; meanwhile 80 (40.4%) of the 198 evaluated birds had parasites. Poliparasitism was more frequently seen in birds, and monoparasitism was seen more often in mammals. *Strongyloides* spp, Strongylida, Ancylostomatidae, Spiruroidea, *Capillaria* spp., *Trypanoxyuris* spp., Cestoda, *Balantidium coli*, Coccidians and *Giardia duodenalis* were the gastrointestinal parasites diagnosed in mammals. *Capillaria* spp., *Strongyloides avium*, Coccidians, *Heterakis* spp., *Ascaridia* spp., Cestoda, Strongylida, *Balantidium struthionis* and Spiruroidea were diagnosed in birds. *Boophilus microplus* ticks were collected from *Odocoileus virginianus* and *Tapirus bairdii* and *Amblyomma varium* in *Choloepus hoffmanni* and *Bradypus variegatus*. Seven sloths presented mange produced by *Sarcoptes scabiei*. The lice *Menacanthus stramineus* was identified on *Penelope purpurascens*. This is the first time a study for the identification of parasites in kept wild animals in Costa Rica was performed.

1. INTRODUCCIÓN:

1.1. Antecedentes

Los zoológicos y/o centros de rescate y rehabilitación son considerados lugares de conservación de poblaciones silvestres, donde se realizan actividades de educación, investigación, cría en cautiverio y reintroducción de fauna. Sin embargo, muchas de estas instituciones alrededor del mundo sirven como sitios de concentración de animales silvestres, lo cual aumenta el riesgo potencial de varias enfermedades, principalmente las parasitosis, que perjudican el desempeño y comportamiento de los animales cautivos (Porter, 1996; Freitas et al., 2001 y 2002a). Por lo anterior, es necesario desarrollar medidas que minimicen el riesgo de ocurrencia y diseminación de tales enfermedades.

Numerosas investigaciones se han llevado a cabo con el fin de identificar los parásitos y evaluar las medidas de prevención y control de las principales parasitosis de los animales silvestres en cautiverio (Kirkwood, 1996; Schultz et al., 1996; Freitas et al., 2001 y 2002a; Coser Júnior et al., 2002). En estos estudios una gran diversidad de helmintos (nemátodos, céstodos, tremátodos y acantocéfalos) y protozoarios se han presentado con frecuencia en varias especies de mamíferos y aves; además de artrópodos, que son importantes por los daños directos que ocasionan y por la transmisión de patógenos (Botêlho et al., 2002; Freitas et al., 2002b). También las zoonosis fueron destacadas en los diferentes estudios, debido a que los animales silvestres son hospederos de parásitos con potencial zoonótico (Yepez-Mulia et al., 1996; Miriuki et al., 1998; Silva et al., 2000; Soares et al., 2000; Oliveira et al., 2000; Freitas et al., 2001; Bengis et al., 2004; Takaoka et al., 2004; Kruse et al., 2005). En la mayoría de los zoológicos y centros de rescate de vida silvestre, la realización periódica de exámenes

coparásitológicos, figura como una importante medida de control implementada como rutina, lo que reviste importancia en el diagnóstico de enfermedades y en la elección de los productos desparasitantes (Cubas, 1996; Williams & Thorne, 1996; Huchzermeyer, 2002; Campos, 1997; Soares et al., 2000; Freitas et al., 2001 y 2002a).

En Costa Rica el interés por la vida silvestre y su bienestar ha venido en aumento y varias investigaciones han sido efectuadas en el país para incrementar el conocimiento en cuanto al manejo de animales en cautiverio (Peña, 2003; Quesada, 2005). En algunos planes de reintroducción de animales en Costa Rica, como lo es el caso de los primates no humanos y de la lapa roja (*Ara macao*), se tomó como base no sólo la condición conductual y fisiológica de los animales a reintroducir, sino también su estado de salud, lo que involucró directamente su situación parasitaria (List & Solano, 2001; Arce, 2005). Los estudios de identificación de los parásitos de animales silvestres en Costa Rica, con frecuencia reportan la presencia de *Strongyloides* spp., *Toxocara cati* y *Ancylostoma* spp. en félidos (Jiménez, 1996); mientras que *Eimeria aratinga* y *Ascaridia* spp. fueron identificados en aves psittacinas (Campos, 1997). Sin embargo, a pesar de haber aumentado el número de publicaciones sobre los parásitos de los animales silvestres mantenidos en cautiverio, el conocimiento sobre ellos está aún lejos de ser considerado satisfactorio pues la información obtenida está incompleta en relación a la identificación precisa de las especies hospedadoras y a las interrelaciones parásito/hospedador (Soares et al., 2000; Freitas et al., 2001, 2002a y 2002b).

1.2. Justificación

1.2.1. Importancia

El éxito de la conservación de animales silvestres en cautiverio depende en gran medida del control de sus parásitos, puesto que éstos interfieren en su bienestar. Generalmente, en condiciones favorables, los animales de vida libre presentan una relación de equilibrio con sus parásitos y raramente se enferman. En cautiverio esta resistencia adquirida se pierde pues el animal cautivo presenta un mayor grado de estrés, debido a varios factores, tales como: contacto con personas, proximidad con otros animales, permanencia en espacios reducidos, manipulaciones médicas y dietas inadecuadas, entre otros (Freitas et al., 2001 y 2002a).

Identificar los parásitos gastrointestinales y los ectoparásitos es fundamental para ayudar a los zoológicos, centros de rescate y conservación de vida silvestre a conocer las interacciones parásito-hospedero y, consecuentemente, valorar el riesgo del parasitismo en estos animales. Este conocimiento permitirá no solamente identificar las probables fuentes de infección sino también implementar y evaluar medidas para la prevención y control de los parásitos. Entre las principales medidas de control de los parásitos se destaca la utilización racional de productos desparasitantes, los cuales deben ser administrados solamente a los animales comprobadamente parasitados, evitando de esta forma su utilización innecesaria (Soares et al., 2000; Freitas et al., 2001).

En Costa Rica, a pesar del gran número de centros de permanencia de animales silvestres en cautiverio, poco se conoce sobre los parásitos de estos animales. Tomando en cuenta las diferentes condiciones de cautiverio, la identificación de los parásitos es fundamental para evaluar e implementar medidas de control de acuerdo con el manejo de los animales, que se lleva a cabo en cada zoológico.

1.3. Objetivos:

1.3.1. Objetivo General

Identificar los parásitos gastrointestinales y los ectoparásitos de animales silvestres mantenidos en cautiverio en Costa Rica.

1.3.2. Objetivos Específicos

- 1.3.2.1. Determinar la prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en mamíferos y aves silvestres en cautiverio por medio de técnicas coproparasitológicas.
- 1.3.2.2. Determinar la frecuencia de los grupos, géneros y/o especies de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos identificados.
- 1.3.2.3. Verificar la presencia de mono y poliparasitismo.
- 1.3.2.4. Identificar los parásitos de importancia zoonótica.
- 1.3.2.5. Relacionar la presencia de los parásitos con el manejo de los animales evaluados en cada zoológico.

2. METODOLOGÍA: MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. POBLACIÓN DE ESTUDIO

El estudio se realizó de Junio del 2005 a Junio del 2006 en cuatro zoológicos ubicados en las provincias de Limón, San José, Alajuela y Guanacaste (Cuadro 1), los cuales fueron seleccionados tomando en cuenta el interés de los responsables en participar del estudio. En el cuadro 1 se describen las características generales de cada zoológico.

Cuadro 1. Características generales de los zoológicos estudiados.

Característica	Aviarios Sloth Sanctuary	Simón Bolívar	La Marina Zoo	Monkey Park
Ubicación	Penshurt, Limón	San José, Centro	San Carlos, Alajuela	Cañas, Guanacaste
Actividad del zoológico	Investigación, educación, rescate, exhibición	Investigación, educación, exhibición	Investigación, educación, exhibición	Investigación, educación, exhibición
Población de estudio	70 mamíferos	151 (62 mamíferos y 89 aves)	211 (126 mamíferos y 85 aves)	65 (41 mamíferos y 24 aves)

La población de estudio estuvo conformada por los mamíferos y aves de cada zoológico. La clasificación de los animales evaluados se detalla en los anexos 1 y 2. Los animales fueron muestreados en su totalidad, de acuerdo a la distribución de los mismos dentro de los recintos o jaulas, según la disposición propia de cada zoológico.

2.2. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

2.2.1. Colecta de muestras de heces

Los muestreos se llevaron a cabo antes de los períodos de desparasitación programados para los animales de cada zoológico (en algunos casos no fue posible debido a disposiciones internas en algunos zoológicos como por ejemplo en La Marina Zoo). Los muestreos en cada zoológico se realizaron dos veces al mes, con intervalo de 15 días, durante un mes.

Las muestras de heces fueron recolectadas generalmente en las mañanas durante 3 días consecutivos (muestreos seriados) (Freitas et al., 2001 y 2002a). Las evacuaciones recientes, obtenidas de diferentes áreas de los recintos o jaulas, fueron recogidas con una espátula de madera directamente del suelo (evitando tomar la porción en contacto directo con el piso) y las mismas fueron introducidas en bolsas plásticas debidamente identificadas y almacenadas a 4°C hasta su procesamiento.

2.2.2. Análisis coprológico

En el Laboratorio de Parasitología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional (EMV-UNA) las muestras fueron procesadas por el método de flotación de Sheather, con solución hipersaturada de azúcar (densidad 1.3) y por el método de sedimentación (Campos, 1997; Freitas et al., 2001 y 2002a; Hernández, 2004). En algunos casos se consideró necesario someter las muestras a otros métodos coproparasitológicos tales como el método de Sheather modificado (Hernández, 2004).

A las heces de los animales que presentaron Coccidios se les agregó dicromato de potasio al 2% para promover la esporulación y de esta manera realizar la identificación (Lainson & Shaw, 1982). Las muestras fueron mantenidas en incubadora a 28°C y diariamente, durante 30 días, se realizaron lecturas para verificar la esporulación.

2.2.3. Identificación de huevos, larvas, quistes y ooquistes

Los huevos, larvas, quistes y ooquistes fueron identificados de acuerdo a las características morfológicas (Sloss et al., 1994).

2.2.4. Identificación de parásitos adultos

Durante el estudio, un animal adulto de la especie *Bradypus variegatus* (Xenarthra, Bradypodidae) fue introducido en el zoológico Aviarios Sloth Sanctuary. El animal fue referido al zoológico por el MINAE pues provenía del cautiverio doméstico; el mismo eliminó helmintos activamente (aunque presentaba buen estado de salud), en las heces.

Situación similar ocurrió en el zoológico Monkey Park, cuando un mono *Alouatta palliata* (Primates, Cebidae), bastante débil y con diarrea, eliminó un nemátodo adulto pasivamente. Este mono, juntamente con otros dos de la misma especie, provenía de cautiverio doméstico y fue referido al zoológico por el MINAE.

En ambos casos, los parásitos fueron conservados en frascos de vidrio con AFA (ácido acético glacial, formalina, alcohol) y remitidos al Laboratorio de Parasitología de la EMV-UNA para su identificación (Jiménez-Quirós & Brenes, 1956; Flores-Barroeta & Hidalgo-Escalante, 1958; Yamaguti, 1961; Vicente et al., 1997).

2.3. ECTOPARÁSITOS

En la medida de lo posible se realizó la búsqueda y colecta de ectoparásitos en los animales evaluados. Sin embargo, debido a condiciones internas de manejo en cada uno de los zoológicos, solo se pudieron revisar aquellos animales que por una u otra circunstancia se debieron anestesiar durante los muestreos o aquellos que por la facilidad de su manipulación se pudieron revisar sin necesidad de anestesia.

Los ectoparásitos fueron recolectados manualmente y conservados en tubos de ensayo conteniendo alcohol glicerinado, los cuales fueron debidamente identificados y remitidos al

Laboratorio de Parasitología de la EMV-UNA, para realizar la identificación correspondiente. En los casos de sospecha de sarna, se realizó el raspado de piel utilizando hojas de bisturí (número 10 o 20), los cuales fueron introducidos en tubos de ensayo y trasladados al laboratorio para su procesamiento con hidróxido de potasio (KOH) al 10% y identificación del agente etiológico. Los ectoparásitos fueron identificados con base a las características morfológicas descritas en claves de identificación (Aragão & Fonseca, 1961; Botelho et al., 1989; Oliveira et al., 2000).

2.4. MEDIDAS DE MANEJO DE LAS PARASITOSIS

Con el objetivo de obtener información para la interpretación de los resultados, se realizó una encuesta con los responsables de la salud de los animales en cada zoológico sobre las principales medidas de manejo de las parasitosis (Anexos 3, 4, 5 y 6). Así mismo, cuando fue autorizado por los responsables de cada zoológico, se realizó una revisión de los expedientes de los animales.

2.5. ANÁLISIS DE DATOS

La prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en los animales silvestres fue calculada de acuerdo a Margolis et al. (1982) y Guyatt & Bundy (1993):

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{número de animales parasitados} \times 100}{\text{número de animales examinados}}$$

La frecuencia de los parásitos gastrointestinales fue calculada de acuerdo a la siguiente formula:

$$\text{Frecuencia} = \frac{\text{número de animales parasitados por determinado parásito} \times 100}{\text{número de animales parasitados}}$$

3. RESULTADOS

3.1. Parásitos Gastrointestinales

3.1.1. Prevalencia y frecuencia general de los parásitos gastrointestinales

De un total de 498 animales (300 mamíferos y 198 aves) evaluados en este estudio, 241 (48.3%) (161 mamíferos y 80 aves) estaban parasitados por helmintos y/o protozoarios gastrointestinales. El monoparasitismo prevaleció en 52.2% de las muestras evaluadas (Cuadro 2).

Cuadro 2. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en mamíferos y aves silvestres en cautiverio en Costa Rica.

Animales	Evaluados	Parasitados		Poliparasitados		Monoparasitados	
		N	%	N	%	N	%
Aves	198	80	40.4	52	65.0	28	35.0
Mamíferos	300	161	53.6	63	39.1	98	60.8
Total	498	241	48.3	115	47.7	126	52.2

En relación a los mamíferos, de los 300 evaluados, 161 (53.6%) presentaron parásitos gastrointestinales y el monoparasitismo prevaleció (60.8%) en relación a las infecciones múltiples (Cuadro 3). La prevalencia más elevada fue observada en los mamíferos del orden Artiodactyla, mientras que los del orden Xenarthra presentaron la prevalencia más baja (Cuadro 3). En este grupo de animales, los parásitos gastrointestinales diagnosticados fueron *Strongyloides* spp. (38.5%), Strongylida (35.4%), Coccidios (31.0%), *Balantidium coli*

(22.9%), *Trypanoxyuris* spp. (11.8%), Cestoda (8.1%), Ancylostomatidae (7.4%), *Giardia duodenalis* (1.9%), Spiruroidea y *Capillaria* spp. (0.6%) (Cuadro 4). En algunos casos, por la morfología de los huevos, quistes u ooquistes, no se pudo hacer un diagnóstico a nivel de género, por lo que se utilizó la clasificación a nivel de grupo. En el anexo 7 se presenta los parásitos gastrointestinales diagnosticados en cada una de las especies de mamíferos muestreados.

De las 198 aves silvestres evaluadas, 80 (40.4%) estaban parasitadas por helmintos y/o protozoarios. Las infecciones múltiples fueron más frecuentes (65.0%) (Cuadro 2). La prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en las familias de aves es presentada en el Cuadro 5, donde se observó que únicamente en dos familias (Columbidae y Cacatuidae) no se detectó la presencia de parásitos gastrointestinales.

Los parásitos gastrointestinales diagnosticados en las aves silvestres fueron *Capillaria* spp. (62.5%), *Strongyloides avium* (51.2%), Coccidios (27.5%), *Heterakis* spp. (26.2%), *Ascaridia* spp (17.5%), Cestoda (12.5%), Strongylida (7.5%), *Balantidium struthionis* (3.7%) y Spiruroidea (1.2%) (Cuadro 6). En el anexo 8 se presentan los parásitos gastrointestinales diagnosticados en cada una de las especies de aves muestreadas

En el cuadro 7 se presenta la prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en los mamíferos y aves de cada zoológico evaluado.

Cuadro 3. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en mamíferos silvestres en cautiverio en Costa Rica.

Mamíferos	Zoológico 1			Zoológico 2			Zoológico 3			Zoológico 4			Total		
	E	P	%	E	P	%	E	P	%	E	P	%	E	P	%
Carnivora	3	0	0	36	18	50.0	24	7	29.2	14	6	42.8	77	31	43.2
Artiodactyla	-	-	-	1	0	0	50	39	78.0	14	13	92.8	65	52	80.0
Perissodactyla	-	-	-	1	0	0	6	4	66.6	-	-	-	7	4	57.1
Rodentia	2	0	0	7	7	100	15	12	80.0	1	0	0	25	19	76.0
Primates	-	-	-	16	12	75.0	32	26	81.2	12	3	25.0	60	41	68.3
Xenarthra	65	14	21.5	1	0	0	-	-	-	-	-	-	66	14	21.2
Total	70	14	20.0	62	37	59.6	127	88	69.2	41	22	53.6	300	161	53.6

Zoológico 1: Aviários Sloth Sanctuary; Zoológico 2: Simon Bolívar; Zoológico 3: La Marina Zoo; Zoológico 4: Monkey Park.

Cuadro 4. Parásitos gastrointestinales de mamíferos silvestres en cautiverio en Costa Rica

Parásitos	Carnívora		Artiodactyla		Perissodactyla		Rodentia		Primates		Xenarthra		Total*	
	(n=31)		(n=52)		(n=4)		(n=19)		(n=41)		(n=14)		(n=161)	
	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos														
<i>Ancylostomatidae</i>	12	38.7	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12	7.4
<i>Strongylida</i>	-	-	21	40.3	1	25	18	94.7	17	41.4	-	-	57	35.4
<i>Strongyloides</i> spp.	16	51.6	8	15.3	1	25	19	100	18	43.9	-	-	62	38.5
<i>Trypanoxyuris</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	19	46.3	-	-	19	11.8
<i>Capillaria</i> spp.	-	-	-	-	-	-	1	5.2	-	-	-	-	1	0.6
Spiruroidea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	7.1	1	0.6
Cestoda	-	-	-	-	-	-	9	47.3	1	2.4	3	21.4	13	8.0
Protozoarios														
<i>Balantidium coli</i>	-	-	33	63.4	4	100	-	-	-	-	-	-	37	22.9
<i>Giardia</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	3	7.3	-	-	3	1.8
Coccidios	19	61.2	15	28.8	-	-	6	31.5	-	-	10	71.4	50	31.0

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 161 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

Cuadro 5. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio en Costa Rica.

Aves	Zoológico 1			Zoológico 2			Zoológico 3			Zoológico 4			Total		
	E	P	%	E	P	%	E	P	%	E	P	%	E	P	%
Ramphastidae	-	-	-	12	6	50.0	3	3	100	4	0	0	19	9	47.3
Tytonidae	-	-	-	5	4	80.0	-	-	-	-	-	-	5	4	80.0
Strigidae	-	-	-	15	5	33.3	3	3	100	1	0	0	19	8	42.1
Accipitridae	-	-	-	5	1	20.0	-	-	-	-	-	-	5	1	20.0
Falconidae	-	-	-	2	1	50.0	1	1	100	2	0	0	5	2	40.0
Cathartidae	-	-	-	-	-	-	1	1	100	-	-	-	1	1	100
Burhinidae	-	-	-	1	1	100	-	-	-	-	-	-	1	1	100
Cracidae	-	-	-	6	6	100	15	11	73.3	-	-	-	21	17	80.9
Phasianidae	-	-	-	1	1	100	8	3	37.5	-	-	-	9	4	44.4
Columbidae	-	-	-	-	-	-	11	0	0	-	-	-	11	0	0
Struthionidae	-	-	-	-	-	-	3	3	100	-	-	-	3	3	100
Dromaiidae	-	-	-	-	-	-	2	2	100	-	-	-	2	2	100
Psittacidae	-	-	-	42	19	45.2	34	9	26.4	17	0	0	93	28	30.1
Cacatuidae	-	-	-	-	-	-	4	0	0	-	-	-	4	0	0
Total	-	-	-	89	44	49.4	85	36	42.3	24	0	0	198	80	40.4

Zoológico 1: Aviários Sloth Sanctuary; Zoológico 2: Simon Bolívar; Zoológico 3: La Marina Zoo; Zoológico 4: Monkey Park.

Cuadro 6. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en cuatro zoológicos de Costa Rica.

Parásitos	Ramphastidae		Psittacidae		Strigidae		Cracidae		Tytonidae		Accipitridae		Burhinidae		Falconidae		Cathartidae		Phasianidae		Struthionidae		Dromaiidae		Total*			
	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%		
Helmintos	(n=9)		(n=28)		(n=8)		(n=17)		(n=4)		(n=1)		(n=1)		(n=2)		(n=1)		(n=4)		(n=3)		(n=2)		(n=80)			
<i>Strongyloides avium</i>	2	22.2	11	39.2	6	75.0	15	88.2	-	-	-	-	-	-	1	50	-	-	1	25	3	100	2	100	41	51.2		
Strongylida	-	-	-	-	-	-	3	17.6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	100	-	-	6	7.5		
Spiruroidea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	50	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1.2		
Ascaridia spp.	1	11.1	3	10.7	3	37.5	4	23.5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	25	-	-	2	100	14	17.5		
Capillaria spp.	3	33.3	19	67.8	5	62.5	15	88.2	4	100	1	100	-	-	1	50	1	100	1	25	-	-	-	-	50	62.5		
<i>Heterakis</i> spp.	-	-	1	3.5	-	-	16	94.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	4	100	-	-	-	-	21	26.2		
Cestoda	-	-	-	-	2	25.0	1	5.8	4	100	1	100	1	100	1	50	-	-	-	-	-	-	-	-	10	12.5		
Protozoarios																												
Coccidios																												
<i>Balantidium struthionis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	100	-	-	3	3.7		
Coccidios	5	55.5	12	42.8	-	-	4	23.5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	25	-	-	-	-	22	27.5		

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 80 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

Cuadro 7. Prevalencia de las parasitosis gastrointestinales en mamíferos y aves silvestres de cuatro zoológicos de Costa Rica.

Zoológico	Mamíferos			Aves			Total		
	E	P	%	E	P	%	E	P	%
Aviarios Sloth Sanctuary	70	14	20.0	-	-	-	70	14	20.0
Simón Bolívar	62	37	59.6	89	44	49.4	151	81	53.6
La Marina Zoo	127	88	69.2	85	36	42.3	212	124	58.4
Monkey Park	41	22	53.6	24	0	0	65	22	33.8
Total	300	161	53.6	198	80	40.4	498	241	48.3

E – número de animales evaluados; P – número de animales parasitados.

3.1.2. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el zoológico Aviarios Sloth Sanctuary

En Aviarios Sloth Sanctuary se evaluó 70 mamíferos de los órdenes Xenarthra, Carnivora y Rodentia. De estos, 14 (20.0%) resultaron positivos y todos pertenecían al orden Xenarthra. Los parásitos gastrointestinales diagnosticados en los perezosos de las especies *Bradypus variegatus* y *Choloepus hoffmanni* (Xenarthra, Bradypodidae y Megalonychidae) fueron: Coccidios (71.4%), Cestoda (21.4%) y Spiruroidea (7.1%). Los ooquistes no esporulados de Coccidios presentaron un tamaño promedio de 23.3 μm x 23.3 μm . Sin embargo no se obtuvo los ooquistes esporulados. Los resultados obtenidos en este zoológico son presentados en los cuadros 3 y 8.

Cuadro 8. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales en mamíferos Xenarthra en cautiverio en Aviarios Sloth Sanctuary, Limón, Costa Rica.

Parásitos	Xenarthra (n=14)*	
	P	%
Helmintos		
Spiruroidea	1	7.1
Cestoda	3	21.4
Protozoarios		
Coccidios	10	71.4

* los porcentajes fueron calculados dividiendo el número de animales parasitados por cada uno de los parásitos por el total de animales parasitados

* P – número de animales parasitados

En cuanto a los helmintos eliminados por *B. variegatus* (Figuras 1 y 2), estos corresponden al nemátodo *Leiuris leptoccephalus* (Spirurida, Spirocercidae) y al céstodo *Moniezia benedeni* (Cyclophyllida, Anoplocephalidae) (Anexo 7).



Figura 1. Eliminación pasiva del nematodo *Leiuris leptoccephalus* (Spirurida, Spirocercidae) por un *B. variegatus* del zoológico Aviarios Sloth Sanctuary



Figura 2. Eliminación activa del céstodo *Moniezia benedeni* (Cyclophyllida, Anoplocephalidae) por un *B. variegatus* del zoológico Aviarios Sloth Sanctuary

3.1.3. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el zoológico Simón Bolívar

En este zoológico se realizó la evaluación de toda la población de mamíferos, la cual correspondió a 62 animales. De estos, 37 (59.6%) resultaron parasitados por helmintos y/o protozoarios. Los mamíferos del orden Rodentia presentaron la prevalencia más elevada (Cuadro 3).

En cuanto a los parásitos gastrointestinales diagnosticados en los mamíferos de este zoológico, se destacan: Coccidios (54.0%), Strongylida (51.3%), *Strongyloides* spp. (40.5%), Ancylostomatidae (27.0%), Cestoda (16.2%) y *Trypanoxyuris* spp. (2.7%) (Cuadro 9).

Cuadro 9. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales diagnosticados en los mamíferos silvestres en cautiverio en el Zoológico Simón Bolívar, San José, Costa Rica.

Parásitos	Carnivora (n=18)		Rodentia (n=7)		Primates (n=12)		Total *(n=37)	
	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos								
Ancylostomatidae	10	55.5	-	-	-	-	10	27.0
Strongylida	-	-	7	100	12	100	19	51.3
<i>Strongyloides</i> spp.	6	33.3	7	100	2	16.7	15	40.5
<i>Trypanoxyuris</i> spp.	-	-	-	-	1	8.3	1	2.7
Cestoda	-	-	5	71.4	1	8.3	6	16.2
Protozoarios								
Coccidios	15	83.3	5	71.4	-	-	20	54.0

n - número total de animales parasitados

* el total es superior a 37 debido a las infecciones múltiples

*P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

En cuanto a las aves de este zoológico, se evaluó 89 individuos. De estos, 44 resultaron parasitados (49.4%) y los parásitos identificados fueron: *Capillaria* spp. (59.0%),

Strongyloides avium (50.0%), Coccidios (47.7%), *Ascaridia* spp. (25.0%), Cestoda (22.7%) y *Heterakis* spp. (13.6%) (Cuadro 10).

3.1.4. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el zoológico La Marina Zoo

En el zoológico La Marina Zoo se evaluó un total de 127 mamíferos, de los cuales 88 (69.3%) resultaron positivos. La prevalencia más elevada fue observada en los mamíferos del orden Primates (Cuadro 3).

Los parásitos más frecuentes en los mamíferos fueron: *Strongyloides* spp. (46.5%), *Balantidium coli* (42.0%), Strongylida (28.4%), Coccidios (22.7%), *Trypanoxyuris* spp. (20.4%), Cestoda (4.5%), Ancylostomatidae (2.2%) y *Capillaria* spp. (1.1%) (Cuadro 11).

Aun en este zoológico, fueron evaluadas 85 aves, de las cuales 36 (42.3%) resultaron parasitadas y los parásitos más frecuentes fueron: *Capillaria* spp. (66.6%), *Strongyloides avium* (52.7%), *Heterakis* spp. (41.6%), Strongylida (16.6%), *Ascaridia* spp. y *Balantidium struthionis* (8.3%), Spiruroidea y Coccidios (2.7%) (Cuadro 12).

Cuadro 10. Frecuencia de los parásitos gastrointestinales de las aves del Zoológico Simón Bolívar, Costa Rica.

Parásito	Ramphatidae		Psittacidae		Strigidae		Cracidae		Tytonidae		Accipitridae		Burhinidae		Falconidae		Phasianidae		Total*	
	(n=6)		(n=19)		(n=5)		(n=6)		(n=4)		(n=1)		(n=1)		(n=1)		(n=1)		(n=44)	
	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos																				
<i>Capillaria</i> spp.	-	-	12	63.1	2	40.0	5	83.3	4	100	1	100	-	-	1	100	1	100	26	59.0
<i>Strongyloides avium</i> .	2	33.3	11	57.8	3	60.0	5	83.3	-	-	-	-	-	-	-	-	1	100	22	50.0
<i>Ascaridia</i> spp.	1	16.6	2	10.5	3	60.0	4	66.6	-	-	-	-	-	-	-	-	1	100	11	25.0
<i>Heterakis</i> spp.	-	-	-	-	-	-	5	83.3	-	-	-	-	-	-	-	-	1	100	6	13.6
Cestoda	-	-	-	-	2	40.0	1	16.6	4	100	1	100	1	100	1	100	-	-	10	22.7
Protozoarios																				
Coccidios	5	83.3	11	57.8	-	-	4	66.6	-	-	-	-	-	-	-	-	1	100	21	47.7

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 44 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

Cuadro 11. Parásitos gastrointestinales de los mamíferos silvestres del zoológico La Marina Zoo, ubicado en la provincia de Alajuela, Costa Rica.

Parásitos	Carnívora		Artiodactyla		Perissodactyla		Rodentia		Primates		*Total	
	(n=7)		(n=39)		(n=4)		(n=12)		(n=26)		(n=88)	
	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos												
<i>Ancylostomatidae</i>	2	28.5	-	-	-	-	-	-	-	-	2	2.2
<i>Strongylida</i>	-	-	8	20.5	1	25	11	91.6	5	19.2	25	28.4
<i>Strongyloides</i>	4	57.1	8	20.5	1	25	12	100	16	61.5	41	46.5
spp.												
<i>Trypanoxyuris</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	18	69.2	18	20.4
spp.												
<i>Capillaria</i> spp.	-	-	-	-	-	-	1	8.3	-	-	1	1.1
Cestoda	-	-	-	-	-	-	4	33.3	-	-	4	4.5
Protozoarios												
<i>Balantidium coli</i> .	-	-	33	84.6	4	100	-	-	-	-	37	42.0
Coccidios	4	57.1	15	38.4	-	-	1	8.3	-	-	20	22.7

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 88 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

Cuadro 12. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres del zoológico La Marina Zoo, ubicado en la provincia de Alajuela, Costa Rica.

Parásitos	Ramphastidae		Strigidae		Falconidae		Cathartidae		Cracidae		Phasianidae		Struthionidae		Dromaiidae		Psittacidae		Total*	
	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos	(n=3)		(n=3)		(n=1)		(n=1)		(n=11)		(n=3)		(n=3)		(n=2)		(n=9)		(n=36)	
<i>Strongyloides</i> spp	-	-	3	-	1	100	-	-	10	90.9	-	-	3	100	2	100	-	-	19	52.7
Strongylida	-	-	-	-	-	-	-	-	3	27.2	-	-	3	100	-	-	-	-	6	16.6
Spiruroidea	-	-	-	-	1	100	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	2.7
<i>Ascaridia</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2	100	1	11.1	3	8.3
<i>Capillaria</i> spp.	3	100	3	100	-	-	1	100	10	90.9	-	-	-	-	-	-	7	77.7	24	66.6
<i>Heterakis</i> spp.	-	-	-	-	-	-	-	-	11	100	3	100	-	-	-	-	1	11.1	15	41.6
Protozoarios																				
<i>Balantidium struthionis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	100	-	-	-	-	3	8.3
Coccidios	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	11.1	1	2.7

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 36 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

3.1.5. Prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en el zoológico Monkey Park

Fueron evaluados un total de 41 mamíferos, de los cuales 22 (53.6%) resultaron positivos. Los mamíferos del orden Artiodactyla presentaron la prevalencia más alta (Tabla 3) y los parásitos más frecuentes fueron Strongylida (59.0%), *Strongyloides* spp. (27.2%) y *Giardia duodenalis* (13.6%) (Cuadro 13).

El nematodo adulto eliminado por un individuo *A. palliata* fue identificado como *Ascaris lumbricoides* (Ascaridida, Ascaridae) (Figura 3). Sin embargo, en las heces de este animal no se identificó la presencia de los huevos de este parásito. Aún en Monkey Park, se realizó la evaluación de 24 aves, pero en ninguna se identificó parásitos gastrointestinales (Cuadro 5).



Figura 3. Eliminación pasiva de un nematodo por *A. palliata* del zoológico Monkey Park

Cuadro 13. Frecuencia de parásitos gastrointestinales diagnosticados en mamíferos silvestres en cautiverio en el Zoológico Monkey Park, Guanacaste, Costa Rica.

Parásitos	Carnivora (n=6)		Artiodactyla (n=13)		Primates (n=3)		Total *(n=22)	
	P	%	P	%	P	%	P	%
Helmintos:								
Strongylida	-	-	13	100	-	-	13	59.0
<i>Strongyloides</i> spp.	6	100	-	-	-	-	6	27.2
Protozoarios:								
<i>Giardia duodenalis</i>	-	-	-	-	3	100	3	13.6

n – número total de animales parasitados

* el total es superior a 22 debido a las infecciones múltiples

P - número de animales parasitados por cada parásito individualmente

3.2. Ectoparásitos

En el Aviarios Sloth Sanctuary se evaluó 27 perezosos (ocho *Bradypus variegatus* y 19 *Choloepus hoffmanni*), los cuales presentaban lesiones de piel que se caracterizaron por presentar áreas de alopecia con costras, eritema e intenso prurito (Figura 4). En siete (25.9%) perezosos se identificó el ácaro *Sarcoptes scabiei* (Acari, Sarcoptidae) (Figura 5); de estos, cinco eran *C. hoffmanni* y dos *B. variegatus*. Adicionalmente, en dos *C. hoffmanni* y un *B. variegatus* fueron colectadas tres garrapatas adultas (dos hembras y un macho) de la especie *Amblyomma varium* (Acari, Ixodidae).



Figura 4. Áreas de alopecia con costras, eritema e intenso prurito en *C. hoffmanni* en Aviarios Sloth Sanctuary



Figura 5. *Sarcoptes scabiei* (Acari, Sarcoptidae) en *C. hoffmanni* y *B. variegatus* en Aviarios Sloth Sanctuary

En la Marina Zoo se pudieron recolectar garrapatas en venados cola blanca (*Odocoileus virginianus*) y dantas (*Tapirus bairdii*), las cuales correspondieron a ninfas de *Boophilus microplus* (Acari, Ixodidae). De las pavas granaderas (*Penelope purpurascens*), se obtuvo el piojo masticador *Menacanthus stramineus* (Mallophaga, Amblycera).

En los anexos 7 y 8 se presenta los ectoparásitos identificados en cada una de las especies de mamíferos y aves silvestres muestreados.

3.3. Medidas de manejo de las parasitosis

De acuerdo a la encuesta realizada, en los cuatro zoológicos las parasitosis gastrointestinales son diagnosticadas por medio de exámenes coproparasitológicos, los cuales son realizados cuando hay sospecha clínica.

Varios productos antiparasitarios son utilizados en los zoológicos estudiados; sin embargo la ivermectina es el desparasitante de elección. Los intervalos y los criterios de desparasitación son muy variables. No se utilizan productos de efecto en los protozoarios.

En cuanto a la limpieza de los recintos o jaulas, en los cuatro zoológicos se hace la limpieza diaria en los recintos con piso de cemento, mientras donde hay recintos o jaulas con piso de tierra o arena, no se hace el cambio.

Las informaciones referentes a las medidas de manejo de las parasitosis gastrointestinales en los zoológico son presentadas en el cuadro 14. Las encuestas realizadas en cada zoológico son presentadas en los anexos 3, 4, 5 y 6. Las informaciones presentadas en las encuestas fueron transcritas fielmente con base a las respuestas dadas por los responsables de la salud de los animales en cada uno de los zoológicos.

Cuadro 14. Medidas de manejo de las parasitosis gastrointestinales en cuatro zoológicos de Costa Rica.

Medidas de Manejo	Zoológico 1	Zoológico 2	Zoológico 3	Zoológico 4
Diagnóstico de las parasitosis gastrointestinales	Análisis coprológicos	Análisis coprológicos	Análisis coprológicos y presentación de signos clínicos (diarrea)	Análisis coprológicos
Cuando realizan los análisis coprológicos	Cuando hay problemas	1 vez al año	Cuando hay sospecha (signos clínicos)	Cuando se enferman
Donde realizan los exámenes coprológicos	En el zoológico	En el zoológico o en laboratorio de diagnóstico*	En el zoológico o en laboratorio de diagnóstico*	Laboratorio de diagnóstico humano
Criterios de desparasitación	Al ingresar al zoológico, de acuerdo a las fechas de desparasitación establecidas, Cuando presentan signos clínicos	Con base a los resultados del análisis coprológico y fechas de desparasitación establecidas	Con base a las fechas de desparasitación establecidas y presentación de signos clínicos	De acuerdo a las fechas de desparasitación establecidas y presentación de signos clínicos
Intervalos de desparasitación	1 vez al año	Cada 6 o 12 meses	Cada 3 o 4 meses	Cada 6 meses
Productos desparasitantes	Ivermectina** (adultos) Ovistop® (jóvenes) Drontal® (jóvenes)	Ivermectina** Dectomax® Drontal® Pirantel**	Ivermectina** Praziquantel** Febendazol** Levamisol**	Ivermectina** Praziquantel** Pirantel**
Limpieza de las jaulas/recintos	Limpieza diaria del piso de cemento (água bajo presión)	Limpieza diaria del piso de cemento (yoduro de povidona), no hay cambio de la tierra	Limpieza diaria del piso de cemento (cloro y carbolina), no hay cambio de la tierra	Limpieza diaria del piso de cemento (água y acción mecánica), no hay cambio de la arena
Utensilios de limpieza	Uso individual por jaula/recinto	Uso común	Uso común	Uso común

Zoológico 1: Aviários Sloth Sanctuary; Zoológico 2: Simon Bolívar; Zoológico 3: La Marina Zoo; Zoológico 4: Monkey Park.

*no especificado (veterinario o humano); **producto comercial no determinado.

4. DISCUSIÓN

Las enfermedades parasitarias son uno de los más frecuentes problemas de salud de los animales silvestres en cautiverio y los resultados obtenidos en este estudio confirman que estos animales son hospederos de una gran diversidad de parásitos gastrointestinales y ectoparásitos.

Parásitos gastrointestinales

La prevalencia general (48.3%) de las parasitosis gastrointestinales, así como las prevalencias obtenidas en mamíferos (53.6%) y en aves (40.4%), están en concordancia con los rangos de prevalencias de 46.7% a 74.2% encontrados en mamíferos y aves de Brasil, respectivamente (Freitas et al. 2001; Freitas et al. 2002a). A pesar de que no existan estudios sobre la prevalencia del parasitismo gastrointestinal en animales silvestres en Costa Rica, estos resultados presentan una fuerte asociación con los hallazgos de estas parasitosis en animales silvestres, con base a los registros de casuística procedentes del Servicio de Patología de la Escuela de Medicina Veterinaria (Berrocal, 2006; Morales, 2006). La prevalencia encontrada tanto en mamíferos como en aves, representa un riesgo para la salud de los animales analizados, pues su asociación con el estrés del cautiverio, nutrición inadecuada, y aparición de otras enfermedades, los hace más susceptibles llegándoles a ocasionar incluso la muerte (Oliveira et al., 2002a y 2002b). Generalmente, en condiciones favorables, los animales de vida libre presentan una relación de equilibrio con sus parásitos y raramente se enferman, mientras en cautiverio esta resistencia adquirida se pierde, pues el animal cautivo presenta un mayor grado de estrés debido a varios factores (Costa et al., 1995; Diniz et al., 1997; Freitas et al., 2001 y 2002a; Oliveira et al., 2002a y 2002b). Las parasitosis gastrointestinales son

comunes en los animales en cautiverio y frecuentemente están asociadas con signos clínicos tales como diarrea (Diniz & Oliveira, 1999; Soares et al., 2000). Sin embargo en este estudio, solamente un mono *A. palliata* del zoológico Monkey Park presentó signos clínicos relacionados con parasitosis gastrointestinales.

La alta prevalencia del monoparasitismo (60.8%) encontrada en los mamíferos así como del poliparasitismo (65.0%) en las aves, difieren con lo reportado en Brasil, donde el poliparasitismo prevaleció en los mamíferos y el monoparasitismo lo fue para las aves (Freitas et al., 2001; Oliveira et al., 2002b). Los resultados obtenidos en este estudio, evidencian que las condiciones de cautiverio favorecieron tanto el monoparasitismo como las infecciones por parásitos monoxenos, que representaron el mayor porcentaje de los parásitos gastrointestinales diagnosticados, poniéndose de manifiesto la existencia de fuentes de infección limitadas y reinfecciones frecuentes. La presencia de ratas, pájaros, artrópodos y moluscos en los recintos o jaulas de los animales analizados, podría explicar la presencia de los parásitos heteroxenos, como los Spiruroidea, Cestoda y algunos Coccidios.

En *Aviarios Sloth Sanctuary* la baja frecuencia (21.2 %) y diversidad de parásitos gastrointestinales encontrada en los mamíferos *Xenarthra* (Cuadros 3 y 8), es reflejo de los hábitos alimenticios de los perezosos en vida libre, los cuales han tenido poco contacto con el suelo y con las heces antiguas (Gilmore et al., 2001; Raines, 2005), así como de las medidas de manejo practicadas en este zoológico. El haber encontrado en los recintos a los perezosos colgados en plataformas de madera, con piso de cemento, el cual es lavado diariamente, es un factor que limita el potencial de infección fecal-oral, similar a lo que ocurre en la naturaleza. No se conoce el origen de la infección de los perezosos en este zoológico, sin embargo, estos pudieron haberse infectado antes de introducirse o en el propio zoológico.

Los Coccidios, Cestoda y Spiruroidea estuvieron presentes en los perezosos, sin embargo, los dos primeros grupos de parásitos presentaron los porcentajes más altos (71.4% y 21.4% respectivamente), probablemente debido a que los animales son desparasitados con ivermectina, la cual no tiene ningún efecto contra los Coccidios y Cestoda. La fuente de infección de estos animales con protozoarios pudo haber sido a través de los alimentos, ya que en cautiverio los perezosos son alimentados con hojas frescas de plantas que acostumbran consumir en la naturaleza. Estas plantas podrían estar contaminadas con los Coccidios y/o con los artrópodos que actúan como hospederos intermediarios de los Spiruroidea y Cestoda. La geofagia es otro factor que puede facilitar la infección por estos parásitos, cuando los perezosos son liberados de los recintos y puestos en contacto con la tierra. Aunque no se pudo identificar la especie de Coccidio, el tamaño de los ooquistes esporulados diagnosticados en este estudio es compatible con el tamaño de los ooquistes de *Eimeria choloepi*, la única especie reportada en perezosos *C. didactylus* (perezosos de dos dedos) de vida libre en Brasil (Lainson & Shaw, 1982). Al igual que en el presente estudio, se ha registrado la presencia de ooquistes no esporulados de Coccidios en las heces de *Bradypus* sp. y *Choloepus* sp. en cautiverio en Brasil (Diniz & Oliveira, 1999). La identificación de *L. leptcephalus* y *M. benedeni*, reportados por primera vez en *B. variegatus* de vida libre en Costa Rica (Jiménez-Quirós & Brenes, 1956; Flores-Barroeta & Hidalgo-Escalante, 1958), corrobora el diagnóstico de los huevos de estos helmintos por las técnicas coprológicas. Sin embargo, por primera vez se reporta la identificación de huevos de Spiruroidea y de Cestoda en las heces de *B. variegatus* y *C. hoffmanni*, así como de *L. leptcephalus* y *M. benedeni* en *B. variegatus* en cautiverio (Sibaja et al., 2006a).

En el *Simón Bolívar*, *La Marina Zoo* y *Monkey Park*, las prevalencias fueron altas (59.6%, 69.2.% y 53.6% respectivamente) y los mamíferos Artiodactyla, Rodentia y Primates presentaron los porcentajes más elevados (Cuadro 3). En general la prevalencia y frecuencia de los parásitos gastrointestinales en los Carnívora fue baja. En el caso de *La Marina Zoo*, la desparasitación fue realizada en estos mamíferos aproximadamente un mes antes del inicio de los muestreos, aunque en cinco félidos de este zoológico se les diagnosticó parásitos de la familia Ancylostomatidae (Cuadro 11). Quizás por tratarse de animales adultos, en este estudio los Ancylostomatidae presentaron baja frecuencia (Cuadro 4). Estos parásitos tienen como hospederos varias especies de cánidos y félidos, y el diagnóstico se restringe únicamente a los géneros *Ancylostoma* y *Uncinaria*, de los cuales se ha reportado *A. caninum* y *A. braziliense* en cánidos y félidos cautivos y de vida libre en Costa Rica (Jiménez, 1996; Rodríguez et al., 2004).

Los nemátodos Strongylida estuvieron presentes en diversas familias de mamíferos (Cebidae, Agoutidae, Erethizontidae, Cervidae, Tayassuidae y Taipiridae) (Cuadro 4). La presencia de nemátodos gastrointestinales en familias de mamíferos en cautiverio y vida libre, ha sido ampliamente documentada en Brasil (Freitas et al., 2001; Oliveira et al., 2002a; Fernández et al., 2006), Estados Unidos (Richard et al., 1993) y Japón (Yasuda et al., 1993). En Costa Rica el parasitismo por los Strongylida *Parelaphostrongylus tenuis*, *Eucyathostomum webbi*, *Ashworthius patriciapillitae* y *Mazamastrongylus* sp. en venado cola blanca (*Odocoileus virginianus*) de vida libre ha sido documentado por Rodríguez et al. (2004).

En los primates el género *Trypanoxyuris* fue el más frecuente (46.3%), lo que corrobora los reportes de diversas especies de monos en cautiverio y en vida libre en Brasil y

Costa Rica (Valença et al., 2000; Oliveira et al., 2002a; Rodríguez et al., 2004; Chinchilla, et al., 2005). A pesar del reporte de Valença et al. (2000) que asociaron el prolapso rectal en monos *Callithrix jacchus* de vida libre con el parasitismo por *T. callithricis*, estos nemátodos son considerados poco patogénicos. Es importante destacar el diagnóstico de *G. duodenalis* y *A. lumbricoides* en un individuo adulto *A. palliata* (Anexo 7) de *Monkey Park*, el cual fue decomisado por el MINAE de una familia que lo tenía como mascota, junto con otros dos monos de la misma especie en los cuales también se les diagnosticó *G. duodenalis* (Anexo 7). La identificación de estos dos parásitos corrobora los reportes realizados en esta especie de mono en vida libre en Costa Rica (Rodríguez et al., 2004; Chinchilla et al., 2005). Este flagelado tiene la capacidad de colonizar, no solo el intestino de mamíferos, sino también el de aves, reptiles y anfibios, además de los humanos (Olson & Buret, 2001). *Giardia* spp. ha sido reportado en avestruces y rheas (Ponce-Gordo et al., 2002a; Ponce-Gordo et al., 2002b); jaguares, pumas y cauceles (Muller et al., 2005) y jabalíes (Mundim et al., 2004), entre otros.

En mamíferos de los órdenes Xenarthra y Carnívora los Coccidios aparecieron en frecuencias elevadas (Cuadro 4). En capibaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) en cautiverio en Brasil, Soares et al. (2005) reportó el parasitismo por *Eimeria* spp. En los carnívoros se ha reportado el parasitismo por varios géneros de Coccidios, como *Toxoplasma*, *Neospora*, *Sarcocystis* y *Cystoisospora*, lo que impide la identificación en nivel de género con base a la morfología de los ooquistes en las heces (Dubey, 1976; Dubey & Lindsay, 1996). En un estudio pionero realizado en un zoológico de Europa, las seroprevalencias de *T. gondii* y *N. caninum* en mamíferos del orden Carnívora fueron de 100% y 50% respectivamente (Sedlák & Bártoová, 2006). En animales jóvenes, el parasitismo por los Coccidios se asocia frecuentemente con cuadros de diarreas; los adultos son resistentes a los efectos patogénicos

de estos protozoarios, pero actúan como reservorios de la infección. Ninguno de los animales diagnosticados con estos protozoarios presentó signos clínicos. Sin embargo, es importante destacar que el parasitismo por protozoarios es con frecuencia menospreciado en los protocolos de desparasitación, los cuales se basan únicamente en la utilización de productos antihelmínticos. Se identificó el ciliado *Balantidium coli* en mamíferos de los órdenes Artiodactyla (*Tayasu tajacu* y *T. pecari*) y Perissodactyla (*Tapirus bairdii*) (Cuadros 4 y Anexo 7), mientras *B. struthionis* se detectó en las heces de avestruz (*Struthio camelus*) (Cuadro 7 y Anexo 8). En este estudio seguimos los criterios de Ponce-Gordo et al. (2002) para diferenciar los quistes de *B. coli* de *B. struthionis*. Estos resultados corroboraron lo que ha sido documentado en saínos (*Tayassu tajacu*) y jabalíes (*Sus scrofa scrofa*) en cautiverio en Brasil (Coser Júnior et al., 2002a; 2002b; Mundim et al., 2004) y en avestruces en Europa y Brasil (Ponce Gordo et al., 2002; Silva et al., 2006). *B. coli* así como *B. struthionis* fueron identificados exclusivamente en *La Marina Zoo* (Cuadros 11 y 12), quizás porque este zoológico utiliza agua no tratada para suplir las necesidades de los animales, la cual proveniente de una cuenca cercana (Anexo 5). *B. coli* es el uno de los principales agentes de diarrea en cerdos y en humanos, y la principal fuente de infección para los hospederos susceptibles es el agua no tratada (Coser Júnior et al., 2002; Mundim et al., 2004). Ninguno de los animales parasitados por *Balantidium* spp. presentó diarrea durante el estudio. Probablemente, los animales traían la infección cuando fueron introducidos al zoológico, además de que nunca fueron desparasitados con los productos indicados para el tratamiento de este ciliado. Por otra parte, *B. struthionis* es considerado específico de los avestruces y rheas (Sotiraki et al., 2001; Ponce Gordo et al., 2002) y existe la posibilidad de que los avestruces de *La Marina Zoo* hayan sido introducidos al país ya infectados.

En el grupo de las aves, los Strongylida fueron diagnosticados solamente en las familias Cracidae y Struthionidae (Cuadro 6 y Anexo 8). Los principales Strongylida de estos hospederos se restringen a los géneros *Ornithostrongylus*, *Codiostomum* y *Libyostrongylus*; únicamente las especies del último género son consideradas importantes, debido a la alta prevalencia y patogenicidad en avestruces (*Struthio camelus*) (Ponce Gordo et al., 2002; Silva et al., 2006). Los Strongylida han sido ampliamente documentados en aves en cautiverio y vida libre en Brasil (Freitas et al., 2002a; Oliveira et al., 2002b; Silva et al., 2006), Grecia (Sotiraki et al., 2001), España y Portugal (Ponce Gordo et al., 2002).

Los géneros *Strongyloides* y *Capillaria* fueron los más frecuentes en los mamíferos y en las aves respectivamente, lo que puede ser justificado a raíz del ciclo monoxeno de ambos (excepto *C. contorta* y *C. caudinflata*, únicas especies del género que son heteroxenas y que parasitan aves), además de la ocurrencia de generaciones de vida libre en el caso de *Strongyloides* spp. En este estudio, *Strongyloides* spp. fue diagnosticado en mamíferos de las familias Felidae, Cebidae, Dasypsectidae, Erethizontidae, Mustelidae, Hydrochaeridae, Tayassuidae, Taipiridae, Cervidae y Procyonidae (Anexo 7), y en la lista de los helmintos identificados en Costa Rica solamente se registra el parasitismo por este nemátodo en tepezcuintle (*Agouti paca*) (Rodríguez et al., 2004). Adicionalmente, *Strongyloides* spp. presentó una frecuencia de 18% en el estudio coprológico en félidos en cautiverio y de 9.8% en monos *Alouatta palliata* de vida libre en Costa Rica (Jiménez, 1996; Chinchilla et al., 2005). Investigaciones realizadas en Brasil evidenciaron la presencia de *Strongyloides fulleborni* y *Strongyloides* spp. en mamíferos de las familias Cebidae y Tayassuidae mantenidos en cautiverio (Freitas et al., 2001; Oliveira et al., 2002a; Mundim et al., 2004). En las aves de las familias Phasianidae, Cracidae, Psittacidae y Strigidae *S. avium* también estuvo

presente con una alta frecuencia (Cuadro 6 y Anexo 8), corroborando los resultados de Freitas et al. (2002a) y Oliveira et al. (2002b) que diagnosticaron *Strongyloides* spp. en aves de las familia Psittacidae, Cracidae, Columbidae, Phasianidae, Musophagidae, Tinamidae y Guidae en cautiverio en Brasil. En Costa Rica este nemátodo no fue identificado en el estudio realizado por Campos (1997) con aves psittacinas en cautiverio. *Capillaria* spp. fue el nematodo más frecuente en aves de las familias Tytonidae, Accipitridae, Cathartidae, Cracidae, Psittacidae, Strigidae y Ramphastidae (Cuadro 6 y Anexo 8), las cuales son mantenidas en jaulas con piso de tierra. Los resultados obtenidos son similares a los reportados en aves silvestres en cautiverio en Brasil (Freitas et al., 2002a; Oliveira et al., 2002b). Sin embargo, en el único estudio realizado con aves silvestres cautivas en Costa Rica, los parásitos más frecuentes en aves psittacinas fueron los coccidios del género *Eimeria* y los nemátodos del género *Ascaridia* (Campos, 1997).

La presencia de parásitos en las diferentes familias de aves puede que esté directamente vinculada con la presencia de artrópodos y moluscos en las jaulas o recintos cuyo piso es de tierra, lo que favorece el parasitismo (Campos, 1997). De hecho, los recintos de las aves en los zoológicos muestreados tenían piso de tierra (Anexos 4, 5 y 6). Sin embargo, las aves de *Monkey Park* no se presentaron parasitadas. Es muy importante destacar que además de la presencia de artrópodos y moluscos, en algunos zoológicos es frecuente la presencia de pequeños pájaros en los recintos de las aves, los cuales se aproximan para alimentarse de los restos de comida o simplemente son aves de paso curiosas. Sin embargo, la presencia de estos pájaros y sus heces, así como de los artrópodos y moluscos, representan una importante fuente de contaminación.

Ectoparásitos

Los ectoparásitos estuvieron presentes en los perezosos de Aviarios *Sloth Sanctuary*, los cuales incluyeron las garrapatas y ácaros. La garrapata *A. varium* ha sido reportada anteriormente en perezosos *B. variegatus* y *C. hoffmanni* en las provincias de Alajuela, Limón y San José (Calderón et al., 2005). Varias especies de garrapatas del género *Amblyomma* parasitan los perezosos, pero solo las especies *A. varium* y *A. geayi* son consideradas específicas de estos animales aunque no sean patogénicos en condiciones naturales (Aragão, 1936; Aragão & Fonseca, 1961; Waage & Best, 1985; Botelho et al., 1989; Costa, 2001; Marques et al., 2002). Sin embargo, el parasitismo por *A. varium* puede estar asociado a la transmisión de *Babesia choloepi*, hemoparásito identificado en *Choloepus* sp. (Dedet et al., 1988). El ácaro *Sarcoptes scabiei*, agente de la sarna sarcóptica o escabiosis en animales y humanos, también fue identificado en *B. variegatus* y *C. hoffmanni*. Las lesiones observadas en los animales con sarna en el presente estudio son similares a las reportadas por Oliveira et al. (2000), que por primera vez identificaron el parasitismo por este ácaro en *B. variegatus* en cautiverio en Brasil. Sin embargo, por primera vez se reporta el parasitismo por *S. scabiei* en perezosos en Costa Rica y *C. hoffmanni* es presentado como hospedero de este ácaro (Sibaja et al., 2006). Los animales que presentaron la sarna provenían del cautiverio doméstico e ingresaron al zoológico con esta dermatitis. De acuerdo a lo esperado, no se identificó la presencia de polillas en los perezosos evaluados, talvez por tratarse de animales cautivos que no tienen contacto con sus heces, debido a la limpieza diaria de los recintos; al contrario de lo que ocurre en la naturaleza cuando polillas de la especie *Cryptoses choloepi* presentan una estricta relación con los perezosos y sus heces (Waage & Montgomery, 1976; Waage & Best, 1985; Wolda, 1985). La identificación de la garrapata *B. microplus*, en venados y dantas, en la

Marina Zoo, concuerda con lo reportado por Calderón et al. (2005). Sin embargo, en lo que se refiere al piojo masticador más frecuente en las aves, *Menacanthus stramineus* (Mallophaga, Amblycera) no ha sido reportado en aves silvestres en Costa Rica, y este es su primer reporte en pavas granaderas (*Penelope purpurascens*) (Sibaja et al., 2006b). En Brasil, Freitas et al. (2002) identificaron piojos de las familias Menoponidae y Ricinidae en aves de las familias Psittacidae y Columbidae.

No está del todo claro el impacto que causan las ectoparasitosis por garrapatas y piojos en la salud de los animales silvestres, debido a la poca información disponible. Sin embargo no hay que olvidar que algunas especies de garrapatas están involucradas en la transmisión de enfermedades de alto riesgo para los animales y humanos (Botêlho et al., 2002; Calderón et al., 2005). Además de que, los ectoparásitos están involucrados en 35.7% de las dermatosis que sufren los animales silvestres mantenidos en cautiverio y, con frecuencia, están asociados a problemas de nutrición inadecuada y enfermedades sistémicas (Costa et al. 1995; Diniz et al. 1997).

Parásitos de importancia zoonótica

En este estudio es importante destacar el diagnóstico de parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de potencial zoonótico en los mamíferos evaluados en este estudio. Entre ellos podemos citar: Ancylostomatidae (Simón Bolívar, La Marina Zoo), *B. coli* (La Marina Zoo), *G. duodenalis* (Monkey Park), *A. lumbricoides* (Monkey Park) y *S. scabiei* (Sloth Sanctuary). Asimismo, algunos Coccidios de los félicos y cánidos silvestres son considerados zoonóticos, a ejemplo de *T. gondii* y algunas especies del género *Sarcocystis*. Estos datos revisten importancia no solamente por lo que se dice respecto a la salud de los animales, sino también

por la seguridad de las personas que trabajan con ellos (tales como los veterinarios, biólogos y cuidadores) y también, en alguna medida, para los visitantes. Es importante anotar que cuatro personas del *Aviarios Sloth Sanctuary*, encargadas de cuidar de los animales presentaron el mismo cuadro, al entrar en contacto con perezosos infestados con *S. scabiei*, pero a ellos no se hizo raspados de piel. Sin embargo, estas personas fueron tratadas con un acaricida y respondieron satisfactoriamente al tratamiento. La inexistencia de medidas de bioseguridad, tales como la utilización de guantes para la manipulación de los animales infestados y el aislamiento de estos animales durante el tratamiento, facilita la rápida y fácil diseminación de estos ácaros productores de sarna.

El conocimiento de la existencia de parásitos zoonóticos en los animales silvestres cautivos es una herramienta fundamental para los Médicos Veterinarios de estas especies en su importante labor para la salud pública. Por lo anterior, es necesaria la adopción de medidas de bioseguridad que minimicen el riesgo de ocurrencia, diseminación y transmisión de tales parásitos.

Manejo de las parasitosis gastrointestinales

Se observó una relación entre la prevalencia y la frecuencia obtenida de parasitosis gastrointestinales, con las características y las medidas de manejo de cada zoológico. La alta prevalencia (58.4%) y mayor diversidad de parásitos gastrointestinales (Cuadros 7, 11 y 12) de *La Marina Zoo* no era esperado debido a que en este zoológico las desparasitaciones son realizadas a intervalos cortos (cada 3 o 4 meses) (Cuadro 14 y Anexo 5). En este zoológico, la mayoría de los animales que presentaron resultados negativos estuvieron en recintos con piso de cemento (o en jaulas de malla), los cuales son lavados diariamente, contrario a los animales

parasitados que se encontraban en recintos con piso de tierra. Adicionalmente, la mayoría de los animales negativos se encontraban en la zona de cuarentena, precisamente en la zona más próxima al personal que labora en este zoológico; por lo tanto recibían atención especial en cuanto a cuidados se refiere (datos no mostrados). En general, las altas prevalencias de las parasitosis gastrointestinales son compatibles con intervalos largos de desparasitación y permanencia de los animales en ambientes persistentemente infectados (Freitas et al., 2001; Oliveira et al., 2002a y 2002b). Sin embargo, en este estudio se esperaba que, en alguna medida, la higiene diaria de los recintos o jaulas disminuyera la contaminación ambiental resultando en bajas prevalencias, aunque los intervalos de desparasitación sean largos, conforme observado en *Aviarios Sloth Sanctuary*.

Cabe destacar que únicamente en un zoológico (Simón Bolívar), el resultado de exámenes coproparasitológicos es el principal criterio para realizar la desparasitación; en los demás se realiza la desparasitación en fechas preestablecidas o cuando los animales manifiestan signos clínicos. Sin embargo, los exámenes coproparasitológicos únicamente son realizados mediante sospecha clínica y no de manera rutinaria. La realización periódica de exámenes coproparasitológicos figura como una importante medida, la cual cuando implementada como rutina reviste importancia el diagnóstico de los parásitos y de las enfermedades parasitarias (Cubas, 1996; Williams & Thorne, 1996; Huchzermeyer, 2002; Campos, 1997; Soares et al., 2000; Freitas et al., 2001 y 2002a). Para la obtención de resultados seguros y confiables es fundamental la realización de muestreos seriados debido a la eliminación intermitente de algunos parásitos. Este procedimiento fue adoptado en las colectas de heces de este estudio. Adicionalmente, en cada zoológico el muestreo seriado fue repetido después de 15 días, para respetar la prepatencia de algunos parásitos. El

diagnóstico parasitológico es fundamental para la elección de los productos antiparasitarios adecuados y su utilización en los animales que realmente los necesitan. En este estudio destacamos la utilización de la ivermectina que es utilizada ampliamente en todos los zoológicos evaluados, la cual no tiene efecto sobre los céstodos y protozoarios. En ninguno de los zoológicos se utilizó productos de efecto contra los protozoarios, aunque estos parásitos hayan sido diagnosticados en los mamíferos y aves de los cuatro zoológicos. La utilización racional de los antiparasitarios guarda relación directa con los tipos de parásitos y su administración debe ser realizada solamente a los animales comprobadamente parasitados, evitando de esta forma la utilización y gastos innecesarios (Soares et al., 2000; Freitas et al., 2001). Los animales no parasitados no necesitan ser desparasitados, y por lo tanto no pasarán por el estrés que este procedimiento conlleva, no solo por el hecho de necesitar sujetar al animal, si no también porque la sola utilización de una droga innecesaria en un organismo supone elevar la carga o estrés del mismo para metabolizar el químico. Además del bienestar de los animales, también se lograría ahorros económicos y laborales para los zoológicos. El conocimiento de la existencia de parásitos zoonóticos en los animales silvestres cautivos es una herramienta fundamental para los Médicos Veterinarios de estas especies en su importante labor para la salud pública. Por lo anterior, es necesaria la adopción de medidas de bioseguridad que minimicen el riesgo de ocurrencia, diseminación y transmisión de tales parásitos al animal.

Cabe resaltar acá que la realización de los exámenes coprológicos en laboratorios de diagnóstico humano conlleva errores pues algunos grupos de parásitos no son comunes a los humanos, por lo que se recomienda que dichos exámenes sean realizados por personal especializado en los mismos zoológicos o en laboratorios de diagnóstico veterinario.

Consideraciones generales

La identificación de los parásitos gastrointestinales y los ectoparásitos en este estudio es fundamental para ayudar a los zoológicos a conocer las interacciones parásito-hospedero y, consecuentemente, valorar el riesgo del parasitismo en estos animales. Este conocimiento ha permitido, no solo identificar las probables fuentes de infección sino también adoptar y evaluar medidas de prevención y control de los parásitos. En Costa Rica, a pesar del gran número de centros de permanencia de animales silvestres en cautiverio, por primera vez se realiza un estudio de identificación de los parásitos de diferentes poblaciones de mamíferos y aves silvestres.

5. CONCLUSIONES

- Las prevalencias y frecuencias determinadas fueron consideradas elevadas e indican la necesidad de implementación de protocolos antiparasitarios adecuados, basados sobretodo en la realización de exámenes coproparasitológicos periódicos.
- Los helmintos y los protozoarios monoxenos fueron los más frecuentes tanto en los mamíferos como en las aves, así como las garrapatas, ácaros y piojos.
- Por primera vez en Costa Rica se reporta en parasitismo por *Leiuris leptcephalus*, *Moniezia benedeni* y *Sarcoptes scabiei* en perezosos *Bradypus variegatus* y *Choloepus hoffmanni* en cautiverio. Asimismo *C. hoffmanni* es presentado por primera vez como hospedero de *S. scabiei*, mientras *Menacanthus stramineus* es reportado por primera vez en ave silvestre (*P. purpurascens*) en Costa Rica.
- En las aves el poliparasitismo fue más marcado, quizás por la utilización de tierra en los recintos y por la presencia frecuente de aves de paso en los recintos o jaulas de estos animales.
- Se evidenció la presencia de parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de importancia zoonótica. Además, se observó la ausencia casi total de medidas de bioseguridad por parte de las personas encargadas de los animales.

- Se observó relación entre los parásitos identificados con las características y medidas de manejo practicadas en los zoológicos evaluados, por lo que se recomienda cambios en lo que dice respecto a la realización de exámenes coproparasitológicos, frecuencia de utilización y elección de productos desparasitantes.

6. RECOMENDACIONES

- Realizar evaluación coproparasitológica periódica, al menos cada 3 a 4 meses, en toda la población en cautiverio. Los exámenes deben ser realizados de manera inmediata en los animales que ingresan a los zoológicos y deben ser realizados por laboratorios de diagnóstico veterinario y profesionales especializados.
- Realizar la evaluación coproparasitológica por medio de muestreos seriados (tres días consecutivos) y su repetición con intervalo de 15 días, de manera a conferirles seguridad y confiabilidad.
- Implementar protocolos de desparasitación basados en los resultados obtenidos en las evaluaciones coproparasitológicas, únicamente a los animales que lo ameriten.
- Segregar los animales de acuerdo a la edad, debido a que los adultos son más resistentes a las parasitosis que los individuos jóvenes.
- Utilizar instrumentos individuales de limpieza para cada recinto, así como realizar la limpieza de artículos de los animales de manera separada.
- Realizar periódicamente charlas, cursos y seminarios sobre cuidados y normas de bioseguridad para el personal encargado de los animales.

- Adoptar medidas de bioseguridad por parte de todas las personas que manipulan directa o indirectamente a los animales.
- Estimular la realización más investigaciones de esta índole, con el fin de ampliar los conocimientos que permitan mejorar la vida y seguridad, tanto de animales en cautiverio como de las personas que tienen contacto con ellos.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aragão, H.B. 1936. Ixodidas brasileiros e de alguns países limítrofes. Mem. I Oswaldo Cruz 31: 759-844.
- Aragão, H.B. & F. Fonseca. 1961. Notas de ixodologia: VIII lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira. Mem. I Oswaldo Cruz 59: 115-129.
- Arce, E.R. 2005. Uso de protocolos veterinarios en el proceso de reintroducción de la lapa roja (*Ara macao*) en Costa Rica. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Bengis, R.G., F.A. Leighton, J.R. Fischer, M. Artois, T. Morner & C. M. Tate. 2004. The role on wildlife in emerging and re-emerging zoonoses. Rev. Sci. Tech. 23: 497-511.
- Berrocal, A. 2006. Entrevista con el Dr. Alexis Berrocal. Servicio de Patología de la Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional. Heredia, C.R. 13 Set.
- Botelho, J.R., P.M. Linardi & C.D. Encarnação. 1989. Interrelações entre acari ixodidae e hospedeiros edentata da serra da Canastra, Minas Gerais, Brasil. Mem. I Oswaldo Cruz 84: 61-64.
- Botêlho, M.C.N., L.M.R.M. Leite, I.P. Bastos-Neto, L.A.M. Silva, M.L.C. Barreto- Campello, M.C.A. Aguiar, N.M. Serra-Freire, J.B. Oliveira. 2002. *Amblyomma dissimile* Kock, 1844 (Acari, Ixodidae) em mamíferos silvestres no Estado de Pernambuco, Brasil. Entomol. Vect. 9: 71-78.
- Calderón, V.A., V.H. Fonseca, & J. G. Hernández. 2005. Catálogo de garrapatas suaves (Acari: Argasidae) y duras (Acari: Ixodidae) de Costa Rica. Brenesia 65: 81-88.
- Campos, R.F.V. 1997. Estudio coprológico de parásitos en aves de la familia Psittacidae en el centro oficial de rescate de vida silvestre Jardín Gaia. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Chinchilla, C. M, B. O. Guerrero, G. A. Gutierrez-Espeleta, P. R. Sánchez & O. B. Rodríguez. 2005. Parásitos intestinales en monos congo *Alouatta palliata* (Primates: Cebidae) de Costa Rica. Rev. Biol. Trop. 53: 437-445.
- Coser-Júnior, R., V.V. Paula, A.I. Leite, J.B. Oliveira & M.D.B Cavalcanti. 2002. Ocorrência de enteroparasitos em catetos (*Tayassu tajacu*) mantidos em cativeiro. Rev. Bras. Med. Vet. 24: 111-113.
- Costa, A. M. 2001. Medicine and Neonatal Care of Sloths. p. 247-249. In: M. E. Fowler & Z. S. Cubas (edits). Biology, Medicine and Surgery of South American Wild Animals. Iowa State University Press, E.U.A.

- Costa, E.O., L.S.M Diniz & V.M Carvalho. 1995. Dermatoses observadas no homem e em animais de laboratório, domésticos e silvestres em São Paulo. Levantamento retrospectivo. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. 47: 601-607.
- Cubas, Z.S. 1996. Special callenges of maintaining wild animals in captivity in South America. Rev. Sci. Tech. 15: 267-287.
- Dedet, J.P., M. Veilly, Y. Robin, O. Bonnevie & I. Landau. 1988. *Babesia choloepi* N. sp. (Apicomplexa, Piroplasmida), parasite du paresseux a deux doigts, *Choloepus didactylus* (Linne, 1758) (Xenarthra, Bradypodidae) en Guiana Francaise. Ann. Parasitol. Hum. Comp. 63: 16-21.
- Diniz, L.S.M., E. O. Costa & N.R Benites. 1997. Processos dermatológicos en animais silvestres. Rev. Clín. Vet. 8: 16-19.
- Diniz, L.S.M. & P.M Oliveira. 1999. Clinical problems of sloths (*Bradypus* sp. and *Choloepus* sp.) in captivity. J. Zoo Wildlife Med. 30: 76-80.
- Dubey, J.P. 1976. A review of *Sarcocystis* of domestic animals and of other coccidia of cats and dogs. J. Am. Vet. Med. Assoc. 169: 1061-1078.
- Dubey, J.P. & D.S Lindsay. 1996. A review of *Neospora caninum* and neosporosis. Vet. Parasitol. 67: 1-59.
- Fernandes, S. B., N. E. Brand & R. A Matta. 2006. Ocurrence of *Libyostrongylus* sp. (Nematoda) in Ostriches (*Struthio camelus* Linnaeus, 1758) from the north region of the state of Rio de Janeiro, Brazil. Vet. Parasitol. 137: 175-179.
- Flores-Barroeta, L. & E. Hidalgo-Escalante. 1958. Céstodos de vertebrados VI. Rev. Biol. Trop. 6: 167-188.
- Freitas, M.F.L., J. B. Oliveira, M. D. B. Cavalcanti, R. A. Oliveira & A. Evencio-Sobrinho. 2001. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el Estado de Pernambuco, Brasil. Parasitol. Día 25: 121-125.
- Freitas, M.F.L., J. B. Oliveira, M. D. B. Cavalcanti, A.S. Leite, V.S. Magalhães, R. A. Oliveira, & A Evencio-Sobrinho. 2002a. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el Estado de Pernambuco, Brasil. Parasitol. al Día 57: 50-54.
- Freitas, M.F.L., M.C.N. Botêlho, A. S. Leite, V. D. Magalhães, A. Evencio- Sobrinho, R. A. Oliveira, M.H.C.C. Oliveira & J. B. Oliveira. 2002b. Ectoparasitos de avesAsilvestres mantidos em cativeiro no Estado de Pernambuco, Brasil. Entomol. Vect. 9: 25-33.
- Gilmore, D.P., C.P. Costa & D.P. Duarte. 2001. Sloth biology : an update on their physiological ecology, behavior and role as vectors of arthropods and arboviruses. Braz. J. Med. Biol. Res. 34: 9-25.

- Guyatt, H.L. & D.A.P Bundy. 1993. Estimation of intestinal nematode prevalence: influence of parasite mating patterns. *Parasitol.* 107: 99-105.
- Hernández, J.G. 2004. Manual de técnicas parasitológicas. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Huchzermeyer, F. W. 2002. Diseases of farmed crocodiles and ostriches. *Rev. Sci. Tech.* 21: 265-276.
- Jiménez, Y.S. 1996. Estudio coprológico de parásitos en felinos salvajes de cautiverio en Costa Rica. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional, Heredia., C. R.
- Jiménez-Quirós, O. & R. R. Brenes. 1956. Presencia de *Leiurus leptcephalus* (Rudolphi, 1819) Leukart, 1850 en *Bradypus griseus griseus* (Gray, 1871) Allen, 1891. *Rev. Biol. Trop.* 4: 157-160.
- Kirkwood, J.K. 1996. Special challenges of maintaining wildlife in captivity in Europe and Asia. *Rev. Sci. Tech.* 15: 21-309.
- Kruse, H., A. M. Kirkemo & K. Handeland. 2005. Wildlife as source of zoonotic infections. *Emerg. Infect. Dis.* 11: 776-777.
- List, M.C.S. & O.E.G. Solano. 2001. Práctica dirigida en el manejo veterinario de primates no humanos en cautiverio. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Margolis, L., G.W. Esch, J.C. Holmes, A.M. Kuris & G.A. Schad. 1982. The use of ecological terms in parasitology (report of an *ad hoc* committee of the American Society of Parasitologists). *J. Parasitol.* 68: 131-133.
- Marques, S., D. Moraes, J. L. H. Faccini & O. Castilho. 2002. Brazilian distribution of *Amblyomma varium* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae), a common parasite of sloths (Mammalia: Xenarthra). *Mem. I. Oswaldo Cruz* 97: 1141-1146.
- Morales, J.A. 2006. Entrevista con el Dr. Juan Alberto Morales. Servicio de Patología de la Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional. Heredia, C. R. 23 Ago.
- Miriuki, S.M.K., R. K. Murugu, E. Munene, G.M. Karere & D.C Chai. 1998. Some gastrointestinal parasites of zoonotic (public health) importance commonly in Old World non-human primates in Kenya. *Acta Trop.* 71: 73-82.
- Muller, G. C. K., J. A. Greinert & H. H. S. Filho. 2005. Frecuencia de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 57: 559-561.

- Mundim, M. J. S., A. V., Mundim, A. L. Q., Santos, D. D. Cabral, E. S. M., Faria & F. M. Moraes. 2004. Helmintos e protozoários em fezes de javalis (*Sus scrofa scrofa*) criados em cativeiro. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. 56: 792-795.
- Oliveira, J.B., M.D.B. Cavalcanti, G.F. Ferreira, C.A. Soares, G.A. Anderlini, G.A.A. Xavier & A. Evencio-Sobrinho. 2000. Parasitismo por *Sarcoptes scabiei* De Geer, 1778 y *Lobalges Trouessarti* Fonseca, 1954 em *Bradypus variegatus*. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec. 52: 212-214.
- Oliveira, J.B., M.D.B. Cavalcanti, A.L.A. Silva, M.F.L. Freitas, C.A. Soares, M.M. Valença, M.A.O.M. Cruz, R.A. Oliveira, & M.N. Teixeira. 2002a. Parasitos gastrointestinales de primatas não humanos em cativeiro e em vida livre. In XII Congresso Brasileiro de Parasitologia 2002, Rio de Janeiro, Brasil.
- Oliveira, J.B., M.F.L. Freitas, M.D.B. Cavalcanti, A.L.A. Silva, J.S.A. Silva, V.S. Magalhães & R.A Oliveira. 2002b. Parasitos gastrointestinales de aves silvestres (Aves, Fringilidae e Psittacidae) em cativeiro. In XII Congresso Brasileiro de Parasitologia 2002, Rio de Janeiro, Brasil.
- Olson, M. E. & A. G. Buret. 2001. Giardia and Giardiasis. p.p. 399-416. In W. M. Samuel, M. J. Pybus & A. A. Kocan. (eds.). Parasitic Diseases of Wild Mammals. Iowa State Press, Iowa.
- Peña, J.R.P. 2003. Informe final de práctica dirigida en vida silvestre con énfasis en asistencia técnica en centros de rescate y rehabilitación de vida silvestre. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Ponce-Gordo, F., S. Herrera, A. T. Castro, B. García-Durán & R. A., Martínez. 2002a. Parasites from farmed Ostriches (*Struthio camelus*) and rheas (*Rhea americana*) in Europe. Vet. Parasit. 107: 137-160.
- Ponce-Gordo, F., R. A. Martínez & S. 2004b. Herrera. *Entamoeba struthionis*, n. s. p. (Sarcostigophor: Endamoebidae) from Ostriches (*Struthio camelus*). Vet. Parasitol. 119: 327-335.
- Porter, S.L. 1996. Dealing with infectious and parasitic diseases in safari parks, roadside menageres, exotic animal auctions and rehabilitation centres. Rev. Sci. Tech. 15: 227-236.
- Quesada, R.M. 2005. Hallazgos anato-histopatológicos en serpientes en cativeiro en Costa Rica. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional, Heredia, C. R.
- Raines, J. 2005. Captive health and husbandry of the Bradypodidae. Zoo Biol. 24: 557-568.

- Rickard, L. G & T. M. Craig. 1993. *Spiculoptera spiculoptera* and *S. asymmetrica* (Nematoda: Trichostrongyloidea) from Red Deer (*Cervus elaphus*) in Texas. *J. Will. Dis.* 29: 512-515.
- Rodriguez-Ortiz. B., L. García-Prieto & G. L. Pérez-Ponce. 2004. Checklist of the helminth parasites of vertebrates in Costa Rica. *Rev. Trop.* 52: 313-354.
- Schultz, D. J., J. J. Hough & W. Boardman. 1996. Special challenges of mainlining wild animals in captivity in Australia and New Zealand: prevention of infectious and parasitic diseases. *Rev. Sce. Tech.* 15: 289-308.
- Sedlák, K. & E. Bártová, 2006. Seroprevalences of antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in zoo animals. *Vet. Parasitol.* 136: 223-231.
- Sibaja-Morales, K.D., J.B. Oliveira, G. J. Hernández, G. J. Prendas, M. F. Arroyo, J. Sandí, J. Núñez, A. Y. Avey. 2006a. Parasitos de los perezosos *Bradypus variegatus* y *Choloepus hoffmanni* en cautiverio en Costa Rica : resultados preliminares. pp. 132. *In* Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria. Oct.28-29 y 30. Asociación mexicana de parasitólogos veterinarios. Acapulco, Guerrero, Méx.
- Sibaja-Morales, K.D., J.B. Oliveira, G. J. Hernández, J. A. Morales, M. Baldí, A. Jiménez & R. Arguedas. 2006b. Identificación de la fauna parasitaria de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica : resultados preliminares. pp. 128. *In* Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria. Oct.28-29 y 30. Asociación mexicana de parasitólogos veterinarios. Acapulco, Guerrero, Méx.
- Silva, R.G., M.C.R. Andrade, M.A.B. Gonçalves, R.P. Prates & M.A.P. Romão. 2000. Infecção por *Entamoeba histolytica* em primatas não humanos mantidos em cativeiro. *Rev. Bras. Med. Vet.* 22: 37-41.
- Silva, A.L.A., J.B. Oliveira, M.D.B. Cavalcanti, M.C.N. Botelho & P.M.C. Rocha. 2006. Parasitos de avestruzes (*Struthio camelus*) criado no estado de Pernambuco. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* En prensa.
- Sloss, M.W., R. L. Kemp & A. M. Zajac. 1994. *Veterinary clinical parasitology*. 6nd Ed., Iowa State University Press. USA. 198p.
- Soares, C.A, J.B. Oliveira & M.D.C. Brito. 2000. Infecção natural por *Entamoeba histolytica* Schaudinn, 1093 em *Euphractus sexcintus* (tatu) mantidos em cativeiro. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 52: 208-209.
- Soares, M. P., S. V. Shons, T. N. Guim, G. M. Pereira & A. L. Schild. 2005. Eimeriose em Capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) criadas em cativeiro. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.* 57: 86.

- Sotiraki, S.T., G. Georgiades & A. K. Sotiriadou. 2001. Gastrointestinal parasites in ostriches (*Struthio camelus*). *Vet. Rec.* 148: 84-86.
- Takaoka, H., O. Bain, S. Uni, M. Korenaga, W.J. Kasek, C. Shirasaka, C. Aoki, Y. Otsuka, M. Fukuda, Y. Eshita & T. Daa. 2004. Zoonotic onchocerciasis caused by a parasite from wild borrad in Oita, Japan: comprehensive analysis of morphological characteristics of the worms for its diagnosis. *J. Parasitol.* 11: 92-285.
- Vicente, J. J., H. O. Rodríguez, D. C. Gómez & R. R. Pinto. 1997. Nemátodes de Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 14: 1-452.
- Valença, M. M., J. B. Oliveira, M. A. O. M. Cruz & M. E. P. Sá. 2000. *Trypanoxyuris* (*Hapaloxuyuris*) *calithricis* (Oxyurida, Oxyuridae) in Wild *Callithrix jacchus* (Linnaeus, 1758) in Northeast Brazil. *Lab. Primates Newslet.* 39: 4-5.
- Waage, J. K. & G. G. Montgomery. 1976. *Cryptoses choloepi*: a coprophagous moth that lives on a sloth. *Science* 193:157-158.
- Waage, J. K. & R.C. Best. 1985. Arthropods associates of sloths. pp. 297-311. *In*: G.G. Montgomery (ed.). *The evolution and ecology of armadillos, sloths and vermilinguas.* Smithsonian Institution Press, Washington and London.
- Williams, E. S. & E. T. Thorne. 1996. Infectious and parasitic diseases of captive carnivores, with special emphasis on the black-fooyed ferret (*Mustela nigripes*). *Rev. Sci. Tech.* 15: 91-114.
- Wolda, H. 1985. Seasonal distribution of sloth moths *Cryptoses choloepi* (Pyralidae: Chrysauginae) inlight traps in Panama. pp. 313-318. *In*: G.G. Montgomery (ed.). *The evolution and ecology of armadillos, sloths and vermilinguas.* Smithsonian Institution Press, Washington and London.
- Yamaguti, S. 1961. *Systema helminthum: the nematodes of vertebrates.* Vol. 3. Interscience Publishers. E. U. pp. 932.
- Yasuda, N., M. A., Kuzawa, H. Marayama, M. Izawa & T. Doi. 1993. Helmintos of the Tsushima Leopard Cat (*Felis bengalensis euptilura*). *J. Wild. Dis.* 29: 153-155.
- Yepez-Mulia, L., C. Arriaga, M. A. Peña, F. Gual & G. Ortega-Pierres. 1996. Serologic survey of trichinellosis in wild mammals kept in a Mexico City Zoo. *Vet. Parasitol.* 67: 237-246.

8. ANEXOS

Anexo 1. Clasificación de las aves en cautiverio en Costa Rica.

Orden	Familia	Nombre científico
Piciformes	Ramphastidae	<i>Ramphastos sulfuratus</i>
		<i>Ramphastos swainsonii</i>
		<i>Pteroglossus torquatus</i>
		<i>Aulachorhynchus prasinus</i>
Strigiformes	Tytonidae	<i>Tyto alba</i>
	Strigidae	<i>Megascops choliba</i>
		<i>Glaucidium brasilianum</i>
		<i>Ciccaba virgata</i>
		<i>Pseudoscops clamator</i>
<i>Pulsatrix perspicillata</i>		
Falconiformes	Accipitridae	<i>Elanus leucurus</i>
		<i>Buteo albonotatus</i>
		<i>Buteo jamaicensis</i>
		<i>Buteo platypterus</i>
		<i>Aquila chrysaetos</i>
	Falconidae	<i>Micrastur semitorquatus</i>
		<i>Falco peregrinus</i>
		<i>Polyborus plancus</i>
		<i>Sarcoramphus papa</i>
		<i>Ortalis vetula</i>
Galliniformes	Cracidae	<i>Crax rubra</i>
		<i>Penelope purpurascens</i>
	Phasianidae	<i>Pavo cristatus</i>
		<i>Lophura nycthemera</i>
		<i>Burhinus bistriatus</i>
Struthioniformes	Burhinidae	<i>Burhinus bistriatus</i>
	Struthionidae	<i>Struthio camelus</i>
Psittaciformes	Dromaiidae	<i>Dromaius novaehollandiae</i>
		<i>Ara macao</i>
		<i>Ara ambigua</i>
		<i>Amazona farinosa</i>
		<i>Amazona autumnalis</i>
		<i>Amazona auropalliata</i>
		<i>Aratinga finschi</i>
		<i>Aratinga canicularis</i>
		<i>Aratinga nana</i>
		<i>Pionus senilis</i>
		<i>Pionus menstruus</i>
		<i>Brotogeris jugularis</i>
		<i>Agapornis roseicollis</i>
		<i>Agapornis personata</i>
		<i>Platycercus eximius</i>
<i>Melopsittacus undulatus</i>		
<i>Nymphicus hollandicus</i>		

Anexo 2. Clasificación de los mamíferos en cautiverio en Costa Rica.

Orden	Familia	Nombre científico	
Carnívora	Felidae	<i>Leopardus pardalis</i>	
		<i>Leopardus wiedii</i>	
		<i>Panthera onca</i>	
		<i>Panthera leo</i>	
		<i>Herpailurus yaguarondi</i>	
		<i>Puma concolor</i>	
		Canidae	<i>Urocyon cinereoargentum</i>
			<i>Canis latrans</i>
		Mustelidae	<i>Galictis vittata</i>
			<i>Eira barbara</i>
	Procyonidae	<i>Procyon lotor</i>	
		<i>Potos flavus</i>	
		<i>Nasua narica</i>	
Artiodactyla	Cervidae	<i>Odocoileus virginianus</i>	
	Tayassuidae	<i>Tayassu tajacu</i>	
		<i>Tayassu pecari</i>	
		<i>Suis scrofa</i>	
Perissodactyla	Tapiridae	<i>Tapirus bairdii</i>	
Rodentia	Dasyproctidae	<i>Dasyprocta punctata</i>	
	Agoutidae	<i>Agouti paca</i>	
	Erethizontidae	<i>Coendou mexicanus</i>	
	Hydrochaeridae	<i>Hydrochaeris hydrochaeris</i>	
Primates	Cebidae	<i>Alouatta palliata</i>	
		<i>Cebus capucinus</i>	
		<i>Ateles geoffroyi</i>	
Xenarthra	Megalonychidae	<i>Choloepus hoffmanni</i>	
	Bradypodidae	<i>Bradypus variegatus</i>	

Anexo 3. Entrevista zoológico Aviarios Sloth Sanctuary.

1. ¿Qué problemas parasitarios se han presentado anteriormente?

Sarnas, se pensó que *Giardia spp.*, Coccidios produjeron un problema de diarreas pero nunca se comprobó

2. ¿Cómo diagnostican las parasitosis gastrointestinales?

Por medio de flotación con solución de Zinc.

3. ¿Qué programa de desparasitación utilizan en el centro?

Anual para adultos se utiliza ivermectina . En Jóvenes se desparasitan a entrada. No hay un patrón definido. También se realiza en casos de presentación de signos clínicos.

4. ¿Qué productos desparasitante(s) utiliza(n)?

Ivermectina. En bebés Ovistop® (pamoato de pirantel, praziquantel, mebendazol), Drontal® (embomato de pirantel, praziquantel, febantel).

5. ¿Cuál es intervalo de tiempo entre una aplicación del desparasitante y la siguiente aplicación?

Indefinido (solo en sarna 1 vez por semana) a revisión anual.

7. ¿Cuál criterio es utilizado para determinar el momento propicio para la realización de la desparasitación?

Protocolo ya establecido.

8. ¿Realizan exámenes coproparasitológicos a los animales del centro? . De hacerlo ¿cada cuánto los realiza?

No se hace, solo cuando hay problemas.

9. ¿Quién realiza los exámenes coproparasitológicos? (instituciones públicas, laboratorios privados, en el propio centro).

En el propio centro.

10. ¿Realizan rotación de productos o siempre utilizan el mismo?

El mismo. Ivermectina, Ovistop o Frontal.

11. ¿Qué productos se utilizan para la limpieza de los recintos de cada animal?

Agua a presión.

12. ¿Los implementos de limpieza utilizados (escobas, palillas, etc.) son de uso común o individualizado?

Individualizado.

13. ¿Cuál es el manejo de la arena de los recintos?. ¿Cada cuánto se realiza el cambio de la arena en los recintos?

Paños solo cambiaban cuando estaban sucios.

14. ¿Qué medidas profilácticas se utilizan para evitar problemas parasitarios?

Ninguno.

Observaciones:

Anexo 4. Entrevista Zoológico Simón Bolívar

1. ¿Qué problemas parasitarios se han presentado anteriormente?

Sí. *Strongyloides* spp. por medio de exámenes de heces (hechos en el zoológico o en laboratorios privados). Se trató con Ivermectinas.

2. ¿Cómo diagnostican las parasitosis gastrointestinales?

Exámenes de heces aquí (zoológico) o privados (laboratorios).

3. ¿Qué programa de desparasitación utilizan en el centro?

A principios y finales de año. En revisiones anuales y orales cada 6 meses.

4. ¿Qué productos desparasitante(s) utiliza(n)?

Ivermectina, Drontal® (embomato de pirantel, praziquantel, febantel), pirantel y doramectina, Fembendazol (aves)

5. ¿Cuál es intervalo de tiempo entre una aplicación del desparasitante y la siguiente aplicación?

Anual o seis meses (se trata de hacer semestral). La primera aplicación se hace por vía oral y la segunda se trata de hacer inyectada.

7. ¿Cuál criterio es utilizado para determinar el momento propicio para la realización de la desparasitación?

De acuerdo a exámenes coproparasitológicos o en algún momento de realización de anestesia (por motivos de protocolo).

8. ¿Realizan exámenes coproparasitológicos a los animales del centro?. De hacerlo ¿cada cuánto los realiza?

Sí. Una vez al año (talvez)

9. ¿Quién realiza los exámenes coproparasitológicos? (instituciones públicas, laboratorios privados, en el propio centro).

Laboratorios privados o el propio centro (por cuestión de costo económico).

10. ¿Realizan rotación de productos o siempre utilizan el mismo?

Se trata de cambiar, cuando hay recursos : Drontal si no Pirantel. Doramectina “cuando se puede”.

11. ¿Qué productos se utilizan para la limpieza de los recintos de cada animal?

Yoduro de Povidona.

12. ¿Los implementos de limpieza utilizados (escobas, palillas, etc.) son de uso común o individualizado?

Común.

13. ¿Cuál es el manejo de la arena de los recintos?. ¿Cada cuánto se realiza el cambio de la arena en los recintos?

Cada año a los pequeños. Cada 2 ó 3 meses en invierno se hace el reacomodo o se vuelve a rellenar (con arena).

14. ¿Qué medidas profilácticas se utilizan para evitar problemas parasitarios?

Desinfección y desparasitación.

Colocar alimentos fuera del suelo.

Observaciones:

- Ratas en recintos de pizotes, guatusas, monos carablanca.
- Aguas negras del recinto de pizotes caen por conexión en el recinto de guatusas y juntas; posteriormente, a jaula de monos carablanca.
- En jaula de monos colorados se observan tanto animales jóvenes como adultos.
- Se observan animales que circulan fuera de jaulas por los senderos: guatusas, patos, palomas.

Anexo 5. Entrevista zoológico La Marina Zoo

1. ¿Qué problemas parasitarios se han presentado anteriormente?

Desde 2 años hasta la fecha (tiempo desde el cual está a cargo de la salud de los animales) no se ha presentado ninguno.

2. ¿Cómo diagnostican las parasitosis gastrointestinales?

Por problemas de diarreas, se realiza exámenes de heces (técnica de flotación o directo).

3. ¿Qué programa de desparasitación utilizan en el centro?

Cada 3 o 4 meses con mamíferos, con aves igual aunque es más difícil.

4. ¿Qué productos desparasitante(s) utiliza(n)?

Ivermectina, Prazicuantel, Febendazol, Levamisol.

5. ¿Cuál es intervalo de tiempo entre una aplicación del desparasitante y la siguiente aplicación?

Tres o cuatro meses (puede variar).

7. ¿Cuál criterio es utilizado para determinar el momento propicio para la realización de la desparasitación?

Por reporte que debe entregar cada 3 meses o en caso de sospecha.

8. ¿Realizan exámenes coproparasitológicos a los animales del centro?. De hacerlo ¿cada cuánto los realiza?

Lo realiza más que todo por curiosidad, por signos clínicos, sospecha. (realiza directos y técnica de flotación).

9. ¿Quién realiza los exámenes coproparasitológicos? (instituciones públicas, laboratorios privados, en el propio centro).

El propio centro o laboratorios privados (en casos especiales).

10. ¿Realizan rotación de productos o siempre utilizan el mismo?

Si se realiza rotación de productos.

11. ¿Qué productos se utilizan para la limpieza de los recintos de cada animal?

Cloro, Carbolina (quiere iniciar con Clorhexidina).

12. ¿Los implementos de limpieza utilizados (escobas, palillas, etc.) son de uso común o individualizado?

Común.

13. ¿Cuál es el manejo de la arena de los recintos?. ¿Cada cuánto se realiza el cambio de la arena en los recintos?

Félicos: se remueve de un lado a otro de la jaula. No se cambia.

La piedra y plantas se cambian cada seis meses

14. ¿Qué medidas profilácticas se utilizan para evitar problemas parasitarios?

Desinfección ("lo mejor que se pueda), desparasitaciones, limpieza de botas, de manos, tratar de tener cepillos individuales.

Observaciones:

- El agua tanto de consumo humano como animal proviene de una naciente sin tratamiento alguno.
- Animales de diferentes órdenes están agrupadas en las mismas jaulas.

Anexo 6. Entrevista Zoológico Monkey Park

1. ¿Qué problemas parasitarios se han presentado anteriormente?

Los Congos (*Alouatta palliata*) Joe y Lucy (además de otro individuo de la misma especie pero, este para liberación) presentaron diarrea. Se diagnosticó en un laboratorio de uso humano *Strongyloides stercoralis*, *Pentatricomanas* sp. Fueron tratados con Sulfas.

2. ¿Cómo diagnostican las parasitosis gastrointestinales?

Por medio de exámenes de heces enviadas a Nicoya a un laboratorio de uso humano.

3. ¿Qué programa de desparasitación utilizan en el centro?

Dos veces al año a menos que se enfermen se aplica Ivermectina.

4. ¿Qué productos desparasitante(s) utiliza(n)?

Ivermectina, en monos pirantel y pirantel más prazicuantel.

5. ¿Cuál es intervalo de tiempo entre una aplicación del desparasitante y la siguiente aplicación?

Seis meses.

7. ¿Cuál criterio es utilizado para determinar el momento propicio para la realización de la desparasitación?

Por programa establecido o enfermedad.

8. ¿Realizan exámenes coproparasitológicos a los animales del centro? . De hacerlo ¿cada cuánto los realiza?

Sólo cuando se enferman.

9. ¿Quién realiza los exámenes coproparasitológicos? (instituciones públicas, laboratorios privados, en el propio centro).

En la boratorio privado (de uso humano).

10. ¿Realizan rotación de productos o siempre utilizan el mismo?

Hasta ahora solo usaban ivermectina pero ahora también utilizan pirantel.

11. ¿Qué productos se utilizan para la limpieza de los recintos de cada animal?

Solo agua y efecto mecánico.

12. ¿Los implementos de limpieza utilizados (escobas, palillas, etc.) son de uso común o individualizado?

Uso común.

13. ¿Cuál es el manejo de la arena de los recintos?. ¿Cada cuánto se realiza el cambio de la arena en los recintos?

Hasta ahora no se cambia porque antes solo era tierra, ahora es arena.

14. ¿Qué medidas profilácticas se utilizan para evitar problemas parasitarios?

Evitar contacto entre animales de diferentes jaulas.

Anexo 7. Parásitos gastrointestinales y ectoparásitos identificados en mamíferos silvestres en cautiverio en cuatro zoológicos en Costa Rica.

Orden	Familia	Nombre científico	Parásito	
Carnívora	Felidae	<i>Leopardus pardalis</i>	Ancylostomatidae, <i>Strongyloides</i> spp.	
		<i>Leopardus wiedii</i>	Ancylostomatidae,	
		<i>Panthera onca</i>	Ancylostomatidae, Coccidios	
		<i>Panthera leo</i>	Ancylostomatidae, <i>Strongyloides</i> spp., Coccidios	
		<i>Herpailurus yaguarondi</i>	Ancylostomatidae, <i>Strongyloides</i> spp., Coccidios	
		Canidae	<i>Canis latrans</i>	Ancylostomatidae,
			Mustelidae	<i>Galictis vittata</i>
		Procyonidae		<i>Procyon lotor</i>
			<i>Potos flavus</i>	Coccidios
		Artiodactyla	Cervidae	<i>Nasua narica</i>
<i>Odocoileus virginianus</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, Coccidios			
<i>Boophilus microplus</i> .				
Tayassuidae	<i>Tayasu tajacu</i>		Coccidios, <i>Balantidium coli</i>	
	<i>Tayasu pecari</i>		<i>Strongyloides</i> spp. Strongylida, <i>Balantidium coli</i> .	
Perissodactyla	Tapiridae	<i>Sus scrofa</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, <i>Balantidium coli</i> .	
		<i>Tapirus bairdii</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, <i>Balantidium coli</i> .	
Rodentia	Dasyproctidae	<i>Boophilus microplus</i> .		
		<i>Dasyprocta punctata</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, Coccidios, Cestoda.	
	Agoutidae	<i>Agouti paca</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, Cestoda.	
		Erethizontidae	<i>Coendou mexicanus</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida,
Hydrochaeridae	<i>Hydrochaeris hydrochaeris</i>		<i>Strongyloides</i> spp., <i>Capillaria</i> spp., Coccidios.	
	Primates	Cebidae	<i>Alouatta palliata</i>	<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida, Cestoda, <i>Giardia duodenalis</i> , <i>Ascaris lumbricoides</i> *.
<i>Cebus capucinus</i>			<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida,	
<i>Ateles geoffroyi</i>			<i>Strongyloides</i> spp., Strongylida,	
Trypanoxyuris spp.				
Xenarthra	Megalonychidae	<i>Choloepus hoffmanni</i>	Coccidios, Cestoda.	
		<i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Amblyomma varium</i> .		
Xenarthra	Bradypodidae	<i>Bradypus variegatus</i>	Spirurida	
		<i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Amblyomma varium</i> .		

* Parásito eliminado activamente por el animal.

Anexo 8. Parásitos gastrointestinales y ectoparásitos identificados en aves silvestres en cuatro zoológicos de Costa Rica.

Familia	Nombre científico	Parásitos
Ramphastidae	<i>Ramphastos sulfuratus</i>	<i>Capillaria</i> spp.
	<i>Ramphastos swainsonii</i>	<i>Capillaria</i> spp., Coccidios.
	<i>Pteroglossus torquatus</i>	<i>Strongyloides avium</i> , Coccidios.
	<i>Aulachorhynchus prasinus</i>	<i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp.
Tytonidae	<i>Tyto alba</i>	<i>Capillaria</i> spp., Cestoda
Strigidae	<i>Glaucidium brasilianum</i>	<i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp.
	<i>Pseudoscops clamator</i>	<i>Capillaria</i> spp., Cestoda
	<i>Pulsatrix perspicillata</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>S. avium</i> , Cestoda
Accipitridae	<i>Aquila crhytaetos</i>	<i>Capillaria</i> spp., Cestoda
Falconidae	<i>Micrastur semitorquatus</i>	<i>Capillaria</i> spp., Cestoda
	<i>Polyborus plancus</i>	<i>S. avium</i> ., Spiruroidea
Cathartidae	<i>Sarcoramphus papa</i>	<i>Capillaria</i> spp.
Cracidae	<i>Ortalis vetula</i>	Cestoda
	<i>Crax rubra</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>S. avium</i> , Strongylida, <i>Heterakis</i> spp.
	<i>Penelope purpurascens</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp., <i>Heterakis</i> spp., Coccidios.
		<i>Menacanthus stramineus</i> .
Phasianidae	<i>Pavo cristatus</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp, <i>Heterakis</i> spp., Coccidios.
	<i>Lophura nycthemera</i>	<i>Heterakis</i> spp.
Burhinidae	<i>Burhinus bistriatus</i>	Cestoda
Struthionidae	<i>Struthio camelus</i>	<i>S. avium</i> , Strongylida, <i>Balantidium struthionis</i> ..
Dromaiidae	<i>Dromaius novaehollandiae</i>	<i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp.
Psittacidae	<i>Ara ambigua</i> , <i>Agapornis roseicollis</i> , <i>A. personata</i> , <i>Platycercus eximius</i>	<i>Capillaria</i> spp.
	<i>Ara macao</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>Ascaridia</i> spp.
	<i>Amazona farinosa</i>	<i>Capillaria</i> spp., <i>S. avium</i> , <i>Heterakis</i> spp., Coccidios.
	<i>Amazona autumnalis</i>	<i>S. avium</i> , <i>Ascaridia</i> spp. Coccidios.