

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PROTOZOOS
SANGUÍNEOS EN ESPECIES CARNÍVORAS DE LAS FAMILIAS
MUSTELIDAE, CANIDAE Y PROCYONIDAE DEL PARQUE
ZOOLOGICO NACIONAL “LA AURORA”, GUATEMALA, 2017**

ANA DEL CARMEN CAMEY

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA, AGOSTO DE 2021

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PROTOZOOS
SANGUÍNEOS EN ESPECIES CARNÍVORAS DE LAS FAMILIAS
MUSTELIDAE, CANIDAE Y PROCYONIDAE DEL PARQUE
ZOOLOGICO NACIONAL “LA AURORA”, GUATEMALA, 2017**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD
POR**

ANA DEL CARMEN CAMEY

Al conferírsele el título profesional de

MÉDICA VETERINARIA

En el grado de Licenciado

GUATEMALA, AGOSTO DE 2021

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA

DECANO: M.A. Rodolfo Chang Shum

SECRETARIA: M.Sc. Lucrecia Emperatriz Motta Rodríguez

VOCAL I: M.Sc. Juan José Prem González

VOCAL II: Lic. Zoot. Miguel Ángel Rodenas Argueta

VOCAL III: M.V. Edwin Rigoberto Herrera Villatoro

VOCAL IV: P. Agr. Luis Gerardo López Morales

VOCAL V: Br. María José Solares Herrera

ASESORES:

M.A. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA
M.Sc. ALEJANDRO JOSÉ HUN MARTÍNEZ

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PROTOZOOS SANGUÍNEOS EN ESPECIES CARNÍVORAS DE LAS FAMILIAS MUSTELIDAE, CANIDAE Y PROCYONIDAE DEL PARQUE ZOOLOGÍCO NACIONAL “LA AURORA”, GUATEMALA, 2017

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO A

A DIOS:

Por darme la vida, por darme una familia amorosa, incondicional y gritona y; sobre todo por darme dos madres: ¡las AMO!, por sus bendiciones y por hacer realidad mi sueño... ser Médica Veterinaria.

A MI FAMILIA:

Por su amor, confianza, paciencia y apoyo incondicional, que fue esencial para el desarrollo y culminación de esta meta.

AGRADECIMIENTOS

- A DIOS Y VIRGEN MARÍA:** Por la vida, por mi familia y por los amigos que me ha dado; por las habilidades y destrezas otorgadas.
- A MI MADRE:** Por darme la vida, por su amor, dedicación y paciencia.
- A MI FAMILIA Y A PEDRO REYES (TITO):** Por su confianza y apoyo incondicional en cada etapa de mi vida y por haberme proporcionado las facilidades para cumplir mi sueño, lo logramos!!.
- A LA F.M.V.Z.:** Por ser mi casa de estudios y la base de mi formación profesional.
- AI P.Z.N.L.A.:** Por abrir las puertas de su institución y permitirme trabajar con ejemplares maravillosos y, sobre todo por brindarme la oportunidad de conocer, aprender y trabajar con personas increíbles que en el camino se volvieron grandes amigos.
- A MIS ASESORES:** Por su ayuda, orientación y paciencia en el desarrollo de mi trabajo de investigación y por instarme a seguir adelante.
- A MIS AMIGOS:** Por su amistad, por estar siempre a mi lado sin importar las circunstancias brindándome su apoyo, por todos los momentos vividos; ustedes hacen de mi vida la mejor.

A LAS FAMILIAS ORTEGA PEREIRA Y GONZÁLEZ CIFUENTES: Porque cada familia me brindó una amiga incondicional, pero, principalmente porque es hermoso que te quieran en una casa que no es la tuya, que te abran las puertas de su casa y de su corazón y te hagan sentir querido.

A MIS PADRINOS DE GRADUACIÓN: Por insistir constantemente en dar este paso, por compartir conmigo este momento especial y principalmente por ser mi ejemplo a seguir.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	2
2.1 Objetivo general.....	2
2.2 Objetivos específicos.....	2
III. REVISIÓN DE LITERATURA	3
3.1 Orden Carnívora.....	3
3.1.1 Familia Canidae.....	4
3.1.1.1 Información biológica de las especies en estudio.....	5
3.1.1.1.1 Coyote (<i>Canis latrans</i>).....	5
3.1.1.1.2 Zorra gris (<i>Urocyon cinereoargenteus</i>).....	6
3.1.2 Familia Mustelidae.....	6
3.1.2.1 Información biológica de las especies en estudio.....	7
3.1.2.1.1 Perico ligero (<i>Eira barbara</i>).....	7
3.1.3 Familia Procyonidae.....	8
3.1.3.1 Información biológica de las especies en estudio.....	9
3.1.3.1.1 Mapache (<i>Procyon lotor</i>).....	9
3.1.3.1.2 Micoleón (<i>Potos flavus</i>).....	10
3.1.3.1.3 Pizote (<i>Nasua narica</i>).....	11
3.2 Hemoparásitos.....	12
3.2.1 Babesia.....	13
3.2.1.1 Etiología.....	13
3.2.1.2 Transmisión.....	13
3.2.1.3 Ciclo biológico.....	13
3.2.1.4 Distribución.....	14
3.2.1.5 Diagnóstico.....	15
3.2.1.6 Tratamiento.....	15
3.2.1.7 Medidas de prevención y control.....	16

3.2.2 Hepatozoon.....	16
3.2.2.1 Etiología.....	16
3.2.2.2 Transmisión.....	16
3.2.2.3 Ciclo biológico.....	17
3.2.2.4 Diagnóstico.....	17
3.2.2.5 Tratamiento.....	18
3.2.2.6 Medidas de prevención y control.....	18
3.2.3 Rangelia.....	18
3.2.3.1 Etiología.....	18
3.2.3.2 Transmisión.....	19
3.2.3.3 Ciclo biológico.....	19
3.2.3.4 Distribución.....	19
3.2.3.5 Diagnóstico.....	19
3.2.3.6 Tratamiento.....	20
3.2.3.7 Medidas de prevención y control.....	20
3.2.4 Trypanosoma.....	20
3.2.4.1 Etiología.....	20
3.2.4.2 Transmisión.....	21
3.2.4.3 Ciclo biológico.....	21
3.2.4.4 Distribución.....	22
3.2.4.5 Diagnóstico.....	22
3.2.4.6 Tratamiento.....	23
3.2.4.7 Medidas de prevención y control.....	23
3.3 Hemoparásitos en carnívoros mantenidos en cautiverios.....	24
3.3.1 Estudios previos.....	24
3.4 Sitio de venopunción según la especie.....	26
3.4.1 Canidae.....	27
3.4.2 Mustelidae.....	27
3.4.3 Procyonidae.....	28

3.5 Frote sanguíneo.....	28
3.5.1 Partes de un frote sanguíneo.....	29
3.5.2 Preparación de frote fino.....	29
3.5.3 Técnicas de tinción.....	30
3.5.3.1 Coloración con Giemsa.....	31
3.6 Procedimiento hematológico del laboratorio de referencia, LABCENTER.....	31
3.6.1 Velocidad de sedimentación.....	31
3.6.2 Fórmula leucocitaria.....	32
3.6.3 Recuento de leucocitos.....	32
3.6.4 Determinación del hematocrito.....	33
IV. MATERIALES Y MÉTODOS.....	34
4.1 Materiales.....	34
4.1.1 Recursos humanos.....	34
4.1.2 Equipo de captura.....	34
4.1.3 Material biológico.....	34
4.1.4 Material de campo.....	34
4.1.5 Material de laboratorio.....	35
4.1.6 Material de escritorio.....	35
4.1.7 Recursos institucionales.....	35
4.2 Metodología.....	36
4.2.1 Área de estudio.....	36
4.2.2 Diseño de estudio.....	36
4.2.2.1 Tipo de estudio.....	36
4.2.3 Período de colecta de datos.....	36
4.2.4 Población y muestra.....	36
4.2.5 Obtención y procesamiento de muestras sanguíneas.....	37
4.2.5.1 Obtención de muestra sanguínea.....	37
4.2.5.2 Procesamiento de la muestra sanguínea.....	39
4.2.5.3 Pasos para la obtención de frote fino.....	39
4.2.5.4 Pasos para la coloración con Giemsa.....	40

4.2.5.5 Observación de las muestras.....	40
4.2.5.6 Procedimiento de hematología.....	40
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	41
VI. CONCLUSIONES.....	45
VII. RECOMENDACIONES.....	46
VIII. RESUMEN.....	47
SUMMARY.....	48
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	49
X. ANEXOS.....	55

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Valores hematológicos de <i>Canis latrans</i>	5
Cuadro 2 Valores hematológicos de <i>Urocyon cinereoargenteus</i>	6
Cuadro 3 Valores hematológicos de <i>Eira barbara</i>	8
Cuadro 4 Valores hematológicos de <i>Procyon lotor</i>	9
Cuadro 5 Valores hematológicos de <i>Potos flavus</i>	10
Cuadro 6 Valores hematológicos de <i>Nasua narica</i>	11
Cuadro 7 Distribución de <i>Trypanosoma</i> spp.....	22
Cuadro 8 Estudios realizados sobre la infección de <i>Babesia</i> en carnívoros silvestres.....	25
Cuadro 9 Población de animales sometidos a estudio según familia.....	37
Cuadro 10 Sitios de venopunción según la especie sometida a estudio.....	38

I. INTRODUCCIÓN

Los hemoparásitos son parásitos protozoarios que infectan células sanguíneas o células endoteliales de numerosos vertebrados silvestres y domésticos (Alvarado, Solano y Millán, 2016). Las infecciones por protozoarios sanguíneos son frecuentes en carnívoros silvestres en todo el mundo, aunque hay poca información sobre su importancia clínica y epidemiológica (Rodríguez et al., 2008).

En Guatemala y en Centroamérica la información sobre hemoparásitos en animales silvestres es escasa. Estas enfermedades se encontraban establecidas casi exclusivamente en áreas rurales, donde se encuentran de manera natural los reservorios y se favorece la reproducción de los patógenos, provocando así la transmisión al hombre, animales domésticos y peridomésticos; favoreciendo su dispersión hacia zonas semi urbanas y urbanas (Miller & Fowler, 2015).

Las colecciones privadas con fauna silvestre en cautiverio, favorecen la presencia de enfermedades de este tipo debido a las altas poblaciones y exposición a vectores (Rodríguez et al., 2008). En condiciones normales los hemoparásitos, no representan mayor amenaza para la salud de los animales, pero en situaciones de estrés como usualmente sucede en estos lugares, pueden volverse un problema clínico (Miller & Fowler, 2015).

El Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, cuenta con especies silvestres y nativas de las familias Mustelidae, Canidae y Procyonidae, sin manejar información científica sobre las posibles afecciones causadas por protozoos sanguíneos. Por lo tanto, el presente estudio tiene como objetivo, determinar la presencia de protozoos sanguíneos en especies carnívoras de las familias: Mustelidae, Canidae y Procyonidae, mediante la evaluación del frote sanguíneo.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

- Generar conocimiento sobre los protozoos sanguíneos que afectan a las especies carnívoras del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”.

2.2 Objetivos específicos

- Identificar los protozoos sanguíneos que afectan a especies carnívoras de la familia: Canidae, Mustelidae y Procyonidae del Parque Zoológico Nacional “La Aurora” por medio de frote sanguíneo.
- Describir si existen alteraciones hematológicas en las especies carnívoras de la familia Canidae, Mustelidae y Procyonidae.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Orden Carnívora

El orden carnívora es uno de los grupos de animales que ha llamado fuertemente la atención del ser humano. Es un orden de los mamíferos que incluye alrededor de 260 especies, que en su mayoría son terrestres (Ginsberg, 2001).

La mayoría de las especies posee garras afiladas y como mínimo cuatro dedos en cada extremidad. La principal característica de este orden, consiste en la conversión del cuarto premolar superior y el primer molar inferior en dientes especializados para oponerse entre sí y, maximizar la eficiencia de cizallamiento para cortar carne, estos se denominan dientes carnales o sectoriales (Miller & Fowler, 2015); de igual forma, los dientes caninos se han desarrollado para hacer más eficiente la captura de sus presas (Cabrera, Lozano y Molano, 1995).

El principal componente de su dieta es la carne, sin embargo, otros representantes de este orden incluyen insectos, frutas y hojas en su dieta. Por lo general los carnívoros no se especializan en una sola presa, lo cual los convierte en un efectivo regulador natural de poblaciones. Las especies puramente carnívoras, como los felinos, tienen bajas densidades y grandes territorios para suplir sus necesidades alimenticias, sin acabar con los recursos del medio (Cabrera, Lozano y Molano, 1995).

Los pequeños carnívoros son susceptibles a los mismos parásitos que los carnívoros domésticos, parásitos como: ácaros, moscas hematófagas, pulgas y garrapatas pueden ser detectados durante el examen físico de rutina (AZA Small Carnivore 2010).

3.1.1 Familia Canidae

La familia Canidae es una de las familias carnívoras geográficamente más extendida; ya que, al menos una especie silvestre está presente en cada continente, excepto la Antártida (Miller & Fowler, 2015).

La mayoría de las especies de esta familia presenta dimorfismo sexual, los machos suelen ser más grandes en relación con las hembras. Algunas especies son solitarias, otras forman parejas monógamas, monógamas estacionales y otras forman grandes grupos de múltiples generaciones. Algunas especies como el coyote (*Canis latrans*) presentan una extrema flexibilidad social, siendo capaces de existir como individuos solitarios, en parejas o en grandes y complejos grupos (Miller & Fowler, 2015).

La fórmula dental de los caninos es: incisivos (I) 3/3, caninos (C) 1/1, premolares (P) 4/4, molares (M) 2/2 (Miller & Fowler, 2015).

El mecanismo de pérdida de calor primario en los cánidos consiste en que las glándulas nasales laterales proporcionan humedad durante el jadeo. Las glándulas sudoríparas sólo están presentes en las almohadillas y no son significativas para la disipación del calor. Los músculos cutáneos pueden controlar el pelaje y desempeñar un papel termorregulador importante. Los cánidos tienen cuatro dígitos en cada miembro posterior y cinco en cada miembro anterior, aunque el primer dígito puede ser rudimentario (Miller & Fowler, 2015).

Los cánidos tienen desarrollados los sentidos de la audición, el olfato y la visión, que son fundamentales para el mantenimiento de los grupos sociales, la comunicación entre coespecíficos y el mantenimiento de territorios. Las señales olfativas de orina, heces y glándulas anales cumplen un papel importante en la interacción social de los cánidos (Miller & Fowler, 2015).

Los ectoparásitos (pulgas, garrapatas, chinches y piojos) pueden ser una causa de anemia en neonatos juveniles y pueden servir como vectores de enfermedades (anaplasmosis, babesiosis, erlichiosis, borreliosis) (Miller & Fowler, 2015).

3.1.1.1 Información biológica de las especies en estudio

3.1.1.1.1 Coyote, *Canis latrans*

- **Peso:** 7.7 a 16 kilogramos (Miller & Fowler, 2015).
- **Distribución geográfica:** Desde el norte de Canadá, Estados Unidos, México hasta el sur de Panamá.
- **Característica distintiva:** La coloración varía de marrón a gris amarillento.
- **Esperanza de vida:** 10 años en vida libre y 18 años en cautiverio.
- **Alimentación:** Es 90% carnívoro, puede consumir frutas (Tokar, 2001).

Cuadro 1
Valores hematológicos de *Canis latrans*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	46.43	31.6 - 59.4
Hemoglobina (g/dL)	15.2	10.4 - 19.2
Recuento de leucocitos (10³/μL)	8.72	4.30 - 16.75
Neutrófilos (10³/μL)	5.74	2.37 - 11.70
Linfocitos (10³/μL)	1.6	0.43 - 4.01
Monocitos (10³/μL)	0.39	0.05 – 1.03
Eosinófilos (10³/μL)	0.83	0.08 – 2.60
Basófilos (10³/μL)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.1.1.1.2 Zorra gris, *Urocyon cinereoargenteus*

- **Peso:** 2 a 5.5 kilogramos (Miller & Fowler, 2015).
- **Distribución geográfica:** Desde el sur de Canadá hasta Venezuela y Colombia.
- **Característica distintiva:** Es el único miembro de la familia Canidae que puede trepar a los árboles.
- **Esperanza de vida:** 6 a 10 años.
- **Alimentación:** Omnívoro (Vu, 2011).

Cuadro 2
Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	39.6	22.2 - 56.7
Hemoglobina (g/dL)	12.7	7.8 - 17.4
Recuento de leucocitos (10³/μL)	7.13	0.64 - 12.11
Neutrófilos (10³/μL)	4.47	0.00 - 8.92
Linfocitos (10³/μL)	1.64	0.00 - 3.24
Monocitos (10³/μL)	0.24	0.00 – 0.53
Eosinófilos (10³/μL)	0.44	0.00 – 1.12
Basófilos (10³/μL)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.1.2 Familia Mustelidae

La mayoría de los mustélidos tienen una columna vertebral altamente flexible y carecen de clavícula; los miembros son relativamente cortos, terminando en miembros con cinco dígitos. Las garras no son (o sólo parcialmente) retráctiles.

Presentan la dentición carnívora típica con un número de dientes que varía de 28 a 40. Los dientes caninos están desarrollados y el último premolar (mandíbula superior) y el primer molar (mandíbula inferior) forman una estructura en forma de tijeras para procesar alimentos. Los mustélidos tienen un estómago simple y un tracto gastrointestinal corto, sin ciego. Las glándulas anales pareadas producen secreciones olorosas características de la especie y son usadas para marcar su hábitat (Miller & Fowler, 2015).

Los mustélidos son predominantemente solitarios, los machos y las hembras se reúnen sólo durante el período reproductivo y, las comunidades sociales generalmente incluyen a la madre y a su descendencia. La característica dimórfica consiste en que los machos son 25% más grandes que las hembras (Miller & Fowler, 2015).

Los hábitos alimenticios varían significativamente, algunos son carnívoros estrictos (hurón, comadreja), algunos son omnívoros (tejones) y, otros son piscívoros (nutrias) (Miller & Fowler, 2015).

3.1.2.1 Información biológica de las especies en estudio

3.1.2.1.1 Perico ligero, *Eira barbara*

- **Peso:** 4 a 6 kilogramos
- **Distribución geográfica:** Desde el noroeste de México hasta Argentina.
- **Característica distintiva:** Pelaje de color café oscuro a negro.
- **Esperanza de vida:** 18 años.
- **Alimentación:** Miel, frutas, insectos, pájaros, roedores (Miller & Fowler, 2015).

Cuadro 3
Valores hematológicos de *Eira barbara*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	42.9	28.5 - 59.0
Hemoglobina (g/dL)	14.1	10.5 - 18.2
Recuento de leucocitos (10³/μL)	6.21	2.51 - 9.42
Neutrófilos (10³/μL)	4.60	0.94 - 7.76
Linfocitos (10³/μL)	1.20	0.00 - 2.49
Monocitos (10³/μL)	0.19	0.00 – 0.49
Eosinófilos (10³/μL)	0.20	---
Basófilos (10³/μL)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.1.3 Familia Procyonidae

Los miembros de la familia Procyonidae, son miembros pequeños y medianos, principalmente nocturnos. La mayoría de los prociónidos tienen cuerpos alargados, delgados y colas largas, sus miembros anteriores y posteriores terminan en cinco dígitos y son plantígrados (Miller & Fowler, 2015). El pelaje es gris o marrón, a veces con marcas contrastantes en la cara y, anillos claros y oscuros alrededor de la cola (Myers, 2000).

El sistema digestivo de los prociónidos carece de ciego. Generalmente son omnívoros, comen una amplia variedad de alimentos, incluyendo alimento para perros, frutas y verduras (Miller & Fowler, 2015).

Todas las especies en cierto grado son arbóreas, a menudo buscan refugio en los árboles cuando son perseguidos por los depredadores. La mayoría son nocturnas, a menudo tienen sus madrigueras en árboles huecos (Myers, 2000).

3.1.3.1 Información biológica de las especies en estudio

3.1.3.1.1 Mapache, *Procyon lotor*

- **Peso:** 2 a 12 kilogramos
- **Distribución geográfica:** Desde Norteamérica hasta Panamá (Miller & Fowler, 2015).
- **Característica distintiva:** Posee una máscara negra rodeando a los ojos y el pelaje de la cola posee entre 4 a 10 anillos negros.
- **Esperanza de vida:** En vida libre viven 16 años y en cautiverio 21 años.
- **Alimentación:** Omnívoro (Fox, 2001).

Cuadro 4
Valores hematológicos de *Procyon lotor*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	35.1	17.9 - 50.0
Hemoglobina (g/dL)	11.9	6.4 - 15.9
Recuento de leucocitos (10³/μL)	8.94	3.67 - 18.57
Neutrófilos (10³/μL)	3.88	1.23 - 9.16
Linfocitos (10³/μL)	3.71	1.05 - 7.44
Monocitos (10³/μL)	0.32	0.04 – 1.00
Eosinófilos (10³/μL)	0.67	0.08 – 2.12
Basófilos (10³/μL)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.1.3.1.2 Micoleón, *Potos flavus*

- **Peso:** 1.4 a 4.6 kilogramos
- **Distribución geográfica:** Desde el sur de México hasta Brasil.
- **Característica distintiva:**
Tiene una lengua larga y estrecha adaptada para comer fruta y miel (Miller & Fowler, 2015); y posee cola prensil (Myers, 2000).
- **Esperanza de vida:**
29 años en vida libre, 40 años en cautiverio (Rehder, 2007).
- **Alimentación:**
Es frugívoro, pero también come insectos y pequeños vertebrados (Miller & Fowler, 2015).

Cuadro 5
Valores hematológicos de *Potos flavus*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	39.6	29.9 - 52.0
Hemoglobina (g/dL)	13.4	9.7 - 17.7
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	8.74	2.48 - 20.07
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.84	0.91 - 8.77
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.13	0.42 - 8.45
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.25	0.04 – 0.68
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.24	0.04 – 4.8
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.1.3.1.3 Pizote, *Nasua narica*

- **Peso:** 3 a 6 kilogramos
- **Distribución geográfica:**
Desde Norteamérica hasta Argentina (Miller & Fowler, 2015).
- **Característica distintiva:**
La cola es móvil y la utiliza para equilibrarse. El hocico es largo y puntiagudo con un extremo flexible (Myers, 2000).
- **Esperanza de vida:** 14 años
- **Alimentación:** Omnívoro (Marceau, 2001).

Cuadro 6
Valores hematológicos de *Nasua narica*

Análisis hematológico	Valor	Intervalo
Hematocrito (%)	35.3	26.1 - 46.1
Hemoglobina (g/dL)	11.4	8.0 - 14.5
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	8.81	4.01 - 17.54
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	5.42	1.71 - 13.10
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48	0.54 - 6.38
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.30	0.04 – 0.85
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.40	0.05 – 1.20
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	---

Fuente: Teare, A. 2013.

3.2 Hemoparásitos

Los hemoparásitos causan importantes problemas de salud a los animales, produciéndoles cuadros clínicos de enfermedades y en ocasiones la muerte. Las colecciones privadas cuentan con fauna silvestre que está expuesta a numerosos agentes que afectan la sangre y que son transmitidos principalmente por vectores biológicos (Rodríguez et al., 2008).

Los hemoparásitos, son parásitos protozoarios transmitidos por garrapatas que infectan células sanguíneas (eritrocitos, linfocitos u otros leucocitos) o células endoteliales de numerosos vertebrados salvajes y domésticos en todo el mundo. Estos parásitos causan enfermedades graves en perros, gatos, ganado, mamíferos salvajes y, ocasionalmente, en los seres humanos. Las infecciones por protozoarios sanguíneos son frecuentes en carnívoros silvestres en todo el mundo, aunque hay poca información sobre su importancia clínica y epidemiológica (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

Actualmente hay varias especies reconocidas de *Babesia*, de *Theileria*, de *Cytauxzoon* y de *Rangelia* que infectan carnívoros cautivos y salvajes, incluidos miembros de las familias Canidae, Felidae, Mustelidae, Procyonidae, Ursidae, Viverridae, Hyaenidae y Herpestidae en las Américas, Europa, Asia y África (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

La enfermedad y la mortalidad se han documentado en algunos carnívoros silvestres, mientras que otras especies parecen actuar como reservorios subclínicos naturales. Varios factores (huéspedes no naturales, estrés debido al cautiverio, degradación del hábitat, fluctuación del clima o inmunosupresión) se han asociado con la susceptibilidad de la enfermedad a las infecciones por protozoarios sanguíneos en algunas especies en cautividad (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

3.2.1 Babesia

3.2.1.1 Etiología

La babesiosis es causada por la infección con parásitos protozoarios del género *Babesia*, éstos son parásitos intraeritrocíticos y, pueden producir enfermedad en sus huéspedes, que se caracteriza por una reacción febril, ictericia, anemia hemolítica, hemoglobinuria y mortalidad (Mehlhorn, 2001).

Este parásito es grande, intracelular, de forma piriforme fácil de reconocer, que se multiplica en los glóbulos rojos. Estos organismos tienen normalmente una anchura de 2.3 a 3µm y una longitud de 4 a 5µm. En la célula pueden aparecer múltiples organismos. Figura 1 y 2 (Reagan y Sanders, 2000).

La infección por *Babesia* spp., ha sido reportada en varias especies carnívoras pertenecientes a ocho familias (Canidae, Ursidae, Procyonidae, Mustelidae, Felidae, Viverridae, Hyaenidae, Herpestidae) en Europa, África, América y Asia (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

3.2.1.2 Transmisión

Las babesias son parásitos de los glóbulos rojos que se transmiten naturalmente por garrapatas, generalmente del género *Ixodes* (Acha, 2003).

3.2.1.3 Ciclo biológico

El ciclo biológico, se da cuando una garrapata infectada pica a un mamífero, introduce con su saliva, unos parásitos piriformes (esporozoítos de 1.5 a 3µm de largo) que rápidamente penetran en los eritrocitos del huésped. La mayoría de los parásitos crece en los glóbulos como trofozoítos o merozoítos piriformes y otra

parte, como gamontes. Los trofozoítos o merozoítos a menudo se dividen asexualmente en dos organismos que forman una “V”. *Babesia microti* a veces se divide en cuatro formando una tétrada o cruz de malta. Cuando alcanzan su desarrollo completo y miden entre 1 y 5µm de largo, los parásitos abandonan los glóbulos rojos, a menudo destruyéndolos e invaden nuevos eritrocitos. Este ciclo se repite hasta que el huésped muere o se controla la infección. Por el contrario, los gamontes crecen dentro del glóbulo rojo del huésped hasta adquirir la forma de un parásito ovalado o redondeado que no se desarrolla más allá de este estadio. Esos gamontes son los precursores de los parásitos sexuales que continuarán multiplicándose en la garrapata (Acha, 2003).

Cuando una garrapata chupa sangre que contiene parásitos, los merozoítos se destruyen en el aparato digestivo, pero los gamontes maduran y se transforman en gametos masculinos y femeninos que se fusionan y forman cigotos móviles, los quinetos. Estos pasan al hemocele e invaden numerosos órganos de la garrapata, donde se dividen asexualmente e invaden nuevos órganos. Cuando los quinetos invaden los oocitos, pueden pasar a la próxima generación de garrapatas en el huevo (transmisión transovárica). Cuando los quinetos invaden las glándulas salivales de la garrapata se transforman en esporozoítos, después de que la glándula salival haya experimentado algún desarrollo durante la alimentación del artrópodo. Por esta razón, los esporozoítos se inoculan algunos días después de que la garrapata infectada inicia su alimentación (Mehlhorn, 2001).

3.2.1.4 Distribución

Ocurre en una amplia variedad de huéspedes vertebrados y tiene una distribución muy amplia alrededor del mundo (Mehlhorn, 2001). Se le encuentra principalmente en el sudeste de los Estados Unidos, en América del Sur y América Central, en el sur de Europa, África, Asia y Australia (Reagan y Sanders, 2000).

3.2.1.5 Diagnóstico

El diagnóstico de la babesiosis se sospecha por la sintomatología clínica y los antecedentes epidemiológicos (picaduras de garrapatas). Se confirma en casos febriles o agudos por el hallazgo de los parásitos basófilos piriformes en el interior de los eritrocitos mediante frote fino teñido con la coloración de Giemsa (Acha, 2003).

En casos más crónicos, en los que la parasitemia es baja, se puede recurrir a exámenes serológicos como la prueba de inmunofluorescencia indirecta o a la sub-inoculación de sangre en animales susceptibles. En los casos crónicos o antes de que las babesias aparezcan en la sangre en números detectables, se puede utilizar la reacción de la cadena de la polimerasa para evidenciar los ácidos nucleicos específicos del parásito (Acha, 2003; Krause, et al., 1996).

3.2.1.6 Tratamiento

El dipropionato de imidocarb es eficaz en la prevención y el tratamiento de la babesiosis, su mecanismo de acción interfiere en la síntesis de ácidos nucleicos; el período de protección puede durar varias semanas (el fármaco se elimina lentamente, siendo la bilis una vía importante de excreción) dependiendo de la dosis utilizada. Este fármaco muestra eficacia frente a varios protozoarios del género *Babesia* (Mehlhorn, 2001).

El aceturato de diaminazeno, es muy activo contra la babesiosis bovina, ovina, porcina, equina y canina, este fármaco tiene un amplio rango de tolerancia. Se ha demostrado que el aceturato de diaminazeno es activo frente a infecciones por *Babesia microti* (Mehlhorn, 2001).

3.2.1.7 Medidas de prevención y control

En regiones con estabilidad enzoótica, la babesiosis no es un problema de enfermedad y no son necesarias medidas de control (Mehlhorn, 2001). El control en los animales consiste en evitar la infestación intensa con las garrapatas (Acha, 2003). Hoy en día, la medida de control convencional contra las garrapatas es el uso de acaricidas, estos pertenecen a diferentes grupos químicos, tales como los hidrocarburos clorados, organofosforados, carbamatos, diamidinas, piretroides sintéticos y avermectinas, cada uno de ellos tienen diferentes modos y lugares de acción (Mehlhorn, 2001).

3.2.2 Hepatozoon

3.2.2.1 Etiología

Las especies del género *Hepatozoon* parasitan aves, mamíferos, anfibios y reptiles (Lino, 2013). La hepatozoonosis es causada por el agente protozoario *Hepatozoon* spp., (Allen, 2016).

El *Hepatozoon* causa algunos cambios patológicos en sus huéspedes, como, variación de la hemoglobina, alteración de la proteína en suero o plasma y en casos de inmunosupresión se puede presentar anemia hemolítica (Lino, 2013). La enfermedad implica fiebre, miositis, debilitamiento y muerte (Mehlhorn, 2001).

3.2.2.2 Transmisión

La hepatozoonosis es una enfermedad transmitida por garrapatas de carnívoros silvestres y domésticos. Este protozoario es transmitido por garrapatas del género *Rhipicephalus* y *Amblyomma* (Allen, 2016).

Los principales vectores invertebrados de Hepatozoon son los mosquitos, moscas, piojos, pulgas, garrapatas y ácaros (Lino, 2013).

3.2.2.3 Ciclo biológico

Las infecciones por Hepatozoon ocurren cuando un vector infectado pica al huésped, en este momento los esporozoítos ingresan penetrando en células endoteliales, crecen hasta convertirse en esquizontes que forman merozoítos. Los merozoítos libres pueden entrar en otras células endoteliales, donde repiten la formación de esquizontes o, penetran en los eritrocitos y se convierten en gamontes de sexo diferente (Allen, 2016). Posteriormente el huésped es picado por una garrapata o mosquito, los merozoítos pasan a ella y se desarrollan por medio de reproducción sexual, los esporozoítos liberados de los ooquistes maduros en el hemocele de la garrapata entran en el huésped vertebrado a través del intestino (Mehlhorn, 2001).

3.2.2.4 Diagnóstico

El diagnóstico de infección se establece por medio de extendido de sangre. Aparece normalmente en eritrocitos, neutrófilos o monocitos. Los gametocitos de Hepatozoon son organismos grandes, oblongos y ovals, que miden normalmente 5 x 10µm y se tiñen de azul pálido. Figura 3 y 4 (Reagan y Sanders, 2000).

En estudios realizados en cánidos la anomalía de laboratorio más consistente es una leucocitosis neutrofílica, con recuentos que van desde 20,000 a 200,000 µl. También es común una anemia normocítica, normocrómica no regenerativa de leve a moderada. El recuento de plaquetas es típicamente normal a alto (Allen, 2016).

3.2.2.5 Tratamiento

Las infecciones por Hepatozoon se tratan con dipropionato de imidocarb, hasta que el parásito ya no sea evidente en frotis de sangre durante 2 – 3 meses consecutivos. El pronóstico depende del grado de parasitemia, los animales con baja parasitemia por lo general responden bien al tratamiento, mientras que, aquellos con alta parasitemia puede no ser favorable el pronóstico (Allen, 2016).

Otro tratamiento contra Hepatozoon es la utilización de toltrazuril, normalmente se administra diariamente por 5 a 10 días reduciendo los síntomas, sin embargo, este fármaco no elimina los esquizontes intracelulares (Mehlhorn, 2001).

3.2.2.6 Medidas de prevención y control

La forma más eficaz de control de la hepatozoonosis es prevenir el acceso a las garrapatas, pulgas, piojos, mosquitos, moscas (Allen, 2016).

3.2.3 Rangelia

3.2.3.1 Etiología

Sólo una especie, *Rangelia vitalii*, ha sido descrita, este agente causa la rangeliosis canina, una enfermedad hemorrágica transmitida por garrapatas de perros domésticos en Brasil, Argentina y Uruguay. La infección de *Rangelia vitalii* ha sido descrita sólo en dos especies de cánidos silvestres, el zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*), con una prevalencia de infección del 30% y, el zorro de la pampa (*Lycalopex gymnocercus*), con dos casos individuales en Brasil (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

La manifestación clínica comprende fiebre, anemia, ictericia, esplenomegalia, debilidad, apatía, sangrado nasal, oral y de la superficie externa del pabellón auricular (Sánchez, Moré, Boero y Eiras, 2015).

3.2.3.2 Transmisión

La garrapata *Amblyoma* spp. es el principal vector involucrado en la transmisión de la enfermedad (Sánchez et al., 2015).

3.2.3.3 Ciclo biológico

El ciclo de vida de este parásito involucra cánidos y garrapatas silvestres, los cánidos domésticos son huéspedes accidentales. Después de que el huésped es picado por una garrapata infectada el parásito migra hacia las células endoteliales de los capilares; los parásitos pueden invadir leucocitos y eritrocitos (Sánchez et al., 2015).

3.2.3.4 Distribución

Esta infección está descrita en el sur y sudeste de Brasil, también se encuentra reportada en Uruguay y Argentina (Sánchez et al., 2015).

3.2.3.5 Diagnóstico

El diagnóstico de rangeliosis se basa en la historia clínica, la sintomatología, el curso de la enfermedad, el hemograma y la evaluación de frote de sangre teñido con Giemsa y Romanowsky (Sánchez et al, 2015).

La anemia empieza como normocítica y normocrómica y, evoluciona hacia macrocítica e hipocrómica en la medida que la enfermedad progresa. Otros hallazgos son neutropenia y trombocitopenia (Sánchez et al., 2015).

Rangelia vitalii, se observa en el frote como un protozoario cuyos merozoítos se observan dentro de los eritrocitos, leucocitos y en las células endoteliales de los capilares de diversos órganos, pero también se encuentran libres en el plasma sanguíneo. Los merozoítos son morfológicamente indistinguibles de las otras especies de piroplasmas grandes (*Babesia*) Figura 5. Es posible confirmar el diagnóstico por medio de PCR (Sánchez et al., 2015).

3.2.3.6 Tratamiento

Para el tratamiento de rangeliosis, se ha utilizado con éxito el aceturato de diaminaceno en una sola dosis, logrando eliminar completamente al parásito. Se han reportado tratamientos exitosos con imidocarb y doxiciclina durante 7 días (Sánchez et al., 2015).

3.2.3.7 Medidas de prevención y control

La forma eficaz de controlar la rangeliosis es prevenir el acceso de las garrapatas a los huéspedes (Sánchez et al., 2015).

3.2.4 Trypanosoma

3.2.4.1 Etiología

La tripanosomiasis es producida por el protozoo flagelado Trypanosoma. Los protozoos del género *Trypanosoma* afectan a todos los animales. Las principales especies veterinarias son: *T. congolense*, *T. vivax*, y *T. brucei* (Petersen, 2016).

3.2.4.2 Transmisión

La transmisión de tripanosomas ocurre a través de moscas tsé-tsé (África) u otras moscas mordedoras. Para el caso de *Trypanosoma vivax* el tábano y otras moscas mordedoras son los principales vectores mecánicos fuera de las áreas endémicas de tsé-tsé, como en América Central y América del Sur. La transmisión mecánica requiere solamente que la sangre que contiene los tripanosomas infecciosos sea transferida por la picadura del vector hacia un animal (Petersen, 2016).

Otros vectores de la tripanosomiasis son las moscas de los géneros: *Haematopota*, *Liperosia*, *Stomoxys* y *Chrysops* (Figueroa y Rodríguez, 2007).

3.2.4.3 Ciclo biológico

El ciclo inicia cuando la sangre de un animal infectado con tripanosomas es ingerida por la mosca. El tripanosoma altera su capa superficial, se multiplica en la mosca, altera de nuevo su capa superficial, volviéndose infeccioso. *Trypanosoma brucei* migra dentro de la mosca tsé-tsé desde el intestino y finalmente hacia las glándulas salivales; el ciclo de *Trypanosoma congolense* se detiene en la hipofaringe y las glándulas salivales no son invadidas; el ciclo de *Trypanosoma vivax* ocurre en la probóscide; por lo tanto, la ubicación del parásito dentro de la mosca es útil para identificar las especies de parásitos (Petersen, 2016).

La mosca infectada inocula tripanosomas en la piel de los animales, donde los tripanosomas residen algunos días y causan inflamación localizada, los tripanosomas entran a los ganglios linfáticos y luego al torrente sanguíneo donde se dividen rápidamente por fisión binaria. En la infección por *T. congolense*, los organismos se adhieren a las células endoteliales y se localizan en los capilares y

pequeños vasos sanguíneos. Las especies de *T. brucei* y *T. vivax*, invaden los tejidos y causan daño tisular en varios órganos (Petersen, 2016).

3.2.4.4 Distribución

Cuadro 7
Distribución de *Trypanosoma* spp.

<i>Trypanosoma</i> spp.	Animales afectados	Distribución
<i>Trypanosoma congolense</i>	Ganado, ovejas, cabras, perros, cerdos, camellos, caballos, animales silvestres.	Sur y este de África
<i>Trypanosoma vivax</i>	Ganado, ovejas, cabras, camellos, caballos, varios animales silvestres.	África, América Central, América del Sur
<i>Trypanosoma brucei</i>	Todos los animales domésticos y varios animales silvestres	Sur y este de África.

Fuente: Petersen, 2016

3.2.4.5 Diagnóstico

El tripanosoma se observa en preparaciones delgadas de sangre teñidas con Giemsa, se puede observar que los tripomastigotes son fusiformes, doblados en forma de “U” o “C”, algunos son delgados y de unos 20µm de largo y otros son más anchos y cortos, de unos 15µm de largo. Cerca del final del parásito, hay un quinetoplasto grande que abulta el cuerpo y un flagelo que nace del quinetoplasto y se prolonga más allá del extremo anterior del cuerpo. Entre el flagelo y el cuerpo se observa una membrana ondulante delgada con 2 o 3 ondulaciones. El núcleo es grande, abultado y se ubica cerca del centro del cuerpo. Figura 6 (Acha, 2003).

Los amastigotes son ovales de unos 2 x 3µm, con un núcleo, quinetooplasto y un flagelo corto intracelular que sólo se puede observar cuando se emplean grandes aumentos. Los epimastigotes son fusiformes, de unos 20µm de largo, con el quinetooplasto anterior al núcleo, la membrana y el flagelo más cortos (Acha, 2003).

Varias pruebas serológicas miden los anticuerpos contra los tripanosomas. Existen pruebas rápidas de aglutinación para detectar antígenos específicos de especies de tripanosomas circulantes en sangre, aunque su fiabilidad sigue siendo variada (Acha, 2003).

3.2.4.6 Tratamiento

El acetato de diaminaceno es el fármaco de preferencia ya que su acción principal es curativa y actúa tanto para *Trypanosoma congolense*, *Trypanosoma brucei* y *Trypanosoma vivax* (Petersen, 2016).

Otros fármacos utilizados son: bromuro de homidium, bromuro de protidium, dimetilsulfato de quinapiramina y samorin (isometamidium), todos actúan contra *Trypanosoma congolense* y *T. vivax*. El samorin y el bromuro de protidium se pueden usar de forma curativa y profiláctica (Petersen, 2016).

3.2.4.7 Medidas de prevención y control

El control de tripanosomiasis puede ejercerse a varios niveles, incluyendo la erradicación de la mosca y el uso de fármacos profilácticos. La erradicación de la mosca, se realiza por medio de insecticidas, especialmente organoclorados como DDT (dicloro-difenil-tricloroetano) y Dieldrín (Figuroa y Rodríguez, 2007).

3.3 Hemoparásitos en carnívoros mantenidos en cautiverio

En toda América existe escasa información sobre los hemoparásitos que afectan a las especies carnívoras, algunas especies de las familias Mustelidae, Canidae y Procyonidae son nativas de Guatemala y la información sobre hemoparásitos provenientes de investigaciones es nula para nuestro país.

3.3.1 Estudios previos

En estudios previos realizados en carnívoros silvestres, se ha determinado la presencia de diversas especies de hemoparásitos, entre los cuales destacan: *Babesia* spp. y *Hepatozoon* spp.

En estudios realizados con técnicas de diagnóstico molecular, se han reportado infecciones con varias especies de *Babesia*: *Babesia canis*, *B. rossi* y *B. vogeli*, comúnmente en los cánidos; *Babesia leo*, *B. felis* y *B. lengau* en felinos. Se ha planteado que más de una especie de *Babesia* puede parasitar al mapache (*Procyon lotor*) (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

Cuadro 8

Estudios realizados sobre la infección de *Babesia* en carnívoros silvestres.

Hospedero	Prevalencia (%) positivos/no.	Agente etiológico	País	Origen
Coyote <i>Canis latrans</i>	0	---	USA	Vida libre
Zorra gris <i>Urocyon cinereoargenteus</i>	26% (8/31)	<i>Babesia microti</i>	USA	Vida libre
Mapache <i>Procyon lotor</i>	90% (37/41)	<i>Babesia</i> spp.	Carolina del Norte, USA	Vida libre
	82% (14/17)	<i>Babesia microti</i>	Florida, USA	Vida libre
Pizote <i>Nasua narica</i>	100% (20/20)	<i>Babesia</i> spp.	Costa Rica	Vida libre

Fuente: Alvarado, Solano y Millán, 2016

En el año 2013, en Zambia, África se realizó un estudio molecular para hemoparásitos de perros domésticos y tres carnívoros silvestres (león, hiena manchada y perros salvajes). Se detectaron tres especies de *Babesia* incluyendo *Babesia felis* y *B. leo* en leones (*Panthera leo*) y *Babesia* spp., en hienas manchadas (*Crocuta crocuta*). Todos los perros salvajes (*Lycaon pictus*) y perros domésticos fueron negativos para *Babesia*. Se observaron altas prevalencias de Hepatozoon en los tres carnívoros silvestres (38-61%) y en perros domésticos (13%). Gracias al estudio se observaron altas prevalencias de *Babesia* y Hepatozoon en carnívoros silvestres de Zambia (Williams et al., 2013).

Otro estudio realizado en Namibia y en el sur de África identifica la presencia y caracterización molecular de Babesia en hienas pardas (*Hyaena brunnea*) y en hienas manchadas (*Crocuta crocuta*). Este estudio fue el primer reporte de ocurrencia de Babesia en hiena marrón (Burroughs et al., 2017).

En Alemania, se realizó un estudio sobre la prevalencia de *Hepatozoon* spp. En zorros rojos (*Vulpes vulpes*) y en garrapatas. Este estudio se basó en la reacción en cadena de la polimerasa PCR, determinando que el 45,2% de zorros rojos y el 7,5% de garrapatas fueron Hepatozoon PCR positivo. La alta prevalencia de *Hepatozoon canis* en zorros rojos en este estudio apoya el papel sugerido de los animales en la distribución de este parásito (Najm, Meyer, Hoffmann, Pfister, y Silaghi, 2014).

En Brasil se desarrolló un estudio que relata el primer caso de multiparasitismo en un lobo de crin (*Chrysocyon brachyurus*) silvestre del Centro-Oeste de Brasil. En el examen clínico se observó la presencia de larvas de *Cochliomyia hominivorax* y de garrapatas Amblyomma. Se realizaron frotis de sangre coloreadas con Giemsa para identificar la presencia y morfología de un hemoparásito, *Babesia canis*. Este es el primer caso de babesiosis, en la literatura veterinaria, de este animal amenazado de Brasil (Cansi, Bonorino, Mustafa, y Rocha, 2012).

3.4 Sitio de venopunción según la especie

La sangre puede ser colectada de varios sitios; la técnica y el sitio dependen de la especie, el volumen de sangre y el personal. Los sitios incluyen vena yugular, vena safena, vena cefálica y vena femoral (Miller & Fowler, 2015).

Para preparar la piel para la extracción de sangre, en ocasiones, es necesario rasurar el pelo para lograr mejor visualización de la vena. Luego se limpia la zona de venopunción con alcohol para identificar mejor la vena y eliminar la contaminación macroscópica de piel y pelo. La aguja y la jeringa que se emplee dependerá de varios factores. El tamaño de la jeringa a usar dependerá del volumen de sangre que se necesite y de la vena seleccionada. Los volúmenes grandes de sangre no deben ser extraídos con agujas de calibre pequeño. Al utilizar agujas de bajo calibre acopladas a jeringas de alto volumen, puede producir hemólisis de la muestra. La punción de la vena se puede hacer mediante dos métodos: el directo (se punciona directamente sobre la vena) y el indirecto (se punciona la zona cercana al vaso sanguínea y luego se dirige la aguja hacia el trayecto venoso) (Fowler & Zalmir, 2001; Figueroa y Rodríguez, 2007).

3.4.1 Canidae

Las muestras sanguíneas de las especies de la familia Canidae, pueden recolectarse de la misma manera que en perros (Fowler & Zalmir, 2001).

En cánidos pequeños, como *Urocyon cinereoargenteus*, las muestras de sangre son colectadas de la vena yugular, vena cefálica y vena safena lateral (Miller & Fowler, 2015).

3.4.2 Mustelidae

Los sitios más frecuentes para la toma de muestra sanguínea en los mustélidos son: las venas cefálicas, vena femoral, vena lateral de la cola, vena safena y vena yugular (Miller & Fowler, 2015).

Las muestras sanguíneas de los mustélidos, se obtienen por venopunción de la vena femoral o yugular. Si el animal está anestesiado, se emplea la vena yugular. Colocar al animal en recumbencia dorsal, tirando firmemente de su brazo hacia caudal y su cabeza estirada cranealmente y ligeramente en diagonal opuesta a la dirección del antebrazo. Una depresión debe aparecer por encima de la clavícula. La aguja debe insertarse perpendicularmente al cuerpo del animal en la depresión clavicular; si la sangre no fluye por la jeringa, retraiga la aguja lentamente hasta que la sangre fluya (Fowler & Zalmir, 2001).

3.4.3 Procyonidae

Las muestras de sangre de los prociónidos se obtienen de la vena yugular, cefálica, femoral o vena safena (Miller & Fowler, 2015).

Las muestras biológicas se pueden recolectar de la misma manera que en perros. La recolección de muestras sanguíneas relativamente es fácil, pero requiere restricción física firme o inmovilización química en animales adultos. La venopunción se realiza de la vena yugular, vena safena o vena cefálica (Fowler & Zalmir, 2001).

3.5 Frote sanguíneo

El frote sanguíneo es la extensión de sangre realizada sobre un portaobjeto y, a partir del cual se observarán las características de las células sanguíneas, siendo una importante herramienta para el médico veterinario. Este análisis proporciona datos importantes como la cantidad y morfología de las células componentes de la sangre. Además, el frote sanguíneo puede proporcionar información a cerca de patógenos existentes en el torrente sanguíneo (Carr y Rodak, 2014).

El frote sanguíneo es una técnica de fácil realización y bajo costo, que permite realizar conteos de las células rojas y blancas y, permite identificar anomalías morfológicas de las células sanguíneas que suelen ser signos en numerosas enfermedades (anemias, procesos parasitarios) (Pérez, Estepa y Mendoza, 2011).

3.5.1 Partes de un frote sanguíneo

Cabeza, es la parte donde se coloca la gota de sangre, tiene gran concentración de eritrocitos (Carr y Rodak, 2014).

Cuerpo, parte media de un frote, esta parte se emplea para la evaluación microscópica (Carr y Rodak, 2014).

Cola, zona final del frote, esta zona se encuentra diluida, la morfología de las células se ve alterada. Hay gran concentración de plaquetas (Carr y Rodak, 2014).

La importancia de un buen frote y su correcta tinción son fundamentales al momento de observarlo en el microscopio, debido a que un frote mal realizado entrega poca información cualitativa y cuantitativa (Carr y Rodak, 2014).

3.5.2 Preparación de frote fino

La preparación de extendidos con la técnica del portaobjetos en cuña es la más conveniente y común para hacer un frote de sangre. Esta técnica requiere al menos dos portaobjetos de vidrio, limpios de 75 x 25mm. Uno de los portaobjetos se utiliza como soporte del extendido sanguíneo y el otro como portaobjetos extensor (Carr y Rodak, 2010).

Se toma un portaobjetos nuevo, se coloca en posición horizontal y en uno de sus extremos se deposita una gota de sangre (3mm de diámetro). El tamaño de la gota de sangre es importante. Las gotas demasiado grandes, forman extendidos muy largos o gruesos, mientras que las que son demasiado pequeñas por lo general producen extendidos cortos o delgados (Carr y Rodak, 2010).

Seguidamente, se toma otro portaobjetos y se coloca en posición inclinada (ángulo de 45°) sobre la gota, luego se espera que la gota de sangre se extienda a través del ángulo que forman ambos portaobjetos; con un movimiento suave y rápido se extiende la sangre a lo largo de la lámina horizontalmente. No deben hacerse movimientos de tracción y tampoco ir frenando mientras se hace el frote. Debe quedar con un espesor uniforme y adecuado, evitando que queden frotos muy gruesos o delgados, con gradas o espacios, ya que no permitirán ver bien los eritrocitos. Los frotis se secan a temperatura ambiente. Se identifica cada muestra con número y especie (Figuroa y Rodríguez, 2007).

3.5.3 Técnicas de tinción

El propósito de teñir los frotos sanguíneos es identificar las células y reconocer fácilmente la morfología a través del microscopio (Carr y Rodak, 2010).

Las tinciones utilizadas en los laboratorios hematológicos son las denominadas de tipo Romanowsky, las cuales se basan en el uso combinado de los colorantes eosina y azul de metileno. Con este tipo de tinción se pueden distinguir los siguientes aspectos morfológicos de las células: forma y dimensión de los hematíes (de color rosa pálido), leucocitos y plaquetas; el citoplasma de color azulado y las granulaciones, características de los granulocitos (Pérez, Estepa y Mendoza, 2011).

Entre las tinciones de tipo Romanowsky más específicas para apreciar correctamente los cambios morfológicos o para identificar parásitos son: Tinción de Giemsa, técnica buena para valorar la morfología celular y permite la identificación de hemoparásitos. Tinción de Wright: ideal para evaluar la morfología celular y permite identificar los gránulos citoplasmáticos (Pérez, Estepa y Mendoza, 2011).

Es necesario contar con un extendido bien teñido para lograr una interpretación exacta de la morfología celular. Los mejores resultados de la tinción se obtienen a partir de frotos recientemente preparados en un período de dos a tres horas de recolectada la muestra sanguínea (Carr y Rodak, 2010).

3.5.3.1 Coloración con Giemsa

Se fija el frote con metanol, dejando reposar por 5 minutos; se elimina el metanol con agua y se deja secar la lámina a temperatura ambiente. Una vez seca, se aplican unas gotas de tinción Giemsa sobre todo el frote, dejando actuar el colorante por 10 minutos, evitando la desecación. Lavar la coloración con agua, hasta que elimine todo el exceso del colorante, luego el portaobjetos se deja en una posición reclinada para que seque por completo a temperatura ambiente (García, Fernández, y Paredes, 1994; Ramírez, 2007).

3.6 Procedimiento hematológico del laboratorio de referencia, LABCENTER

3.6.1 Velocidad de sedimentación

- Llenar las pipetas para VSE exactamente hasta la marca de cero, invirtiendo el frasco con la sangre varias veces antes de llenar las mismas.
- Colocar sobre su base y encender el cronómetro para marcar exactamente 60 minutos (LABCENTER).

3.6.2 Fórmula leucocitaria

- Hacer los frotis para la fórmula leucocitaria colocando una gota en un extremo de la laminilla porta objetos.
- Colocar una lámina frotadora encima, formando un ángulo de 45° grados, procurando que la gota de sangre se esparza por el ancho de la misma, para luego proceder a esparcir la sangre a lo largo de la lámina.
- Una vez seca se procede a colorearla con Wright (10 minutos de colorante + 5 minutos de buffer). Se deja secar.
- Se coloca una gota de aceite de inmersión sobre la parte de menor densidad del frotis (cercana a las barbas)
- Se coloca en la platina del microscopio y se observa con objetivo de inmersión 100X.
- Se cuentan cien células blancas y se van anotando conforme aparecen los diferentes tipos de glóbulos blancos. Con ayuda del piano, si se tiene.
- Se reporta en el cuaderno de trabajo el porcentaje de cada tipo de leucocito encontrado (LABCENTER).

3.6.3 Recuento de leucocitos

- Para el recuento de blancos se toma una muestra con la pipeta especial hasta la marca, y luego se procede a llegar hasta la segunda marca con el diluyente de blancos. Se debe tratar de hacer lo más exacto posible. Una vez llena, se procede a agitarla con el agitador de pipetas durante 45 segundos o moviéndola manualmente haciendo ochos en el aire.
- Una vez bien mezclada, se descartan las primeras tres gotas y la cuarta es colocada en la cámara de Neubauer, que tiene previamente colocado un cubre objetos.
- Se deja reposar 5 minutos, se coloca en la platina del microscopio y se enfoca en seco débil (10X).

- Contar los 4 cuadros grandes de los extremos y el resultado multiplicarlo por 50 (LABCENTER).

3.6.4 Determinación del hematocrito

- Para el hematocrito, se llenan los tubos para hematocrito hasta $\frac{3}{4}$. (Sangre previamente mezclada, si estos no contienen heparina).
- Para tubos de hematocrito que contienen heparina, la muestra puede obtenerse por punción y llenado directo de los mismos, hasta aproximadamente $\frac{3}{4}$.
- Se sellan con plasticina en un extremo y, se centrifugan en una microcentrífuga especial.
- Una vez finalizada la centrifugación, se sacan de la centrífuga y se colocan encima de una tabla para su lectura.
- Cuando no se posee tabla, se coloca una regla con milímetros y se mide desde donde empieza la sangre hasta donde termina el suero y esa cantidad representa el 100%.
- La otra medida es desde donde comienza y termina la sangre.
- Se efectúa una regla de tres de la siguiente manera: La primera medida corresponde al 100%, la segunda medida, ¿a qué porcentaje corresponderá?, y de esta forma se obtiene el hematocrito, el cual no es más que el porcentaje de células sanguíneas en la sangre completa (LABCENTER).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Recursos humanos

- Estudiante investigador de medicina veterinaria
- Dos médicos veterinarios asesores
- Médico Veterinario del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”. M.V. Andrea Castañeda.
- Asistentes de médico veterinario

4.1.2 Equipo de captura

- Red de captura
- Guantes de captura

4.1.3 Material biológico

- Muestras sanguíneas obtenidas por venopunción de 29 ejemplares de 3 familias de carnívoros, sometidos a estudio del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, Guatemala.

4.1.4 Material de campo

- Jeringas de 1cc
- Jeringas de 2cc
- Lector de microchip
- Tubos con anticoagulante EDTA
- Tubos sin anticoagulante
- Alcohol
- Guantes de látex

4.1.5 Material de laboratorio

- Colorante para tinción GIEMSA
- Metanol
- Portaobjetos
- Aceite de inmersión
- Microscopio
- Pipetas
- Cronómetro
- Colorante Wrigth
- Piano para conteo de células blancas
- Diluyente de células blancas
- Agitador de pipetas.
- Cámara de Neubauer
- Tubos para hematocrito
- Plasticina
- Microcentrífuga
- Tabla de hematocrito
- Cámara fotográfica

4.1.6 Material de escritorio

- Papel bond tamaño carta
- Tinta negra y a color para impresión
- Computadora
- Impresora

4.1.7 Recursos institucionales

- Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, Guatemala.
- Laboratorio Clínico del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”.
- Laboratorio de Referencia LABCENTER.

4.2 Metodología

4.2.1 Área de estudio

El estudio se realizó en las instalaciones del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, cuyas coordenadas son: latitud 14,5977 y longitud 90,5262. Esta institución está localizada en la 5ta calle interior finca “La Aurora”, zona 13, en el municipio de Guatemala, departamento de Guatemala.

4.2.2 Diseño de estudio

4.2.2.1 Tipo de estudio

Es un estudio descriptivo de corte transversal.

4.2.3 Período de colecta de datos

La recolección de las muestras se realizó durante los meses de abril y mayo del año 2017, durante los procedimientos profilácticos de cada especie en estudio.

4.2.4 Población y muestra

Se recolectaron las muestras sanguíneas de acuerdo al número total de ejemplares de cada especie en estudio, los cuales se distribuyeron de la siguiente manera:

Cuadro 9
Población de animales sometidos a estudio según familia

Familia	Especie		No. de Ejemplares
	Nombre común	Nombre científico	
Canidae	Coyote	<i>Canis latrans</i>	4
	Zorro gris	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	5
Mustelidae	Perico ligero	<i>Eira barbara</i>	2
Procyonidae	Mapache	<i>Procyon lotor</i>	5
	Micoleón	<i>Potos flavus</i>	6
	Pizote	<i>Nasua narica</i>	7
Total de animales			29

Fuente: Elaboración propia

4.2.5 Obtención y procesamiento de muestras sanguíneas

4.2.5.1 Obtención de muestra sanguínea

La muestra sanguínea puede ser colectada de varios sitios anatómicos, esto depende principalmente de la especie y del volumen de sangre a extraer (Miller & Fowler, 2015). Por ello, a continuación, se detalla el sitio de venopunción empleado en cada una de las especies sometidas a estudio.

Cuadro 10
Sitios de venopunción según la especie sometida a estudio

Familia	Especie		Sitio de venopunción
	Nombre común	Nombre científico	
Canidae	Coyote	<i>Canis latrans</i>	Vena cefálica
	Zorro gris	<i>Urocyon cinereoargenteus</i>	Vena cefálica
Mustelidae	Perico ligero	<i>Eira barbara</i>	Vena yugular
Procyonidae	Mapache	<i>Procyon lotor</i>	Vena cefálica
	Micoleón	<i>Potos flavus</i>	Vena cefálica
	Pizote	<i>Nasua narica</i>	Vena cefálica

Fuente: Elaboración propia

El procedimiento para obtener la muestra sanguínea, consistió en aplicar alcohol en el área a puncionar, para evitar el ingreso de agentes patógenos. Posteriormente se realizó hemostasia para determinar la ubicación de la vena. Se introdujo la aguja y luego se jala el émbolo de la jeringa, si la sangre no fluyó libremente hacia la jeringa, se reposiciona la aguja y luego se continuó halando, ejerciendo la menor acción de bombeo o aspiración con el émbolo (Figuroa y Rodríguez, 2007).

El volumen de muestra consistió en 1ml de sangre; del volumen total, se distribuyó 0.5ml de sangre para análisis hematológico y 0.5ml para realizar el frote sanguíneo.

Antes de pasar la sangre de la jeringa al tubo con anticoagulante, se retiró la aguja para evitar forzar el paso de la sangre a través de la aguja, evitando la lisis de los eritrocitos (Figuroa y Rodríguez, 2007).

Se colocó en contacto la boquilla de la jeringa con el tubo con anticoagulante, liberando suavemente la sangre, para evitar hemólisis por presión ejercida por el émbolo. Se tapó el tubo de ensayo, luego se invirtió suavemente para mezclar adecuadamente la sangre y el anticoagulante EDTA. Posteriormente se identificó el tubo de ensayo con los siguientes datos: Especie, microchip, sexo, fecha de recolección. Finalmente, la muestra se introdujo en un medio de refrigeración (Figueroa y Rodríguez, 2007).

4.2.5.2 Procesamiento de la muestra sanguínea

Las muestras sanguíneas para frote sanguíneo se procesaron en el laboratorio clínico del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”. Las muestras sanguíneas para obtención de parámetros hematológicos fueron procesadas por el laboratorio de referencia LABCENTER.

4.2.5.3 Pasos para la obtención de frote fino

La preparación de extendidos con la técnica del portaobjetos en cuña es la más conveniente y común para hacer un frote de sangre; por ello, los frotos se realizaron según la técnica descrita en el Atlas de Hematología Clínica por Jacqueline Carr y Bernadette Rodak. Esta técnica consistió en que uno de los portaobjetos se utilizó como soporte del extendido sanguíneo y el otro como portaobjetos extensor (Carr y Rodak, 2010).

Se realizaron tres frotos de cada muestra y posteriormente se escogió el mejor. Los frotis se secaron a temperatura ambiente, identificando cada muestra con número y especie (Figueroa y Rodríguez, 2007).

4.2.5.4 Pasos para la coloración con Giemsa

Se fijó el frote con metanol, dejando reposar por 5 minutos; se eliminó el metanol con agua y se dejó secar la lámina a temperatura ambiente. Una vez seca, se aplicaron unas gotas de tinción Giemsa sobre todo el frote, dejando actuar el colorante por 10 minutos, evitando la desecación. Posteriormente, se lavó la coloración con agua, hasta eliminar todo el exceso de colorante, luego el portaobjetos se dejó en una posición reclinada para que seque por completo a temperatura ambiente (García, Fernández, y Paredes, 1994; Ramírez, 2007).

4.2.5.5 Observación de las muestras

Se determinó la presencia o ausencia de hemoparásitos observando los frotos sanguíneos de los animales muestreados en un microscopio con aceite de inmersión.

4.2.5.6 Procedimiento de hematología

Las muestras sanguíneas para obtención de parámetros hematológicos fueron procesadas por el laboratorio de referencia, LABCENTER, este laboratorio evaluó dichos parámetros por medio de una técnica manual, descrita en el marco teórico.

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este estudio, fueron examinadas muestras sanguíneas de 29 animales pertenecientes al orden carnívora, los cuales se distribuyen de la siguiente manera: 9 cánidos (31.03%), 2 mustélidos (6.9%) y 18 prociénidos (62.07%), todos en condiciones de cautiverio.

A partir de los resultados de la presente investigación, se determinó que el 3.45% (1/29) de especies carnívoras sometidas a estudio presentó protozoos sanguíneos, porcentaje que corresponde a un individuo de la familia Canidae, específicamente *Canis latrans*, perteneciente al Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, los resultados se detallan en el anexo 3.

Los cánidos sometidos a estudio fueron: 4 coyotes (*Canis latrans*) y 5 zorras grises (*Urocyon cinereoargenteus*); del total de animales de este grupo, únicamente un animal fue positivo a protozoos sanguíneos constituyendo el 11.11% (1/9) dentro de la familia Canidae. La muestra positiva pertenece a un coyote (*Canis latrans*) macho, que corresponde al 25% (1/4) de los coyotes muestreados, cabe destacar que los coyotes se encuentran en dos recintos diferentes con dos animales respectivamente; el ejemplar positivo convive con una hembra, ambos ejemplares son seniles.

Esta investigación no demostró la presencia de protozoos sanguíneos en los carnívoros pertenecientes a las familias: Canidae (*Urocyon cinereoargenteus*), Mustelidae (*Eira barbara*) y Procyonidae (*Procyon lotor*, *Potos flavus* y *Nasua narica*), del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, los resultados se detallan en el anexo 3.

Existen diversos factores que influyen en la negatividad de parasitismo en estas especies, dentro de las cuales se considera que: los animales no se encuentran en vida libre, donde la probabilidad de ser parasitado es mayor al incrementar la exposición a los transmisores; otro factor, es la condición de manejo que recibe cada recinto, como los métodos de limpieza y desinfección diaria y la realización de profilaxis correspondiente a la especie (Miller & Fowler, 2015).

Dentro del estudio se logró identificar al hemoparásito del género *Babesia* spp., en un coyote (*Canis latrans*), macho, de 10 años de edad, sin presentar alteraciones en su hematología, por lo que, el individuo es portador, ya que no presenta ninguna alteración en los valores hematológicos, lo que es indicativo de que el sistema inmune mantiene controlada la reproducción del protozoo sanguíneo; ya que, ambos están en estado de equilibrio, sin que se manifiesten signos ni síntomas de enfermedad (Padilla y Cuesta, 2003).

En un estudio, los coyotes (*Canis latrans*) infectados experimentalmente con *Babesia gibsoni* desarrollaron una parasitemia máxima de 8 a 11% de glóbulos rojos infectados, pero esto no afectó significativamente la salud de los coyotes. La duración de la infección, el alto nivel de parasitemia y la ausencia de enfermedad clínica sugirieron que los coyotes podrían servir como reservorios potenciales (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

La infección por *Babesia* spp., ha sido reportada en varias especies carnívoras, como: Canidae, Ursidae, Procyonidae, Mustelidae, Felidae, Viverridae, Hyaenidae, Herpestidae, en Europa, África, América y Asia (Alvarado, Solano y Millán, 2016), sin embargo, en este estudio únicamente coincide con la familia Canidae.

En el año 2016, Alvarado, Solano y Millán, realizaron una revisión de las infecciones por protozoos en carnívoros silvestres en todo el mundo, en donde

detallan las siguientes prevalencias para *Babesia* spp: 0% en coyote (*Canis latrans*), 26% en zorra gris (*Urocyon cinereoargenteus*) y 90% en mapaches (*Procyon lotor*), considerando que son especies de vida libre en Estados Unidos y, 100% en pizotes (*Nasua narica*) de vida libre en Costa Rica (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

Las infecciones por protozoos en animales salvajes son típicamente subclínicas. Por ejemplo, existe cierta evidencia de que los cánidos africanos nativos pueden albergar *Babesia rossi* sin mostrar signos clínicos de enfermedad, al contrario de lo que sucede en los perros, lo que sugiere que los cánidos silvestres en África han estado expuestos a este protozoo. Sin embargo, los protozoos sanguíneos pueden ser patógenos en ciertas circunstancias, como cuando parasitan un hospedador no natural; o el hospedador está estresado debido a su cautiverio o está inmunosuprimido; o si hay degradación del hábitat o fluctuaciones climáticas (Alvarado, Solano y Millán, 2016).

El diagnóstico de los protozoos sanguíneos se basa en la historia clínica, la sintomatología, el curso de la enfermedad, el hemograma y la evaluación de frote de sangre teñido con Giemsa y Romanowsky (Sánchez, Moré, Boero y Eiras, 2015).

La OIE cita que el diagnóstico tradicional de identificación del agente (*Babesia* spp.) en animales infectados se realiza mediante el examen microscópico de películas de sangre teñidas con Giemsa, indicando que las películas gruesas pueden detectar parasitemias bajas al presentar mayor sensibilidad. Sin embargo, los frotos de películas delgadas se emplean mejor para la diferenciación de especies de *Babesia*. También indica que los frotos sanguíneos son adecuados para la detección de infecciones agudas, pero no para la detección de portadores donde las parasitemias son muy bajas (OIE, 2014).

Se han descrito varias pruebas serológicas para la detección de anticuerpos contra Babesia en animales portadores. Los más utilizados son la prueba de anticuerpos fluorescentes indirectos y ELISA (Merck Sharp & Dohme Corp., 2015). En los casos crónicos o antes de que las babesias aparezcan en la sangre en números detectables, se puede utilizar la reacción de la cadena de la polimerasa (PCR), debido a que es capaz de detectar parasitemias extremadamente bajas al evidenciar los ácidos nucleicos específicos del parásito (Acha, 2003; Krause, et al., 1996).

VI. CONCLUSIONES

- Del total de especímenes muestreados el 3.45% presentó protozoos sanguíneos.
- De los ejemplares muestreados, la especie *Canis latrans*, fue la única afectada por protozoos sanguíneos del género *Babesia*.
- El ejemplar *Canis latrans* actúa como portador ya que no manifiesta sintomatología ni alteraciones hematológicas.
- Las especies *Urocyon cinereoargenteus*, *Eira barbara*, *Procyon lotor*, *Potos flavus* y *Nasua narica*, del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, no se encuentran parasitadas por protozoos sanguíneos.
- En los ejemplares carnívoros muestreados de la familia Canidae, Mustelidae y Procyonidae, no se evidenciaron alteraciones en los valores hematológicos.

VII. RECOMENDACIONES

- Extender el presente estudio a otras familias del orden carnívora, como Felidae, Herpestidae y Ursidae, que se encuentren en el Parque Zoológico Nacional “La Aurora”.
- Realizar el estudio en especies herbívoras del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”, para identificar otras especies de protozoos sanguíneos.
- Realizar pruebas serológicas o pruebas moleculares para detectar protozoos sanguíneos que pueden ser difíciles de diagnosticar por métodos directos.

VIII. RESUMEN

Las colecciones privadas cuentan con fauna silvestre que está expuesta a parásitos protozoarios que infectan células sanguíneas, los cuales, son transmitidos por vectores biológicos, como garrapatas, pulgas, moscas y, mosquitos, propios del medio ambiente. Varios factores pueden ser asociados con la susceptibilidad de los animales a las infecciones por protozoos sanguíneos en algunas especies en cautividad en todo el mundo, estos factores pueden ser: la presencia de vectores, el estrés, las fluctuaciones del clima o inmunosupresión. En Guatemala, las colecciones de animales silvestres no cuentan con información sobre las posibles afecciones provocadas por protozoos sanguíneos que afecten a especies carnívoras; por lo que surge la necesidad de contribuir al conocimiento de la importancia clínica y epidemiológica de la presencia de hemoparásitos, por lo tanto, se realizó este estudio de tipo descriptivo para determinar la presencia de protozoos sanguíneos en especies carnívoras de las familias Canidae, Mustelidae y Procyonidae del Parque Zoológico Nacional “La Aurora”. Para identificar los protozoos sanguíneos se empleó la técnica del frote sanguíneo directo, examinando un total de 29 muestras sanguíneas de diferentes animales carnívoros; para complementar el estudio se evaluaron los valores hematológicos de cada ejemplar, obteniendo resultados dentro del rango normal según la especie. Este estudio evidenció que del total de especímenes muestreados, un ejemplar de *Canis latrans* (3.45%) fue el único afectado por protozoos sanguíneos del género *Babesia*, a pesar de ser afectado, este individuo no manifiesta sintomatología ni alteraciones en su hematología, por lo que se considera que actúa como portador; así mismo, el estudio evidenció que las especies *Urocyon cinereoargenteus*, *Eira barbara*, *Procyon lotor*, *Potos flavus* y *Nasua narica*, no son afectadas por ninguna especie de protozoo sanguíneo.

SUMMARY

Private collections hold wildlife that is exposed to protozoan parasites that infect blood cells. These are transmitted by biological vectors, such as ticks, fleas, flies and mosquitoes, typical of the environment. Several factors can be associated with the susceptibility of animals to infections by blood protozoa in some species in captivity around the world. These factors can be: the presence of vectors, stress, weather fluctuations or immunosuppression. In Guatemala, the wild animals collections do not have information on the possible affections caused by blood protozoa that affect carnivorous species; for that reason, it is necessary to contribute to the knowledge of the clinical and epidemiological importance of the presence of hemoparasites. Therefore, this descriptive study was conducted to determine the presence of blood protozoa in carnivorous species of the Canidae, Mustelidae and Procyonidae families at the National Zoological Park "La Aurora". To identify the blood protozoa, the direct blood smear technique was used, examining a total of 29 blood samples from different carnivorous animals; to complement the study, the hematological values of each specimen were evaluated, obtaining results within the normal range according to the species. This study showed that of the total of specimens sampled, a specimen of *Canis latrans* (3.45%) was the only one affected by blood protozoa of the genus *Babesia*. Despite being affected, this individual did not manifest symptoms or alterations in his hematology, so it was considered to act as a carrier. Likewise, the study showed that the species *Urocyon cinereoargenteus*, *Eira barbara*, *Procyon lotor*, *Potos flavus* and *Nasua narica*, are not affected by any species of blood protozoan.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Acevedo, S., Ramírez, M., y Restrepo, L. (2009). Uveítis y glaucoma asociados a infección por *Hepatozoon canis*: reporte de un caso. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*, 22(3). Recuperado de http://tesis.udea.edu.co/dspace/bitstream/10495/8331/1/AcevedoSandra_2009_UveitisGlaucomaAsociados.pdf
2. Acha, P. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales*. Washington, USA: Organización Panamericana de la Salud.
3. Alvarado, M., Solano, L., y Millán, J. (2016). A review of piroplasmid infections in wild carnivores worldwide: importance for domestic animal health and wildlife conservation. *Parasites & Vectors*, 10(1), 538. doi: 10.1186/s13071-016-1808-7
4. Allen, K. (2016). *Merck Veterinary Manual*. Recuperado de <http://www.merckvetmanual.com/circulatory-system/blood-parasites/old-world-hepatozoonosis-and-american-canine-hepatozoonosis>
5. AZA Small Carnivore TAG. (2010). *Mustelid (Mustelidae) Care Manual*. Recuperado de <http://www.aza.org/assets/2332/mustelidcaremanual2010r.pdf>
6. Burroughs, R., Penzhorn, B., Wiesel, I., Barker, N., Vorster, I., y Oosthuizen, M. (2017). Piroplasms in brown hyaenas (*Parahyaena brunnea*) and spotted hyaenas (*Crocuta crocuta*) in Namibia and South Africa are closely related to *Babesia lengau*. *Parasitology Research*, 116(2), 685-692. doi: 10.1007/s00436-016-5334-5



7. Cabrera, J., Lozano, P., y Molano, R. (1995). *Mamíferos Macarena*. Recuperado de www.banrepcultural.org/blaavirtual/faunayflora/mamifero/11.htm
8. Cansi, E., Bonorino, R., Mustafa, V., y Rocha, K. (2012). Multiple parasitism in wild maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*, Mamalia: Canidae) in Central Brazil. *Comparative Clinical Pathology*, 21(4), 489-493. Recuperado de <https://link.springer.com/article/10.1007/s00580-012-1513-7>
9. Carr, J. H., y Rodak, B. F. (2010). *Atlas de Hematología Clínica/Clinical Hematology Atlas*. Buenos Aires, Argentina: Médica Panamericana.
10. Carr, J. H., y Rodak, B. F. (2014). *Atlas de Hematología Clínica/Clinical Hematology Atlas*. Buenos Aires, Argentina: Médica Panamericana.
11. Figueroa, L., y Rodríguez, M. (2007). *Manual de técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria*. Guatemala: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala.
12. Fowler, M., y Zalmir, S. (2001). *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Iowa, USA
13. Fox, R. (2001). *Procyon lotor*. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de http://animaldiversity.org/accounts/Procyon_lotor/
14. García, P.; Fernández, M., y Paredes, F. (1994). *Microbiología Clínica Práctica*. Recuperado de: https://books.google.com.gt/books?id=4N8qVKchrUUC&pg=PA46&dq=tinci%C3%B3n+giemsa&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwiFo7ii_bXaAhVCeawKHWsvAbYQ6AEISTAG#v=onepage&q=tinci%C3%B3n%20giemsa&f=false



15. Ginsberg, J. (2001). Orden Carnívora (Mammalia) en el Perú: Estado del conocimiento y prioridades de investigación para su conservación. *Revista peruana de biología*, 19(1). Recuperado de www.scielo.org.pe/scielo.php?pid=S1727-99332012000100003&script=sci_arttext&lng=en
16. Krause, P., Telford 3ero, S., Spielman, A., Ryan, R., Magera, J., Rajan, T. V., ... y Persing, D. (1996). Comparison of PCR with blood smear and inoculation of small animals for diagnosis of Babesia microti parasitemia. *Journal of Clinical Microbiology*, 34(11), 2791-4. Recuperado de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/8897184>
17. Lino, R. (2013). *Determinación de la presencia de Haemogregarinas en serpientes* (Tesis de grado). Universidad de Guayaquil, Ecuador.
18. Marceau, J. (2001). *Nasua narica*. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de http://animaldiversity.org/accounts/Nasua_narica/
19. Mehlhorn, H. (2001). *Encyclopedic Reference of Parasitology. Biology, Structure, Function*. Alemania: Springer.
20. Mehlhorn, H. (2001). *Encyclopedic Reference of Parasitology. Diseases, Treatmen, Therapyt*. Alemania: Springer.
21. Merck Sharp & Dohme Corp. (2015). *Babesiosis*. Recuperado de <http://www.merckvetmanual.com/circulatory-system/blood-parasites/babesiosis?query=babesia>
22. Miller, E., y Fowler, M. (2015). *Zoo and Wild Animal Medicine*. Missouri, USA: Elsevier.



23. Myers, P. (2000). Procyonidae. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de <http://animaldiversity.org/accounts/Procyonidae/>
24. Najm, N., Meyer, E., Hoffmann, L., Pfister, K., y Silaghi, C. (2014). Hepatozoon canis in German red foxes (*Vulpes vulpes*) and their ticks: molecular characterization and the phylogenetic relationship to other Hepatozoon spp. *Parasitology research*, 113(7), 2679-85. doi: 10.1007/s00436-014-3923-8
25. OIE. (2014) Bovine babesiosis. *Manual Terrestre de la OIE*. Recuperado de https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Animal_Health_in_the_World/docs/pdf/Disease_cards/BOVINE:BABESIOSIS.pdf
26. Padilla F., y Cuesta, A. (2003). *Zoología aplicada*. España: Díaz de Santos
27. Pérez, R., Estepa, J., y Mendoza, F. (2011). Análisis y estudio del frotis sanguíneo. *Portal Veterinaria*. Recuperado de <https://www.portalveterinaria.com/animales-decompania/articulos /21842/analisis-y-estudio-del-frotis-sanguineo.html>
28. Petersen, C. (2016). *Merck Veterinary Manual*. Recuperado de: <http://www.merckvetmanual.com/circulatory-system/blood-parasites/trypanosomiasis?query=trypanosomiasis>
29. Ramírez, F. (2007). *Diagnóstico de hemoparásitos en equinos en la región del pacífico de Nicaragua utilizando frotis sanguíneo* (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional Agraria, Nicaragua.
30. Reagan, W., y Sanders, T. (2000). *Hematología Veterinaria. Atlas de especies domésticas comunes*. Hancourt Brace.



31. Rehder, D. (2007). *Potos flavus*. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de http://animaldiversity.org/accounts/Potos_flavus/
32. Rodríguez, R., González, M., Ramírez, G., Cob, L., Rosado, A., y Manrique, P. (2008). Hemoparásitos de animales domésticos y silvestres. *Revista Biodiversidad y Desarrollo en Yucatán*. Recuperado de <https://www.cicy.mx/Documentos/CICY/Sitios/Biodiversidad/pdfs/Cap5/09%20Hemoparasitos.pdf>
33. Ruiz, M., Zimmermman, R., Aguirre, F., Forty, M. (2013). Hepatozoon canis asociado a tumor venéreo transmisible. *Revista Veterinaria Argentina*, 3(306). Recuperado de <https://www.veterinariargentina.com/revista/2013/10/hepatozoon-canis-asociado-a-un-tumor-venereo-transmisible-singular-hallazgo/>
34. Sánchez, R., Moré, G., Boero, C., y Eiras, D. (2015). Piroplasmosis canina por *Rangelia vitalii* (Protozoo, piroplasmida) en la ciudad de Concordia, Entre Ríos. *Revista Veterinaria Argentina*, 36(375). Recuperado de http://www.vetcomunicaciones.com.ar/uploadsarchivos/piroplamosis_canina.pdf
35. Soares, J. F., Dall'Agnol. B., Costa, F. B., Krawczak, F. S., Comerlato, A. T., Rossato, B. C., ... y Labruna, M. B. (2014). Natural infection of the wild canid, *Cerdocyon thous*, with the piroplasmid *Rangelia vitalii* in Brazil. *Veterinary Parasitology*, 202(3-4), 156-63. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.02.058
36. Teare, A. (2013). *Physiological Reference Intervals for Captive Wildlife*. Recuperado de <https://zims.species360.org/Main.aspx>
37. Tokar, E. (2001). *Canis latrans*. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de http://animaldiversity.org/accounts/Canis_latrans/



38. Vu, L. (2011). *Urocyon cinereoargenteus*. *Animal Diversity Web*. University of Michigan. Recuperado de http://animaldiversity.org/accounts/Urocyon_cinereoargenteus/
39. Williams, B., Berentsen, A., Shock, B., Teixeira, M., Dunbar, M., Becker, M., y Yabsley, M. (2013). Prevalence and diversity of Babesia, Hepatozoon, Ehrlichia and Bartonella in wild and domestic carnivores from Zambia, Africa. *Parasitology research*, 113(3), 911-8. doi: 10.1007/s00436-013-3722-7



X. ANEXOS

ANEXO 1
FICHA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

No.	Especie	ID	Sexo	Resultado		Hemoparásitos
				Positivo	Negativo	
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						
14						
15						
16						
17						
18						
19						
20						
21						
22						
23						
24						
25						
26						
27						
28						
29						

ANEXO 2

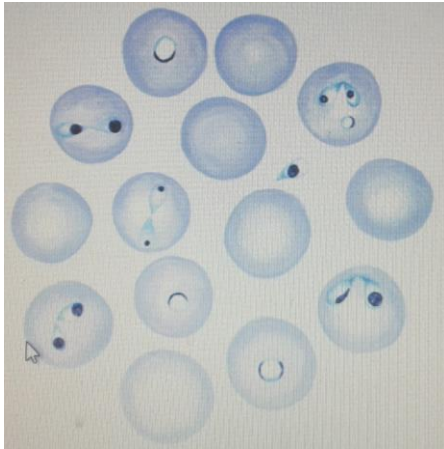


Figura 1. Eritrocitos infectados con *Babesia bovis*

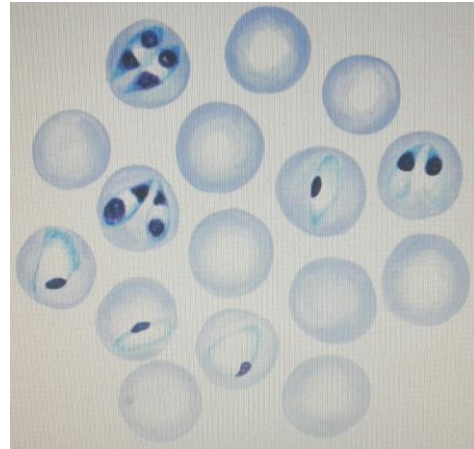


Figura 2. Eritrocitos infectados con *Babesia bigemina*

Fuente: Merck Sharp & Dohme Corp., 2015.

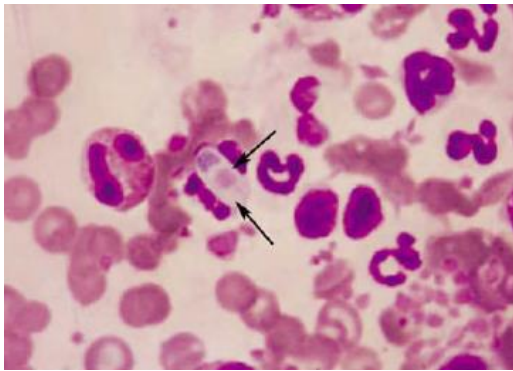


Figura 3. Gamonte de Hepatozoon



Figura 4. Hepatozoon canis en frote

Fuente: Acevedo, Ramírez, y Restrepo, 2009.

Fuente: Ruíz, Zimmermman, Aguirre, Forty, 2013.

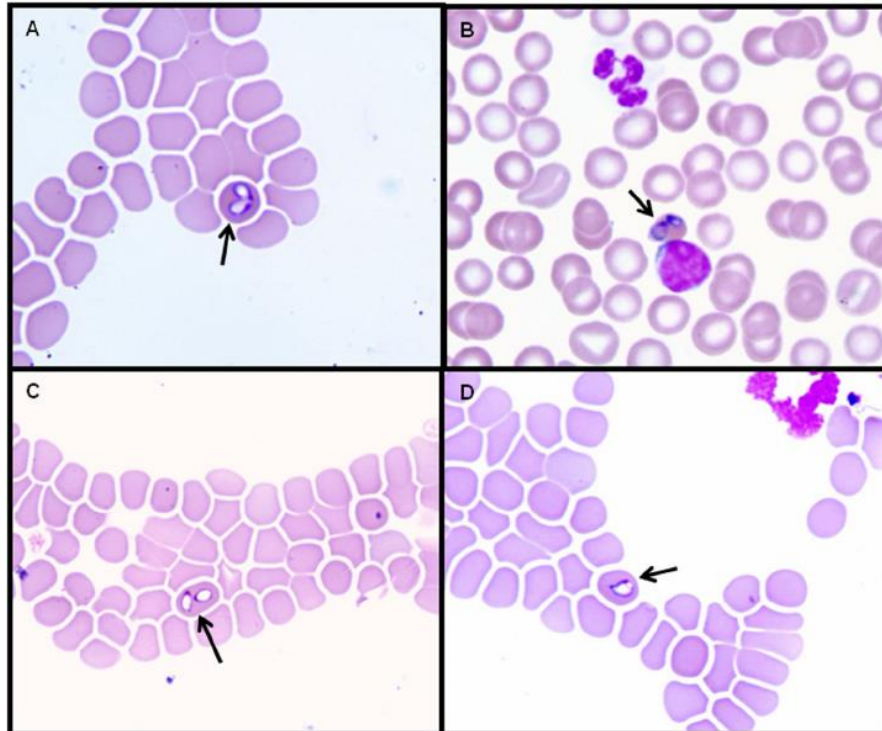


Figura 5. Formas intraeritrocíticas de *Rangelia vitalii* encontradas en frote sanguíneo de perro doméstico, a los 11 días de haber sido inoculado con *Rangelia vitalii* de *Cerdocyon thous*. Fuente: Soares, et al., 2014.

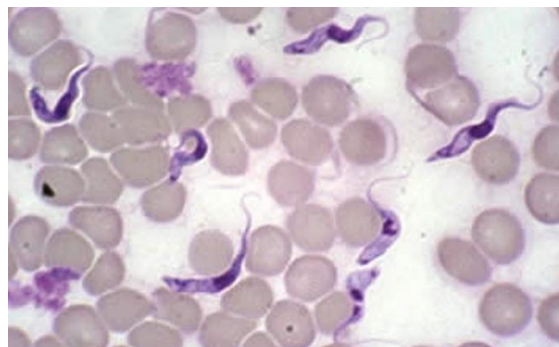


Figura 6. *Trypanosoma vivax*. Fuente: Petersen, 2016.

ANEXO 3

Cuadro No. 11

Resultados de los Frotos Sanguíneos de Carnívoros de las Familias: Canidae, Mustelidae y Procyonidae.

Familia: Canidae						
No.	Especie	ID	Sexo	Resultado		Hemoparásitos
				Positivo	Negativo	
1	Coyote	000718F0DF	Macho		X	
2	Coyote	000718DB21	Macho		X	
3	Coyote	043*616*052	Macho	X		<i>Babesia</i> spp.
4	Coyote	043*616*851	Hembra		X	
5	Zorro gris	0006F2850C	Macho		X	
6	Zorro gris	024*871*625	Hembra		X	
7	Zorro gris	034*353*055	Hembra		X	
8	Zorro gris	040*781*805	Macho		X	
9	Zorro gris	026*074*346	Hembra		X	

Familia: Mustelidae						
No.	Especie	ID	Sexo	Resultado		Hemoparásitos
				Positivo	Negativo	
10	Perico ligero	Taz, 0075C4422	Macho		X	
11	Perico ligero	Rodolfo	Macho		X	

Familia: Procyonidae

No.	Especie	ID	Sexo	Resultado		Hemoparásitos
				Positivo	Negativo	
12	Mapache	0006F03DDD	Hembra		X	
13	Mapache	0006F05206	Macho		X	
14	Mapache	0006F04AA8	Hembra		X	
15	Mapache	0006F0F85B	Macho		X	
16	Mapache	0006F069EQ	Hembra		X	
17	Micoleón	031*588*877	Macho		X	
18	Micoleón	015*007*256	Hembra		X	
19	Micoleón	012*857*808	Hembra		X	
20	Micoleón	021*365*110	Macho		X	
21	Micoleón	034*103*857	Hembra		X	
22	Micoleón	016*593*299	Macho		X	
23	Pizote	00075C2BIB	Macho		X	
24	Pizote	95200000560927	Hembra		X	
25	Pizote	043*609*037	Hembra		X	
26	Pizote	043*614*040	Macho		X	
27	Pizote	043*615*872	Hembra		X	
28	Pizote	043*607*552	Hembra		X	
29	Pizote	036*058*292	Hembra		X	

ANEXO 4

Cuadro 12

Valores hematológicos de *Canis latrans*, 000718FODF. Macho, 6 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	31.6 - 59.4	49
Hemoglobina (g/dL)	10.4 - 19.2	16.33
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.30 - 16.75	6.85
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.37 - 11.70	5.75
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.43 - 4.01	0.47
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.03	0.13
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.60	0.47
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 13

Valores hematológicos de *Canis latrans*, 000718DB21, macho, 6 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	31.6 - 59.4	40
Hemoglobina (g/dL)	10.4 - 19.2	13
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.30 - 16.75	11.65
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.37 - 11.70	7.80
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.43 - 4.01	3.14
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.03	0.11
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.60	0.23
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.34

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, a excepción de los basófilos, los cuales están un poco elevados.

Cuadro 14

Valores hematológicos de *Canis latrans*, 043*616*052, macho, 10 años.

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	31.6 - 59.4	47
Hemoglobina (g/dL)	10.4 - 19.2	15
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.30 - 16.75	14.42
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.37 - 11.70	9.50
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.43 - 4.01	3.20
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.03	0.12
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.60	1.60
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 15

Valores hematológicos de *Canis latrans*, Lucy, 043*616*851, hembra, 10 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	31.6 - 59.4	50
Hemoglobina (g/dL)	10.4 - 19.2	16
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.30 - 16.75	6.92
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.37 - 11.70	5.50
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.43 - 4.01	0.67
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.03	0.15
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.60	0.60
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 16

Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*, 0006F2850C. M, 10a

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	22.2 - 56.7	52
Hemoglobina (g/dL)	7.8 - 17.4	17.3
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.64 - 12.11	5.60
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 8.92	2.12
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 3.24	2.40
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 0.53	0.28
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 1.12	0.56
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 17

Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*,
024*871*625. Hembra, 11 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	22.2 - 56.7	41
Hemoglobina (g/dL)	7.8 - 17.4	13.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.64 - 12.11	5.00
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 8.92	3.45
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 3.24	1.25
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 0.53	0.05
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 1.12	0.25
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 18
Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*,
034*353*055, hembra, 13 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	22.2 - 56.7	40
Hemoglobina (g/dL)	7.8 - 17.4	14.6
Recuento de leucocitos (10 ³ /μL)	0.64 - 12.11	8.85
Neutrófilos (10 ³ /μL)	0.00 - 8.92	7.69
Linfocitos (10 ³ /μL)	0.00 - 3.24	0.70
Monocitos (10 ³ /μL)	0.00 – 0.53	0.00
Eosinófilos (10 ³ /μL)	0.00 – 1.12	0.35
Basófilos (10 ³ /μL)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 19
Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*,
040*781*805, macho, 11 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	22.2 - 56.7	50
Hemoglobina (g/dL)	7.8 - 17.4	16.6
Recuento de leucocitos (10 ³ /μL)	0.64 - 12.11	4.00
Neutrófilos (10 ³ /μL)	0.00 - 8.92	2.24
Linfocitos (10 ³ /μL)	0.00 - 3.24	1.40
Monocitos (10 ³ /μL)	0.00 – 0.53	0.20
Eosinófilos (10 ³ /μL)	0.00 – 1.12	0.12
Basófilos (10 ³ /μL)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 20
Valores hematológicos de *Urocyon cinereoargenteus*,
026*074*346. Hembra, 11 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	22.2 - 56.7	38
Hemoglobina (g/dL)	7.8 - 17.4	12.6
Recuento de leucocitos (10 ³ /μL)	0.64 - 12.11	8.80
Neutrófilos (10 ³ /μL)	0.00 - 8.92	7.65
Linfocitos (10 ³ /μL)	0.00 - 3.24	0.70
Monocitos (10 ³ /μL)	0.00 – 0.53	0.00
Eosinófilos (10 ³ /μL)	0.00 – 1.12	0.35
Basófilos (10 ³ /μL)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 21
Valores hematológicos de *Eira barbara*, TAZ 0075C4422, macho, 7 años.

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	28.5 - 59.0	40
Hemoglobina (g/dL)	10.5 - 18.2	13.3
Recuento de leucocitos (10 ³ /μL)	2.51 - 9.42	6.20
Neutrófilos (10 ³ /μL)	0.94 - 7.76	3.90
Linfocitos (10 ³ /μL)	0.00 - 2.49	1.24
Monocitos (10 ³ /μL)	0.00 – 0.49	0.86
Eosinófilos (10 ³ /μL)	0.20	0.18
Basófilos (10 ³ /μL)	0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, a excepción de los monocitos, que se encuentran levemente elevados.

Cuadro 22

Valores hematológicos de *Eira barbara*, RODOLFO, macho, 4 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	28.5 - 59.0	46.7
Hemoglobina (g/dL)	10.5 - 18.2	15.4
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.51 - 9.42	5.80
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.94 - 7.76	2.32
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 - 2.49	2.66
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.49	0.46
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.20	0.29
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.05

Los linfocitos y los eosinófilos se encuentran un poco elevados.

Cuadro 23

Valores hematológicos de *Procyon lotor*, 0006F03DDD, hembra, 6 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	17.9 - 50.0	45
Hemoglobina (g/dL)	6.4 - 15.9	14.2
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.67 - 18.57	11.10
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.23 - 9.16	3.81
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.05 - 7.44	6.13
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 1.00	1.14
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.12	0.00
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, con un leve aumento de monocitos.

Cuadro 24

Valores hematológicos de *Procyon lotor*, 0006F05206, macho, 7 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	17.9 - 50.0	45.8
Hemoglobina (g/dL)	6.4 - 15.9	14.4
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.67 - 18.57	13.20
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.23 - 9.16	5.01
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.05 - 7.44	5.80
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 1.00	2.24
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.12	0.00
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.13

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, se observa que los monocitos están elevados.

Cuadro 25

Valores hematológicos de *Procyon lotor*, 0006F04AA8, hembra, 7 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	17.9 - 50.0	46.1
Hemoglobina (g/dL)	6.4 - 15.9	14.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.67 - 18.57	15.00
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.23 - 9.16	6.15
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.05 - 7.44	5.25
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 1.00	3.30
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.12	0.15
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.15

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, se observa que los monocitos están elevados.

Cuadro 26**Valores hematológicos de *Procyon lotor*, 0006F0F85B, macho, 7 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	17.9 - 50.0	43.2
Hemoglobina (g/dL)	6.4 - 15.9	13.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.67 - 18.57	13.30
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.23 - 9.16	4.52
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.05 - 7.44	7.18
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 1.00	1.33
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.12	0.26
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, con un leve aumento de monocitos.

Cuadro 27**Valores hematológicos de *Procyon lotor*, 0006F069EQ, hembra, 7 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	17.9 - 50.0	45
Hemoglobina (g/dL)	6.4 - 15.9	14.2
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	3.67 - 18.57	12.40
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.23 - 9.16	5.45
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.05 - 7.44	4.71
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 1.00	1.48
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.08 – 2.12	0.62
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.12

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, con un leve aumento de monocitos.

Cuadro 28**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 031*588*877, macho, 22 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	42
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	14
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	5.60
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	3.36
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	1.28
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.33
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	0.50
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	---	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 29**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 015*007*256, hembra, 17 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	48
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	16
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	6.30
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	3.71
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	2.07
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.37
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	0.12
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 30**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 012*857*808, hembra, 14 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	40
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	13
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	9.00
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	5.76
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	2.16
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.36
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	0.54
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.18

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal, con un leve aumento de basófilos.

Cuadro 31**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 021*365*110, macho, 17 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	40
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	13.3
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	10.1
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	6.13
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	1.34
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.61
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	2.02
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 32**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 034*103*857, hembra, 15 años.**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	38
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	12.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	11.00
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	6.05
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	3.30
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.11
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	1.32
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 33**Valores hematológicos de *Potos flavus*, 016*593*299, macho, 14 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	29.9 - 52.0	42
Hemoglobina (g/dL)	9.7 - 17.7	14
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	2.48 - 20.07	6.40
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.91 - 8.77	3.71
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.42 - 8.45	1.34
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.68	0.25
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 4.8	1.08
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.00 – 0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 34**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 00075C2B1B, macho, 5 años.**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	38
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	12.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	6.95
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	3.47
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	2.22
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.55
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.55
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.13

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 35**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 95200000560927, hembra, 5 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	34
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	11.3
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	5.55
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	2.94
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.83
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.44
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.33
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 36**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 043*609*037, hembra, 9 años.**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	38
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	12.6
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	3.65
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	2.37
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.09
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.07
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.07
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.03

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 37**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 043*614*040, macho, 9 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	42
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	14
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	4.65
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	2.92
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.53
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.00
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.046
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.13

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 38**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 043*615*872, hembra, 9 años.**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	40
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	13
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	3.8
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	1.90
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.71
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.07
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.07
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.03

Los valores de hematocrito y hemoglobina, se encuentran dentro del rango normal. El recuento total de leucocitos está por debajo del rango normal, pero cada leucocito se encuentra dentro del rango normal.

Cuadro 39**Valores hematológicos de *Nasua narica*, 043*607*552, Valentina, Hembra, 9 años**

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	36
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	12
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	4.85
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	3.24
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.40
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.04
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.14
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.00

Todos los valores se encuentran dentro del rango normal.

Cuadro 40

Valores hematológicos de *Nasua narica*, 036*058*292, hembra, 3 años

Análisis hematológico	Valor de Referencia	Resultado
Hematocrito (%)	26.1 - 46.1	42
Hemoglobina (g/dL)	8.0 - 14.5	14
Recuento de leucocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	4.01 - 17.54	3.80
Neutrófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	1.71 - 13.10	1.90
Linfocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.54 - 6.38	1.71
Monocitos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.04 – 0.85	0.07
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.05 – 1.20	0.11
Basófilos ($10^3/\mu\text{L}$)	0.1	0.00

El valor de hematocrito y de hemoglobina se encuentran dentro del rango normal. El recuento total de leucocitos se encuentra por debajo del rango normal, sin embargo, cada leucocito se encuentra dentro del valor normal.

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE PROTOZOOS SANGUÍNEOS
EN ESPECIES CARNÍVORAS DE LAS FAMILIAS MUSTELIDAE,
CANIDAE Y PROCYONIDAE DEL PARQUE ZOOLOGICO NACIONAL "LA
AURORA", GUATEMALA 2017

f. 

Ana del Carmen Camey
INVESTIGADOR



M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
ASESOR PRINCIPAL

f. 

M.Sc. Alejandro José Hun Martínez
ASESOR

f. 

M.Sc. Daniela Mariel Villatoro Chacón
EVALUADOR



M.A. Rodolfo Chang Shum
DECANO

IMPRIMASE

