

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

**Descripción del perfil de salud de monos carablanca
(*Cebus imitator*, Cebidae) *in situ* en Costa Rica**

Modalidad: Tesis de grado

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

Sofía Bernal Valle

Campus Presbítero Benjamín Núñez

2017

TRIBUNAL EXAMINADOR

Rafael A. Vindas Bolaños, Lic.
Decano de la Facultad de Ciencias de la Salud


Nancy Astorga Miranda, M.Sc.
Directora de la Escuela de Medicina Veterinaria

Mauricio Jiménez Soto, M.Sc
Tutor

Ana I. Meneses Guevara, M.Sc
Lectora

Ana E. Jiménez Rocha, Ph.D
Lectora

Julio César Ruiz, DMV
Lector



DEDICATORIA

A mi Familia, Amigos y a la Vida Silvestre.

A tío Fer.

AGRADECIMIENTOS

A la vida.

A mi Familia, mami, papi, Ire, Richi, abuela, tías, tíos y todos, los que siempre me ha dado amor y apoyo incondicional. Gracias por enseñarme a luchar por los sueños y siempre hacer todo con y por amor. Gracias por todo y por siempre!!!

A mis Amigos (as): Liz y Mile, la familia vet: Ari, Sil, Gre, Fred, Chino, Pri y todos los vetes y asistentes. A la familia de biólogas: Nati, Emi, Dani, Rose y más. Gracias por retarme e inspirarme cada día a ser mejor, soñar, luchar y así conseguir mis objetivos.

A mi comité de tesis, al Dr. Mauricio Jiménez, por su apoyo, guía y estímulo a seguir adelante, al Dr. Julio César Ruiz, por abrirme las puertas a un nuevo mundo de conocimiento y las puertas de su familia e inspirarme a ser mejor siempre; a las Doctoras Ana Meneses Guevara, y Ana Jiménez Rocha, por su paciencia y conocimiento.

A la Dra. Andrea Urbina, a la Dra. Alejandra Calderón y a la Dra. Dolz, por su colaboración siempre.

A la EMV-UNA y a todo el personal de los laboratorios donde se procesaron las muestras.

Al “Monkey Team”, gracias por ser un excelente equipo de trabajo, crecer con ustedes fue una experiencia enriquecedora e invaluable. Gracias Andre, Gustavo, Nati, Mau, Genuar, Edgar, Mario y demás, por ser cómplices en esta tarea.

Al Proyecto FEES: “Estudios epidemiológicos (Malaria, Dengue, Virus del Oeste del Nilo, complejo Virus Encefalitis Equina), genéticos, etológicos, poblacionales y de hábitat en monos de Costa Rica”, por el apoyo económico y logístico para poder desarrollar el proyecto y concluirlo con éxito.

A todo el personal de cada zona de muestreo, por su ayuda y hospitalidad.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTOS.....	ii
ÍNDICE DE CONTENIDOS.....	iii
ÍNDICE DE CUADROS.....	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vii
LISTA DE ABREVIATURAS Y SÍMBOLOS.....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT.....	x
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Antecedentes.....	1
1.2. Justificación.....	5
1.3. Objetivos.....	7
1.3.1 Objetivo general.....	7
1.3.2 Objetivos específicos.....	7
2. METODOLOGÍA.....	8
2.1. Materiales y Métodos.....	8
2.1.1 Tamaño de la muestra.....	8
2.1.2 Sitios de muestreo.....	8
2.1.3 Proceso pre-captura.....	10

2.1.4 Inmovilización y manejo del primate	10
2.1.5 Toma y manejo de muestras clínicas	13
2.1.6 Análisis sanguíneos	15
2.1.7 Procesamiento de las muestras para el diagnóstico de agentes infecciosos	16
2.1.8 Análisis estadístico	18
3. RESULTADOS	19
3.1 Estado físico: EOG de <i>C. imitator</i>	19
3.2 Valores hematológicos y de química sanguínea de <i>Cebus imitator</i> en condiciones de vida libre en Costa Rica	22
3.3 Presencia e identificación de agentes infecciosos	24
3.3.1 Endoparásitos y ectoparásitos:	24
3.3.2 Agentes micóticos	29
3.3.3 Agentes vectoriales:	31
3.4 Relación del examen físico con los hallazgos del hemograma y de química clínica y el estatus infeccioso de los distintos agentes presentes en <i>Cebus imitator</i> , en condiciones de vida libre en Costa Rica	33
4. DISCUSIÓN	36
4.1 Valores de hematología y química sanguínea de <i>Cebus imitator</i> de vida libre en Costa Rica	36
4.2. Agentes infecciosos parasitarios, micóticos y vectoriales	38
4.2.1 Endoparásitos	38
4.2.2 Agentes micóticos	45

4.2.3 Agentes vectoriales.....	48
4.3 Perfil de salud de <i>Cebus imitator</i> , en condiciones de vida libre en Costa Rica.	53
4.3.1 Individuos con un EOG no satisfactorio, (Anexo 7)	54
4.3.2 Individuos con un EOG satisfactorio, (Anexo 8)	56
4.3.3 Individuos con infecciones mixtas de endoparásitos.....	57
4.3.4 Individuos positivos a agentes vectoriales.....	58
4.3.5 Otros aspectos a considerar	60
5. CONCLUSIONES	62
6. RECOMENDACIONES	64
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65
8. ANEXOS	80

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Peso (kg) de 37 individuos <i>Cebus imitator</i> de vida libre, según sexo y la etapa de desarrollo biológico (EDB)	19
Cuadro 2. Valores hematológicos para <i>Cebus imitator</i> , de vida libre en Costa Rica. Ambos sexos y todas las etapas de desarrollo biológico (EDB)	22
Cuadro 3. Valores de química sanguínea, para <i>Cebus imitator</i> de vida libre en Costa Rica. Ambos sexos y todas las etapas de desarrollo biológico (EDB)	23
Cuadro 4. Ubicación anatómica de los endoparásitos encontrados en <i>Cebus imitator</i> de vida libre de Costa Rica	24
Cuadro 5. Diversidad y presencia de endo y ectoparásitos en <i>Cebus imitator</i> de vida libre, por sitio muestreado en Costa Rica	25
Cuadro 6. Distribución de los porcentajes de infección de parásitos gastrointestinales en <i>Cebus imitator</i> de vida libre, por etapa de desarrollo biológico (EDB) y sexo, en Costa Rica	26
Cuadro 7. Porcentajes de infección por parásitos gastrointestinales encontrados en <i>Cebus imitator</i> (N = 21) de vida libre en Costa Rica	27
Cuadro 8. Infecciones mixtas por Parásitos Gastrointestinales (PGI) en 8 <i>Cebus imitator</i> de vida libre y sitio de muestreo	28
Cuadro 9. Distribución y frecuencia de las alteraciones hematológicas y la presencia de agentes infecciosos, en <i>Cebus imitator</i> de vida libre, con o sin alteraciones en el examen objetivo general (EOG)	34

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización de los sitios de muestreo y el número de individuos muestreados por sitio (N)	9
Figura 2. Distribución de individuos de acuerdo a su etapa de desarrollo biológico (EDB), por sexo	20
Figura 3. Frecuencia de aislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes en el cultivo de la superficie corporal (técnica de la moqueta) de 28 <i>Cebus imitator</i> de vida libre, en Costa Rica	30
Figura 4. Frecuencia de aislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes en los cultivos de hisopados óticos de 19 <i>Cebus imitator</i> de vida libre, en Costa Rica	31
Figura 5. Agentes vectoriales detectados en <i>Cebus imitator</i> en vida libre en cinco sitios de Costa Rica	32

LISTA DE ABREVIATURAS Y SÍMBOLOS

A/G: Relación albúmina / globulinas
ALT: Alanino amino transferasa
Barranca: Finca Privada en Barranca
Ca: Calcio
CC: Condición Corporal
CHCM: Concentración de hemoglobina corpuscular media
DE: Desviación estándar
EDB: Etapa de desarrollo biológico
EMV: Escuela de Medicina Veterinaria
Hb: Hemoglobina
Htc: Hematocrito
LAnClin: Laboratorio de Análisis Clínicos
LEnt: Laboratorio de Entomología
LMic: Laboratorio de Micología
LParas: Laboratorio de de Parasitología y Enfermedades Parasitarias
mm: Membranas mucosas
N: Número de muestra
NA: No aplica
Neut: Neutrófilos
P: Fósforo
PGI: Parásitos gastrointestinales
PNC: Parque Nacional Carara
PNCahuita: Parque Nacional Cahuita, sectores de Cahuita y Puerto Vargas
PNMA: Parque Nacional Manuel Antonio
PNSR: Parque Nacional Santa Rosa, sector Playa Naranjo
RNVSb: Reserva Nacional de Vida Silvestre Hacienda Barú
RVSCN: Reserva Nacional de Vida Silvestre Caño Negro
UFC: Unidad formadora de colonias
UNA: Universidad Nacional
VDEN1: Virus del Dengue tipo 1
VDEN2: Virus del Dengue tipo 2
VDEN3: Virus del Dengue tipo 3
VDEN4: Virus del Dengue tipo 4
VEEE: Virus de Encefalitis Equina del Este
VEEO: Virus de Encefalitis Equina del Oeste
VEEV: Virus de Encefalitis Equina Venezolana
VON: Virus Oeste del Nilo

RESUMEN

En el presente trabajo se describen por primera vez para Costa Rica, las características generales y algunas específicas de salud para *Cebus imitator* de vida libre de nueve diferentes sitios ubicados en la Vertiente Atlántica y Pacífica del país.

Se estableció una línea base para realizar un examen objetivo general exhaustivo en primates neotropicales *in situ*. Además de rangos preliminares de referencia para hematología y química clínica y la detección de agentes infecciosos (parásitos, hongos y virus) de *C. imitator* en vida libre.

Además, se se realizó el primer reporte de parásitos como *Trypanoxiuris* spp., *Controrchis* spp., *Dipetalonema gracile* y *Cuterebra* spp., agentes micóticos como *Microsporium canis* y los siguientes agentes vectoriales: VDEN-2, VDEN-3, VDEN-4, VEEV, *P. vivax* y *P. falciparum* para la especie en estudio, *in situ* en Costa Rica. Al evaluar los hallazgos de forma integral, se determinó que la población de *C. imitator* en vida libre del país, es aparentemente sana.

Palabras Clave: Primates neotropicales, *Cebus imitator*, *Cebus capucinus*, perfil de salud, examen objetivo general, hematología, química sanguínea, agentes infecciosos, agentes vectoriales, endoparásitos, ectoparásitos, agentes micóticos, zoonosis, primates de vida libre, Costa Rica.

ABSTRACT

The present research describes for the first time in Costa Rica, general and specific characteristics about free ranging *Cebus imitator* in nine different places of the Atlantic and Pacific sides of Costa Rica.

A baseline for a general physical exam in wild neotropical primates was established. Also hematological and clinical chemistry preliminary reference values were determined for this population.

The following infectious agents were first reported within this study, in wild *C. imitator* in Costa Rica: *Trypanoxiuris* spp., *Controrchis* spp., *Dipetalonema gracile* y *Cuterebra* spp., *Microsporium canis*, VDEN-2, VDEN-3, VDEN-4, VEEV, *P. vivax* and *P. falciparum*. After an integral evaluation of all the findings, the conclusion was that the population of free ranging whiteface monkeys is apparently healthy.

Keywords: Neotropical primates, *Cebus imitator*, *Cebus capucinus*, health status, general physical exam, hematology, serum biochemistry, infectious agent, born transmitted agent, endoparasites, ectoparasites, fungus, zoonosis, wild pirmates, Costa Rica.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Antecedentes

Los primates no humanos juegan un papel importante en la dinámica de los ecosistemas donde habitan, son polinizadores de plantas y dispersores de semillas, además son parte de los ciclos biogeoquímicos y de la cadena trófica. Al ser especies arbóreas y poseer una dieta alta en frutas, producen un impacto positivo en los lugares donde habitan (Jaramillo y Pérez, 2007; Chinchilla et al., 2010; Norconk et al., 2011).

Costa Rica es considerado como uno de los 20 países con mayor biodiversidad del mundo (INBIO, 2012), en el cual habitan cuatro especies de primates silvestres: *Cebus imitator* (carablanca), antes denominado *Cebus capucinus* (Mittermeier et al., 2013; Rodríguez-Herrera et al., 2014), especie estudiada en la presente investigación. Además, *Alouatta palliata* (congo o aullador), *Ateles geoffroyi* (araña o colorado) y *Saimiri oerstedii* (tití o ardilla), dividida en dos subespecies: *S.o. oerstedii* y *S. o. citrinellus* (Reid, 2009; INBIO, 2012).

Cebus imitator, habita bosques secos, húmedos y riparios, tanto secundarios como primarios, además de manglares. Asimismo, es capaz de vivir en hábitats alterados, incluyendo áreas agrícolas. Se distribuye desde el oeste de Honduras hasta el oeste de Ecuador. En Costa Rica se encuentra en las vertientes Caribe y Pacífica, desde los cero hasta los 3.000 m.s.n.m (Wainwright, 2007; Reid, 2009; INBIO, 2012).

C. imitator es una especie diurna, fundamentalmente arborícola. Estos monos viven en tropas de 14-36 individuos aproximadamente, en grupos multimachos – multihembras (Wainwright, 2007; Reid, 2009; Carnegie et al., 2011; INBIO, 2012). Son omnívoros, oportunistas y generalistas, se alimentan principalmente de frutos, además de insectos, huevos de aves, polluelos, lagartijas pequeñas y algunos mamíferos como juveniles de ardillas, crías de *Nasua narica* y murciélagos (Wainwright, 2007, Carnegie et al., 2011; INBIO, 2012).

La investigación primatológica es una de las disciplinas científicas más antiguas, la cual ha permitido comprender mecanismos ecosistémicos en sus hábitats, aspectos etológicos, además del desarrollo, dinámica y control de diferentes enfermedades comunes a humanos y otros primates (Varela, 2006 y Abee et al., 2012). En las últimas dos décadas, el estudio en primates neotropicales ha aumentado, tanto por interés biomédico como de conservación (Varela, 2006).

En años recientes, se ha desarrollado un nuevo enfoque de la medicina, denominado *Medicina de la Conservación*, la cual estudia de manera integral y con una perspectiva más dinámica y multidisciplinaria la salud animal, humana y el ecosistema (Aguirre et al., 2002 y 2012). El surgimiento de dicho enfoque es una respuesta a la degradación ambiental, lo cual ha generado un impacto negativo cada vez mayor sobre la salud, por lo que es necesario un abordaje de la interrelación entre la salud y la ecología (Fowler y Cubas, 2001; Aguirre et al., 2002; Varela, 2006; Norconk et al., 2011). Con base en lo anterior, la Medicina Veterinaria como ciencia de la salud, se convierte en un pilar en la conservación de las especies silvestres.

En el perfil de salud animal intervienen aspectos propios del animal como la genética, el sexo, la edad y la inmunidad. La valoración de la salud del mismo puede establecerse bajo

ciertos índices o parámetros observables tanto en individuos como en poblaciones, entre ellos, la dieta y sus características nutricionales, el comportamiento y el estado físico (examen clínico, biometría, signos vitales), para lo cual, se realiza una evaluación a distancia y posterior captura o manipulación de individuos. Asimismo, se deben incluir las pruebas colaterales como los análisis sanguíneos, e identificar limitantes de la salud, por ejemplo: agentes etiológicos microbiológicos y parasitarios (algunos de ellos de importancia zoonótica) (De Thoisy, 2001; Varela, 2006; Varela, 2007).

La literatura científica sobre salud y enfermedades de los primates neotropicales en vida libre, como *C. imitator*, es escasa, debido principalmente a dos factores: la dificultad de la captura, especialmente donde las condiciones de campo no son las ideales para estudios de este tipo, y los costos de investigación, que son muy elevados (Vié et al., 1998; Perdomo, 2004; Varela, 2006; Crofoot et al., 2008).

En países neotropicales se han desarrollado investigaciones en el área de salud de especies de monos de la familia Cebidae (Thatcher y Porter, 1968; Larsson et al., 1999; da Costa Flaiban et al., 2008; Kowalsik et al., 2010; Muller et al., 2010).

En Costa Rica, las investigaciones sobre Cebidae, en cautiverio y vida libre, se han enfocado en el diagnóstico de agentes etiológicos, principalmente parásitos gastrointestinales (PGI) (Stuart et al., 1990; Perdomo, 2004; Sibaja, 2006; Chinchilla et al., 2007; Jiménez, 2007b; Porras, 2007; Chinchilla et al., 2010; Parr et al., 2013), hemoparásitos (Chinchilla et al., 2005; Chinchilla et al., 2006; Chinchilla et al., 2007; Chaves et al., 2011; Fuentes, 2016), virus (Nowak, 2006; Chaves et al., 2011), bacterias (Nowak, 2006; Reyes, et al., 2007), ectoparásitos (Calderón-Arguedas et al., 2004; Troyo et al., 2004; Troyo et al., 2009) y agentes micóticos

(Calderón, 2010), así como microbiota normal y hongos saprófitos (Gamboa-Coronado et al., 2004; Rodríguez-Rodríguez et al., 2007; Gross et al., 2009). También se han desarrollado estudios sobre el uso de anestésicos y métodos de captura (Glander et al., 1991; Perdomo, 2004), el manejo de estos monos y enfermedades en cautiverio (Peña, 2001; Jiménez, 2007a).

Se han reportado valores de hematología y química clínica del género *Cebus* y la familia Cebidae en Panamá, Colombia, Guyana Francesa, Brasil, Perú, entre otros, principalmente en cautiverio (ISIS, 1999; Larsson et al., 1999; Jaramillo y Pérez, 2007; Ospina et al., 2009) y algunos pocos en vida libre (Vié et al., 1998, da Costa Flaiban et al., 2008; Crofoot et al., 2009). Para Costa Rica, Meneses y Jiménez (2007) obtuvieron valores para *C. imitator* en cautiverio basados en una muestra pequeña de 15 individuos.

Perdomo (2004), realizó una evaluación clínica de *A. palliata* en vida libre en la Zona Atlántica de Costa Rica y concluyó mediante el análisis de hematología, parásitos gastrointestinales y hábitat, que las condiciones de salud de los animales son aceptables. Estudios de este tipo en *C. imitator* se han realizado en Panamá (Crofoot et al., 2009) y en otras especies de *Cebus* en Colombia (Jaramillo y Pérez, 2007) y Guyana Francesa (De Thoisy et al., 2001).

1.2. Justificación

La investigación en medicina veterinaria sobre primates neotropicales, *in situ* en Costa Rica es escasa, por lo que existe una gran necesidad de información en el área de la salud de estas y otras especies (Matamoros y Seal, 1997; Varela, 2006), y su interrelación con la salud del ecosistema y del ser humano. Además, existen pocos datos fisiológicos de referencia establecidos para las especies en vida libre como *C. imitator*, así como información sobre sus agentes infecciosos y padecimientos. Lo anterior limita el reconocimiento, diagnóstico, prevención y control de enfermedades, inclusive zoonóticas (Nowak, 2006; Crofoot et al., 2009). Esto sustenta la importancia de un abordaje interdisciplinario bajo el concepto de medicina de la conservación, área incipiente en los últimos cinco años en Costa Rica, y cuyo pilar es la conservación.

En Costa Rica, *C. imitator* es considerado bajo amenaza de extinción, ubicado en el Apéndice II (CITES, 2016), debido a la pérdida de hábitat por la deforestación y contaminación, así como su caza y tráfico como mascota. Se encuentra protegido y regulado por la Ley de Conservación de la Vida Silvestre No. 7317, la Ley Orgánica del Ambiente No. 7554 y el decreto No. 26435-MINAE (Wainwright, 2007; Reid, 2009; INBIO, 2012). La Lista Roja de la IUCN (2011) lo clasifica como LC (menor preocupación). Se considera que el mono carablanca es una especie muy importante en los ecosistemas donde habita, ya que por su dieta y comportamiento, es un gran dispersor de semillas y por ende contribuye a la regeneración del hábitat.

Es necesario el monitoreo de las poblaciones de vida libre de especies como *C. imitator*, para determinar el estado o perfil de salud, basado en aspectos clínicos, valores sanguíneos y la identificación de agentes infecciosos (algunos zoonóticos), en las diferentes regiones del país. Lo anterior, con el principal objetivo de facilitar el manejo clínico en aras de la conservación. Además de que puede ser utilizado como una herramienta para la toma de decisiones de las autoridades correspondientes en programas de manejo y creación de protocolos sanitarios (Vié et al., 1998, Suzán et al., 2000; De Thoisy et al., 2001; Crofoot, 2009; Jiménez et al., 2010; Parr et al., 2013).

Es evidente entonces la importancia de dirigir esfuerzos para crear y aplicar políticas de manejo de enfermedades en fauna silvestre y de conservación; lo que justifica la realización de estudios acerca del rol de los primates en el ecosistema y sus interacciones, calidad de hábitat, viabilidad y salud de las poblaciones en vida libre. Además de su participación en ciclos de agentes infecciosos zoonóticos y antropozoonóticos, permitiendo determinar su condición en el país y qué tan sensibles son ante los cambios ambientales y antropogénicos (Suzán et al., 2000; Rodríguez-Herrera et al., 2002; Arroyo-Rodríguez y Mandujano, 2006; Norconk et al., 2011, Aguirre et al., 2012). Lo anterior, enfocado al bienestar y conservación tanto de la especie como del ecosistema en el que se desarrolla.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

Describir y analizar el perfil sanitario de *Cebus imitator in situ* en Costa Rica, con base en el examen físico, análisis sanguíneos y determinación de agentes infecciosos.

1.3.2. Objetivos específicos

1. Describir el estado físico de *Cebus imitator*, en condiciones de vida libre en Costa Rica.
2. Establecer valores de referencia preliminares hematológicos y de química sanguínea para *Cebus imitator* en condiciones de vida libre en Costa Rica.
3. Determinar la presencia/ausencia e identificar agentes infecciosos parasitarios, micológicos y virales; así como sus porcentajes de infección, en *Cebus imitator* en condiciones de vida libre en Costa Rica.
4. Relacionar el examen físico con los hallazgos del hemograma y de química clínica y el estatus infeccioso de los distintos agentes presentes en *Cebus imitator*, en condiciones de vida libre en Costa Rica.

2. METODOLOGÍA

2.1. Materiales y Métodos

2.1.1 Tamaño de la muestra

Se realizó un muestreo a conveniencia, visitando los sitios con reportes de presencia de *Cebus imitator*. Se capturaron *in situ* un total de 37 individuos durante las giras programadas dentro del Proyecto FEES (Fondo Especial para el Financiamiento de la Educación Superior Estatal) 2010-2011: “Estudios epidemiológicos (Malaria, Dengue, Virus del Oeste del Nilo, complejo Virus Encefalitis Equina), genéticos, etológicos, poblacionales y de hábitat en monos de Costa Rica”; con la participación de la Universidad Nacional (UNA), Universidad de Costa Rica (UCR), Tecnológico de Costa Rica (TEC) y Universidad Estatal a Distancia (UNED).

2.1.2 Sitios de muestreo

De mayo del 2010 a setiembre del 2012, se capturaron y muestrearon 37 *C. imitator*, localizados en nueve sitios en áreas protegidas y en fincas privadas, de los cuales, el 83.8% (31/37) se muestreó en la Vertiente del Pacífico y el 16.2% (6/37) en la Vertiente del Caribe de Costa Rica. Por medio de un equipo con Sistema de Posicionamiento Global (GPS, Garmin GPSMap 60csx) se midieron las coordenadas geográficas de cada sitio, para confeccionar un mapa de la distribución de los sitios muestreados (Figura 1).

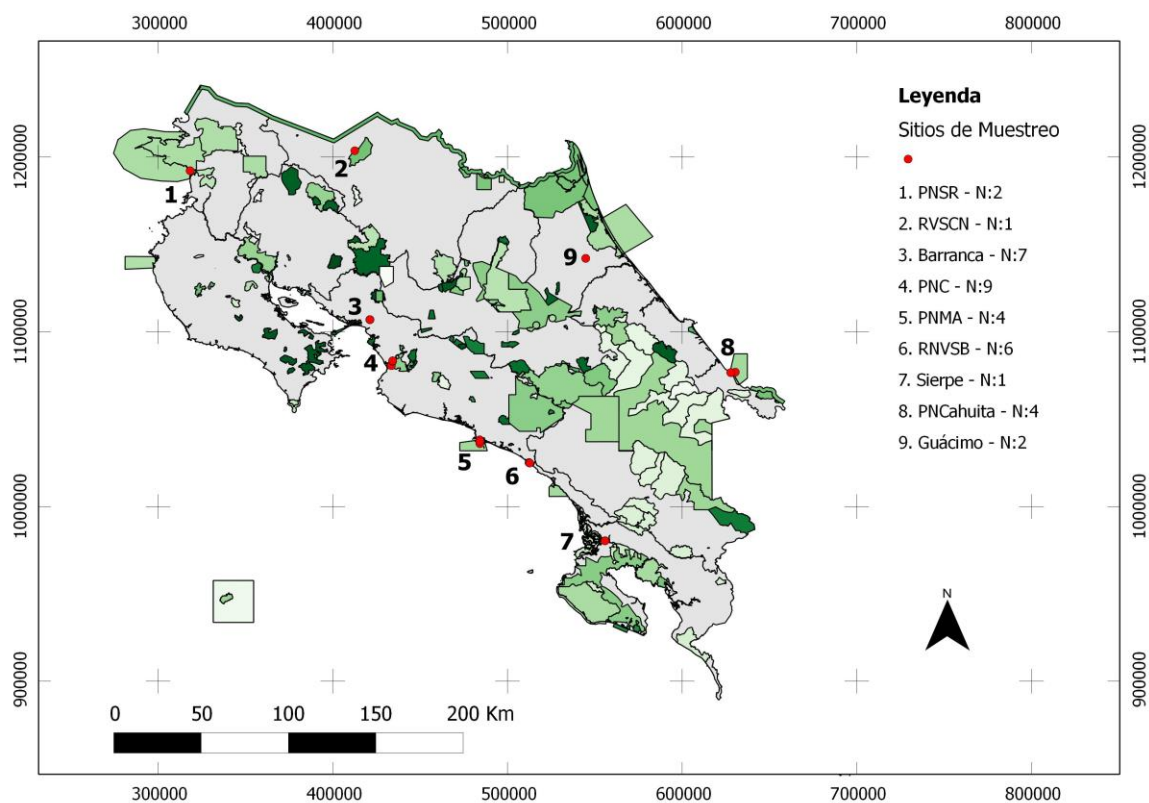


Figura 1. Localización de los sitios de muestreo y el número de individuos muestreados por sitio (N). Los sitios son: Parque Nacional Santa Rosa, sector Playa Naranjo (PNSR); Reserva Nacional de Vida Silvestre Caño Negro (RVSCN); Finca Privada en Barranca (Barranca); Parque Nacional Carara (PNC); Parque Nacional Manuel Antonio (PNMA); Reserva Nacional de Vida Silvestre Hacienda Barú (RNVSB); Sierpe; Parque Nacional Cahuita (PNCahuita), sectores de Cahuita y Puerto Vargas y FinMac, Guácimo. Entre mayo del 2010 y setiembre del 2012. (Quantum GIS 2.2).

2.1.3 Proceso pre-captura

Previo a la captura, se realizó una observación rápida del comportamiento o actitud del primate, así mismo, si se encontraba solitario o en tropa y en dicho caso el tamaño del grupo. Además, se preparó la zona de trabajo para los monos, con los medicamentos y el equipo indispensable para la toma de muestras y datos, también se contó con materiales necesarios para el abordaje de las emergencias. Según el protocolo, cuando se presentaron problemas de salud y su resolución en campo no fue viable, el animal fue trasladado al Hospital de Especies Menores y Silvestres de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional. Después de la recuperación, los individuos se liberaron en el sitio de captura. Todo proceso estuvo bajo la dirección y cuidados de al menos un médico veterinario.

2.1.4 Inmovilización y manejo del primate

Se muestreó durante la mañana (0500-1100h) y la tarde (1400-1800h), abarcando los tiempos de máxima actividad de la especie en estudio (INBIO, 2011). La zona de trabajo con el animal se protegió de la radiación solar directa y la lluvia. En caso de fuerte precipitación o altas temperaturas ambientales (mayor a 35°C) no se anestesió ningún individuo. Lo anterior es importante para resguardar el bienestar de los animales en estudio, reduciendo el estrés y riesgos de la inmovilización química, captura y manipulación.

2.1.4.1 Anestesia

Para la captura de los monos se utilizó inmovilización química, la cual se administró por medio de dardos (PneuDart. Inc, Tipo P, 1cc) con Zoletil 50® (Tiletamina con Zolazepam) a

una dosis de 3.3-11mg/kg; o Ketamina 10% (10-20mg/kg) en combinación con Xilacina 2% (0.5-2mg/kg) (Glander et al., 1991; Varela, 2006; West et al., 2007). Se utilizó un rifle de gas comprimido (PneuDart. Inc, modelo X-Caliber Gauged CO₂) para individuos a larga distancia y cerbatana para los cercanos (menos de cinco metros). Los músculos utilizados para la inyección del anestésico fueron las caras laterales del cuádriceps y bíceps femoral (Glander et al., 1991).

2.1.4.2 Estado físico: *Examen objetivo general (EOG)*

Una vez inducido y anestesiado el animal, al caer del árbol, fue atrapado por los miembros del equipo con una red de nylon, y se procedió a ubicarlo en la zona de trabajo previamente determinada. Toda persona que manipuló al primate utilizó guantes de látex y mascarilla, para protección de ambos. A cada individuo se le realizó una valoración inicial (ABC) del estado ventilatorio (respiración), hemodinámico (pulso) y de conciencia; constatando o descartando a la vez sangrados, deformidades y/o inestabilidades óseas, u otros traumas. Posteriormente se realizó un examen objetivo general (EOG) de manera sistemática (Varela, 2006), en conjunto con la monitorización de parámetros vitales cada 5-10 minutos. Se consideró normal frecuencia cardiaca/pulso (165-240 lat/min), frecuencia respiratoria (20-50 resp/min) y temperatura (37.2-40.2 °C).

La evaluación de la condición corporal se llevó a cabo con base en una modificación realizada para el presente estudio, de la tabla de Clingerman y Summers (2005) (Anexo 1). También se determinó y el estado de desarrollo biológico (EDB), según lo descrito por Varela (2007) (Anexo 2) y Long (2009), y el sexo de cada mono. Concluido el examen clínico y la

toma de muestras, cada individuo se mantuvo bajo observación veterinaria hasta finalizar el periodo de recuperación, para así reincorporarlo a su hábitat.

Se elaboró una ficha clínica para cada individuo (Anexo 3), donde se recolectaron los datos de comportamiento preanestésico, estado social, sexo, EDB, peso, así como cada parte evaluada en el EOG: condición corporal, estado de la piel y pelaje, color de membranas mucosas, condición de linfonodos periféricos y estado de hidratación.

Como se especifica en el Anexo 3, cada parámetro evaluado en el EOG posee una puntuación determinada, donde el número mayor indica idoneidad, mientras el menor, deficiencia en la condición del animal. Lo anterior se cumple en todos los parámetros excepto en la condición corporal, donde la condición de tres (calificación media) es la ideal y calificaciones por debajo o por encima de ésta, no son buenas, basándose en que los valores extremos se pueden correlacionar con enfermedad (Clingerman y Summers, 2005). El puntaje máximo total es de 12, equivalente a una calificación de diez en una escala de cero (muy malo) a diez (ideal).

La evaluación del color de las membranas mucosas (mm) y la condición corporal (CC) posee mayor puntaje (de 1 a 3), que la condición del pelaje, hidratación y estado de los linfonodos periféricos (de 0 a 2), debido a que los dos primeros tienen mayor relevancia y manifestación clínica de distintas enfermedades o condiciones adversas en el animal.

Para calificar el estado físico general de los primates, se le utilizó la escala de uno a diez. Donde los individuos con notas entre ocho y diez presentaron buen estado de salud, aquellos

con notas entre seis y ocho presentaron una condición regular o deficiente, mientras que animales con nota menor a seis se consideraron en muy mal estado.

2.1.5 Toma y manejo de muestras clínicas

2.1.5.1 Muestra de sangre

Posterior al examen clínico se procedió a tomar la muestra de sangre (2-4ml aproximadamente) de la vena femoral, vena safena o vena cefálica (Brieva et al., 2001; West et al., 2007; Ospina et al., 2009). Se utilizó un mililitro de sangre en un tubo con el anticoagulante EDTA (sal sódica del ácido etilendiaminotetraacético), para realizar el hemograma completo y las pruebas diagnósticas de Virus Oeste del Nilo (VON), complejo del Virus de Encefalitis Equina del Este (VEEE), del Oeste (VEEO) y Venezolana (VEEV), Virus del Dengue (VDEN serotipos 1 a 4) y *Plasmodium* spp. El suero para realizar las pruebas de química sanguínea se obtuvo de 1-2ml de sangre en un tubo sin anticoagulante, (Brieva et al., 2001; Kerr, 2002; Porter y Cave, 2005). Esta última muestra se dejó reposar verticalmente durante 30 minutos para la retracción del coágulo, luego se centrifugó durante cinco minutos a 5000 rpm, para obtener el suero. En caso de no poder realizar la separación del suero según lo indicado, el procedimiento se ejecutó dentro de las 48 horas posteriores a la extracción de la sangre.

Las muestras se mantuvieron a 4°C en una hielera, hasta el momento de su llegada a los respectivos laboratorios. El hemograma y la química clínica se procesaron en un periodo no mayor de cinco días posteriores a la toma de la muestra (Meneses et al., 2007; Ospina et al., 2009), en el Laboratorio de Análisis Clínicos de la Escuela de Medicina Veterinaria de la

Universidad Nacional. Las muestras se mantuvieron a - 80°C hasta su procesamiento, en el Laboratorio de Entomología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional.

2.1.5.2 Muestra de heces

Las heces se obtuvieron mediante la introducción de un colector de heces en el recto de cada individuo o por defecación voluntaria. Las mismas se mantuvieron a 4°C en hielo hasta el momento de su llegada al Laboratorio de de Parasitología y Enfermedades Parasitarias de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional, donde se procesaron en un máximo de ocho días posteriores a la toma de la muestra (Hernández, 2010).

2.1.5.3 Muestras para micología

Con el fin de detectar hongos queratinofílicos y dermatofitos, se realizó un barrido del pelambre empleando una moqueta estéril (trozo de alfombra) sobre el dorso del animal (Mariat y Adan-Campos, 1967). La muestra se guardó a temperatura ambiente dentro de un sobre estéril hasta su análisis; como máximo una semana posterior a su colecta. Para identificar levaduras presentes en el conducto auditivo externo de estos animales, se realizaron hisopados de cada oído, utilizando dos hispos estériles por cada conducto auditivo externo, humedecidos con solución salina de NaCl al 0.9% (Stanchi, 2007; Calderón, 2010). Con uno de los hispos se realizó un frotis en un portaobjetos y el otro hisopo se transportó a 4°C en una hielera para ser cultivado en un período no mayor a 72 horas (Stanchi, 2007) en el Laboratorio de Micología de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional.

2.1.6 Análisis sanguíneos

2.1.6.1. Hemograma y cómputo de plaquetas

Para determinar los parámetros hematológicos se utilizaron métodos manuales convencionales y debidamente estandarizados. El hematocrito (Htc) se cuantificó por el método de microhematocrito, que consiste en usar una centrífuga de microhematocrito (Hettich heamatokrit 210) y realizar la lectura final con un lector de microhematocrito (Damon/IEC Division). La hemoglobina (Hb) se determinó por medio del método colorimétrico de cianometahemoglobina, utilizando un espectrofotómetro Coleman junior II, Modelo 6/20. El índice eritrocitario, concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) se calculó por medio de la fórmula (Kerr, 2002):

$$CHCM = \frac{Hb \left(\frac{g}{dl} \right)}{Htc}$$

El cómputo de leucocitos se hizo utilizando la cámara de Neubauer (Fowler, 2001; Meneses et al., 2007; Ospina et al., 2009).

El análisis morfológico de las células sanguíneas (eritrocitos, leucocitos y trombocitos) y el diferencial leucocitario (neutrófilos, linfocitos, monocitos y eosinófilos) se realizó por medio de un frotis sanguíneo, teñido con el colorante May Grünwald-Giemsa (Meneses et al., 2007), y se observó en un microscopio de luz a un aumento de 100X.

2.1.6.2. Química sérica

Las proteínas totales (PT), la albúmina (A), las globulinas (G), el nitrógeno ureico (BUN), la creatinina, la alanino amino transferasa (ALT), el Calcio (Ca) y el Fósforo (P); se analizaron bajo métodos colorimétricos y cinéticos automáticos, por medio de un espectrofotómetro “Selectra Junior” y reactivos de Wiener Laboratorios (2000). Se obtuvo la relación A/G, y Ca/P. Los análisis se realizaron bajo un programa de seguridad analítica establecido en el LAnClin para asegurar la exactitud y precisión de los resultados.

2.1.7 *Procesamiento de las muestras para el diagnóstico de agentes infecciosos*

2.1.7.1 Parásitos gastrointestinales

En las muestras de heces de cada individuo se utilizaron las siguientes técnicas coproparasitológicas cualitativas: examen directo con solución salina-lugol, Sheather (flotación en solución hipersaturada de azúcar, densidad 1:3) y Ritchie (sedimentación). Éstas se utilizaron para identificar la presencia de huevos de nemátodos, tremátodos y céstodos; así como de quistes, ooquistes y trofozoitos de protozoarios. Las muestras fueron observadas en un microscopio de luz con un aumento de 10X y 40X. También se realizó extendido de heces con tinción Ziehl-Neelsen para detección de ooquistes de *Cryptosporidium* spp., el cual se observó en el microscopio a 100X con aceite de inmersión (Sloss et al., 1994; Castro y Guerrero, 2004; Hernández, 2010).

En el caso de los ectoparásitos, las larvas de dípteros se identificaron mediante el siguiente método: se disecaron a nivel de los espiráculos posteriores y del esqueleto cefalofaríngeo, luego se aclararon en lactofenol, para montarlos en medio de Hoyer y contrastar con la literatura (Shannon y Greene, 1926; Zeledón, Jiménez y Brenes, 1957), al observarlos al microscopio a 10 X y 40X.

2.1.7.2 Agentes micóticos

El diagnóstico se realizó en el LMic, EMV-UNA. El material obtenido mediante la moqueta fue cultivado en Agar Mycosel con cloramfenicol y cicloheximida y se incubaron a temperatura ambiente (25°C) de tres a cuatro semanas (Rodríguez, 1998; Quinn et al., 1999; Stanchi, 2007; Calderón, 2010). Los frotis de hisopados óticos fueron fijados con calor y teñidos con azul de metileno durante dos minutos (Stanchi, 2007; Calderón, 2010) y los hisopos fueron cultivados en Agar Sabouraud Glucosado, e incubados a 37°C, revisándose durante siete días (Cafarchia et al., 2005).

2.1.7.3 Agentes vectoriales

El diagnóstico se realizó en el LEnto, EMV-UNA. De cada individuo se extrajo ADN y ARN de la muestra de sangre completa o plasma (conservada en EDTA a -80°C, posteriormente las muestras se sometieron a análisis molecular mediante técnica de PCR (Reacción en Cadena de la Polimerasa), utilizando los siguientes protocolos: Lanciotti et al. (2000) para VON, Linssen et al. (2000) para VEEE, VEE0 y VEEV, Lanciotti et al. (1992) para VDEN serotipos 1 a 4 y Rubio et al. (2002) para *Plasmodium* spp.

2.1.8 Análisis estadístico

Los datos sobre el EOG, los resultados de cada animal respecto a análisis sanguíneos y el diagnóstico de agentes infecciosos se incluyeron en una base de datos en el programa Excel® (MS Office 2013®) diseñada para este estudio, para su posterior análisis.

Para la exploración de los datos obtenidos, como variables categóricas, se realizó un análisis estadístico descriptivo univariado mediante medidas de frecuencia (porcentajes) y la prueba exacta de Fisher de 2 colas- (Two-sided $Pr \leq P$) (McDonald, 2014).

Para las variables cuantitativas, hemograma y química clínica, se calcularon medidas de tendencia central (media) y de dispersión (desviación estándar, valor mínimo y máximo) (Daniel, 2002). Para obtener los valores referenciales preliminares para la población muestreada, se eliminaron los valores extremos, obtenidos por box-plot y los resultados de los animales con un EOG no satisfactorio, para luego sumar y restar dos desviaciones estándar al promedio ($Media \pm 2 DE$) (NCCLS, 2000; Petrie y Watson, 2006; Meneses y Jiménez, 2007; Greffe et al., 2009). Asimismo, no se realizó diferenciación entre sexo ni etapa de desarrollo biológico (EDB). El análisis de estos datos se realizó en los programas estadísticos InfoStat® y R®. Estos valores se utilizaron para la interpretación de los resultados de cada individuo o grupo de individuos y su asociación con el examen clínico y otros exámenes.

Para relacionar el EOG con las variables y resultados de los exámenes colaterales, se utilizaron razones de prevalencia utilizando Excel® (MS Office 2007®) y la prueba exacta de Fisher de 2 colas- (Two-sided $Pr \leq P$) (McDonald, 2014).

3. RESULTADOS

Previo a la captura y realizar el EOG, todos los individuos analizados presentaron un comportamiento preanestésico normal, encontrándose alerta en el momento de su captura sin evidencia de signos de enfermedad como debilidad o letargia. Únicamente un macho adulto, ubicado en el Sector Puerto Vargas del Parque Nacional Cahuita (sitio 8, Figura 1), se encontraba solitario.

Ningún primate reaccionó de forma adversa a los fármacos utilizados para su inmovilización química. Se observó que con la combinación de Xilacina (0.5-2mg/kg) y Ketamina (5-20mg/kg), tanto el tiempo de la inducción como de la recuperación de los individuos fue menor que al utilizar la mezcla Tiletamina con Zolazepam (3.3-11mg/kg).

3.1 Estado físico: EOG de *C. imitator*

La población de primates en estudio estaba constituida por un 30% (11/37) de hembras y un 70% (26/37) de machos. Los animales adultos de ambos sexos representaron el 83% (30/36) de la muestra. La distribución de las etapas de desarrollo biológico de monos capturados por sexo, es similar (Figura 2).

En relación el peso corporal, las hembras pesaron en promedio 2.35 (\pm 0.6) kg y los machos 3.22 (\pm 0.9) kg; en el Cuadro 1 se detalla el peso de la EDB respecto al sexo.

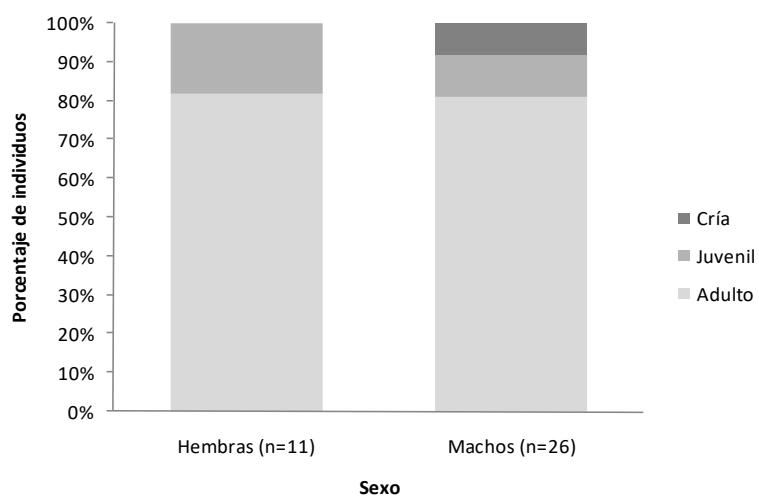


Figura 2. Distribución de individuos de acuerdo a su etapa de desarrollo biológico (EDB), por sexo.

Cuadro 1. Peso (kg) de 37 individuos *Cebus imitator* de vida libre, según sexo y la etapa de desarrollo biológico (EDB).

Sexo	Peso (kg)		
	Adulto (n=30)	Juvenil (n=5)	Infante (n=2)
Hembra (n=11)	2.73 ± 0.28 (n=9)	1.98 ± 0.55 (n=2)	-
Macho (n=26)	3.59 ± 0.59 (n=21)	1.85 ± 0.32 (n=3)	1.56 ± 0.23 (n=2)

Al analizar los componentes del examen físico de los 37 individuos, se observa que el 86.5% (32/37) presentó una calificación ideal de condición corporal (CC), pero el 13.5% (5/37) presentó una mala CC, encontrándose en la categoría de delgado. Estos cinco especímenes se distribuyeron en los siguientes sitios: dos del PNC y los otros tres en Barranca, PNMA y PNCahuita, respectivamente.

El 94.6% (35/37) de los monos presentó membranas mucosas rosadas, únicamente un individuo del PNMA y otro del PNSR las tenían pálidas. El 100% de los individuos presentó un estado normal de hidratación.

La linfadenopatía superficial bilateral fue otro hallazgo observado en los animales del estudio. Dos individuos la presentaron en los linfonodos inguinales (uno del PNCahuita y otro del PNMA), y un tercer individuo habitante del PVSCN la presentó tanto en linfonodos inguinales como en los submandibulares. En relación a la condición de la piel y el pelo, únicamente dos machos, mostraron una condición regular, con lesiones escamosas y alopécicas en la base de la cola, en las cuales no se identificaron ácaros ni hongos como agentes causales de las lesiones. Estos últimos individuos se ubicaban en el PNMA y RNVSB.

Uniendo los parámetros evaluados en el EOG realizado, se encontró que el promedio de calificación del estado físico fue 9.6 puntos (DS= 0.7, mín-máx: 7-10), en una escala de 0 a 10, lo que indicó que en general, los individuos estudiados se encontraron en buen estado. El 8.1% (3/37), obtuvo una nota regular equivalente a 7-8, a pesar de que el 27% (10/37), presentó alteraciones en el EOG. Los monos con evaluación regular fueron:

- **Individuo Fc 14:** En el PNMA, un macho juvenil que presentó una CC=2 (delgado), membranas mucosas pálidas y linfonodos inguinales aumentados de tamaño. Además, de úlceras y abscesos en el miembro anterior izquierdo, mientras que su miembro anterior derecho presentaba una amputación traumática a nivel de diáfisis de radio.
- **Individuo Fc51:** Una hembra adulta con membranas mucosas pálidas y pérdida de múltiples piezas dentales, del PNSR.
- **Individuo Fc74:** Un macho adulto con linfadenopatía de linfonodos inguinales y submandibulares, del RVSCN.

3.2 Valores hematológicos y de química sanguínea de *Cebus imitator* en condiciones de vida libre en Costa Rica.

Se obtuvieron los valores de hematología (Cuadro 2) y química sanguínea (Cuadro 3) para la población de *C. imitator* en estudio, aparentemente sana. Al obtener las medidas estadísticas descriptivas: media, desviación estándar (D.E.), valores mínimos y máximos, se observó que algunas variables hematológicas como la concentración de leucocitos, neutrófilos segmentados y linfocitos (Cuadro 2), presentaron una gran dispersión de los datos (alta desviación estándar), mientras que los datos de la química sérica, mostraron menor dispersión, por ende, ámbitos más estrechos (Cuadro 3).

Cuadro 2. Valores hematológicos para *Cebus imitator*, de vida libre en Costa Rica. Ambos sexos y todas las etapas de desarrollo biológico (EDB).

Variable	N	Media	D.E.	Mín	Máx
Hematocrito (%)	25	39.92	4.65	33	50
Hemoglobina (g/dl)	26	12.02	2.09	7.9	16.2
CHCM	25	31.05	2.74	27	36
Leucocitos/ul*	25	10382	4456.08	3200	19400
Neut. en Band (%)	24	0.38	0.65	0	2
Neut. en Band/ul	24	30.67	55.67	0	165
Neut. Segm (%)	24	42.67	16.4	19	76
Neut. Segm /ul*	24	4595.85	3280.07	1024	12351
Eosinófilos (%)	24	4.92	4.15	0	14
Eosinófilos /ul	25	502.9	411.49	0	1505
Basófilos (%)	23	0.65	0.78	0	2
Basófilos /ul	25	75.92	89.9	0	286.5
Linfocitos (%)	24	49.25	15.79	20	77
Linfocitos /ul	24	4698.17	1973.26	1440	8320
Monocitos (%)	23	0.78	0.74	0	2
Monocitos /ul	24	93.06	105.81	0	387

CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media; Neut: Neutrófilos; D.E.: Desviación estándar; Mín: Valor mínimo, Máx: Valor máximo. *Desviación estándar muy alta

Cuadro 3. Valores de química sanguínea, para *Cebus imitator* de vida libre en Costa Rica. Ambos sexos y todas las etapas de desarrollo biológico (EDB).

Variable	N	Media	D.E.	Mín	Máx
Proteínas totales (g/dl)	25	7.21	1.02	5.1	8.9
Albúmina (g/dl)	24	3.83	0.38	2.9	4.7
Globulina (g/dl)	24	3.51	0.73	1.8	4.7
A/G	23	1.05	0.14	0.9	1.37
Nitrógeno ureico (g/dl)	24	16.73	6.57	4	30
Creatinina (mg/dl)	22	1.09	0.23	0.7	1.6
Calcio (Ca) mg/dl	21	8.31	0.67	6.3	9.5
Fósforo (P) (mg/dl)	21	7.44	3.55	2.6	13.4
Relación Ca/P	22	1.46	0.82	0.6	3.5
ALT (IU/L)	25	31.29	25.33	9	98

A/G: Relación Albúmina/Globulinas. Ca/P: Relación Calcio/Fósforo. ALT: Alanino amino transferasa; D.E.: Desviación estándar; Mín: Valor mínimo, Máx: Valor máximo.

Con respecto a los hallazgos morfológicos en las células sanguíneas, solamente se observó la presencia de corpúsculos de Howell-Jolly en el 59% (17/28) de los individuos, eritroblastos se observaron en dos monos y basofilia difusa solamente en uno.

3.3 Presencia e identificación de agentes infecciosos

3.3.1 Endoparásitos y ectoparásitos:

Del total de monos estudiados (37), únicamente a 34 se les realizó el análisis coproparasitológico, en los cuales se identificó un total de 12 tipos de endoparásitos, nueve de estos parásitos fueron gastrointestinales (PGI), un parásito pulmonar y otro de la cavidad peritoneal (Cuadro 4). No se encontró *Cryptosporidium* spp. en ninguna muestra. Sólo un individuo de los 37, presentó ectoparásitos, *Cuterebra* spp.

Cuadro 4. Ubicación anatómica de los endoparásitos encontrados en *Cebus imitator* de vida libre de Costa Rica.

Ubicación	Endoparásito	
Gastrointestinal	<i>Prosthernorchis</i> sp.	<i>Controrchis</i> spp.
	<i>Strongyloides</i> sp.	<i>Giardia duodenalis</i>
	Strongylida	Coccidea
	Spirurida	<i>Tritrichomonas</i> spp.
	<i>Trypanoxyuris</i> spp.	Microfilaria
Cavidad peritoneal	<i>Dipetalonema gracile</i>	
Pulmonar	<i>Filaroides</i> sp.	

Los helmintos fueron el grupo más común, presente en un 67% (8/12) de los monos, seguido por los protozoarios, 25% (3/12).

Se determinó que los sitios con más tipos de parásitos (endo y ecto) fueron Barranca 62% (8/13), PN Carara 38% (5/13), PNMA y Barú 31% (4/13). En la RVS Caño Negro y la finca privada FinMac, no se realizó el diagnóstico de ningún endo ni ectoparásito (Cuadro 5).

Cuadro 5. Diversidad y presencia de endo y ectoparásitos en *Cebus imitator* de vida libre, por sitio muestreado en Costa Rica.

Parásitos	Sitio de Muestreo									Total de sitios positivos
	1 PN Santa Rosa (N=2)	2 RVS Caño Negro* (N=1)	3 Barranca (N=7)	4 PN Carara (N=9)	5 PN Manuel Antonio (N=4)	6 Barú (N=6)	7 Sierpe (N=2)	8 PN Cahuita (N=4)	9 Guácimo * (N=2)	
Endoparásitos										
<i>Prosternorchis</i> sp.				x	x	x				3
<i>Strongyloides</i> sp.			x	x	x	x	x	x		6
Spiruidea			x		x					2
Strongylida	x					x		x		3
<i>Trypanoxyuris</i> spp.	x		x	x						3
<i>Controrchis</i> spp.						x				1
<i>Giardia duodenalis</i>			x		x					2
Coccidea							x			1
<i>Trichomonas</i>			x							1
<i>Filariops</i> sp.			x							1
<i>Dipetalonema gracile</i>			x	x						2
Microfilarias			x	x						2
Ectoparásitos										
<i>Cuterebra</i> spp.								x		1
Total de tipos de parásitos por sitio	2	0	8	5	4	4	2	3	0	

* No se realizó diagnóstico coproparasitológico. N= número de individuos muestreado por sitio

3.3.1.1 Parásitos gastrointestinales (PGI)

El 61.8% (21/34) de las muestras de heces, resultó positivo a al menos un PGI, encontrándose en un 76% (16/21) de machos y en un 24% (5/21) de hembras. No se encontró diferencia significativa en el porcentaje de infección entre machos y hembras (*Fisher* $p= 0.70$) ni entre adultos y jóvenes (*Fisher* $p= 0.70$) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Distribución de los porcentajes de infección de parásitos gastrointestinales en *Cebus imitator* de vida libre, por etapa de desarrollo biológico (EDB) y sexo, en Costa Rica.

EDB	Machos (n=16)		Hembras (n=5)		Ambos sexos (n=21)	
	(+)	%	(+)	%	(+)	%
Adulto	12	75	4	80	16	76
Juvenil	3	18.8	1	20	4	19
Infante	1	6.2	0	0	1	5

En cuanto a los nueve tipos de PGI identificados en los 21 monos y su porcentaje de infección, se observó que el 44.4% (4/9) fueron nematodos, el 33.3% (3/9) protozoarios y los acantocéfalos y trematodos representaron el 11.1% (1/9) cada uno (Cuadro 7). Dentro del grupo de los protozoarios, *Giardia duodenalis* fue el más frecuente (9.5%), mientras que de los nematodos, *Strongyloides* spp. fue el parásito con mayor porcentaje de infección (52.4%) (Cuadro 7) y el más frecuente, ya que se presentó en el 67% (6/9) de los sitios muestreados (Cuadro 5).

Cuadro 7. Porcentajes de infección por parásitos gastrointestinales encontrados en *Cebus imitator* (N = 21) de vida libre en Costa Rica.

PGI	Individuos positivos a PGI	
	N +	% (+/Total)
Acantocephala		
<i>Prosthernorchis</i> sp.	3	14.3
Nematoda		
<i>Strongyloides</i> sp.	11	52.4
Strongylida	5	23.8
Spirurida	4	19.1
<i>Trypanoxyuris</i> spp.	4	19.1
Trematoda		
<i>Controrchis</i> spp.	1	4.8
Protozoa		
<i>Giardia duodenalis</i>	2	9.5
Coccidea	1	4.8
<i>Tritrichomonas</i> spp.	1	4.8

El 31.8% (8/21) de los animales positivos a PGI, presentó infecciones mixtas, las cuales incluyeron de dos a cinco tipos de parásitos diferentes. Estas infecciones involucraron a *Strongyloides* spp. en el 62.5% (5/8) y a Strongylida en el 50 % (4/8) de los casos (Cuadro 8). Además se determinó el PN Carara como el sitio con mayor cantidad de animales con infecciones mixtas 37.5% (3/8), seguido de Barranca 25% (2/8) y Barú, PNSR y PNMA 12.5% (1/8) cada uno (Cuadro 8). Todos estos sitios se ubican en la Vertiente del Pacífico (Figura 1).

Cuadro 8. Infecciones mixtas por Parásitos Gastrointestinales (PGI) en ocho *Cebus imitator* de vida libre y sitio de muestreo.

PGI	Positivos (N)	Positivos (%)	Sitio de muestreo
<i>Strongyloides</i> sp. + <i>Giardia duodenalis</i>	1	12.5	PN Carara
<i>Strongyloides</i> sp. + <i>Prosthernorchis</i> sp.	1	12.5	PN Carara
<i>Strongyloides</i> sp. + Strongylida	1	12.5	PN Carara
<i>Strongyloides</i> sp. + Strongylida + Spirurida + <i>Trichomonas</i> spp.	1	12.5	Barranca
<i>Strongyloides</i> sp. + Strongylida + <i>Trypanoxyuris</i> spp + <i>Prosthernorchis</i> sp.+ <i>Controrchis</i> spp.	1	12.5	Barú
Strongylida + <i>Trypanoxyuris</i> spp.	2	25.0	PNSR y Barranca
Spirurida + <i>Prosthernorchis</i> sp.	1	12.5	PNMA

3.3.1.2 Otros endoparásitos

Se encontraron ejemplares adultos de *Filaroides* sp. en el parénquima pulmonar de un *C. imitator* macho adulto de la zona de Barranca (Figura 1), como hallazgo de necropsia a campo, debido al fallecimiento del animal durante el proceso de captura. También se identificaron quistes de *Dipetalonema gracile* en pulmón del mismo individuo de Barranca, en el que se encontró *Filaroides* sp.; y en cavidad peritoneal de una hembra preñada, a la que se le realizó una cesárea, del Parque Nacional Carara (Figura 1).

A las muestras de 31 animales, se les realizó un frotis sanguíneo y el 12.9% (4/31) de ellos presentó microfilarias, distribuidos en los siguientes sitios (Figura 1): un macho adulto de la zona de Barranca (sitio 3), quien estaba parasitado por *Dipetalonema gracile* y *Filaroides* sp.; otro del Parque Nacional Cahuita (sector Cahuita) (sitio 8), además de un macho juvenil y una hembra adulta del Parque Nacional Carara (sitio 4).

3.3.1.3 Ectoparásitos

En cuanto a ectoparásitos, únicamente un macho adulto procedente del Parque Nacional Cahuita (sector Puerto Vargas), presentó una miosis furuncular, producida por larvas de *Cuterebra (Alouattamyia)* spp., en la región dorsal de cuello y la zona lateral izquierda del tórax.

3.3.2 Agentes micóticos

De las 28 moquetas cultivadas, seis (21%) fueron de hembras y 22 (79%) de machos. En el 100% de los cultivos se obtuvo el aislamiento de al menos un hongo filamentoso o levaduriforme. El hongo filamentoso más frecuente fue *Penicillium* spp., encontrado en el 67% (18/28) de las muestras, seguido por *Aspergillus* spp. y *A. sección Flavi* ambos en igual proporción (21.4%; 6/28). *Microsporun canis* (20 UFC) se aisló del pelambre de cuatro monos (14.3%) de la localidad de Barranca (sitio 3, figura 1). El menos común, fue *Cunninghamella* spp, presente en el 3.6% (1/28) de las muestras. En relación a las levaduras, *Trichosporon* spp. se aisló en el 7.1% (2/28) de los individuos y *Geotrichum* spp (500 UFC) en el 3.6% (1/28) (Figura 3).

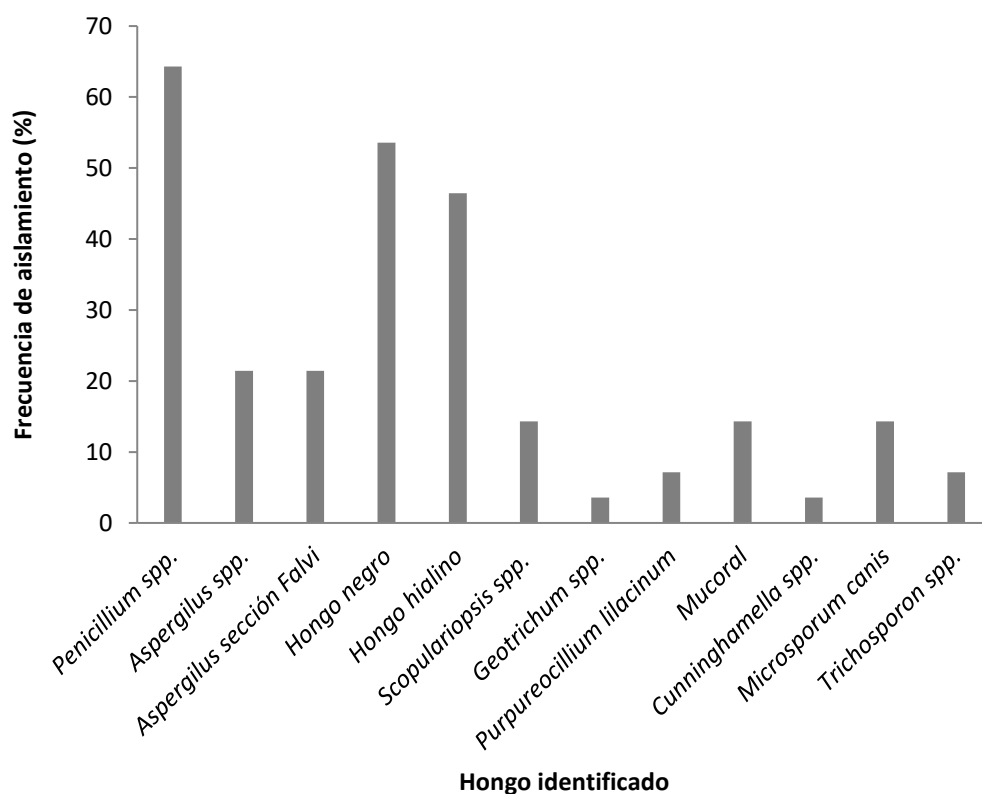


Figura 3. Frecuencia de aislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes en el cultivo de la superficie corporal (técnica de la moqueta) de 28 *Cebus imitator* de vida libre, en Costa Rica.

En relación con el conducto auditivo externo, se identificó la presencia de levaduras en 19 individuos (68%) por medio de examen directo, el 21% (4/19) presentó *Malassezia* spp. (< 5 levaduras/campo). Además, en el 36.9% (7/19) de los cultivos, se aisló al menos un tipo de hongo filamentosos o levaduriforme (Figura 4), destacando *Candida* spp. (5 UFC) en únicamente uno de los individuos (5.3%). Ninguno de los primates presentó signos de otitis al examen clínico.

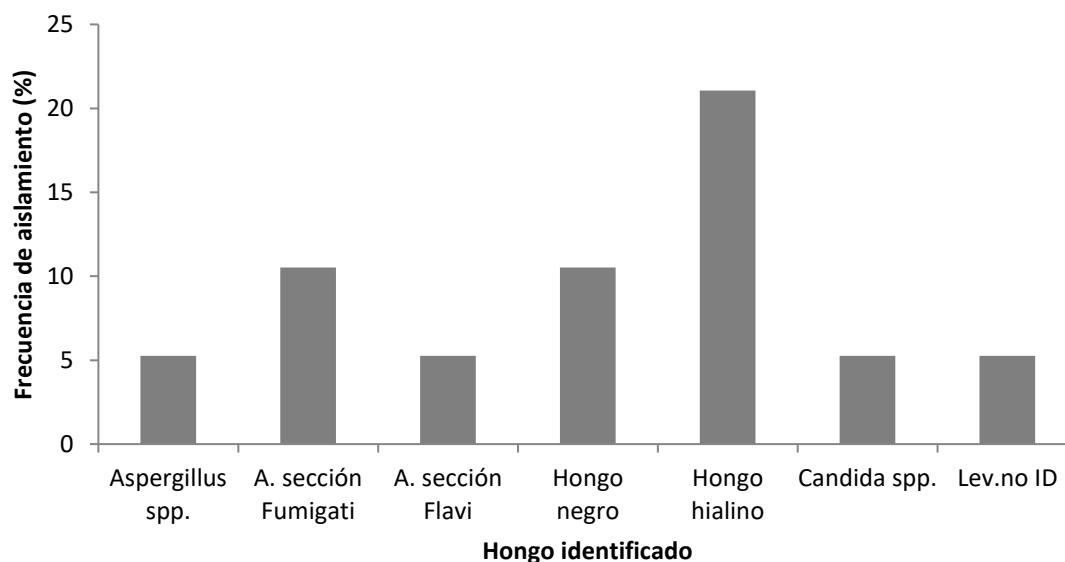


Figura 4. Frecuencia de aislamiento de hongos filamentosos y levaduriformes en los cultivos de hisopados óticos de 19 *Cebus imitator* de vida libre, en Costa Rica.

3.3.3 Agentes vectoriales:

En un total de nueve (24%) de 37 individuos analizados, se detectó al menos un agente vectorial en la sangre mediante técnica molecular. Los animales positivos se detectaron en cinco de nueve sitios de muestreo (56%).

En relación al Virus del Dengue (VDEN), se encontró el VDEN-2 en un individuo (2.7%) y VDEN-3 en otro (2.7%), ambos de la Reserva Barú (sitio 6, Figura 1), mientras que en dos individuos (5,4%) de Sierpe (sitio 9, Figura 1) se determinó la presencia de VDEN-4. La presencia del VDEN-1 no se detectó en ninguno de los animales. Únicamente una muestra de Baranca (sitio 4, Figura 1) resultó positiva tanto para VEEV como para *Plasmodium vivax*. No se determinó monos carablanca positivos a VEEE, VEE0 y VON. En cuanto a *Plasmodium* spp. tres muestras resultaron positivas a *Plasmodium falciparum*, pertenecientes a un animal del PN

Carara y a dos a la Reserva Barú, además se identificó *P. vivax* en dos individuos más, uno en Barranca y otro en el Parque Nacional Santa Rosa, sector Playa Naranjo. En ningún animal se detectó *P. malariae*. En la Vertiente del Atlántico no se encontró ninguno de los agentes en estudio (Figura 5).

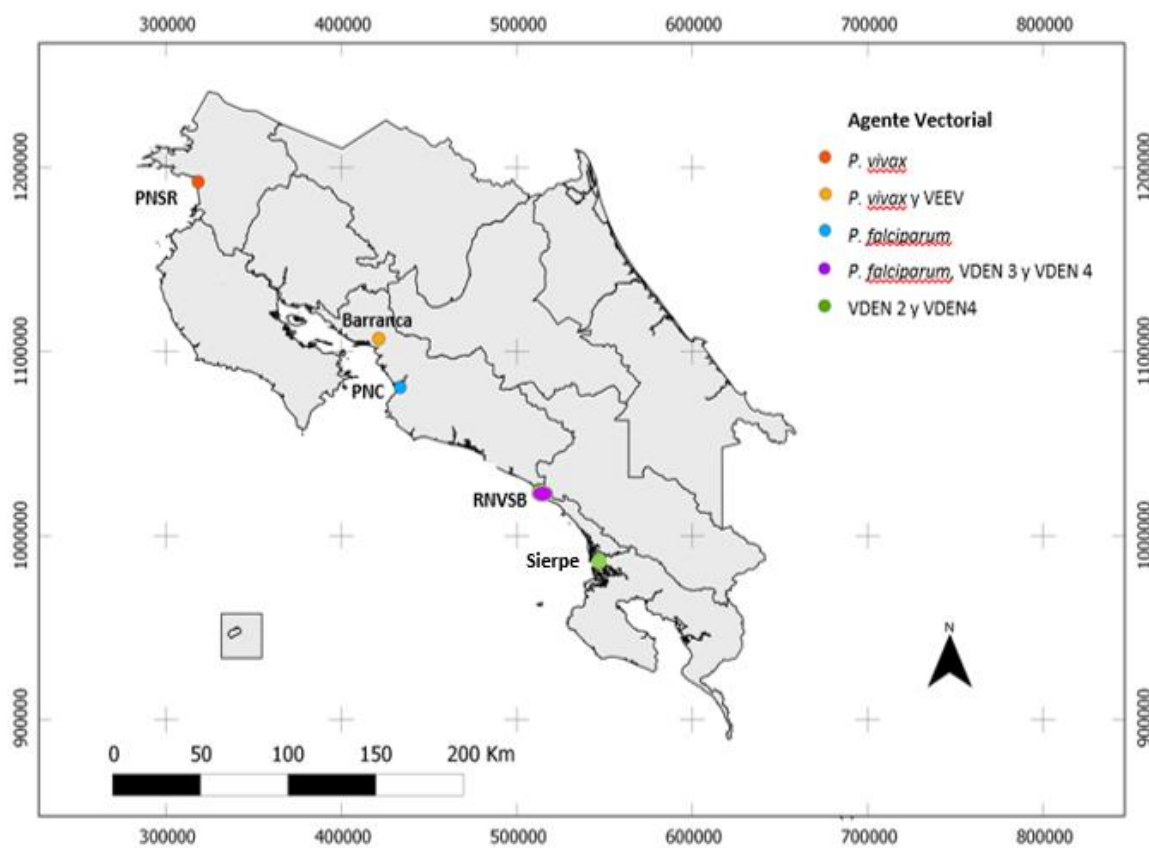


Figura 5. Agentes vectoriales detectados en *Cebus imitator* en vida libre en cinco sitios de Costa Rica.

3.4 Relación del examen físico con los hallazgos del hemograma y de química clínica y el estatus infeccioso de los distintos agentes presentes en *Cebus imitator*, en condiciones de vida libre en Costa Rica.

Al realizar el EOG de manera sistemática a los 37 *C. imitator* de vida libre, se determinó que la mayoría (92%) presentó un buen estado físico general, con un EOG satisfactorio. Sin embargo, el 27% (10/37) de estos individuos, presentó deficiencias en al menos una de las características evaluadas del EOG (Anexo 7).

Para poder evaluar el estado de salud de la población de monos en cuestión, se relacionaron los resultados del EOG (animales con o sin alteraciones) con los exámenes colaterales, como hematología y química sérica, utilizando como referencia, los valores derivados de la presente investigación (Cuadro 2 y Cuadro 3). Así como los hallazgos de agentes parasitarios y vectoriales. Para efectos prácticos, se realizó el análisis de monos con alteraciones en el EOG (Anexo 4) y sin cambios en el mismo (Anexo 5).

Tanto en los animales con alguna alteración en el EOG como en aquellos que no evidenciaron ninguna deficiencia en el mismo, se presentaron cambios hematológicos, ya sea en el hemograma o química sanguínea o ambos y se evidenció la presencia de agentes parasitarios y vectoriales (Anexo 4 y Anexo 5) (Cuadro 9). Sin embargo, para la mayoría de los carablanca estudiados, la alteración en parámetros del EOG no se relacionó a la presencia de algún endoparásito (Fisher: $p=0.549$) ni a infecciones mixtas por PGI ($p=1$). Tampoco se encontró una asociación significativa entre la presencia de agentes vectoriales y variaciones en los parámetros del examen físico (Fisher: $p=0.421$), donde ocho de los nueve animales en esta condición, presentaron un EOG satisfactorio (Cuadro 9). Asimismo, de manera general, no hubo

asociación entre alteraciones hematológicas y de química clínica con las alteraciones del EOG (p=1).

A pesar de estos resultados, se presentaron algunos casos individuales relevantes para discutir, descritos en el Anexo 4 y Anexo 5, ya sea por los hallazgos clínicos o laboratoriales y su interrelación y aporte a la investigación. Tales como, los individuos con EOG insatisfactorio: Fc14, Fc51 y Fc74; el mono Fc33 con infección por *Cuterebra* spp. y los individuos con infección mixta de endoparásitos y con diagnóstico de agentes vectoriales.

Aunque se estudiaron 37 individuos, no a todos se les realizó la batería de exámenes completa, debido principalmente al descarte de la muestra por hemólisis o coagulación o que la misma no se pudo obtener. Por ende, como se muestra en el Cuadro 9, cada grupo de exámenes y alteraciones tiene un número de muestra distinto.

Cuadro 9. Distribución y frecuencia de las alteraciones hematológicas y la presencia de agentes infecciosos, en *Cebus imitator* de vida libre, con o sin alteraciones en el examen objetivo general (EOG).

EOG	Alteraciones hematológicas			Presencia de endoparásitos			Infecciones mixtas			Presencia de agentes vectoriales		
	N	(+)	%	N	(+)	%	N	(+)	%	N	(+)	%
Alterado	7	4	57	9	7	78	9	2	20	10	1	10
No alterado	21	11	52	25	13	52	25	6	22	27	8	30
Total	28	15	54	34	24	70	34	8	24	37	9	26

N: número de muestra

En relación con los análisis clínicos, el 29% (6/21) de los individuos con EOG sin alteraciones, presentó alguna anormalidad en el hemograma, ya fuera en la fórmula roja o blanca, pero no hubo hallazgos consistentes que se repitieran en los animales (Anexo 4 y 5). Mientras que sólo un mono con alteración en el EOG, específicamente el Fc33, presentó múltiples alteraciones en los análisis clínicos. En los monos con presencia de endoparásitos, no hubo hallazgos sanguíneos consistentes con parasitosis, por ejemplo eosinofilia.

Con respecto a las heces, ningún animal presentó diarrea, melena o hematoquezia o cualquier otra anormalidad, al momento de la toma de la muestra.

4. DISCUSIÓN

4.1 Valores de hematología y química sanguínea de *Cebus imitator* de vida libre en Costa Rica

Los valores hematológicos y de química sérica establecidos en la presente investigación, constituyen el primer reporte para *Cebus imitator* de vida libre, en Costa Rica; y a la vez el primer estudio con mayor número de animales utilizados para esta especie (24), según la literatura consultada (ISIS, 1999; Jaramillo y Perez, 2007; Meneses y Jiménez, 2007; Crofoot et al., 2009) (Anexo 6 y Anexo 7).

Al analizar los resultados de otras investigaciones y a pesar de la variación y dispersión obtenidas para las variables de la población en estudio, la mayoría de resultados son razonables en el contexto de literatura de primates no humanos y se ubican dentro del ámbito reportado para el género *Cebus* y la especie en estudio (ISIS, 1999; Jaramillo y Pérez, 2007; Meneses y Jiménez, 2007; da Costa Flaiban et al., 2008; Crofoot et al., 2009) (Anexo 6 y Anexo 7). Por esta razón, estos datos se utilizaron como referencia para analizar el estado de salud de los monos carablanca del presente estudio. No obstante, validar estos datos como rangos referenciales generales para la especie en cuestión, no es recomendable, pero si constituyen un punto de referencia de *Cebus imitator* de vida libre en Costa Rica. Estos valores sanguíneos pueden considerarse un acercamiento a los ámbitos fisiológicamente normales, válidos para animales de vida libre, bajo circunstancias de muestreo, semejantes a esta investigación.

La alta variabilidad (desviación estándar) encontrada en algunos de los valores hematológicos (concentración de leucocitos, neutrófilos segmentados y linfocitos), es una característica que ha sido reportada por otros autores, y relacionada a las diferencias individuales propias de animales capturados en vida silvestre (Larsson et al., 1999; da Costa Flaiban et al., 2008). Algunas características que pueden influir en la alta variabilidad representada en esta muestra son: el tamaño de muestra por región y por tropa, la diversidad y calidad de hábitat, así como las condiciones nutricionales y metabólicas. Otros factores que podrían jugar un papel importante y generar variación es la respuesta fisiológica a los fármacos anestésicos y al estrés de captura (Porter y Cave, 2005); especialmente en el leucograma, como lo observado en los individuos en estudio (Larsson et al., 1999; da Costa Flaiban et al., 2008; Sasseville et al., 2012).

El hallazgo morfológico más relevante en los hemogramas, fueron los cuerpos de Howell – Jolly, presentes en más de la mitad (59%) de los individuos en estudio. Hawkey (1975), menciona que es común el hallazgo de corpúsculos de Howell-Jolly en sangre periférica de primates sanos no humanos, principalmente de las familias Cebidae y Prosimii; descrito por ejemplo en *Aotus* spp. (Sasseville et al., 2012). Además, estos corpúsculos se incrementan como respuesta a una eritropoyesis acelerada (Meneses y Bouza, 2014), como se observó en un macho adulto con anemia normocrómica (Htc: 24%, Hb: 7.9 g/dl), ubicado en el Sector Puerto Vargas del PNCahuita (sitio 8, Figura 1).

Los exámenes de laboratorio, tales como el hemograma y la química sanguínea, son una herramienta útil que complementa la evaluación del estado de salud de un individuo, ya que brindan información sobre el estado de determinados órganos y funciones específicas del sistema u organismo. Además, permiten diagnosticar problemas de diversa índole cuando los

signos son o no evidentes, emitir pronósticos y medir la evolución de la afección y a un determinado tratamiento (Kerr, 2002; Jaramillo y Pérez, 2007; Meneses y Bouza, 2014).

Para realizar una correcta interpretación de los resultados del hemograma y química sanguínea, estos deben integrarse a la clínica del animal, que en este caso corresponde a la observación preanestésica y al EOG de cada mono, así como a otros resultados de exámenes colaterales con los que se determinó la presencia o ausencia de agentes infecciosos (Meneses y Bouza, 2014).

4.2 Agentes infecciosos parasitarios, micóticos y vectoriales

Los resultados de la presente investigación confirman que las poblaciones estudiadas de *Cebus imitator*, en Costa Rica *in situ*, presentan una gran variedad de parásitos y agentes infecciosos, lo cual, es común en las poblaciones silvestres e incluso algunos pueden considerarse endémicos de determinadas poblaciones y componentes esenciales del ecosistema (Nunn y Altizer, 2005; Xavier et al., 2008).

4.2.1 Endoparásitos

4.2.1.1 Parásitos Gastrointestinales

En relación a los endoparásitos, los PGI fueron los más frecuentes y diversos, ya que el 61.8% de los animales analizados, resultó positivo a al menos un tipo de los nueve PGI encontrados, concordando con hallazgos de otros estudios, donde el porcentaje de infección en *C. imitator* de vida libre, fluctuó entre el 70.7% y el 91.6% (Chinchilla et al., 2007, Chinchilla et al., 2010, Parr et al., 2013). Se considera, que el porcentaje de infección e incluso la

diversidad, podría variar o ser mayor, si se realizaran muestras seriadas de heces de los individuos, como lo demostró Parr et al. (2012), así como si se aumentara el número de muestra, coincidiendo con lo observado en la población en estudio, donde Barranca y PNC contituyeron los sitios con mayor diversidad de parásitos (Cuadro 5). Además es importante, aumentar la diversidad y sitios de muestreo (Porter et al., 2005) y las épocas del año (Parr et al., 2013).

Con respecto a los porcentajes de infección de PGI según sexos, no existió diferencia significativa (*Fisher* $p= 0.70$), de acuerdo con lo encontrado en otras investigaciones realizadas en Costa Rica (Chinchilla et al., 2007; Chinchilla et al., 2010), siendo el sexo un factor no predictivo de parasitismo en *C. imitator* (Parr et al., 2013). Tampoco se encontró significancia entre el porcentaje de infección de adultos y jóvenes (*Fisher* $p= 0,70$), lo cual puede variar con respecto al parásito en cuestión, ya que Parr et al. (2013), indica que la edad es un factor predictivo en el caso de infecciones por *Filariopsis barretoii*, lo cual no se pudo determinar por las características del estudio realizado.

La diversidad de parásitos y la alta frecuencia de los mismos, encontradas en este estudio, puede deberse a factores intrínsecos del individuo, al comportamiento social de constante contacto entre sujetos para el juego y acicalamiento; además de la dieta omnívora y su capacidad de alimentarse en diversos estratos de bosque, desde la zona alta de los árboles hasta el suelo (Wong et al. 1999, Wainwright, 2007; Reid, 2009; Carnegie et al., 2011; INBIO, 2012; Parr et al., 2013). Lo anterior podría favorecer la transmisión de parásitos entre monos de la tropa, así como el contagio a partir de otras fuentes contaminadas, como agua, suelo, artrópodos y otros animales y su diseminación al medio ambiente. Los aspectos ecológicos del tipo y condición del hábitat de las poblaciones (fragmentación y efecto borde, por ejemplo) y el

contacto con poblaciones humanas, también influyen en la presencia o ausencia de parásitos y su diversidad (Stoner et al., 2005; Chapman, 2006; Chinchilla et al., 2007, Chinchilla et al., 2010; Parr et al., 2013).

Los helmintos fueron más frecuentes que los protozoarios, siendo *Strongyloides* spp. (52,4%; 11/21) el parásito con mayor porcentaje de infección, similar a otros estudios realizados en Costa Rica (Chinchilla et al., 2007, Chinchilla et al., 2010; Jiménez et al., 2012, Parr et al., 2012). *Strongyloides* spp., presenta un ciclo de vida directo, se transmite por vía directa, a través de la ingestión de alimento contaminado o vía percutánea; además tiene capacidad de autoinfección y las formas infectantes son resistentes a factores ambientales (Chinchilla, 2007; Parr et al., 2012 y 2013; Strait et al., 2012). Se han descrito infecciones por *Strongyloides* spp., en otras especies del género *Cebus*, lo cual sugiere una relación evolutiva importante con este grupo (Parr et al., 2013).

A pesar de que *Strongyloides* spp. puede ser patógeno en primates no humanos, causando enterocolitis con diarrea mucoide o hemorrágica entre otros; en este estudio, la mayoría de los monos positivos, no presentó ninguna alteración únicamente un individuo (Fc14, Anexo 4), presentó un EOG deficiente, con membranas mucosas pálidas y nódulos linfáticos.

Este PGI se encontró en el 67 % (6/9) de los sitios muestreados (cuadro 8), siendo lugares donde es posible el contacto con humanos de una u otra forma, lo cual es relevante, porque algunas especies tienen carácter zoonótico (Strait et al., 2012). Valverde (2015) reportó que la presencia de este nemátodo, aumentó con la disminución del porcentaje de bosque. Lo anterior recalca la importancia de la conservación del hábitat para la conservación de especies como *C. imitator* y la salud pública.

En el presente estudio, no se identificaron parásitos del grupo Uncinarias ni Ascarideos, como sí lo hizo Chinchilla et al. (2010) en la provincia de Limón, pero sí se detectaron huevecillos de Strongylida, orden al que pertenecen las Uncinarias; también en Limón (PNCahuita), y en el PNSR y RNVSB. En relación a Spirurida, Parr et al. (2012) encontró en los monos de Santa Rosa, un 6% de prevalencia, mientras en esta investigación se halló un 19.1%. Este grupo de nemátodos, de ciclo indirecto, se encuentra también en monos carablanca de Panamá (Nunn and Altizer, 2005).

Trypanoxyuris spp., habita en el ciego y colon, tiene una distribución geográfica cosmopolita y un ciclo de vida directo, con capacidad de retroinfección (Strait et al., 2012; Alves et al., 2013). Su infección puede producir signos clínicos como prurito e irritación en la zona perianal, lo que puede llevar a automutilación, depresión y agresividad, en primates no humanos en cautiverio (Strait et al., 2012), signos que no se observaron en la muestra. La presente investigación, constituye el primer reporte de este parásito para *C. imitator* en Costa Rica, aunque ha sido descrito para otras especies del género *Cebus* (Hugot, 1999) y *Alouatta* en Panamá y Costa Rica (Tatcher y Porter, 1968; Stuart et al., 1988 y 1998, Chinchilla et al., 2005).

Con respecto a *Prosternorchis* sp., acantocéfalo reportado para *C. imitator*, también por Chinchilla et al. (2010) y Parr et al. (2012), en Costa Rica; parasita ileon, ciego y colon y presenta un ciclo indirecto, donde algunas especies de cucarachas y escarabajos son los hospederos intermediarios. Los signos clínicos pueden variar de acuerdo a la severidad de la infección, como diarrea, debilidad, anorexia, distensión abdominal, deshidratación y muerte. La probócido, al engancharse a la mucosa, causa una inflamación granulomatosa y nódulos e incluso puede penetrar la capa muscular y perforar el intestino, provocando una peritonitis

(Strait et al., 2012). Es causa importante de mortalidad en animales en cautiverio, ya que la patogenicidad aumenta con estrés, pero se desconoce su alcance en poblaciones de vida libre (Müller et al., 2010, Strait et al., 2012).

Controrchis spp. es un tremátodo, de ciclo indirecto, que según Kowalzik et al. (2010), se transmite a monos congo, por el consumo de hormigas (Formicidae) infectadas que habitan en el árbol *Cecropia peltata* y moluscos como caracoles. Este parásito habita en las vías biliares y puede permanecer allí por muchos años, pero dentro de las implicaciones en la salud de los monos están la irritación y distensión de ductos biliares, colecistitis e incluso cirrosis (Pastor-Nieto, 2015). Anteriormente *Controrchis* spp. había sido encontrado únicamente en heces de monos congo, en distintas regiones de Costa Rica (Stuart et al., 1990 y 1998; Chinchilla et al., 2005), Belice y México (Vitazkova y Wade, 2006; Trejo-Macías et al., 2007; Valdespino et al., 2010). Por ende, esta investigación representa el primer reporte de este tremátodo en *Cebus imitator*, en Costa Rica, lo que abre un nuevo campo de investigación sobre este parásito y su ciclo de vida.

Parr y colaboradores (2013) también reportó *Giardia duodenalis*. Este protozoario, es un reconocido patógeno intestinal en primates. Presenta un ciclo directo y se transmite por alimento o agua contaminada, y es capaz de causar diarrea e incluso vómito. Los animales jóvenes son los más susceptibles a padecer signos clínicos, pero no siempre resulta en enfermedad, ya que existen portadores asintomáticos, como se encontró en este estudio (Strait et al., 2012). Es un parásito de carácter zoonótico y antropozoonótico, por lo que es importante destacar que los dos sitios donde se realizó el hallazgo fueron Barranca y PNMA, ambos caracterizados por alta exposición a humanos, además de animales domésticos, en el caso de

Barranca. Esto sugiere la posibilidad de un contacto cercano con otras especies portadoras y el riesgo de contaminación y transmisión.

Tritrichomonas spp., es un protozoario que también fue reportado en *A. palliata* y en *C. imitator* (Chinchilla et al., 2005 y Chinchilla, 2007), específicamente en Manuel Antonio, Costa Rica. Se ha aislado del intestino grueso de *Saimiri* spp. y de otros primates no humanos, pero no se conoce su significancia clínica. Se conoce que algunas especies de *Tritrichomonas* pueden infectar humanos, pero probablemente no son patogénicas (Strait et al., 2012).

El 31.8% (8/21) de los *C. imitator*, presentó infecciones mixtas de PGI (Cuadro 7), situación común en los primates no humanos y esperable en una especie con una gran diversidad de PGI, como los monos carablanca (Chapman et al., 2006; Chinchilla et al., 2010, Perea-Rodríguez et al., 2010; Parr et al., 2013; Valverde 2015).

Los sitios con mayor porcentaje de infecciones múltiples (Cuadro 7), correspondieron a los sitios con mayor número de muestra de la investigación (Cuadro 4), pero además son sitios sometidos presión por efecto borde, rodeados de ganadería y agricultura, como es el caso de Barranca; así como aumento de turismo, por ende contacto con humanos y otras especies y destrucción de hábitat en la periferia como ha sucedido alrededor del PNC. Según Chapman et al. (2006), la proporción de individuos con infecciones múltiples, es mayor en los individuos que habitan en el borde del bosque o área de transición. Además, las zonas de muestreo, en su mayoría, corresponden a bosque tropical húmedo, ya sea ripario o secundario, sustentando hallazgos de Stuart y colaboradores (1990 y 1993) y Stoner (1996), donde en un ambiente húmedo, hay mayor porcentaje de infección de parásitos.

4.2.1.2 Otros endoparásitos

En el presente trabajo, *Filariopsis barretoii* únicamente se diagnosticó en un individuo por necropsia, encontrándose los adultos en el parénquima pulmonar, mientras Parr et al. (2013), reportó que el 84.3% de los individuos resultó positivo a este nemátodo en el examen coproparasitológico y en una necropsia y determinó que a mayor edad, mayor porcentaje de este parásito (Parr, et al., 2012). En cuanto a *Dipetalonema gracile*, éste constituye el primer reporte en *C. imitator* de vida libre en Costa Rica, anteriormente descrito en Panamá por Tatcher y Porter (1968). Ambos endoparásitos pertenecen al grupo de la filarias, por lo tanto se presume que en los 4 individuos en los que se detectó microfilarias en el frotis sanguíneo, las mismas podrían pertenecer a estos parásitos (Chinchilla et al., 2007). Ambos parásitos pueden causar peritonitis o pleuritis fibrinopurulentas y adherencias fibrosas (Strait et al., 2012), pero en los monos en estudio, no se encontraron estas lesiones.

4.2.1.3 Ectoparásitos

Esta investigación constituye el primer reporte de *Cuterebra* (=Alouattamyia) spp. en *C. imitator* para el Caribe de Costa Rica, ya que Crofoot et al. (2009), lo describió en dos individuos de esta especie en Panamá. Este es un ectoparásito encontrado principalmente en el género *Alouatta*, tanto en la zona de Guanacaste como del Caribe Sur de Costa Rica (Calderón - Arguedas et al., 2004).

Este díptero es capaz de producir una miosis furuncular, principalmente en la parte superior del cuerpo (Zeledón et al., 1957; Calderón - Arguedas et al., 2004), lo cual es consistente con las lesiones observadas en el cuello del individuo parasitado. Se cree que, la hembra adulta, oviposita en algunas especies de hojas que el primate consume (infección oral)

y ocurre una migración errática de las larvas, quienes completan el ciclo al exponerse en la dermis (Colwell y Milton, 1998).

Existe poca evidencia de ectoparásitos en primates de vida en libre en Costa Rica (Calderón-Arguedas et al., 2004; Troyo et al., 2004; Troyo et al., 2009). Es posible que la baja prevalencia de ectoparásitos en *Cebus imitator*, se relacione con el acicalamiento social (Moore, 2002) y el uso de plantas medicinales como *Citrus* spp., *Piper* spp. y *Clematis* spp y su comportamiento de frotar estas plantas en su piel y pelambre (Baker, 1996; DeJoseph et al., 2002).

4.2.2 *Agentes micóticos*

En Costa Rica, no hay mucha información referente a estudios micológicos en primates no humanos. Los hongos filamentosos aislados por el método de barrido con moqueta, destacó hongos ubicuos y saprófitos. Los datos de esta investigación, concuerdan con lo reportado por otros estudios realizados en primates del nuevo mundo tanto de cautiverio como de vida libre en Latinoamérica (Calderón, 2010; Fedullo et al., 2013; Freitas et al., 2015), sugiriendo que estos microorganismos forman parte de la microbiota cutánea o del pelambre y puede ser residente o transitoria en estos animales. Sin embargo, se requiere más investigación, para determinar el rol ecológico que cumplen, ya que, al igual que en otros animales, podrían causar infecciones oportunistas, aunque a la fecha no existen reportes de casos en primates neotropicales (Catão-Dias, 2001; Fedullo et al., 2013).

Existe una variedad de infecciones micóticas en primates no humanos del viejo mundo, en especial dermatomicosis (Migaki, 1986; Kramer y Bielitzki, 2012), pero los reportes en monos neotropicales, son escasos (Catão-Dias, 2001; Bernstein y Didiert, 2009; Marsicano et al., 2010), mucho más si se habla de casos en vida libre. De este estudio, cabe resaltar la importancia del aislamiento por primera vez, de *M. canis* en el pelambre de cuatro monos carablanca, el cual es un hongo queratinofílico, zoófilo y de carácter zoonótico. Este hongo, tiene distribución universal y es capaz de causar dermatofitosis en múltiples especies de animales domésticos, siendo el gato doméstico (*Felis catus*) y el perro (*Canis lupus familiaris*), portadores naturales y reservorios, por ende, la principal fuente de infección (Stanchi, 2007; Miller et al., 2013). Se ha reportado como causa de dermatofitosis en primates no humanos en cautiverio (Migaki, 1986; Catão-Dias, 2001, Marsicano et al., 2010, Kramer y Bielitzki, 2012), felinos en cautiverio (Bentubo et al., 2006), perezosos de vida libre (Xavier et al., 2008). La transmisión se da por contacto directo con animales infectados sintomáticos o no y por fómites (Starchi, 2007; Marsicano et al., 2010, Kramer y Bielitzki, 2012). Los dermatofitos más comunes en micosis superficiales en primates en cautiverio son *Trichophyton* spp., *T. simii* y *Microsporium canis* (Catão-Dias, 2001; Bernstein y Didiert, 2009; Marsicano et al., 2010).

Los individuos de los que se aisló *M. canis*, no presentaron lesiones en piel compatibles con dermatofitosis, como: lesiones circulares, alopécicas, con eritema y escamas (Marsicano et al., 2010; Kramer y Bielitzki, 2012). Esto sugiere que los *C. imitator* de Barranca, podrían comportarse en este caso particular, como portadores mecánicos o medio de transporte y posiblemente adquirieron este agente por contacto con suelo o fómites contaminados con esporas de animales infectados, de la zona ganadera, con poco bosque, cercana al sitio de captura. Lo anterior podría representar un riesgo para esta población de estos monos de padecer

dermatofitosis, ya que dependiendo de la condición de hospedero, factores ambientales y patogenicidad del hongo, se favorece la presentación y evolución de una micosis (Migaki, 1986; Quinn et al., 1999; Xavier et al., 2008; Marsicano et al., 2010). Esto refuerza la importancia de la protección de un hábitat de calidad para la conservación de especies como *C. imitator*.

En cuanto a los hallazgos en el conducto auditivo externo, *Aspergillus* spp. y *Malassezia* spp, coinciden con el reporte de la microbiota descrita para *Cebus apella* (Ávila et al., 2004) y otras especies de primates no humanos (Kramer y Bielitzki, 2012). *Malassezia* spp. es una levadura oportunista que, dependiendo de las condiciones en su microambiente, puede ser patógena, por ejemplo, *M. pachydermatis*, está asociada a otitis externa en animales domésticos, pero podría afectar a los primates no humanos también (Ávila et al., 2004). Los individuos en estudio no presentaron signos de otitis externa, y un conteo de < 5 levaduras/campo, lo cual es consistente con Miller et al. (2013), quienes describen que cuando hay un número > 10 levaduras/15 campos, se relaciona con dermatitis u otitis por *Malassezia*.

También, se detectó *Candida* spp. en el cultivo de un oído de uno de los sujetos de estudio, levadura que se encuentra ampliamente distribuida en la cavidad oral y vulvar de las cuatro especies de monos en Costa Rica (Gross et al., 2009) y en otras cavidades y piel de otros primates (Cleff et al., 2008;; Carvalho et al., 2014). *Candida* spp. es capaz de producir micosis cutáneas o sistémicas en individuos inmunocomprometidos (Migaki, 1986; Cleff et al., 2008; Bernstein y Didiert, 2009; Kramer y Bielitzki, 2012, Miller et al., 2013), pero en este caso, el mono no presentó dermatitis ni otitis, además de que únicamente crecieron 5 UFC en el cultivo.

4.2.3 Agentes vectoriales

Las enfermedades transmitidas por vectores representan más del 17% de todas las enfermedades infecciosas a nivel mundial y la distribución de las mismas está determinada por una compleja dinámica de factores medioambientales y sociales (OMS, 2016), muchos de los cuales han provocado el resurgimiento de estas enfermedades que afectan tanto a las personas, a los animales y a las plantas (Gubler, 2009). Los países tropicales y subtropicales son los más afectados (Lemon et al., 2008).

El VDEN, es un *Flavivirus*, que presenta un ciclo selvático y otro urbano; y es transmitido por mosquitos *Aedes spp* (Vasilakis y Weaver, 2012; Durbin et al., 2013). El dengue es la principal enfermedad de transmisión vectorial de Costa Rica (Ministerio de Salud, 2014) y puede ser causada por uno o varios de los cuatro serotipos existentes de VDEN, de los cuales, tres se encontraron en los individuos estudiados (VDEN-2, VDEN-3, VDEN-4) en el 2011. Esto concuerda parcialmente con el reporte del Ministerio de Salud de Costa Rica (2013), donde en humanos, se diagnosticaron los serotipos 2 y 3, pero no el 4, durante los años 2010, 2011 y 2012. Los monos positivos habitaban en el RNVS (sitio 6) y Sierpe (sitio 7), áreas del Pacífico Central y Sur (Figura 5), respectivamente, hallazgos que coinciden con la zona de mayor incidencia de casos de dengue en la población costarricense (Ministerio de Salud, 2013).

El diagnóstico de VDEN en *C. imitator*, sugiere que los serotipos hallados existen en ciclos selváticos, por lo que es necesaria la investigación sobre el papel que cumplen los monos neotropicales en la ecología del VDEN, para tomarlos en cuenta en futuros programas

de control del virus, así como los posibles efectos del dengue sobre estas especies (Wachman y Mansfield, 2012; Clark et al., 2013; Alhouse et al., 2014; Sariol y White, 2014).

El Virus de la Encefalitis Equina Venezolana (VEEV), es un Alphavirus, del género *Togavirus*, el cual está distribuido a lo largo del Continente Americano y es transmitido por mosquitos de los géneros *Culex*, *Aedes* y *Psorophora*, entre otros artrópodos (Iowa State University, 2010; Young et al., 2013). Dentro de los tres alphavirus de encefalitis equinas, VEEV es el patógeno zoonótico más importante en las zonas con múltiples brotes reportados, como Centro y Suramérica, la región meridional de América del Norte y Trinidad (Young et al., 2013; Ministerio de Salud, 2015). Causa encefalitis en humanos y equinos, principalmente (Iowa State University, 2010).

En el ciclo epizoótico, el caballo es el hospedero amplificador, quien genera una viremia suficiente para la transmisión al ser humano por distintas vías (Young et al., 2013), como el aerosol, una forma factible también para infectar y generar síntomas en primates no humanos (Reed et al. 2004). Se han descrito distintas especies de roedores, murciélagos, marsupiales, aves, entre otros, como reservorios del ciclo selvático (enzoótico), pero no monos neotropicales (Hutter y Jiménez, 2010; Iowa State University, 2010; Young et al., 2013).

En Costa Rica, se han registrado 58 brotes en caballos desde el 2009, ubicados en Guanacaste y Alajuela, principalmente. Además hay evidencia de VEEV en animales domésticos en Sixaola (SENASA, 2012). En humanos, el Ministerio de Salud (2015), reporta tres casos de EEEV por tamizaje en Nicoya, Guanacaste. Es importante destacar la presencia del VEEV en un *C. imitator*, sin síntomas clínicos asociados, habitante de Barranca

(sitio 4, Figura 1), en el año 2011, mismo año en que se reportó un brote de encefalitis en la provincia de Puntarenas (SENASA, 2012). Este primer reporte a nivel mundial, sienta un precedente para el estudio de los primates neotropicales como un posible eslabón más en el ciclo biológico de este virus y sus consecuencias tanto para sus poblaciones como para la salud pública. Tomando en cuenta que se desconoce la magnitud de las encefalitis equinas en humanos del país (Ministerio de Salud, 2015).

La malaria, es una enfermedad causada por *Plasmodium* spp. cuyo vector corresponde a mosquitos *Anopheles* spp. Existen cinco especies de este hemoparásito capaces de producir malaria en humanos, *P. malariae*, *P. vivax*, *P. falciparum*, *P. ovale* y *P. knowlesi*, (Wachman y Mansfield, 2012, Singh y Daneshvar, 2013; OMS, 2016), las tres primeras presentes en Costa Rica, siendo *P. vivax* la más común (Ministerio de Salud, 2014, Castro et al., 2015).

Los primates no humanos, tanto del viejo como del nuevo mundo, son hospederos de aproximadamente 33 especies de *Plasmodium* (Wachman y Mansfield, 2012; Aráujo et al., 2013). En general, este hemoparásito es hospedero específico (Singh y Daneshvar, 2013) y en monos del nuevo mundo se han reportado *P. brasilianum* y *P. simium* (Chinchilla, 2006; Wachman y Mansfield, 2012), así como también *P. falciparum*, en *Alouatta guariba* y *A. caraya*, (Duarte et al., 2008) y *Callicebus brunneus*, *Alouatta puruensis*, *Ateles chamek* y *Lagothrix cana cana* (Aráujo et al., 2013).

Con respecto a Costa Rica, Chinchilla y colaboradores (2006), reportaron *P. brasilianum* en monos congo de vida libre en las zonas de Quepos y Limón, pero sin distinción molecular respecto a *P. malariae*, agente que, al parecer, no había sido diagnosticado en humanos en este país desde 1959, si no hasta el 2012 y 2013 (Calvo et al., 2015). Fuentes (2016), reportó *Plasmodium malariae/Plasmodium brasilianum* en cinco individuos de las especies *A. palliata*, *A. geoffroyi* y *Callitrix jacchus*, mantenidos en cautiverio en Costa Rica.

Esta enfermedad es endémica en Costa Rica, y para el 2014, el 95,5% de los casos correspondieron a la región Huetar Atlántica; contrario a lo encontrado en el presente estudio, donde la detección de *P. vivax* y *P. falciparum* en *C. imitator*, se dio en cuatro diferentes sitios a los largo de la costa Pacífica (Figura 3) y ninguno en el Caribe, en los años 2010 y 2011. Cabe resaltar que el muestreo en la zona Caribe fue menor que en el Pacífico, por lo que se debe realizar una investigación más exhaustiva es esta área.

El reporte de la presente investigación, resulta de importancia en términos de que Costa Rica es un país que se encuentra en la fase de eliminación de la Malaria (Ministerio de Salud, 2014) y encontrar dos de las cinco especies de este hemoparásito en monos carablanca de vida libre, aunado al hallazgo de *P. malariae/P. brasilianum* de Fuentes (2016), podría significar la posibilidad de enfrentar una antropozoonosis, arriesgando a las poblaciones de *C. imitator*, o que esta especie sea un reservorio de estos agentes y exista un riesgo de zoonosis (Volney et al., 2002; Aráujo et al., 2013). Por lo tanto, los primates no humanos deberían considerarse dentro de los programas de monitoreo y control de malaria.

La biología, ecología y epidemiología de estas enfermedades es compleja, y usualmente involucra múltiples ciclos, vectores y hospederos (Lemon et al., 2008), entre ellos, los primates no humanos (Young et al., 2013). Es por esto, que estudios como este son importantes, donde se reportó por primera vez para *C. imitator* en Costa Rica y Centroamérica, la presencia de VDEN2, VDEN3 y VDEN4, VEEV, *P. vivax* y *P. falciparum*. Esto podría sugerir que el mono carablanca forma parte del ciclo selvático de dichos agentes vectoriales, por lo que es necesaria la investigación en esta área (Volney et al., 2002; Vasilakis y Weaver, 2008; Wachman y Mansfield, 2012; Vasilakis y Weaver, 2012; Durbin et al., 2013). Además de conocer los alcances de estas enfermedades en monos neotropicales, específicamente *C. imitator*.

El hallazgo de al menos uno de estos agentes vectoriales en las tropas del 56% de los sitios muestreados, abarcando el 27% de los individuos, refleja que dichos agentes están ampliamente distribuidos a nivel nacional, patrón observado en la población humana y de algunos animales domésticos (Ministerio de Salud, 2013 y 2014; SENASA, 2012). Muchos de los sitios positivos, presentan alta visitación turística, por ende la posibilidad de contacto con humanos y los vectores existe. El desarrollo de conocimiento en esta área, entender la relación entre ciclos selváticos y urbanos, animales involucrados, así como los factores socioambientales asociados, resulta de suma importancia para el desarrollo de medidas de control, intervención y mitigación de las enfermedades transmitidas por vectores (Lemon et al., 2008, Young et al., 2013).

4.3 Perfil de salud de *Cebus imitator*, en condiciones de vida libre en Costa Rica.

En este estudio, por primera vez para Costa Rica, se realizó una descripción de algunas características del perfil sanitario de *Cebus imitator* de vida libre, basado en parámetros clínicos y agentes infecciosos. Contribuyendo al conocimiento de la salud de estas poblaciones en su hábitat natural, entendiendo por salud “*un estado de completo bienestar físico, mental y social, y no solamente la ausencia de afecciones o enfermedades*” (OMS, 2013). Siempre tomando en cuenta que la salud, en poblaciones de fauna silvestre, es el resultado de una compleja interacción de factores biológicos, físicos, ambientales y sociales, así como su habilidad para adaptarse al cambio (Aguirre et al., 2012; Botzel y Brown, 2012; CDC, 2016). De esta manera, se sentaron las bases para futuras investigaciones multidisciplinarias para relacionar más variables de la salud en un concepto de Medicina de la Conservación (Aguirre et al., 2012).

Al interpretar los hallazgos de forma integral, relacionando el EOG con los exámenes colaterales como análisis clínicos y la presencia o ausencia de algunos parásitos, hongos y virus (Anexo 4 y Anexo 5); se determinó que en general, la población de monos carablanca estudiada, se encuentra en buena condición de salud. Hubo tres monos, Fc14, Fc51 y Fc74, con un EOG deficiente o malo, como consecuencia de múltiples razones, como se discutieron más adelante. Es importante tomar en cuenta, que los animales silvestres no suelen manifestar signos de enfermedad a menos que su salud esté muy comprometida (Fowler y Cubas, 2001; Varela, 2006). Este fenómeno se observó en algunos casos de se discuten a continuación, donde un EOG sin alteraciones o satisfactorio, no implicó directamente que el animal estuviera saludable, recalcando la importancia del abordaje integral y multidisciplinario, no sólo mediante un examen físico.

4.3.1 Individuos con un EOG no satisfactorio, (Anexo 7)

Caso individuo Fc 14 - Este macho juvenil del PNMA, presentaba múltiples lesiones como úlceras con costras y abscesos en los brazos e incluso tenía una amputación de la parte distal de su miembro anterior derecho, posiblemente traumática pero de causa desconocida. Se considera, que estas lesiones pudieron causar un detrimento en sus capacidades para defenderse de situaciones adversas y conseguir alimento, desembocando en una mal nutrición, lo que se refleja en su baja CC y sus membranas mucosas pálidas (Clingerman y Summers, 2005). Los linfonodos inguinales aumentados de tamaño, podría ser una respuesta ante estímulos antigénicos (Couto, 2009), evidente en la infección de las lesiones, pero no pueden descartarse otras causas.

A pesar de que no se obtuvieron resultados de hemograma para determinar si estaba anémico, se podría decir que era algo esperable, ya que una mala nutrición y presencia de enfermedades crónicas inflamatorias o infecciones, pueden causar anemia, y uno de sus signos más comunes son las membranas mucosas pálidas (Thrall et al., 2012). Su concentración de albúmina estaba cercana al límite inferior, mientras las globulinas, cercanas al límite superior, generando una relación invertida de albúmina/globulinas (0.7), lo anterior puede deberse a las múltiples lesiones crónicas e inflamación, que pueden generar hipoalbuminemia e hiperglobulinemia (Thrall et al., 2012), además de su condición de posible desnutrición comentada anteriormente.

También este mono, el único agente infeccioso identificado fue *Strongyloides* spp. en sus heces, el cual puede ser patógeno en primates no humanos causando diarrea mucoide o hemorrágica, por una enterocolitis (Strait et al., 2012), pero al momento de la toma de muestra, las heces tuvieron un aspecto y consistencia normal. A pesar de esto, no se descarta una parasitosis, que pueda estar aportando a su que los hallazgos de química sanguínea y EOG, sean deficientes. La infección parasitaria en animales enfermos o bajo situaciones de estrés, pueden desarrollar parasitosis (Cordero del Campillo et al., 2001).

Caso individuo Fc 51 – Esta hembra adulta, del PNSR, presentó membranas mucosas pálidas, sin signos de anemia en el hemograma. Según Berry (2015), el efecto simpaticomimético de la ketamina, puede generar palidez en las membranas mucosas. Además se observó una ligera hipoproteinemia (5 mg/dl), que podría asociarse a un problema nutricional (Thall et al., 2012, Meneses y Bouza, 2014), debido al daño y pérdida de múltiples piezas dentales o también a la presencia de parásitos gastrointestinales como *Strongylida* y *Tripnoxuris* spp. en su intestino (Strait et al, 2012), aunque no mostró signos de diarrea.

Caso individuo Fc 74 – Este macho adulto, del RVSCN (sitio 2, Figura 1), en el EOG evidenció linfadenopatía periférica. A pesar de que los nódulos linfáticos inguinales, son normalmente palpables en primates (Kramer et al, 2012), este individuo presentó agrandamiento de linfonodos inguinales y submandibulares, lo cual puede consecuencia de la proliferación de células del tejido linfático normal como respuesta a estímulos antigénicos localizados o por infiltración de células anormales (Couto, 2009). Es mandatorio relacionar estos hallazgos con exámenes colaterales, como hemograma y química clínica, los cuales en este caso, no evidenciaron alteraciones, por ende, no se determinó la causa de la linfadenopatía. Además en

cuanto a agentes infecciosos, sólo se identificó *Giardia* spp. en sus heces, sin signos de diarrea, protozooario que no siempre resulta en enfermedad, ya que existen portadores asintomáticos (Strait et al., 2012).

4.3.2 Individuos con un EOG satisfactorio, (Anexo 8)

Caso individuo Fc 33 – Este macho adulto solitario, ubicado en el Sector Puerto Vargas del PNCahuita (sitio 8, Figura 1), presentó linfadenopatía submandibular, posiblemente como respuesta a la miosis furuncular por *Cuterebra* spp. en la zona del cuello (Zeledón et al., 1957; Calderón - Arguedas et al., 2004; Couto, 2009). La anemia normocrómica (Htc: 24%, Hb: 7.9 g/dl), con corpúsculos de Howell Joley, y la neutropenia (185/ul), se podrían explicar por la infección severa y crónica ocasionada por la miosis, y una posible deficiencia nutricional (Thrall et al., 2012; Meneses y Bouza, 2014) y presencia de *Strongyloides* spp. (Strait et al., 2012).

Potencialmente podrían existir otras causas subyacentes no diagnosticadas en este individuo, y no sólo la miosis. Se cree que la intensidad de la infección de *Cuterebra* spp., puede ser mediada por mecanismos del sistema inmunológico del individuo afectado, además, Milton (1996), evidenció en monos congo, que puede haber relación entre la incidencia de infección y la mortalidad, la cual puede asociarse a sepsis y otras infecciones secundarias. Además se debe investigar más sobre el parasitismo errático y el compromiso de órganos vitales (Calderón - Arguedas et al., 2004).

A pesar de que su EOG fue satisfactorio, porque su única alteración evidente fue la linfadenopatía submandibular y la miosis, presentó evidencia de enfermedad en el hemograma.

Lo cual refuerza la importancia de los estudios complementarios y la capacidad de los animales silvestres de ocultar signos de enfermedad, como se discutió anteriormente.

4.3.3 Individuos con infecciones mixtas de endoparásitos

Se encontraron endoparásitos, particularmente los PGI, en la mayoría de los individuos en estudio, pero sin causar parasitosis, confirmando que la presencia de determinado parásito no indica necesariamente un efecto negativo en los mismos (Cordero del Campillo et al., 2001; Stoner et al., 2005). Esto también se observó en los ocho monos que presentaron infecciones mixtas por PGI, donde no hubo evidencia de signos clínicos compatibles con trastornos gastrointestinales al momento de la toma de la muestra. También la mayoría presentó un EOG satisfactorio, a excepción del Fc 51, descrito anteriormente, pero no fue posible asociar la presencia de *Tripaxyuris* spp. y Strongylida a su mala condición física. El 38% (3/8) de los individuos presentaron hematocritos cercanos al límite inferior, pero aún así dentro del rango saludable. Lastimosamente, del Fc57 (Anexo 8), mono con mayor diversidad de PGI, y además positivo a VDEN4, no se obtuvieron resultados de hematología y química clínica, para realizar relacionarlos con los hallazgos de dichos agentes vectoriales. El mismo no presentó ninguna alteración en su EOG.

Lo anterior podría indicar que es normal o que los PGI podrían formar parte de la biota normal de los *C. imitator*, según lo encontrado en otros estudios, donde la infección por parásitos es común en primates (Stoner et al., 2005; Chapman et al., 2006; Chinchilla et al., 2010, Perea-Rodríguez et al., 2010; Parr et al., 2013; Valverde 2015).

4.3.4 Individuos positivos a agentes vectoriales

El Virus del Dengue es un importante agente causal de fiebre hemorrágica en humanos de zonas tropicales y subtropicales del mundo. Se ha realizado infección experimental en primates del viejo y nuevo mundo, que han resultado en viremia y respuesta de anticuerpos, pero con pocos y leves signos clínicos asociados (Abee et al., 2012). En el caso de la presente investigación, en el 11% (4/37) de los monos se detectó algún serotipo del VDEN, quienes no presentaron alteraciones en el EOG, y en el único individuo a que se le realizó hemograma completo presentó una linfocitosis (16211/ul), la cual podría estar relacionada a la excitación de la captura, no necesariamente a un proceso de viremia (Thrall et al., 2012), por tanto, los hallazgos no son concluyentes.

Como ya se discutió anteriormente los primates no humanos son hospederos de gran cantidad de especies de *Plasmodium* (Abee et al., 2012; Herbert et al., 2015). Los individuos positivos a *Plasmodium vivax* o *P. falciparum*, no presentaron signos clínicos o laboratoriales compatibles con la enfermedad de la Malaria, como mala condición corporal, membranas mucosas pálidas o ictericas, debilidad, anemia severa, insuficiencia renal, entre otros (Abee et al., 2012). Se sabe que estas especies de *Plasmodium* son capaces de causar signos compatibles con Malaria en primates neotropicales de laboratorio, así como parasitemia y capacidad e infectar mosquitos (Abee et al., 2012), lo cual abre la duda, sobre la el papel de estos agentes en las poblaciones silvestres y sus implicaciones y alcances patológicos, tanto en las poblaciones de primates no humanos y su relación con los humanos.

El mono Fc71, resultó positivo tanto a *P. vivax* como a VEEV, y el mismo presentó un EOG, hemograma y química clínica sin alteraciones. Según Young y colaboradores (2013), los animales y humanos infectados con VEEV, padecen de síntomas parecidos a una gripe, que pueden evolucionar a síntomas neurológicos y encefalitis, pero existen reportes de casos subclínicos o de baja intensidad. Es importante destacar que signos de problemas nerviosos como debilidad, desorientación, temores, son suficientes para causar reducción de la capacidad de defensa, desplazamiento, búsqueda de alimento, entre otras cosas, en animales de vida libre, lo cual sería un grave problema para las poblaciones. La encefalitis por VEEV tiene una mortalidad de hasta el 35% en humanos (Young et al., 2013).

A pesar de esto, es importante recalcar que causas que puede generar disminución en la capacidad inmunológica, o debilitamiento, ya sea una enfermedad o condición ambiental, podría generar que esos agentes potencialmente patógenos, desarrollen enfermedad, provocando incluso la muerte de individuos, siendo un riesgo para la conservación de estas y otras especies (Stoner et al., 2005).

Se desconoce el alcance de estos agentes vectoriales en primates neotropicales (Abee et al. 2012; SENASA, 2012), pero se considera importante continuar estos estudios a través del tiempo, para observar el comportamiento de los agentes vectoriales y sus posibles efectos en la vida silvestre del país y su relación con los casos en la población humanos. Así como el papel de la fauna silvestre en los ciclos de estos virus y protozoarios.

Los hallazgos de individuos con alteraciones en el EOG, se dieron en monos que habitan lugares con alta visitación turística y cercanía o contacto con humanos de distinta índole, como lo son PNC, Barranca, PNMA y PNCahuita (Anexo 4). Lo anterior podría favorecer el

intercambio de agentes infecciosos y detrimento del ecosistema, generando dietas inadecuadas, por ejemplo. Por tanto, se sugiere realizar más estudios en estas zonas, para determinar qué factores podrían estar alterando la salud de los individuos y poblaciones.

4.3.5 Otros aspectos a considerar

La buena condición general de los animales, se reflejó en el proceso de inmovilización química, el cual transcurrió sin ningún contratiempo. La inmovilización química utilizada, se considera que el proceso de inducción anestésica es uno de los procesos vitales, y puede ser influenciado por la dosis de las drogas y sitios de inyección, la condición física del animal, edad, género y sensibilidad al fármaco utilizado. Además al ser animales en vida libre, el estrés y excitación previo a la captura, genera una sedación pobre y por ende se alarga el tiempo de inducción, respecto a animales tranquilos (Grimm et al., 2007). Lo anterior también respalda el hecho de utilizar dosis altas, cercanas al límite superior recomendado, (Glander et al., 1991; Varela, 2006; West et al., 2007) del agente inductor (Ketamina). Grimm et al., (2007) reporta que para la inmovilización de animales en vida libre, se requiere aumentar al menos en un 50%, la dosis de las drogas, además de tomar en cuenta los otros factores que influyen en el proceso y que se mencionaron previamente.

La combinación de Xilacina (0.5-2mg/kg) y Ketamina (10-20mg/kg), permitió obtener un tiempo adecuado de inducción y mantenimiento para la evaluación del individuo, toma de muestras y recuperación, en la mayoría de los casos. En contraste con la mezcla de Tiletamina y Zolacepam, que brindó inducciones y recuperaciones más largas, como lo reporta (Grimm et al., 2007). En Costa Rica, para el momento del trabajo de campo, no se contaba con Yohimbina,

como agente revertor de la Xilacina, lo cual no permitió acortar el periodo de recuperación de los individuos (Grimm et al., 2007; West et al., 2007).

5. CONCLUSIONES

1. La población de *Cebus imitator* estudiada, presentó un buen estado físico y de salud general, a pesar de presentar una gran cantidad y diversidad de agentes infecciosos, muchos de ellos comunes para la especie y su presencia no significó enfermedad; tal es el caso de algunos PGI y agentes micóticos. Con respecto a los agentes vectoriales, se desconoce el alcance de los mismos en la salud de los primates neotropicales.
2. El presente estudio estableció valores referenciales preliminares de hematología y química sérica para *Cebus imitator* de vida libre, en Costa Rica.
3. Se identificaron parásitos reportados en otros estudios realizados en *C. imitator* en el país, como: *Strongyloides* spp., Strongylida, Sprurida, *Prosthernorchis* spp., *Giardia duodenalis*, Coccidea, *Tritrichomonas* spp. y *Filaroides* spp. Pero además, con este estudio se realizó el primer reporte de *Trypanoxiuris* spp., *Controrchis* spp., *Dipetalonema gracile* y *Cuterebra* spp. para *C. imitator* en Costa Rica.

Se detectaron tres agentes zoonóticos y antropozoonóticos: *Giardia duodenalis* y *Strongyloides* spp. y *Microsporium canis*. Este último se aisló por primera vez para *C. imitator* en Costa Rica y el resto de Centroamérica.

Se identificaron tres de los cuatro serotipos del Virus del Dengue (VDEN-2, VDEN-3, VDEN-4), que han sido diagnosticados en humanos en Costa Rica, en el Pacífico Central y Sur. Se realizó el primer reporte a nivel mundial de VEEV en *C. imitator* de vida libre.

La detección de *P. vivax* y *P. falciparum* en *C. imitator*, en el 2010 y 2011, se dio en cuatro diferentes sitios a lo largo de la costa Pacífica y ninguno en el Caribe, región con el mayor número de casos en Costa Rica.

El hallazgo de los agentes transmitidos por vectores en los monos carablanca, sientan un precedente para el estudio de los primates neotropicales como un posible eslabón más en los ciclos biológicos de estos agentes y sus consecuencias tanto para sus poblaciones como para la salud pública.

4. No se encontró una asociación significativa entre las alteraciones del examen físico (EOG), la presencia de agentes infecciosos y la frecuencia de alteraciones hematológicas y de química sérica.
5. La información obtenida representa una herramienta útil para el monitoreo de la salud de monos carablanca *in situ*, y en centros de rescate y rehabilitación en Costa Rica. Además de poder utilizarse en la toma de decisiones sobre el manejo de primates en el país y la conservación de su hábitat.

6. RECOMENDACIONES

- Aumentar el número de muestra, por zona y tropa, así como la diversidad de sitios de muestreo y las épocas de año.
- Realizar estudios longitudinales con recapturas, con el objetivo de evaluar diferencias en el transcurso del tiempo, bajo distintas condiciones ambientales sobre la presencia/ausencia de agentes infecciosos y consecuencias en la salud de los individuos.
- Realizar una valoración integral de los individuos y las poblaciones, para llegar a conclusiones sobre la salud, considerando que la misma es un concepto mucho más amplio, que integra la salud del ecosistema y de las poblaciones humanas. Por lo tanto, es indispensable abarcar la salud de forma interdisciplinaria y global, bajo conceptos de “One Health” y Medicina de la Conservación.
- Continuar realizando los estudios multidisciplinarios, con apoyo de múltiples unidades de investigación. El manejo de los primates para proyectos de investigación ofrece una valiosa oportunidad para recoger datos relacionados con la salud y las muestras que pueden contribuir a los esfuerzos de conservación. La captura y manejo de primates de vida libre siempre está acompañado por riesgo de lesiones o muertes, por lo tanto, es éticamente importante maximizar la cantidad de información recogida durante estos procedimientos.
- Los primates no humanos deberían considerarse dentro de los programas de monitoreo, control y mitigación de enfermedades transmitidas por vectores.
- Mejorar condiciones preanalíticas.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, A., R. Ostfeld, G. Tabor, C. House & M. Pearl. 2002. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press. N.Y.
- Aguirre, A., R. Ostfeld & P. Daszak. 2012. New directions in conservation medicine: applied cases of ecological health. Oxford University Press. N.Y.
- Araújo, M., M. Messias, M. Figueiró, L. Gil, C. Probst, N. Vidal, T. Katsuragawa, M. Krieger, L. Pereira da Silva y L. Ozaki. 2013. Natural Plasmodium infection in monkeys in the state of Rondônia (Brazilian Western Amazon). *Malaria Journal* 12:180
- Arroyo-Rodríguez & Mandujano. 2006. Forest fragmentation modifies habitat quality for *Alouatta palliata*. *Int J Primatol.* 27: 1079-1096.
- Baker, M. (1996), Fur rubbing: Use of medicinal plants by capuchin monkeys (*Cebus capucinus*). *Am. J. Primatol.*, 38: 263–270.
- Bentubo H, J. Fedullo, S. Corrêa, R. Teixeira & S. Coutinho, 2006. Isolation of *Microsporum gypseum* from the haircoat of healthy wild felids kept in captivity in Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology* 37:148-152.
- Bernstein, J. y P. Didier. 2009. Nonhuman primate dermatology: a literature review. *Vet Dermatol.* Jun; 20(3): 145–156.
- Berry, S. 2015. Injectable Anesthetics. p. 297-231. *In* Grimm, K., L. Lamont, W. Tranquilli, S. Greene & S. Robertson. (eds.). 2015. Lumb and Jones, Veterinary Anesthesia and Analgesia. Wiley Blackwell, Iowa, USA.
- Brieva C., P. Romero, J. Umaña, S. Herrera & R. Barreiro. 2001. Hematología y química sanguínea en primates *Aotus lemurinus griseimembra* en cautiverio. *Boletín GEAS*, 2: 36-42.
- Buckles, E. & M. Behr. 2009. White Nose Syndrome: a devastating emerging disease of bats. *Proceeding of ACVP/ASVCP Concurrent Annual Meetings.* Monterrey, California, EE.UU.
- Calderón, A. 2010. Identificación de agentes micóticos en animales silvestres en Costa Rica, estudio preliminar. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Calderón-Arguedas, O., A. Troyo, M. Solano, R. Sánchez, M. Chinchilla & G. Gutiérrez-Espeleta. 2004. Infección por larvas de *Alouattamyia baeri* (Diptera: Cuterebridae) en monos aulladores, *Alouatta palliata* (Primates: Cebidae) de la Costa Caribe de Costa Rica. *Neotropical Primates* 12: 21-24.

- Calvo, N., J. Morera, A. Solórzano-Morales, M. Herrero, G. Dolz. 2015. Re-emergence of *Plasmodium malariae* in Costa Rica. *Science Postprint* 1(2): e00049
- Castro A. & O. Guerrero. 2004 Técnicas de diagnóstico parasitológico. Editorial de la Universidad de Costa Rica. San José, C.R.
- Catão-Dias. 2001. Medicine. *In* Fowler, M. & Z. Cubas, (ed.). *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Iowa State University Press, Iowa.
- CDC. 2013. Etiological agent import permit program (EAIPP) [en línea]. CDC. <http://www.cdc.gov/od/eaipp/>. (Consulta: 1 abr. 2013).
- CDC. 2016. One Health [en línea]. Centers of Disease Control and Prevention. <https://www.cdc.gov/onehealth/> (Consulta: 20 ag. 2016).
- Chapman, C., M. Speirs, T. Gillespie, T. Holland & K. Austad. 2006. Life on the edge: gastrointestinal parasites from the forest edge and interior primate groups. *Am. J. Primatol.*, 68: 397–409.
- Chaves, A., E. Ortiz, A. Jiménez, M. Jiménez, G. Gutiérrez-Espeleta, R. Corrales, R. Avendaño, J. Hernández, S. Bernal, I. Hagnauer, N. Valverde, M. DiMare, R. Sánchez, G. Wong & G. Dolz. 2011. Presencia de agentes infecciosos en primates no humanos de Costa Rica y caracterización ambiental, resultados preliminares. p. 18-20. *In* 2° Congreso Internacional en Ecología de Enfermedades y Medicina de la Conservación: Memorias. 9-11 nov. KALAANKAB, Querétaro, Méx.
- Chinchilla, M., A. Troyo, O. Guerrero, G. Gutiérrez-Espeleta & R. Sánchez. 2005. Presencia de *Trypanosoma minasense* (*Kinetoplastida: Trypanosomatidae*) en *Alouatta palliata* (Primates: Cebidae) de Costa Rica. *Parasitol Latinoam* 60: 90 – 92.
- Chinchilla, M., O. Guerrero, G. Gutiérrez-Espeleta & R. Sánchez. 2006. Presencia de *Plasmodium brasilianum* (*Apicomplexa: Plasmodidae*) en el mono congo (*Alouatta palliata*, Primates: Cebidae) de Costa Rica. Importancia epidemiológica en relación con el ser humano. *Parasitol Latinoam*. 61: 162-196.
- Chinchilla, M., O. Guerrero, G. Gutiérrez-Espeleta, R. Sánchez & L. Valerio-Campos. 2007. Parásitos en monos carablanca *Cebus imitator* (Primates: Cebidae) de Costa Rica. *Parasitol Latinoam*. 62: 170-175.
- Chinchilla, M., B. Urbani, I. Valeri & J.C. Venegas. 2010. Parasitosis intestinal en monos capuchinos cariblanco *Cebus imitator* (Primates: Cebidae) en un área protegida en la provincia de Limón, noreste de Costa Rica. *Rev. Biol. Trop.* 58: 1335-1346.

- CITES (Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora). 2011. Apéndices I, II y III [en línea]. CITES. <http://www.cites.org/esp/app/S-Apr27.pdf>. (Consulta: 27 ene. 2012).
- Clingerman, K. y L. Summers. 2005. Development of a body condition scoring system for nonhuman primates using *Macaca mulatta* as a model. *Lab Anim (NY)*. 34:31-36.
- Clingerman, K. y L. Summers. 2012. Validation of a body condition scoring in Rhesus Macaques (*Macaca mulatta*): Inter- and Intra-rater Variability. *JAALAS*. 51:31-36.
- Cordero del Campillo, M., F.A. Rojo, A.R. Martínez, C. Sánchez, S. Hernández, I. López-Cozar, P. Díez, H. Quiroz, M. Carvalho. 2001. *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill-Interamericana, Madrid.
- Couto, C. 2009. Hematology. p. 1209-1278. *In* Nelson R. & C. Couto (ed.). *Small Animal Internal Medicine*. Mosby Elsevier. St. Louis, Missouri.
- Crissey, S., J. Seric-Silva, J. Meehan, K. Slifka, P. Bowen, M. Stacewicz-Sapuntzakis, M. Holick, T. Chen, J. Mathieu, G. Meerdink & S. Kahn. 2003. Nutritional Status of Free-ranging Mexican Howler Monkeys (*Alouatta palliata mexicana*) in Veracruz, México: Serum Chemistry, Lipoprotein Profile, Vitamins D, A and E, Carotenoids, and Minerals. *Zoo. Biol.* 22: 239-251.
- Crofoot, M., T. Norton, R. Lessnau, T. Viner, T. Chen, L. Mazzaro & M. Yabsley. 2009. Field anesthesia and health assessment of free-ranging *Cebus capucinus* in Panama. *Int J Primatol.* 30: 125-141.
- Da Costa Flaiban, K., K. Spohr, L. Malanski, W. Svoboda, M. Shiozawa, C. Hilst, L. Aguiar, G. Ludwig, F. Passon, I. Navarro, M. Balarin & J. Lisboa. 2008. Hematologic values of free-ranging *Cebus cay* and *Cebus nigritus* in Southern Brazil. *Int J Primatol.* 29:1375–1382.
- Daniel, W. 2002. *Bioestadística: base para el análisis de las ciencias de la salud*. 4ª Ed. Limusa-Wiley. México D.F., Méx.
- De Freitas, R., L. Milanelo, E. Fernández & H. Bentubo. 2015. Filamentous fungi isolated from the fur microbiota of Callitrichids kept in captivity in Brazil. *J Zoo Wildl Med.* 46: 350-354.
- De Joseph, M., R. S. L. Taylor, M. Baker & M. Aregullin. 2002. Fur rubbing behavior of capuchin monkeys. *J Am Acad Dermatol.* 46: 924-925.
- De Thoisy, B., I. Vogel, J-M. Reynes, J-F. Pouliquen, B. Carme, M. Kazanji & J-C. Vié. 2001. Health Evaluation of Translocated Free-Ranging Primates in French Guiana. *Am J Primatol.* 54: 1-16.

- Duarte A., R. Malafront, C. Cerutti, I. Curado, B. de Paiva, A. Maeda, T. Yamasaki, M. Summa, D. Neves, S. de Oliveira, A. Gomes. 2008. Natural Plasmodium infections in Brazilian wild monkeys: reservoirs for human infection? *Acta Trop*, 107:179–185.
- Durbin, A., S. Mayer, S. Rossi, I. Amaya-Larios, J. Ramos-Castaneda, E. Ooi, M. Cardoso, J. Munoz-Jordan, R. Tesh, W. Messer, S. Weaver y N. Vasilakis. 2013. Emergence potencial of sylvatic dengue virus type 4 in the urban transmission cycle is restrained by vaccination and homotypic immunity. *Virology* 439:34-41.
- Fedullo, J., C. Rossi, W. Gambale, P. Germano & C. Larsson. 2013. Skin mycoflora of *Cebus* primates kept in captivity and semicaptivity. *J Med Primatol* 42 (2013) 293–299
- Enache-Angoulvant, A. 2007. Reglas de interpretación de las infecciones por *Candida*. [online] *Acta Bioquím. Clín. Latinoam.* 41 (587-593). <http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s0325-29572007000400016&lng=es&nrm=iso>. Issn 1851-6114.(Consulta: 6 set. 2016).
- Fowler, M. & Z. Cubas. 2001. *Biology, medicine, and surgery of South American wild animals*. Iowa State University Press, Iowa.
- Fuentes. 2016. Detección molecular de especies de *Plasmodium* y bacterias del complejo *Mycobacterium tuberculosis* en primates no humanos, en cautiverio, de Costa Rica. Tesis de Maestría en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Gamboa-Coronado, M., E. Rodríguez-Cavallini, G. Rojas-Contreras, R. Sánchez-Porras & G. Gutiérrez-Espeleta. 2004. Flora bacteriana de oral y su perfil de sensibilidad a antibióticos en monos de Costa Rica (*Alouatta palliata* y *Ateles geoffroyi*). *Neotrop. Primates*. 12: 24-30.
- Grefe, A., J. Braun & C. Trumer. 2009. Estimation of reference intervals from small samples: an example using canine plasma creatinine. *Veterinary Clin Pathology*. 38: 477-484.
- Glander, K., L.M. Fedigan, L. Fedigan & C. Chapman. 1991. Field methods for capture and measurement of three monkey species in Costa Rica. *Folia Primatol.* 57: 70-82
- Grimm, K., L. Lamont, W. Tranquilli, S. Greene & S. Robertson. (eds.). 2015. *Lumb and Jones, Veterinary Anesthesia and Analgesia*. Wiley Blackwell, Iowa, USA.
- Gross, N., J.D. Castro, O. Guerrero, M. Chinchilla, R. Sánchez & G. Gutiérrez-Espeleta. 2009. Yeasts isolated from *Alouatta palliata*, *Ateles geoffroyi*, *Cebus capucinus* and *Saimiri oesrtdii* (Primates: Cebidae). *Neotrop. Primates* 16: 64-67.
- Gubler, D.J. 2009. Vector-borne diseases. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 28 (2), 583-588.

- Hawkey, C. 1975. Comparative Mammalian Haematology: Cellular Components and Blood Coagulation of captive wild mammals. William Heinemann Medical Books, London.
- Hernández, J. 2010. Técnicas parasitológicas. Cátedra de parasitología y enfermedades parasitarias, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- INBIO (Instituto Nacional de Biodiversidad), 2012. Biodiversidad en Costa Rica [en línea]. INBIO. http://www.inbio.ac.cr/es/biod/bio_biodiver.htm. (Consulta: 29 ene. 2012)
- ISIS (International Species Information System). 1999. *Physiological reference ranges calculated for: Cebus imitator*, white-throated capuchin [en línea]. ISIS. C:\Users\sofia\AppData\Local\Temp\ISIS Cebus imitator.htm. (Consulta: 14 may. 2013)
- IUCN (International Union for Conservation of Nature). 2011. IUCN Red List of Threatened Species: version 2011.1. [en línea]. IUCN. www.iucnredlist.org. (Consulta: 26 ene. 2012)
- Jaramillo, S. & A. Pérez. 2007. Parámetros hematológicos y química sanguínea en primates de las familias Atelidae y Cebidae del Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre (CAV) y Zoológico Santa Fe [en línea]. Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre del Área Metropolitana del Valle de Aburrá, Universidad CES, Medellín, Col. http://biblioms.dyndns.org/Libros/Medicina/Parametros_hematologicos_quimica.pdf (Consulta: 10 dic. 2011).
- Jiménez, A. 2012. Entrevista con la Dra. Ana Eugenia Jiménez Roche. Laboratorio de parasitología y enfermedades parasitarias. Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Heredia, C.R. Abr. 20.
- Jiménez, M. 2007a. Principales problemas médicos que afectan la salud de primates en cautiverio, en centros de vida silvestre de Costa Rica. p. 5. *In* II Simposio de primates de Costa Rica: estrategia nacional para su conservación. Jul. 25-27. Universidad de Costa Rica. San Ramón, C.R.
- Jiménez, M., J. Rodríguez, J. Hernández, I. Hagnauer, S. Gólcher & M. Pereira. 2007b. Relación entre parasitosis gastrointestinales en primates y humanos de tres diferentes centros de vida silvestre en cautiverio, en Costa Rica. p. 7. *In* II Simposio de primates de Costa Rica: estrategia nacional para su conservación. Jul. 25-27. Universidad de Costa Rica. San Ramón, CR.
- Jiménez M., G. Wong, E. Carrillo, R. Sánchez, G. Gutiérrez, K. Blanco, I. Hagnauer & J. A. Morales. 2010. Findings Related to Mortality of Primates in Corcovado National Park, Costa Rica. p. 27. *In* Proceedings of the International Conference of Diseases of Zoo and Wild Animals. May. 12-15. Leibniz Institute for Zoo and Wildlife Research. Madrid, España.

- Karesh, W., R. Wallace, R. Painter, D. Rumiz, W. Braselton, S. Dierenfeld & H. Puche. 1998. Immobilization and health assessment of free-ranging black spider monkeys (*Ateles paniscus chamek*). *Am J Primatol.* 44:107-23.
- Kerr, M. G. 2002. *Veterinary Laboratory Medicine: Clinical Biochemistry and Hematology.* 2nd ed., Blackwell Science, Oxford.
- Kramer, J. & J. Bielitzki. 2012. Integumentary System Diseases of Nonhuman primates. p. 563-581. *In* Abee, C., K. Mansfield, S. Tardif & T. Morris, (ed.). *Nonhuman Primates in Biomedical Research: Diseases.* Vol. 2. Elsevier, Oxford, U.K.
- Lanciotti, R., A. Kerst, R. Nasci, M. Godsey, C. Mitchell, H. Savage, N. Komar, N. Panella, B. Allen, K. Volpe, B. Davis & J. Roehrig. 2000. Rapid Detection of West Nile Virus from Human Clinical Specimens, Field-Collected Mosquitoes, and Avian Samples by a TaqMan Reverse Transcriptase-PCR Assay. *J. Clin. Microbiol.* 38: 4066-4071.
- Lanciotti, R., C. Calisher, D. Gubler, G-J. Chang & V. Vorndam. 1992. Rapid Detection and Typing of Dengue Viruses from Clinical Samples by Using Reverse Transcriptase-Polymerase Chain Reaction. *J. Clin. Microbiol.* 30: 545-551.
- Larsson, M., E. Birgel, F. Benesi, E. Birgel Jr., P. Lazaretti, J. Fedullo, C. Larsson Jr., S. Molina, P. Guerra & C. Prada. 1999. Hematological values of *Cebus apella* anesthetized with ketamine. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* 36: 3
- Latimer, K, (ed.). 2011. *Duncan and Prasse's veterinary laboratory medicine: Clinical pathology*, 5th Ed. Wiley-Blackwell, EE.UU.
- Lemon, S., P., Sparling, M., Hamburg, D. Relman, E., Choffnes, & A. Mack. 2008. *Vector-Borne Diseases: Understanding the Environmental, Human Health, and Ecological Connections, Workshop Summary.* Washington (DC): National Academies Press (US). [en línea]. <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK52939/#summary.s1>. (Consulta: 1 set. 2016).
- Linssen, B., R. Kinney, P. Aguilar, K. Russell, D. Watts, O-R. Kaaden & M. Pfeffer. 2000. Development of Reverse Transcription-PCR Assays Specific for Detection of Equine Encephalitis Viruses. *J. Clin. Microbiol.* 37: 1527-1535.
- Long, J. 2009. "*Cebus capucinus*", *Animal Diversity Web.* [en línea]. http://animaldiversity.org/accounts/Cebus_capucinus/. (Consulta: 1 set. 2011).
- Mariat F & Adan-Campos C. 1967. The carpet technic, a simple method for taking samples from superficial mycosis. *Ann Inst Pasteur (Paris).* 1 13:666-668.

- Marsicano, G., A. de Araújo, L. Ferreira, A. Spanamberg, C. Duarte & J. Hallal. 2010. Treatment of Dermatophytoses caused by *Microsporium canis* in *Alouatta guariba*. *Acta Scientiae Veterinariae*. 38(4): 449-452
- Matamoros, Y. & U. S. Seal (eds). 1997. Conservación, asesoramiento y manejo planificado para los Primates Mesoamericanos: Informe final. IUCN/SSC Conservation Breeding Specialist Group, Costa Rica.
- McDonald, J.H. 2014. Handbook of Biological Statistics (3rd ed.) [en línea]. Sparky House Publishing, Baltimore, Maryland. <http://www.biostathandbook.com/index.html>. (Consulta: 7 set. 2016).
- Meneses, A., L. Bouza & O. Mesén. 2007. Técnicas hematológicas y de química clínica. Laboratorio de Análisis Clínicos, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional, Heredia, C.R
- Meneses, A. & M. Jiménez. 2007. Valores sanguíneos de *Ateles geoffroyi*, *Alouatta palliata*, *Cebus imitator* y *Saimiri oerstedii* en cautiverio, en Costa Rica. p. 8. *In* II Simposio de primates de Costa Rica: estrategia nacional para su conservación. Jul. 25-27. Universidad de Costa Rica. San Ramón, C.R.
- Miller, W., C. Griffin & K. Campbell. 2013. Muller and Kirk`s Small Animal Dermatology. Elsevier Inc.
- Ministerio de Salud. 2013. Situación Dengue. Costa Rica 2013. [en línea]. <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/vigilancia-de-la-salud/analisis-de-situacion-de-salud?limit=20&limitstart=20>. (Consulta: 1 set. 2016).
- Ministerio de Salud. 2014. Análisis de la situación de salud en Costa Rica. [en línea]. <https://www.ministeriodesalud.go.cr/index.php/vigilancia-de-la-salud/analisis-de-situacion-de-salud/2618-analisis-de-situacion-de-salud-en-costa-rica/file>. (Consulta: 1 set. 2016).
- Mittermeier, R. A., A. B. Rylands & D. E. Wilson (eds). 2013. Handbook of the Mammals of the World, Vol.3. Primates. Lynx Editions, Barcelona.
- Moore, J. 2002. Parasites and the behavior of animals. Oxford University Press. NY.
- Muller, B., K. Matz-Rensing, J. Pérez Yamacita & E. Heymann. 2010. Pathological and parasitological findings in a wild red titi monkey, (Pitheciidae, Platyrrhini). *Eur J Wildlife Res*. 56: 601-604.
- NCCLS. How to Define and Determine Reference Intervals in the Clinical Laboratory; Approved Guideline—Second Edition. NCCLS document C28-A2 (ISBN 1-56238-406-6). NCCLS, 940 West Valley Road, Suite 1400, Wayne, Pennsylvania 19087-1898, USA 2000.

- Norconk, M., S. Boinski & P. Forget. 2011. Primates in 21st century ecosystems: does primate conservation promote ecosystem conservation? *Am. J. Primatol.* 73: 3–8.
- Nowak, B. 2006. La infecciones zoonóticas bacterianas y virales de los primates de Costa Rica. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Nunn, C. L. & S. M. Altizer. 2005. The Global Mammal Parasite Database: An online resource for infectious disease records in wild primates. *Evolutionary Anthropology* 14:1-2.
- OMS (Organización Mundial de la Salud). 2013. WHO definition of Health [en línea]. <http://www.who.int/about/definition/en/print.html> (Consulta: 28 mar. 2013).
- OMS (Organización Mundial de la Salud). 2016. Enfermedades transmitidas por vectores. [en línea]. <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs387/es/>. (Consulta: 1 set. 2016).
- Ospina, P., O. Li, D. Tribeño & J. Cahua. 2009. Valores hematológicos del machín negro (*Cebus apella*) mantenido en cautiverio. *Rev Inv Vet Perú.* 20: 47-52
- Parr, N., L. Fefigan & S. Kutz. 2013. A Coprological Survey of Parasites in White-Faced Capuchins (*Cebus capucinus*) from Sector Santa Rosa, ACG, Costa Rica. *Folia Primatol.* 4:102-114.
- Peña, R. 2001. Informe final de práctica dirigida en vida silvestre con énfasis en asistencia técnica en centros de rescate y rehabilitación de vida silvestre. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Perdomo, L. 2004. Aspectos demográficos, dieta, anestesia y evaluación clínica de los monos congos (*Alouatta palliata*) en el Parque Nacional Cahuita, Costa Rica. Tesis de Maestría, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Perea-Rodriguez, A., M. Milano, B. Oshero & E. Fernandez-Duque. 2010. Gastrointestinal Parasites of Owl Monkeys (*Aotus azarai azarai*) in the Argentinean Chaco. *Neotrop Prim.* 17.
- Porras, H. 2007. Los primates no humanos como hospedadores definitivos susceptibles a *Parastrongylus castaricensis*. Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional, Heredia, C.R.
- Porter, S. & W. Cave. 2005. Laboratory diagnostic testing of native wildlife [en línea]. International Veterinary Information Service, EE.UU. <http://www.ivis.org/proceedings/navc/2005/tech/031.pdf?LA=1> (Consulta: 17 enero 2012).



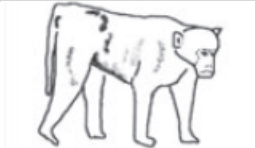

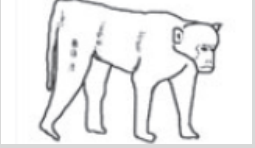

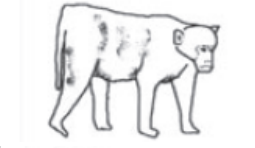



- Quinn, P.J., M.E. Carter, B. Markey & G.R Carter. 1999. Mycology. P. 367-415. In: Quinn, P.J., M.E. Carter, B. Markey & G.R Carter, (ed.). Clinical Veterinary Microbiology. Mosby. U.K.
- Reed, D., C. Lind, L. Sullivan, W. Pratt & M. Parker. 2004. Aerosol Infection of Cynomolgus Macaques with Enzootic Strains of Venezuelan Equine Encephalitis Viruses. JID.189: 1013-1017.
- Reid, F. 2009. A Field Guide to the Mammals of Central America and Southeast of México. University Press, México, D.F.
- Reyes, L., A. Ugalde, S. Esquivel, R. Sánchez, G. Gutiérrez-Espeleta & F. García. 2007. Características de resistencia a antibióticos y de virulencia en cepas de *Escherichia coli* aisladas de mono congo, *Alouatta palliata*, en Costa Rica. p. 4-5. In II Simposio de primates de Costa Rica: estrategia nacional para su conservación. Jul. 25-27. Universidad de Costa Rica. San Ramón, C.R.
- Rodríguez-Herrera, B., F. Chinchilla & L. May-Collado. 2002. Lista de especies, endemismo y conservación de los mamíferos de Costa Rica. J. Rev Mex Mast. 6: 19-41.
- Rodríguez-Herrera, B., J. Ramírez-Fernández, D. Villalobos-Chaves & R. Sánchez. 2014. Actualización de la lista de especies de mamíferos vivientes de Costa Rica. Rev Mastozoología Neotropical, 21:275-289.
- Rodríguez-Rodríguez, C., E. Rodríguez-Cavallini, M. Gamboa-Coronado, S. Jimpenez-Cuadra, R. Sánchez-Porras & G. Gutiérrez-Espeleta. 2007. Flora bacteriana de la cavidad oral del mono tití (*Saimiri oerstedii*) y su perfil de sensibilidad a antibióticos. Neotrop. Primates. 14: 103-111.
- Rubio, J., M. Post, W. Docters van Leeuwen, M. Henry, G. Lingergard & M.Hommel. 2002. Alternative polymerase chain reaction method to identify *Plasmodium* species in human blood samples: the semi-nested multiplex malaria PCR (SnM-PCR). Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene. 96: (Suppl.1).
- Sasseville, V., C. Hotchkiss, P. Levesque & J. Mankowski. 2012. Hematopoetic, Cardiovascular, Lymphoid and Mononuclear Phagocyte Systems of Nonhuman Primates. p. 357-364. In Abee, C., K. Mansfield, S. Tardif & T. Morris, (ed.). Nonhuman Primates in Biomedical Research: Diseases. Vol. 2. Elsevier, Oxford, U.K.
- SENASA. 2012. Informe sobre la situación sanitaria de Costa Rica. [en línea]. <http://www.senasa.go.cr/senasa/sitio/files/060114055646.pdf>. (Consulta: 6 set. 2016).
- Sibaja, K. 2006. Identificación de los parásitos gastrointestinales y ectoparásitos de animales silvestres en cautiverio en Costa Rica. Tesis de Licenciatura no publicada, Escuela de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional. C.R.

- Singh, B., & Daneshvar, C. 2013. Human infections and detection of *Plasmodium knowlesi*. Clin Microbiol Rev. 26: 165–184.
- Stuart, M.D., V. Pendergast, S. Rumpf, S. Pierberg, L. Greenspan, K.E. Glander & M.R. Clarke. 1998. Parasites of wild howlers (*Alouatta* spp.). Int. J. Primatol. 19: 493-512.
- Stuart, M.D., L. Greenspan & K. Glander. 1990. A Coprological Survey of Parasites of Wild Mantled Howling Monkeys, *Alouatta palliata palliata*. J. Wildlife Disease. 26: 547-549.
- Stanchi, N. 2007. Microbiología Veterinaria. Intermédica, Arg.
- Trejo-Macías, G., A. Estrada, and M. Mosqueda Cabrera. 2007. Survey of Helminth Parasites in Populations of *Alouatta palliata mexicana* and *A. pigra* in Continuous and in Fragmented Habitat in Southern Mexico. Int. J. Primatol. 28:931-945.
- Troyo, A., M. Solano, O. Calderón-Arguedas. 2004. Two new species of *Listrocarpus* Fair (Acari: Atopomelidae) from *Cebus capucinus* Linnaeus and *Saimiri oerstedii* Reinhardt (Primates: Cebidae) in Costa Rica. Systematic and Applied Acarology Special Publications. 18:1-8.
- Troyo, A., M. Solano, O. Calderón-Arguedas, M. Chinchilla, R. Sánchez & G. Gutiérrez-Espeleta. 2009. Prevalence of fur mites (Acari: Atopomelidae) in non-human primates of Costa Rica. Rev. Biol. Trop. 57:353-360, C.R.
- Strait, K., J. Else & M. Eberhard. 2012. Parasitic diseases of Nonhuman Primates. p. 197-298. In Abee, C., K. Mansfield, S. Tardif & T. Morris, (ed.). Nonhuman Primates in Biomedical Research: Diseases. Vol. 2. Elsevier, Oxford, U.K.
- Valdespino, C., Hernandez, G.R., and S. Mandujano. 2010. Gastrointestinal Parasites of Howler Monkeys (*Alouatta palliata*) inhabiting the Fragmented Landscape of the Santa Marta Mountain Range, Veracruz, Mexico. Am J Primatol 72:539-548
- Varela, N. 2006. Introducción al estudio de la salud de los primates neotropicales: módulo 4. Asociación Colombiana de Primatología, Bogotá, Col.
- Varela, N. 2007. Bases para el manejo, atención médico veterinaria y rehabilitación de pequeños primates neotropicales. Corporación Autónoma Regional de Caldas-Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre, Bogotá, Col.
- Vasilakis, N. & S. Weaver. 2012. The History and Evolution of Human Dengue Emergence. Advances in Virus Research. 72: 1-76.
- Vié, J-C., B. Moreau, B. de Thoisy, P. Fournier & C. Genty. 1998. Hematology and Serum Biochemistry values of Free-Ranging Red Howler Monkeys (*Alouatta seniculus*) from French Guiana. J. Zoo and Wildlife Medicine. 29: 142-149

- Vitazkova, S. & S. Wade. 2006. Parasites of free-ranging black howler monkeys (*Alouatta pigra*) from Belize and Mexico. *Am J Primatol.* 68: 1089-97.
- Volney, B., J. De Thoisy & T. Fandeur. 2002. A sero-epidemiological study of malaria in human and monkey populations in French Guiana. *Acta Trop.* 82:11-23.
- Wachtman, L. & K. Mansfield. 2012. Viral Diseases of Nonhuman Primates. p. 1-77. *In* Abee, C., K. Mansfield, S. Tardif & T. Morris, (ed.). *Nonhuman Primates in Biomedical Research: Diseases.* Vol. 2. Elsevier, Oxford, U.K.
- Ware, W. 2009. Cardiovascular System Disorders. p. 5-6. *In* Nelson R. & C. Couto (ed.). *Small Animal Internal Medicine.* Mosby Elsevier. St. Louis, Missouri.
- Weiner Laboratorios. 2000. *Vademecum de Wiener.* Weiner Lab. Group. Argentina.
- West, G., D. Heard & N. Caulkett. 2007. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia.* Blackwell, Iowa.
- Xavier, G., L. da Silva, D. da Silva, R. Peixoto, G. Lino & R. Mota. 2008. Dermatophytosis caused by *Mirosporium canis* y *Microsporium gypseum* in free-living *Bradypus variegatus* (Schiz, 1825) in the state os Pernambuco, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology.* 39:508-510.
- Zuber T. & K. Baddam. 2001. Superficial fungal infection of the skin: Where and how it appears help determine therapy. *Postgrad Med.* 109:117-20, 123-6, 131-2.

8. ANEXOS

Anexo 1. Sistema clasificación de la Condición Corporal en primates no humanos. Se representan los puntajes de 1 a 5, donde 1=caquéctico, 2= delgado, 3=ideal, 4=sobrepeso y 5=obeso, con sus características en cuanto a: prominencias óseas, masa muscular y grasa, fácilmente visible o palpable; que permiten la distinción entre categorías. Modificado de Clingerman y Summers (2005).

		HUESOS DE LA CADERA, APÓFISIS ESPINOSAS, COSTILLAS	MASA MUSCULAR	TEJIDO GRASO	OTRAS CARACTERÍSTICAS	VISTA: ANIMAL AMBULATORIO	VISTA DORSAL, LATERAL DERECHA
1	EMACIADO/ CAQUÉCTICO	Muy prominentes (fácilmente palpables y visibles).	Mínima o ausente palpable sobre ilion e isquion.	Sin tejido graso subcutáneo.	Huesos faciales prominentes. Ano hundido entre callosidades isquiáticas. Cuerpo angular.		
2	DELGADO	De prominentes a levemente prominentes y fácilmente palpables	Poca masa muscular sobre cadera y apófisis espinosas.	Reservas mínimas, capa delgada de tejido graso subcutáneo.	Cuerpo menos angular		
3	ÓPTIMO	Palpables con leve presión, generalmente no visibles.	Bien desarrollada	Buena cantidad	Tanto la masa muscular con la grasa subcutánea dan textura firme y suave a la cadera y columna vertebral		
4	SOBREPESO	Palpables con presión firme y no visibles.	-	Abundante grasa subcutánea	Contorno del cuerpo suave y poco definido		
5	OBESO	Palpables con presión muy profunda y no visibles.	-	Depósitos de grasa abdominal, inguinal y axilar. La palpación del abdomen es difícil por la cantidad abundante de grasa mesentérica.	Contorno del cuerpo suave y poco definido		

Anexo 2. Etapas de desarrollo biológico en primates neotropicales (Varela, 2007).

Etapa	Manifestaciones Físicas y Comportamentales
Neonatal	Al nacimiento, el cráneo es grande en comparación con el cuerpo, usualmente sin dientes o con algunos incisivos deciduos, manos y pies grandes comparados con brazos y piernas, permanece aferrado a la madre, es lactante. Denominación del individuo: Neonato.
Infantil	Erupción de la dentición decidua y desarrollo de la cara. Incrementa la actividad y exploración de su entorno, pero aún es dependiente, al final de este período hay un gran desarrollo físico. Denominación del individuo: Infante.
Juvenil	Hay independencia en la locomoción, y parcial o completa independencia en la alimentación, hay un mayor desarrollo de los miembros, erupcionan los primeros dientes permanentes y comienza el dimorfismo sexual. Denominación del individuo: Joven o juvenil.
Subadulta	Se alcanza la morfología de un animal adulto, se presenta la pubertad pero el individuo no es sexualmente maduro. Hay independencia completa de los parentales. No se ha alcanzado el peso adulto, y no hay un desarrollo completo de la dentadura permanente. Los elementos epifisiales pueden estar ya fusionados. Denominación del individuo: Subadulto o adulto temprano.
Adulta	Se caracteriza por estabilidad morfológica, desarrollo completo de la dentadura permanente, madurez sexual (entre los 1,5 – 2 años en los <i>Callitrichinae</i> ; otros grupos están en un rango de 2,5 – 3,5 años). Denominación del individuo: Adulto.
Vetusta	Última fase del ciclo de vida, no hay parámetros específicos para diferenciarlo de la anterior, pero se suman aquí los efectos acumulativos de los cambios durante la vida del animal, incluyendo las enfermedades padecidas. Los sistemas típicamente más afectados son el musculoesquelético, neurológico, inmunológico y oftalmológico. Puede haber una reducción en el tamaño corporal, disminución de los apareamientos y la ovulación. Denominación del individuo: Viejo, vetusto, senil.

Anexo 3. Ficha clínica: información de cada individuo en estudio y los datos del examen objetivo general (EOG). Contiene el debido puntaje de cada parámetro a evaluar. * tomado y modificado de Varela, 2007; Wainwright, 2007, Carnegie et al., 2011.

Datos del individuo código: Fc - _____	
Comportamiento pre-anestesia (alerta, deprimido, otro)	
Condición social (tropa, solitario)	
Sexo (femenino o masculino)	
Estado de desarrollo biológico (Infante, Juvenil, Adulto) *	
EXAMEN OBJETIVO GENERAL (parámetro a evaluar)	RESULTADO
Peso corporal (kg)	
Condición corporal: (1 a 5) 1= caquéctico, 2= delgado, 3= óptimo, 4 (2)= sobrepeso, 5 (1)= obeso	
Condición del pelaje 2=buena (brillante, sin lesiones ni alopecia), 1=regular (opaco, hirsuto), 0=mala (opaco, hirsuto, lesiones, alopecia)	
Membranas mucosas 1=pálidas, 3= rosadas, 1=ictéricas, 1= hiperémicas, 1=cianóticas	
Linfonodos 2=tamaño normal, 1= aumento de tamaño en una región, 0=más de una región aumentada de tamaño	
Hidratación 2=normal (<5%), 1= deshidratación leve/moderada (5-8%), 0= deshidratación severa (9-12%)	
Observaciones:	

Anexo 4. Individuos de *Cebus imitator* de vida libre en Costa Rica, con algún parámetro alterado en el EOG y sus hallazgos hematológicos, de química sanguínea y agentes infecciosos.

Código	Sitio	EOG	Sexo	EDB	CC	Pelo	Membranas mucosas	Linfonodos periférico	Hemograma	Química sanguínea	Parásitos	Agentes vectoriales
<i>Fc05</i>	PNC	9	Hembra	Juvenil	2	bueno	rosadas	normal	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No	No
<i>Fc12</i>	PNMA	9	Macho	Adulto	3	regular	rosadas	normal	No hay datos	Sin alteraciones	<i>Prosternorchis</i> spp. y <i>Spirurida</i>	No
<i>Fc14*</i>	PNMA	7	Macho	Juvenil	2	bueno	pálidas	Linfadenopatía submandibular	No hay datos	Relación A/G invertida, A= 3.3 g/dl G= 4.7 g/dl (+)	<i>Strongyloides</i> spp.	No
<i>Fc33</i>	PN Cahuita	9	Macho	Adulto	3	bueno	rosadas	Linfadenopatía submandibular	anemia (Htc: 24%, Hb: 7.9 g/dl), leucopenia (1850/ul), neutropenia (185/ul) y	PT cerca del límite inferior (5.7 g/dl).	<i>Strongyloides</i> spp. <i>Cuterebra</i> . Spp.	No
<i>Fc34</i>	PN Cahuita	9	Macho	Adulto	2	bueno	rosadas	normal	Sin alteraciones	PT cerca del límite inferior (5.1 g/dl) Hipoalbuminemia (2.7g/dl) ALT = 98 U/L	<i>Strongylida</i>	No
<i>Fc51**</i>	PNSR	8	Hembra	Adulto	3	bueno	pálidas	normal	Sin alteraciones	PT cerca del límite inferior (5 g/dl).	<i>Strongylida</i> y <i>Tripaxyuris</i> spp.	No
<i>Fc56***</i>	RNVSB	9	Macho	Adulto	3	regular	rosadas	normal	No hay datos	No hay datos	<i>Controrchis</i> spp.	<i>Plasmodium falciparum</i>
<i>Fc69°</i>	Barranca	9	Macho	Adulto	2	bueno	rosadas	normal	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No	No
<i>Fc74</i>	RVSCN	8	Macho	Adulto	3	bueno	rosadas	Linfadenopatía submandibular e inguinal	Sin alteraciones	Sin alteraciones	<i>Giardia</i> spp.	No
<i>Fc101</i>	PNC	9	Hembra	Adulto	2	bueno	rosadas	normal	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No hay datos	No

* Amputación traumática de miembro anterior derecho distal. Lesiones úlceradas y abscesos en miembro anterior izquierdo

** Pérdida de múltiples piezas dentales y desgaste de otras. Laceración en cola.

*** Lesión alopecica y escamosa distal en la cola

° Positivo a *M. canis* en cultivo de pelambre, pero no presentó lesiones compatibles con dermatofitosis.

EOG: examen objetivo genral. EDB: etapa de desarrollo biológico

Anexo 5. Individuos de *Cebus imitator* de vida libre en Costa Rica, con EOG sin alteraciones y sus hallazgos hematológicos, de química sanguínea y agentes infecciosos.

<i>Código</i>	<i>Sitio</i>	<i>Sexo</i>	<i>EDB</i>	<i>Hemograma</i>	<i>Química sanguínea</i>	<i>Parásitos</i>	<i>Agentes vectoriales</i>	<i>Observaciones</i>
<i>Fc06</i>	PNC	Macho	Adulto	Sin alteraciones	No hay datos	No	<i>Plasmodium falciparum</i>	.
<i>Fc13</i>	PNMA	Hembra	Juvenil	No hay datos	BUN aumentado (48.6g/dl)	<i>Strongyloides</i> spp.	No	.
<i>Fc15</i>	PNMA	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No	No	.
<i>Fc50</i>	PNSR	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Globulinas bajas (1.5g/dl)	No	<i>Plasmodium vivax</i>	.
<i>Fc52</i>	RNVSB	Hembra	Adulto	No hay datos	No hay datos	No	No	.
<i>Fc53</i>	RNVSB	Hembra	Adulto	No hay datos	No hay datos	No	No	Preñez
<i>Fc54</i>	RNVSB	Hembra	Adulto	No hay datos	No hay datos	No	VDEN3	.
<i>Fc55</i>	RNVSB	Macho	Adulto	No hay datos	No hay datos	No	<i>Plasmodium falciparum</i>	.
<i>Fc57</i>	RNVSB	Macho	Adulto	No hay datos	No hay datos	<i>Prosternorchis</i> spp., <i>Strongyloides</i> spp., <i>Strongylida</i> , <i>Trypnoxurius</i> spp. <i>Controrchis</i> spp.	VDEN4	.
<i>Fc58</i>	Sierpe	Macho	Adulto	No hay datos	Sin alteraciones	<i>Strongyloides</i> spp.	VDEN2	.
<i>Fc59</i>	Sierpe	Macho	Juvenil	Htc= 34% y Hb= 10g/dl. Linfocitosis (16211/ul) e inversión de la proporción Neutrófilos/Linfocitos	BUN disminuido (4g/dl)	Coccideos	VDEN4	.
<i>Fc66</i>	Barranca	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	<i>Filariopsis</i> spp. y <i>Dipetalonema</i> <i>gracile</i>	No	.
<i>Fc67</i>	Barranca	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	<i>Spirurida</i>	No	.
<i>Fc68</i>	Barranca	Macho	Adulto	desviación a la izquierda, sin neutrofilia	Sin alteraciones	<i>Spirurida</i>	No	cortadas no recientes en flaco izq de caja torácica, talón y planta del pie der y planta pie derecho

Continuación Anexo 5

Código	Sitio	Sexo	EDB	Hemograma	Química sanguínea	Parásitos	Agentes vectoriales	Observaciones
<i>Fc70</i>	Barranca	Macho	Cría	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Spirurida y Trypanoxiuris spp	No	Positivo a <i>M. canis</i> en cultivo de pelambre, pero no presentó lesiones compatibles con dermatofitosis
<i>Fc71</i>	Barranca	Macho	Cría	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No	Plasmodium vivax y VEEV	Positivo a <i>M. canis</i> en cultivo de pelambre, pero no presentó lesiones compatibles con dermatofitosis
<i>Fc72</i>	Barranca	Hembra	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Strongyloides spp., Strongylida, Spirurida, Tritrichomonas spp.	No	Positivo a <i>M. canis</i> en cultivo de pelambre, pero no presentó lesiones compatibles con dermatofitosis
<i>Fc82</i>	PNCahuita	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Microfilarias	No	Criptorquídeo der
<i>Fc83</i>	PNCahuita	Hembra	Adulto	Monocitosis (538/ul)	Sin alteraciones	Strongyloides spp.	No	<i>Candida</i> spp. en canal auditivo externo
<i>Fc94</i>	Guácimo	Macho	Adulto	Leucocitosis leve (19400/ul)	Sin alteraciones	Trypanoxiuris spp.	No	.
<i>Fc95</i>	Guácimo	Macho	Adulto	Neutrofilia (12351/ul)	Sin alteraciones	No	No	.
<i>Fc96</i>	PNC	Macho	Adulto	Eosinofilia (1241.5/ul)	Sin alteraciones	Strongyloides	No	.
<i>Fc97</i>	PNC	Macho	Juvenil	Sin alteraciones	No hay datos	Strongyloides spp., Giardia duodenalis y Microfilarias	No	Criptorquídeo bilateral
<i>Fc98</i>	PNC	Hembra	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Strongyloides spp., Strongilida y Microfilarias	No	.
<i>Fc99</i>	PNC	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Prosternorchis spp., Strongyloides spp.	No	.
<i>Fc100</i>	PNC	Macho	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	No hay dato	No	.
<i>Fc102</i>	PNC	Hembra	Adulto	Sin alteraciones	Sin alteraciones	Dipetalonema gracile	No	Preñez

EOG: examen objetivo genral. EDB: etapa de desarrollo biológico

Anexo 6. Valores de hematología reportados para *Cebus imitator* y el género *Cebus** en Costa Rica** y América, en cautiverio y vida libre.

Variable	Cautiverio			Vida libre			
	ISIS, 1999 (N= 15)	Jaramillo y Pérez, 2007 (N=ND)	Meneses y Jiménez, 2007** (N=15)	da Costa Faliban et al., 2008* Hembra (N=13)	Macho (N=27)	Crofoot et al., 2009* (N=9)	Presente estudio** (N=24)
Hematocrito (%)	46.8 ± 5.1	41.7 – 50.3	40 - 43	37.00 ± 4.43	40.89 ± 3.82	37.6 ± 3.7	39.92 ± 4.65
Hemoglobina (g/dl)	15.3 ± 1.7	14.1 – 17.5	12.6 – 14	10.83 ± 2.45	11.92 ± 2.71	-	12.02 ± 2.09
CHCM (g/dl)	32.7 ± 2.6	-	30.5 – 34	29.59 ± 7.63	29.21 ± 6.43	-	31.05 ± 2.74
Plaquetas (10 ³ /ul)	274 ± 95	223.8 – 800.2	-	-	-	-	190.25 ± 92.18
Leucocitos (10 ³ /ul)	8.074 ± 4.105	10.66 – 26.46	4.5 – 11.5	7.83 ± 2.36	8.88 ± 3.42	5.8 ± 0.9515	10.05 ± 4.68
Neut. segmentados (%)	-	46.8 – 80.4	24 – 50	-	-	37.5 ± 4.6	40.15 ± 18.06
(10 ³ /ul)	3.324 ± 1.381	-	-	3.46 ± 1.44	4.06 ± 2.31	-	4.32 ± 3.30
Neut. en banda (%)	-	-	1 – 2	-	-	-	0.36 ± 0.64
(10 ³ /ul)	0.091 ± 0.000	-	-	-	-	-	0.03 ± 0.06
Linfocitos (%)	-	16.1 – 51.5	46 – 74	-	-	48.2 ± 8.3	52.8 ± 18.01
(10 ³ /ul)	4.015 ± 3.114	-	-	3.46 ± 1.78	4.14 ± 1.43	--	4.57 ± 2.03
Monocitos (%)	-	-	1 – 2	-	-	4.4 ± 1.9	0.75 ± 0.74
(10 ³ /ul)	0.295 ± 0.211	-	-	-	-	-	0.09 ± 0.10
Eosinófilos (%)	-	0 – 3.2	1 – 3	-	-	8.1 ± 5.7	4.73 ± 4.09
(10 ³ /ul)	0.237 ± 0.242	-	-	0.73 ± 0.75	0.47 ± 0.43	-	0.51 ± 0.41
Basófilos (%)	-	-	0	-	-	0.3 ± 0.5	0,60 ± 0.74
(10 ³ /ul)	0.091 ± 0.024	-	-	-	-	-	0.074 ± 0.10

CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media; Neut: Neutrófilos; ALT: Alanino amino transferasa.

N= número de animales

Anexo 7. Valores de referencia de química sanguínea reportados para *Cebus imitator* y el género *Cebus** en Costa Rica** y América, en cautiverio y vida libre.

Variable	Cautiverio			Vida libre			
	ISIS, 1999 (N= 15)	Jaramillo y Pérez, 2007 (N=ND)	Meneses y Jiménez, 2007** (N=15)	da Costa Flaiban et al., 2008* Hembra (N=13)	Macho (N=27)	Crofoot et al., 2009* (N=9)	Presente estudio** (N=23)
Proteínas totales (g/dl)	6.9 ± 0.6	7.0 – 9.88	6.7 – 7.5	7.98 ± 1.03	8.14 ± 0.92	7.9 ± 1.2	7.21 ± 1.02
Albúmina (g/dl)	4.3 ± 0.4	-	4.6 – 6.3	-	-	3.8 ± 0.5	3.83 ± 0.38
Globulina (g/dl)	2.5 ± 0.5	-	1.6 – 2.25	-	-	-	3.51 ± 0.73
Nitrógeno ureico (g/dl)	20 ± 5	-	7.5 – 23.8	-	-	14.3 ± 5.6	16.73 ± 6.57
Creatinina (mg/dl)	0.9 ± 0.1	-	0.81 – 0.91	-	-	0.8 ± 0.1	1.09 ± 0.23
ALT (UI/L)	26 ± 15	-	4.2 – 22.4	-	-	5.8 ± 2.9	31.29 ± 25.33
Calcio (mg/dl)	8.7 ± 0.8	-	7.9 – 9.0	-	-	-	8.31 ± 0.67
Fósforo (mg/dl)	5.6 ± 2.0	-	2.3 – 3.0	-	-	-	7.44 ± 3.55

N= número de animales, ALT: Alanino amino transferasa