



**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA**

TESIS

**EVALUACIÓN DE HEMOPARÁSITOS EN PRIMATES MANTENIDOS
EN CAUTIVERIO EN UN CENTRO DE CONSERVACIÓN EN EL
DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS EN AÑO 2017**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE
MÉDICO VETERINARIO**

**LINDA CORALY GOMEZ QUIÑONES
BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

LIMA-PERÚ

2018

ÍNDICE

	Pág.
Dedicatoria	i
Agradecimiento	ii
Resumen	iii
Abstract	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	
2.1. Hemoparásitos	3
2.1.1. Familia Plasmodiidae	3
2.1.1.1. Generalidades	3
2.1.1.2. Etiología	3
2.1.1.3. Morfología	4
2.1.1.4. Ciclo de vida	4
2.1.1.5. Signos clínicos en primates	4
2.1.1.6. Epidemiología	5
2.1.2. Familia Filarioidea	5
2.1.2.1. Generalidades	5
2.1.2.2. Etiología	5
2.1.2.3. Morfología	6
2.1.2.4. Ciclo de vida	6
2.1.2.5. Signos clínicos en primates	6
2.1.2.6. Epidemiología	7
2.1.3. Familia Trypanosomatidae	7
2.1.3.1. Generalidades	7
2.1.3.2. Etiología	7
2.1.3.3. Morfología	7
2.1.3.4. Ciclo de vida	8

2.1.3.5. Signos clínicos en primates	8
2.1.3.6. Epidemiología	9
2.1.4. Métodos diagnósticos	9
2.1.4.1. Plasmodium	9
a. Análisis microscópico	9
b. Test serológico	10
c. Pruebas moleculares	10
2.1.4.2. Microfilarias	10
a. Análisis microscópico	10
b. Test serológico	11
c. Pruebas moleculares	11
2.1.4.3. Trypanosoma	12
a. Análisis microscópico	12
b. Test serológico	12
c. Pruebas moleculares	13
2.2. Primates neotropicales	13
2.2.1. Generalidades	13
2.2.1.1. Mono aullador (<i>Alouatta seniculus</i>)	14
2.2.1.2. Mono araña (<i>Ateles chamek</i>)	14
2.2.1.3. Mono choro (<i>Lagothrix lagotricha</i>)	14
2.2.1.4. Mono machín negro (<i>Sapajus macrocephalus</i>)	14
2.2.1.5. Mono machín blanco (<i>Cebus cuscinus</i>)	15
2.2.2. Distribución y hábitat	15
2.2.3. Estado de conservación	15
2.3. Epidemiología	16
III. MATERIALES Y MÉTODOS	
3.1. Espacio y tiempo	23
3.2. Población y muestra	23
3.3. Diseño de investigación	24
3.4. Equipo y procedimiento	24
3.4.1. Equipos	24

3.4.2. Procedimientos	25
3.5. Diseño estadístico	28
IV. RESULTADOS	29
V. DISCUSIÓN	30
VI. CONCLUSIONES	34
VII. RECOMENDACIONES	35
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36
ANEXOS	43

DEDICATORIA

- A mi familia, mis adorados padres, que pese al camino largo, jamás dejaron de apoyarme ni de brindarme sus fuerzas y ánimos para lograr todo lo que me he propuesto.
- A mi pequeño amado martirio de cuatro patas que me acompañó en toda la carrera y a quien le debo demasiado, sino fuera por él no hubiera aprendido el amar mucho más a los animales.
- Aquellos amigos de trabajo y colegas que pusieron un granito de arena al convencerme de no darme por vencida y cumplir mis anhelos, que me aconsejaron y apoyaron de distintas formas.

AGRADECIMIENTO

- A mi fiel compañero de vida y colega, que gracias a su paciencia y apoyo incondicional pude alcanzar uno de mis grandes sueños.
- A mis profesores y amigos de la universidad por su infinita paciencia, transmitiendo y compartiendo sus conocimientos por vocación a esta hermosa carrera.
- Un agradecimiento especial a mi directora de tesis Nancy Carlos Erazo por su tiempo y su apoyo en todo momento.
- A mi colega y amiga Juana Zavaleta Luján, por tus enseñanzas, por tu apoyo laboral y por tus consejos
- Al Centro de Conservación “Reserva Ecologica Taricaya” y en especial al Mg. Blg. Raul Bello por permitirme ser parte de sus tesis y poder llevar a cabo esta investigación.

RESUMEN

Para la translocación o liberación de primates se debe conocer el estado de salud de los individuos, incluyendo el descarte de agentes potencialmente patógenos, como los hemoparásitos. El objetivo de la investigación fue determinar la presencia de hemoparásitos en primates mantenidos en cautiverio en el centro de conservación "Reserva Ecológica Taricaya" ubicado en el departamento de Madre de Dios. El centro mantiene en cautiverio un total de 33 primates, muchos de ellos sujetos a un programa de translocación. Para el presente estudio se incluyeron todos los individuos: siete *Alouatta seniculus*, 17 *Ateles chamek*, cuatro *Lagothrix lagotricha*, dos *Cebus cuscinus* y dos *Sapajus macrocephalus*. Se realizó la captura y contención físico - química de los individuos, luego de ello se obtuvo 0,5 ml de muestra sanguínea de la vena femoral y se realizaron tres frotis sanguíneos por individuo. Los frotis fueron fijados con metanol y enviados a la Ciudad de Lima. En el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas se realizó la tinción de las láminas con la coloración Giemsa y fueron observadas al microscopio a un aumento de 100x con aceite de inmersión. Se halló que el 100% de los animales fueron negativos a la presencia de hemoparásitos.

PALABRAS CLAVE: cautiverio, giemsa, hemoparásitos, primates.

ABSTRACT

For the translocation or release of primates, the health status of the individuals must be known, including the discarding of potentially pathogenic agents, such as hemoparasites. The objective of the research was to determine the presence of hemoparasites in primates kept in captivity in the "Reserva Ecológica Taricaya" conservation center located in the department of Madre de Dios. The center maintains a total of 33 primates in captivity, many of them subject to a translocation program. For the present study all individuals were included: seven *Alouatta seniculus*, 17 *Ateles chamek*, four *Lagothrix lagotricha*, two *Cebus cuscinus* and two *Sapajus macrocephalus*. The physical and chemical capture and containment of the individuals was carried out, after which 0,5 ml of blood sample was obtained from the femoral vein and three blood smears were performed per individual. The smears were fixed with methanol and sent to the City of Lima. In the Central Laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences of the Alas Peruanas University, the stains were stained with the Giemsa stain and were observed under a microscope at a magnification of 100x with immersion oil. It was found that 100% of the animals were negative for the presence of hemoparasites.

KEY WORDS: captivity, giemsa, hemoparasites, primates.

I. INTRODUCCIÓN

La Amazonia Peruana presenta una gran biodiversidad, lamentablemente mucha de ella es sometida a tráfico ilegal de fauna silvestre. Motivo por el cual son mantenidos en cautiverio y algunas especies ingresan a programas de translocación, como lo realizado por el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya” ubicado en el departamento de Madre de Dios, que rehabilita y reintroduce a su hábitat diversos primates con el fin colaborar con la conservación de especies en peligro de extinción. Como parte de su programa de medicina preventiva realiza controles sanitarios, incluyendo el diagnóstico de algunos agentes o enfermedades potencialmente perjudiciales para la colección y que puedan afectar el éxito de la futura liberación.

Los primates tienen gran importancia ecológica, ya que tienen un rol relevante en la polinización, dispersión y propagación de semillas, ayudando a mantener el equilibrio y complejidad del bosque tropical. Además, tienen importancia científica, debido a sus similitudes anatómicas, bioquímicas y de comportamiento con el hombre. Son de gran beneficio a la salud a través de su uso en estudios de medicina experimental, biología, farmacología, psiquiatría y otros (1).

Por otro lado, los hemoparásitos son causantes de algunas enfermedades tropicales de importancia para la salud pública principalmente en Latinoamérica, como la malaria y el mal de Chagas. Sin embargo, se conoce poco sobre la implicancia de estos patógenos en poblaciones de animales silvestres, como los primates, incluyendo su impacto sobre la salud animal y como afecta en la conservación de la especie. Entre los principales hemoparásitos en primates se encuentra los géneros

Plasmodium, Trypanosoma y Dipetalonema. Los primates juegan un rol en la transmisión de hemoparásitos, siendo de especial consideración conocer la presencia de hemoparásitos en individuos a translocar, ya que pueden tener consecuencias negativas después de liberar un animal asintomático, los agentes potencialmente patógenos serían propagados por vectores y pondrían en riesgo el éxito del programa de translocación y la población local de primates.

Por lo expuesto, el objetivo del estudio fue determinar los hemoparásitos en primates mantenidos en cautiverio en un centro de conservación en el departamento de Madre de Dios, observando en el microscopio frotis de sangre teñidos utilizando la coloración Giemsa. Esta información permitirá evaluar la necesidad de instaurar programas de tratamientos oportunos, además de contribuir con información pertinente a fin de informar y prevenir de posibles transmisiones a veterinarios, colaboradores y cuidadores, conociendo los reservorios presentes en el centro.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Hemoparásitos

Entre los principales hemoparásitos que infectan a los primates, se encuentra el género *Plasmodium*, pertenecientes a la familia Plasmodidae, Filarias del género *Dipetalonema*, *Mansonella* y *Onchocerca*, y el género *Trypanosoma* (2, 3).

2.1.1 Familia Plasmodidae

2.1.1.1 Generalidades

Pertenecen los géneros *Bioccala*, *Dionisia*, *Nycteria* y el más conocido es el *Plasmodium* (4). El género *Plasmodium* incluye a más de 100 especies de parásitos intraeritrocíticos que infectan aves, reptiles, anfibios y mamíferos; además 4 de ellos infectan a seres humanos (5). Entre las especies que afectan a los primates neotropicales se encuentran *P. brasilianum*, *P. malariae*, *P. vivax* y *P. falciparum* (6). *P. brasilianum* infecta naturalmente varias especies de primates de un gran área de América Latina y parece ser idéntico a *Plasmodium malariae*, un parásito humano que produce la malaria (7).

2.1.1.2 Etiología

Se presume que unas 20 especies infectan a los primates no humanos, dos de ellas afectan a la familia Cebidae, pueden ser infectados con cepas naturales o adaptados

de plasmodios humanos en monos del género *Aotus* y del género *Saimiri* con *P. falciparum* (8).

2.1.1.3 Morfología

La diferenciación de las especies de *Plasmodium* que infecta a los primates no humanos se basa en los caracteres morfológicos de los estadios del parásito. Se observan esquizontes maduros con numerosos merozoitos dispuestos en forma de roseta (8-12), con medidas de 100 x 5 μ (8).

2.1.1.4 Ciclo de vida

El ciclo de vida es transmitido por un vector (mosquito hembra) del género *Anopheles*, la infección se produce cuando los esporozoitos ingresan al organismo del hospedero (hombre o primate) mediante la picadura de un mosquito infectado y se alimenta de sangre para el desarrollo de sus huevos, se reproducen en el interior de los hepatocitos se forman esquizontes, su ruptura libera cientos de merozoitos invadiendo los eritrocitos, aquí se forman los trofozoitos y mediante división celular forman esquizontes maduros, el cual se rompe liberando merozoitos, algunos experimentan diferenciación a formas sexuales: macrogametocito (hembra) y microgametocito (macho), son ingeridos por los mosquitos donde se fertilizan y se forma el cigoto, enquistándose en la pared del intestino del mosquito desarrollando el ooquiste, sufre división asexual liberando esporozoitos que migran a las glándulas salivares del vector, son ingeridos y liberados nuevamente (5, 9) (Anexo 1).

2.1.1.5 Signos clínicos en primates

En regiones neotropicales se observa una tasa de infección de un 15% en individuos del mono aullador (*Alouatta* spp.), mono araña (*Ateles* spp.) y mono capuchino

(*Sapajus* spp.), los principales signos son fiebre, letargia, anorexia, algunos portadores pueden ser asintomáticos (10).

2.1.1.6 Epidemiología

Plasmodium brasilianum se ha encontrado en varias especies de la familia Cebidae. Se ha informado que el paludismo en los primates llega a 10% en la región Amazónica y 18% en el sur de Brasil (10).

2.1.2. Familia Filariodea

2.1.2.1 Generalidades

Las principales filarias identificadas en primates son transmitidas por vectores y son nemátodos de la familia Filariodea (11). Existen 21 especies válidas de filarias que infectan a primates: cinco especies pertenecen al género *Dipetalonema*, 15 especies pertenecen al género *Mansonella* y una especie pertenece al género *Onchocerca* (3). Recientemente se ha identificado a *Dipetalonema yatesi* (12). *Mansonella* spp. generalmente parasita a los primates neotropicales del género *Saimiri*, *Saguinus*, *Sapajus* y *Ateles* (13).

2.1.2.2 Etiología

El género *Dipetalonema* hasta tiempos recientes presenta cinco especies, desde la más primitiva hasta la más evolucionada eran: *D. freitasi*, *D. caudispina*, *D. robini*, *D. gracile* y *D. graciliformis*, esta clasificación no está relacionada con el sistema evolutivo de los primates platirrininos (15).

2.1.2.3 Morfología

Se han encontrado especies del género *Dipetalonema* en primates con las características morfológicas como larga, delgada, con extremo cefálico afilado desprovisto de núcleos, continúa con núcleos apiñados en su cuerpo con extremo caudal puntiagudo con núcleos terminales y con espacios, uno en parte media y un poco antes de terminar el extremo caudal, con medidas de 200 x 4,5 μ (15)

2.1.2.4 Ciclo de vida

El ciclo de vida de las filarias incluye un estadio larval infectivo en el vector (artrópodos hematófagos) y un estadio adulto, que se desarrolla en cavidades corporales, sistema linfático o tejido subcutáneo del hospedero mamífero (16, 17). Se inicia mediante la picadura del mosquito, ingresando el estadio infectivo larva L3 a través de la piel, se desarrollan larvas adultas, migran a cavidades corporales, sistema linfático y tejido. Las hembras adultas producen embriones llamados microfilarias, las cuales son liberadas al torrente sanguíneo, son ingeridas por los vectores y permanecen por un durante un período de latencia de 7 a 14 días, desarrollándose dentro del insecto el estadio infectivo L1, luego L3, luego migra a la probóscide del mosquito que es transmitido al hospedero cuando el vector vuelve a alimentarse (16) (Anexo 2).

2.1.2.5 Signos clínicos en primates

Los signos más destacados comprenden tos crónica en casos severos se manifiesta con insuficiencia cardíaca derecha, se puede encontrar ascitis (9). Las infecciones se han visto asociadas con adherencias peritoneales y pleuritis fibrinopurulenta en presencia de cargas parasitarias altas (18).

2.1.2.6 Epidemiología

La infección en mamíferos está subdiagnosticada, ya que pocas veces se observa linfadenopatía fibrótica, edema en los miembros posteriores. Cuando el número de parásitos es pequeño, la infección puede transcurrir de modo asintomático. En infecciones más intensas, las filarias vivas o muertas causan la estenosis de los vasos pulmones y dificultan el paso de la sangre (10).

2.1.3. Familia Trypanosomatidae

2.1.3.1 Generalidades

Los trypanosomas se encuentran entre los parásitos más frecuentes reportados en primates neotropicales. Han sido descritas las siguientes 9 especies: *T. minasense*, *T. prowazecki*, *T. devei*, *T. micetae*, *T. diasi*, *T. lambrechi*, *T. saimiri* y las que son zoonóticas como *T. cruzi* y *T. rangeli* (19).

2.1.3.2 Etiología

Derivan del griego *trypanon*, que significa espiral, son protozoos mastigóforos, *T. cruzi*, es un parásito intracelular que presenta dos fases diferenciadas dentro de su ciclo biológico, una en los hospedadores vertebrados y otra en los insectos transmisores,

2.1.3.3 Morfología

Tienen una morfología hidrodinámica (adaptados al movimiento en medio líquido), con división asexual longitudinal, tienen un flagelo y una sola mitocondria que ocupa

el cuerpo a lo largo, son fusiformes, con el extremo posterior más o menos redondeado o acuminado, sus medidas son de 10µm (8).

Desde el punto morfológico en el hospedero vertebrado *T. cruzi* se encuentra en la sangre bajo la forma parasitaria de trypomastigotes, en el sistema reticuloendotelial y en los tejidos se adapta a la forma amastigote y en el insecto transmisor presenta la morfología de epimastigote y trypomastigote metacíclico(8).

2.1.3.4 Ciclo de vida

El hemoparásito *T. cruzi* presenta un ciclo de vida cíclico con varios estadios de desarrollo tanto en el vector (insecto triatómino) como en el hospedero (primate). Se inicia cuando el vector libre de infección se alimenta de sangre que contiene trypomastigotes, se multiplican en el intestino medio durante la vida del insecto. En la última porción del intestino del vector se transforman en trypomastigotes metacíclicos y son eliminados con las heces, así cuando el insecto pica o succiona la sangre del reservorio, defeca y deposita sobre la piel las heces contaminadas con este estadio, los cuales atraviesan la piel erosionada. Luego se transforman en amastigotes, replicándose por fisión binaria al interior de la célula que es parasitada y cuando alcanza un buen número se transforman en trypomastigotes, los cuales escapan al torrente sanguíneo tras producir lisis celular y llegan a distintos órganos (principalmente corazón y sistema gastrointestinal) (20, 21) (Anexo 3).

2.1.3.5 Signos clínicos en primates

En ocasiones, la enfermedad es acompañada por fiebre, nódulos linfáticos agrandados y edemas, durante este tiempo el parásito se disemina al torrente sanguíneo y a diversos órganos. En esta etapa el corazón es el órgano más afectado, además el colon y esófago (22).

2.1.3.6 Epidemiología

La tripanosomiasis es una enfermedad cosmopolita, aunque se encuentran en áreas tropicales o subtropicales de América y África. Su ciclo de vida es heteroxeno, necesitando un hospedero invertebrado para su transmisión, la cual se puede producir de distinta forma, dependiendo de la especie parásita (10).

2.1.4 Métodos diagnósticos

2.1.4.1 Plasmodium

a. Análisis microscópico

El diagnóstico de rutina se efectúa por observación del parásito en frotis sanguíneo y gota gruesa, teñida con coloración Giemsa (10). La diferenciación de las especies de *Plasmodium* que infectan a los primates se basa sobre todo en los caracteres morfológicos de los diferentes estadios del parásito, siendo otro criterio la especificidad del huésped(10).

Mediante la observación de los cambios morfológicos que provoca el parásito al infectar los glóbulos rojos se podría distinguir entre las cuatro especies de malaria, los caracteres distintivos que son: el tamaño del glóbulo rojo (si está o no agrandado) y si se han coloreado o no las granulaciones de Schuffner dentro de la célula (5). En las preparaciones sanguíneas de película fina o frotis, las plaquetas adheridas a los eritrocitos pueden confundirse con plasmodios, así como otros contaminantes como bacterias, esporas, hongos, microalgas, precipitado de colorante, etc (5).

En el mono choro (*Lagothrix lagotricha*) se observó trofozoitos y esquizontes maduros, este último presentaba de ocho a 10 merozoítos dispuestos en forma de roseta, forma típica de *P. brasilianum* y morfológicamente similares a *P. malariae*, ambos hallados en primates neotropicales de Latinoamérica (Anexo 4) (23).

b. Test serológico

La serología para malaria detecta la presencia de IgG o IgM contra antígenos del parásito. Se usa principalmente en estudios seroepidemiológicos donde se requiere conocer el estado de inmunidad de una población y en el tamizaje para malaria en algunos bancos de sangre. La aparición de anticuerpos comienza en pocos días y aumenta de manera significativa en pocas semanas, y persiste por meses o inclusive años en zonas endémicas (24).

c. Pruebas moleculares

La detección por medio de PCR tiene la mayor especificidad y sensibilidad para el diagnóstico parasitológico de malaria. El método consiste en la amplificación de segmentos conocidos y específicos de cada *Plasmodium*, dependiendo de los primers utilizados. El método de PCR en tiempo real es rápido (24).

2.1.4.2 Microfilarias

a. Análisis microscópico

La técnica de observación de microfilarias vivas es viable para el diagnóstico, teniendo como base sus aspectos morfológicos. Además los frotis sanguíneos

preparados son fijados con metanol y coloreados con Giemsa tras observarse en el microscopio (25).

En el mono tamarino de manos blancas (*Saguinus leucopus*) se identificó un tipo de microfilaria con una forma robusta, corta con extremo cefálico redondeado con núcleos y extremo caudal en forma de dedo, sus medidas fueron 80 μm por 5,4 μm (26). Se observó otro tipo con una forma delgada, larga y con extremo cefálico afilado desprovisto de núcleos, presentó un cuerpo con núcleos apiñados con extremo caudal largo y puntiagudo, sus medidas fueron de 200 μm por 4 μm (Anexo 5) (26).

b. Test serológico

Es una técnica muy sensible y específica que permite identificar infecciones latentes. Se realiza mediante inmunocromatografía en tarjeta siendo una herramienta muy útil para realizar mapeos de la enfermedad y calcular prevalencias antes y después de llevar a cabo el control. La cantidad de antígeno se correlaciona con la intensidad de la parasitemia y con la respuesta al tratamiento (27).

c. Pruebas moleculares

El diagnóstico de filariosis en viajeros procedentes de áreas endémicas puede ser particularmente complicado debido a la baja carga parasitaria y a la presentación clínica atípica. En los últimos años se han desarrollado técnicas moleculares como la PCR a tiempo real, que han demostrado ser igual de sensibles (PCR en sangre) en la detección de microfilaremia (27).

La detección de filarias mediante técnicas serológicas son una buena herramienta, sin embargo existe una falta de especificidad por lo que resulta complicado determinar el género o especie del hemoparásitos (28).

2.1.4.3 Trypanosoma

a. Análisis microscópico

El método de diagnóstico específico puede hacerse con exámenes de sangre al fresco, donde se visualizan los parásitos móviles circulantes en la sangre del paciente (29), se realiza mediante frotis de sangre; siendo una prueba de elección y de bajo costo, coloreada con tinción Giemsa al 4% durante 30 minutos (30) y con el método de la gota gruesa se pretende concentrar un mayor número de parásitos en un área reducida, la cual consiste en colocar un gota de sangre recién extraída en una lámina, y con ayuda de una esquina de otra lámina, se gira la gota en forma concéntrica para ayudar a hemolizar los glóbulos rojos y se deja secar para luego realizar la tinción con Giemsa (31).

En el mono pichico (*Saguinus fuscicollis weddelli*) se identificaron trypomastigotes de *T. cruzi*, *T. minasense* y *T. devei*, con una medida de 10 μm (Anexo 4a) (32). En el mono fraile (*Saimiri sciureus*) se describe formas típicas de *T. cruzi*, con kinetoplastos con una curvatura en forma de C o S presentan formas anchas con flagelos cortos o ausentes (Anexo 6) (23).

b. Test serológico

Las técnicas más empleadas en nuestro medio son: Hemaglutinación indirecta (HAI), Inmunofluorescencia indirecta (IFI) y Técnicas inmunoenzimáticas: ELISA (21). Son de mayor aplicación durante la forma clínica crónica-portador, es decir cuando la parasitemia en el torrente sanguíneo es baja y las técnicas directas no pueden

evidenciar la presencia del parásito, detectan anticuerpos a partir de la segunda o tercera semana de iniciada la infección (21).

c. Pruebas moleculares

La reacción en cadena de la polimerasa (PCR) que permite la ampliación del ADN o ARN involucrados en la reproducción del hemoparásito, es útil en los casos de infección crónica en que hay escasa parasitemia, pues al amplificar el poco material puede hibridizarse con cebadores o primers, indicando así la presencia, raza o cepa de que se trata (21).

2.2 Primates neotropicales

2.2.1 Generalidades

Los primates neotropicales pertenecen al grupo de los monos del nuevo mundo (Platyrrhini), son arborícolas y se caracterizan por poseer fosas nasales separadas entre sí, hocico reducido, cara pelada con ojos grandes y dirigidos hacia delante, el pabellón de la oreja y el cuello son cortos, además, poseen miembros posteriores largos, dígitos largos y cola prénscil (1). Entre sus características destaca el aumento de volumen del cerebro, la visión estereoscópica, la habilidad en el uso de las manos y los pies (33).

Dentro de los principales primates mantenidos en cautiverio se encuentra el Mono araña (*Ateles chamek*), Mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), Mono machín blanco (*Cebus cuscinus*), Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) y Mono choro (*Lagothrix lagotricha*) (34).

2.2.1.1 Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*)

Son llamados aulladores debido a los sonidos que producen debido al desarrollo de su aparato hioideo que forma una cavidad de resonancia (35). Tienen un papel importante en la conservación de su ecosistema, por ser dispersor de semillas, posee cola larga y delgada que les sirve para mantener el equilibrio, miden aproximadamente de 56 a 92 cm. Poseen dimorfismo sexual debido a que los machos son más grandes que las hembras (34, 36) (Anexo 7a).

2.2.1.2 Mono araña (*Ateles chamek*)

Es uno de los primates más grandes con largas extremidades, alcanzando hasta 150 cm de longitud total, su cola mide 80 a 88cm es prensil y muy flexible, tiene manos en forma de gancho, su cabeza es pequeña, tiene hocico negro (34, 37) (Anexo 7b).

2.2.1.4 Mono choro (*Lagothrix lagotricha*)

Mide aproximadamente de 55 a 69,6 cm, su cola prensil funciona como un miembro locomotor, por su tamaño es considerado uno de los primates más grandes. Poseen un pelaje con textura lanosa, varía en tonalidad desde gris a marrón (34, 38, 39) (Anexo 7c).

2.2.1.3 Mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*)

Cambió de nombre científico por avances moleculares, anteriormente llamado *Sapajus apella* (40). Mide aproximadamente 35 a 49 cm y posee cola prensil. El color del pelaje varía de castaño claro a oscuro, posee pelo erizado en frente (34,41) (Anexo 7d).

2.2.1.5 Mono machín blanco (*Cebus cuscinus*)

Cambió reciente de nombre científico por avances moleculares, anteriormente llamado *Cebus albifrons* (42). Mide aproximadamente de 35 a 46 cm de largo, presenta un pelaje de color marrón claro en el dorso y blanco cremoso en el abdomen (43). Viven en grupos numerosos de 15 a 20 individuos entre adultos y juveniles y se alimentan de insectos, frutos, entre otros (34, 35) (Anexo 7e).

2.2.2 Distribución y hábitat

Constituyen un grupo ampliamente distribuido en ecosistemas tropicales y subtropicales (44). El mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) se encuentra distribuido en diversas partes del mundo: Brasil, Colombia, Indonesia, Camerún y Perú (45).

Las especies de *Sapajus spp.* se encuentran desde la Amazonía hasta el bosque Atlántico, bosque Boliviano -Tucumano y bordes del Chaco, el género *Alouatta* y *Ateles* tiene especies distribuidas desde México hasta Argentina y las especies del género *Lagothrix* tienen distribución andino-amazónica. Los monos neotropicales son todos arborícolas y viven solo en bosques, se encuentran monos en todos los bosques tropicales y subtropicales, desde el sur de México hasta el norte de Argentina, como también en bosques muy secos, de pobre estructura vegetal o en los más fríos y elevados de los Andes (46).

2.2.3 Estado conservación

Para la Legislación Peruana (DS 004-2004-MINAGRI) el Mono araña (*A. chamek*) y el Mono choro (*L. lagothricha*) se encuentran en peligro (EN) y el Mono aullador (*A.*

seniculus) en estado vulnerable (47). La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES) clasifica dentro de su Apéndice II a las varias especies de primates como: *A. chamek*, *S. macrocephalus*, *C. cuscinus*, *A. seniculus* y *L. lagotricha* (48). La Lista Roja de la Unión Internacional para Conservación de la Naturaleza (IUCN) categoriza en peligro (EN) a *Ateles chamek*, en preocupación menor a *S. macrocephalus* y *C. cuscinus* y en situación vulnerable (VU) a *L. lagotricha* (49) (Anexo 8).

2.3 Epidemiología

Se han realizado diversos estudios en busca de determinar la presencia de hemoparásitos en primates neotropicales, como los realizados en Panamá (50), Brasil (6, 31, 23, 52, 56), Colombia (26) y Costa Rica (28, 54, 55). En el Perú se encontró un único estudio en realizado en diferentes provincias del país con primates en cautiverio (23). En el Anexo 9 se muestra una tabla resumiendo los principales estudios sobre hemoparásitos en primates.

En Panamá (1974), se analizaron 3 523 primates en cautiverio, con el fin de determinar la presencia de *Trypanosoma* spp. y microfilaria. Se estudiaron individuos del mono tamarino panameño (*Saguinus geoffroyi*), mono capuchino de cara blanca (*Cebus capucinus*), mono fraile (*Saimiri sciureus*), mono araña de cabeza negra (*Ateles fusciceps*), mico nocturno (*Aotus trivirgatus*) y mono aullador negro (*Alouatta villosa*). Se analizaron frotis sanguíneos teñidos con Giemsa y se obtuvo un 33,1% (1166/3523) de infección total y una infección mixta de 6,6% (232/3523) de los primates. Se halló *T. cruzi* en *S. geoffroyi* 12,2%, *C. capucinus* 5%, *S. sciureus* 1,7% y *A. fusciceps* 1,2% (42/3523). *Trypanosoma rangeli* se encontró en *S. geoffroyi* 5% (176/3523) y de *Cebus capucinus* 1,7% (59/3523). Otros trypanosomas hallados fueron *T. minasense* y *T. micetae*. *S. geoffroyi* tuvo alta prevalencia, 68,1% de *Trypanosoma* y 73% de microfilaria, según los autores *C. capucinus*, *S. geoffroyi* y *S. sciureus* deben ser considerados como hospederos significativos de *T. cruzi* en

hábitat silvestres y pueden servir como reservorio de la Enfermedad de Chagas en Panamá, las microfilarias halladas fueron identificadas tentativamente como larvas de *Dipetalonema gracilis* en *A. trivirgatus*; *D. obtusa* en *C. capucinus*; y, *D. marmosetae* en todas las especies (50).

En la Amazonía de Brasil, Perú y Colombia (1991), 3 599 primates en vida libre y cautiverio fueron muestreados durante casi tres décadas, con el objetivo de identificar infecciones por malaria (*Plasmodium brasilianum*). Se estudiaron 36 especies de primates y fueron evaluadas mediante un análisis microscópico (gota gruesa y delgada). Entre las especies halladas positivas se encuentran mono araña negro (*Ateles paniscus*) 21,8% (22/101), mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) 21,6% (20/93), mono lanudo gris (*Lagothrix lagotricha*) 33,3%(35/105), mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*) 2,1% (9/422), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*) 0,9% (1/123), entre otros. Las tasas de infección por malaria de diferentes especies de primates amazónicos muestran una considerable variabilidad. A pesar de que se han encontrado diferencias en cuanto a la infección en diferentes áreas de la selva tropical, este efecto regional probablemente no explica la variación entre las especies. En la mayoría de los estudios, varias especies se probaron en la misma área, y se encontraron diferencias interespecíficas significativas en las tasas de infección de las especies simpátricas (51).

En el estado de Amazonas (Balbina) y el estado de Rondônia (Samuel) ubicado en Brasil (1995), se realizó la captura de 378 individuos en vida libre pertenecientes a siete especies de primates. El objetivo del estudio fue determinar el potencial zoonótico de *Plasmodium brasilianum*, analizando los frotis sanguíneos teñidos con Giemsa y observados en el microscopio. Se obtuvo un 15,8% (20/126) de infección en Balbina y 9,9% (25/252) en Samuel. En Balbina se halló en mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) 32,3% (10/31), mono araña negro (*Ateles paniscus*) 50% (1/2), entre otros. Asimismo, en Samuel se determinó una infección total de 9,9% (25/252) entre los resultados positivos se encuentran *Ateles paniscus* 28,6%(2/7), mono

machín negro (*Sapajus macrocephalus*) 3,2% (1/31), teniendo como resultados negativos a *Plasmodium brasilianum* en Balbina. Los individuos provienen de un ambiente en donde los bosques son primarios altos y húmedos además los géneros más frecuentes son *Alouatta* y *Cebidae* (52).

En el estado de Amapá en Guyana Francesa (2000) se realizó un estudio en la selva tropical circundante a la represa de Petit' Saut en el Río Sinnamary, en el que se evaluaron 214 primates en vida libre de cuatro especies: 117 individuos de mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*), 90 mono tití de manos rubias (*Saguinus midas*) y un mono araña negro (*Ateles paniscus*). Para el diagnóstico de hemoparásitos se observaron microscópicamente frotis sanguíneos y un análisis mediante PCR anidada para la subunidad pequeña de genes de ADNr. Se halló la frecuencia total de *P. brasilianum* de 10% (22/214) y de *Plasmodium* spp de 2% (5/214) por microscopía y mediante PCR se obtuvo 11% (18/159) de animales positivos. En el mono aullador rojo (*A. seniculus*) se halló que el 7% (8/117) y 1,7% (2/117) fueron positivos a *P. brasilianum* y *Plasmodium* spp., respectivamente; 13% (13/100) utilizando la técnica de PCR. Los resultados obtenidos difieren ya que la prueba más sensible es el PCR, se extrajo y se utilizó más volumen de sangre para ser analizada, mientras que el análisis microscópico omitió casi el 50% de infecciones debido a que se utilizó poca cantidad de sangre (53).

En el Centro Nacional de Primates Ananindeua ubicado en el Estado de Pará, Brasil (2000) se realizó un estudio con el objetivo de determinar la prevalencia de infección por tripanosomas en primates no humanos en cautiverio. Analizaron 46 muestras sanguíneas, pertenecientes a 11 especies, incluyendo a 6 individuos de mono aullador (*Alouatta caraya*) observando al microscopio frotis de sangre finos y gruesos coloreados con Tinción Giemsa, hemocultivo (HC) realizado con el medio Novy, McNeal y Nicolle (NNN) más la infusión Tryptosa de hígado y xenodiagnóstico utilizando ninfas de *Rhodnius prolixus* Stal. Se halló una infección tripanosomal de 47,8% (22/46) en los primates analizados, identificando 4 especies *T. cruzi*, *T.*

minasense, *T. devei* y *T. rangeli*. Todos los individuos de *A. caraya* analizados fueron negativos. Las condiciones ambientales y climáticas avalan una alta prevalencia de Tripanosomiasis en el Estado de Pará (31).

En ocho zoológicos en Colombia (2005) se analizaron 266 primates neotropicales en cautiverio, entre los que se encuentran mono mico nocturno (*Aotus* spp), mono araña de cabeza negra (*Ateles fusciceps*), mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), mono capuchino de cara blanca (*Cebus capucinus*), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*), mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono fraile (*Saimiri sciureus*) entre otros. Para el diagnóstico de microfilarias se utilizaron: la técnica microscópica de frotis sanguíneo teñido con coloración Giemsa, Técnica de Woo, gota directa y Knott. Se halló la prevalencia de 7,6% (17/224), encontrando únicamente cuatro especies positivas: 7,7% (1/13) de mono mico nocturno (*Aotus* spp), 15,38% (2/13) de mono tití cabeza blanca (*Saguinus oedipus*) y 6,67% (2/30) de mono fraile (*Saimiri sciureus*). La tinción Giemsa mostró una alta sensibilidad de 5,26% (14/266) siendo esta técnica la más sensible permitiendo contar, observar la morfología de las microfilarias, seguida por Gota directa con 4,89 % (13/266) y mediante el Test de Knott se halló una sensibilidad de 4,14 %, (11/266). Los hallazgos coinciden con características ambientales debido a que en altitudes y temperaturas altas hay presencia de vectores transmisores de filaria. (26).

Se estudiaron 104 ejemplares de mono aullador negro (*Alouatta palliata*) provenientes de varias zonas en Costa Rica (Puntarenas, Parque Palo Verde, Gran Nicoya, Playa Potrero de Guanacaste y Cahuita de Limón) (2006), con el objetivo de determinar la presencia de *Plasmodium brasilianum*. Se realizaron frotis sanguíneos y fueron teñidos con colorante Giemsa para determinar morfológicamente los estados evolutivos del protozoo. Se halló que el 5,7% (6/104) de los ejemplares de *A. palliata* fueron positivos a *P. brasilianum*. Costa Rica es un país con alta prevalencia de malaria, además esta especie de primate es un reservorio de agente de la malaria (54).

Se estudiaron 53 ejemplares de mono capuchino de cara blanca (*Cebus capucinus*), provenientes de varias zonas en Costa Rica (nueve del Pacífico Norte, 35 Pacífico Central, tres Pacífico Sur y seis del Caribe) (2007). Con el fin de determinar la presencia de *Microfilaria*, se realizaron extendidos y fueron teñidos con colorante Giemsa además se realizó la técnica de concentración de Knott. Se halló que el 24,5% (13/53) de los individuos fueron positivos a microfilarias. Se estableció que existe una relación entre las especies con mayor tamaño y el número de parásitos encontrados, con la zona geográfica en estudio (55).

En São Paulo, Brasil, (2008), se analizaron 448 primates en vida libre en tres áreas ecológicas: el Bosque Atlántico (n=140), el Bosque Atlántico Semicaducifolio (n=257) y el Bosque cerrado (n=51). Se evaluaron individuos de los géneros *Alouatta* spp, *Sapajus* spp, *Callithrix* spp. entre otros, realizando un análisis microscópico de frotis sanguíneos (gota gruesa) y la técnica de PCR múltiple. En el Bosque Atlántico, se halló un 12,6% (9/71) de infección de *Plasmodium malariae*, *Plasmodium vivax* y *Plasmodium falciparum* en los individuos del género *Alouatta* mediante la técnica de PCR y por análisis microscópico se obtuvieron resultados negativos. En el Bosque Atlántico Semicaducifolio se obtuvo un 6,8% (16/235) de infección por *Plasmodium malariae*, *Plasmodium vivax* y *Plasmodium falciparum* en monos del género *Alouatta* y negativo para monos del género *Sapajus*, mediante la técnica de PCR y por análisis microscópico se observó *Plasmodium* spp. en 7 individuos del género *Alouatta* 3,0% (7/235), dichos resultados apoyan la hipótesis de que los monos del género *Alouatta* podrían ser un reservorio importante de éste hemoparásitos (6).

En el Estado de Rondônia en Brasil (2013) se analizaron 184 primates neotropicales en cautiverio pertenecientes a las familias Callitrichidae, Cebidae, Aotidae, Pitheciidae y Atelidae. Se realizaron frotis sanguíneos que fueron teñidos con Giemsa y además se utilizó la técnica de PCR con el fin de determinar la presencia

de *P. brasilianum*. Se obtuvo una baja parasitemia; detectándose el 1% (3/184) y 10,9% (20/184) de primates positivos utilizando las técnicas por microscopía y PCR, respectivamente. Entre las especies positivas se encuentran 6% (2/33) de mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), 14% (3/22) mono araña (*Ateles chamek*), 13% (2/16) de mono lanudo gris (*Lagothrix cana*), entre otros. Debido a la baja parasitemia un parámetro también necesario para evaluar es si una vez que el parásito infecta a un mono, permanece estable en el parásito y continúa siendo transmitido, es probable que los monos que se encuentran naturalmente infectados son capaces de transmitir a los mosquitos completando el ciclo de vida (56).

En el Perú (2014) se realizó un estudio en cinco ciudades: Cuzco, Yurimaguas, Puerto Maldonado, Pucallpa y Lima, con un total de 132 primates neotropicales en cautiverio muestreados entre los que se encuentran mono fraile (*Saimiri sciureus*), mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*) y mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*). Para el diagnóstico de hemoparásitos como Trypanosoma, Plasmodium y filarias, se realizaron frotis sanguíneos que fueron teñidos con colorante Giemsa y observados al microscopio. Se halló una frecuencia global de 37,88% (50/132), se registraron infecciones por *Plasmodium* spp. en 13,51% (5/37) de *Saimiri sciureus* y 3,23% (1/31) de *Lagothrix lagotricha*. Además, se obtuvo el 88,46% (23/26) de infecciones causadas por microfilarias y el 36,47% (31/85) por trypanosomas en *Saimiri sciureus*, diagnosticadas mediante microscopía. La ciudad donde se halló el mayor número de primates infectados fue Yurimaguas (23).

En la Isla de São Luís ubicado en el estado de Maranhão en Brasil (2015) se analizaron 70 primates neotropicales en vida libre y en cautiverio, entre los que se encuentran el mono mico nocturno (*Aotus infulatus*), mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), mono tití común (*Callithrix jacchus*), mono fraile (*Saimiri sciureus*) y mono tití manos rubias (*Saguinus midas*), con el objetivo de realizar análisis morfológicos, serológicos y diagnósticos de *Plasmodium* spp. Las técnicas utilizadas

fueron microscopía óptica, la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) y la Inmunofluorescencia indirecta (IFI) (corte 1:20). Se obtuvo un 7,1% (5/70) de muestras positivas a *Plasmodium* spp examinando los frotis sanguíneos, los animales positivos corresponden a un individuo de *C. jacchus* y cuatro de *S. macrocephalus*, utilizando la técnica IFI no se encontraron animales positivos utilizando antígenos de *P. falciparum*, de las diez muestras analizadas utilizando el antígeno *P. Malariae* 33 fueron positivos. Mediante la técnica de PCR se halló que el 18,5% (13/70) fueron positivos a *P. malariae*. En *Sapajus* spp se halló que 33% (17/51) fueron positivos (57).

En la región sur de Costa Rica (2017), se analizaron 152 muestras sanguíneas de primates en cautiverio de 13 centros de rescate para detectar presencia de especies de *Plasmodium malariae* y *Plasmodium brasilianum*. Para el diagnóstico utilizaron la técnica microscópica (gota gruesa) y reacción en cadena polimerasa múltiple semi-anidada (SnM-PCR) para la diferenciación de las especies, clonación y secuenciación para confirmación. Los primates neotropicales muestreados fueron mono ardilla de América central (*Saimiri oerstedii*), mono aullador de manto (*Alouatta palliata*), mono araña de Geoffroy (*Ateles geoffroyi*), mono carablanca de Costa Rica (*Cebus imitator*) y mono tití común (*Callithrix jacchus*). Se halló 1,3% (2/153) y 3,3% (5/153) de infección con *Plasmodium malariae* / *P. brasilianum* mediante la técnica microscópica y SnM-PCR, respectivamente. El parásito *brasilianum* (GenBank KU999995) encontrado en un mono aullador negro (*Alouatta palliata*) es idéntico al encontrado en humanos en Costa Rica, la similitud de parásitos encontrados en humanos y un mono sugiere que los monos pueden estar actuando como reservorio y sería importante incluirlos en programas de control y erradicación (58).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Espacio y tiempo

El estudio se realizó en el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, ubicado en la ciudad de Puerto Maldonado, provincia de Tambopata, departamento de Madre de Dios. Esta reserva natural de 476 hectáreas está ubicada en las orillas del Río Madre de Dios, aproximadamente a una hora vía terrestre de la ciudad de Puerto Maldonado.

El clima es subtropical húmedo, la temperatura media anual es de 38°C, con precipitaciones que oscila entre 1500 y 3000 mm anuales. La temperatura promedio del dosel es de 30 m. El centro de conservación se localiza en las coordenadas UTM 19 L 502110 E – 8615933 S en una altitud de 190 msnm aproximadamente (59).

La toma de muestra se llevó a cabo durante el mes de julio del 2017. El análisis se realizó en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas, ubicado en la Ciudad de Lima.

3.2 Población y muestra

Para el estudio se tomó la población total de primates del Centro de Conservación, siendo un total de 33 individuos de diferentes estados de desarrollo y sexo. Las especies analizadas fueron mono araña (*Ateles chamek*), mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*), mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*) y mono choro (*Lagothrix lagotricha*). La condición clínica de los primates es aparentemente sana.

El total de cada especie fue: 18 *A. chamek* (cinco machos y 13 hembras), dos *Sapajus macrocephalus* (dos hembras), siete *Alouatta seniculus* (tres hembras y cuatro machos), cuatro *Lagothrix lagotricha* (tres hembras y un macho) y dos *Cebus cuscinus* (un macho y una hembra). Los individuos estuvieron mantenidos en jaulas de metal con divisiones con mallas elaboradas de nylon, en su mayoría cercados con mallas metálicas, separados por especies, con techo alto, bebederos de cemento, puertas de metal y abundante área de vegetación.

3.3 Diseño de investigación

Este estudio fue de tipo no experimental descriptivo, el estudio contó con la autorización del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) para la captura y muestreo de animales. Se procedió a la captura y contención físico-química, se realizó un breve examen clínico y se obtuvo la muestra sanguínea, seguidamente se realizó preparación del frotis y su fijación con metanol. Las muestras fueron enviadas a la Ciudad de Lima para su tinción, análisis, obtención de los resultados y las conclusiones pertinentes.

3.4 Equipo y procedimiento

3.4.1 Equipos

La muestra biológica utilizada fue la sangre de los primates (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus* y *Lagothrix lagotricha*). En el campo se utilizó una vestimenta de trabajo, cámara fotográfica, guantes de nitrilo, jeringas de 3mL, agujas de 21G, alcohol, algodón, láminas portaobjetos y caja porta-láminas.

3.4.2 Procedimiento

a) Aprobación y permisos

- El estudio se realizó después de la aprobación y autorización del proyecto de tesis por parte de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas.
- Se contó con el permiso del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) otorgado mediante la Resolución General N° 338- 2016-SERFOR/DGGSPFFS (Anexo 10).
- Además, se contó con el permiso pertinente al Centro de Conservación (Anexo 11).

b) Identificación de los animales

- Se identificó a cada uno de los individuos, se revisó las historias clínicas para evaluar el estado de salud previo a la sedación.

c) Captura y contención de los animales

- Se procedió a la captura y contención físico - química de los animales a cargo del médico veterinario y ayudantes del centro. Se utilizaron redes caza monos para contener a los animales y aplicar el esquema anestésico (tipo coctel farmacológico).
- Para la contención química se utilizaron diferentes protocolos de anestesia como en los que se incluye xilacina (0,2 mg/kg) + ketamina (5-10 mg/kg) ó midazolam (0,2-0,5 mg/kg) + ketamina (5-10 mg/kg) ó Dexmedetomidina (0,04 mg/kg) + ketamina (5-10 mg/kg) y como anticolinérgico atropina al 1% (0,04

mg/kg) solo si el individuo lo amerita, según el protocolo del centro de conservación y realizado por el médico veterinario encargado.

- La acción farmacológica se observó a los 10 minutos, colocándose al animal decúbito lateral sin reaccionar a los estímulos.
- Los animales anestesiados fueron llevados al tópico para su respectiva evaluación.

d) Examen clínico de los animales

- A fin de evaluar el estado de salud de cada individuo, se realizó un breve examen clínico y el monitoreo de la anestesia evaluando parámetros fisiológicos (temperatura, frecuencia cardíaca y frecuencia respiratoria) (Anexo 12).

e) Toma de la muestra

- Se colocó a los animales en posición dorso-ventral.
- Se procedió a desinfectar la zona de la vena femoral con alcohol etílico al 96%, teniendo todo el material preparado sobre la mesa de trabajo.
- Se colectó aproximadamente 0,5 ml de sangre de cada animal, utilizando jeringas descartables de 3 ml con una aguja 21G x 1 ½ pulgadas (Anexo 13).
- Se procedió a la realización del extendido de sangre de la siguiente manera:

-Colocar una gota de sangre en el extremo de la superficie de una lámina portaobjetos limpia.

-Acercar el borde de otra lámina portaobjetos a la muestra, presionándola de tal manera que formen un ángulo de 45° y dejar que la muestra se distribuya en el borde de la lámina.

-Conservar dicho ángulo, deslizar la lámina auxiliar sobre la superficie de la lámina con la muestra, el frotis debe ser una película fina.

-Dejar secar a temperatura ambiente.

-Fijar con metanol durante 1 minuto, para luego dejar secar en el medio ambiente (20).

Se realizaron tres (03) frotis sanguíneos por individuo, fueron fijados, rotulados, colocados en una caja porta láminas, y enviados a la Ciudad de Lima por vía aérea.

f) Tinción de frotis sanguíneos

- Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas, ubicada en la Ciudad de Lima.

- En el laboratorio los frotis fueron teñidos de la siguiente manera:

-Cubrir las láminas en vasos coplin durante 20 minutos con solución Giemsa diluida al 10% con solución buffer Giemsa (Anexo 14).

-Luego lavar con agua destilada.

-Dejar secar al medio ambiente para su posterior observación bajo el microscopio (21).

g) Observación al microscopio

- Las láminas teñidas fueron observadas al microscopio a un aumento de 100x con aceite de inmersión.

- Primero se visualizó el borde del cuerpo del frotis avanzando lentamente por todo el borde hasta llegar casi a la cola de la muestra, luego la visualización será en forma de zigzag. Se realiza de esta manera con el fin de ver las capas más delgadas de la muestra fijada ya que aquí no hay aglomeración de células que causen dificultad en la identificación de los hemoparásitos.
- Se tomo como referencias la descripción y medidas de los hemoparásitos brindadas por Ladino (26), Chinchilla y colaboradores (54, 55), Zariquiey (23) y Pereira y colaboradores (57).

h) Análisis de los resultados

Con los resultados obtenidos se llegó a las principales conclusiones, comparándolos con otros estudios realizados en primates, se colocó los resultados en hojas de datos (Anexo 15).

3.5 Diseño estadístico

Se realizó un análisis porcentual de los individuos positivos a hemoparásitos utilizando la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{Número de animales positivos}}{\text{Número total de individuos analizados}} \quad 100$$

IV. RESULTADOS

Se encontró que el 100% de los 33 primates analizados fueron negativos a la presencia de hemoparásitos al observar los frotis sanguíneos teñidos con coloración Giemsa (Tabla 1).

Tabla 1. Evaluación de hemoparásitos en primates mantenidos en cautiverio en un centro de conservación “Reserva Ecológica Taricaya” ubicado en el departamento de Madre de Dios, período 2017 (n=33).

Nombre científico	Nombre común	Número de animales	Positivos %
<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	18	0
<i>Alouatta seniculus</i>	Mono aullador rojo	7	0
<i>Cebus cuscinus</i>	Mono machín blanco	2	0
<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	4	0
<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machín negro	2	0
	Total	33	0

V. DISCUSIÓN

Los hemoparásitos son parte de la dinámica ecológica de los primates, siendo importante la determinación de estos en poblaciones de animales que están sujetas a programas de liberación. El estudio aportó con información para determinar el estado de salud de los primates, encontrando el 100 % de muestras negativas de primates mediante el análisis microscópico utilizando la coloración Giemsa. El hallazgo de este estudio difiere a lo reportado previamente en primates neotropicales. Según la bibliografía encontrada se reportan diferentes hemoparásitos en primates neotropicales, como *Plasmodium* spp. (6, 23, 57), *Plasmodium brasilianum* (51, 52, 53, 54 58), *Trypanosoma* spp. (31, 50), *Trypanosoma cruzi* y *Microfilaria* (50, 55), encontrándose hasta infecciones mixtas (23).

Utilizando la misma técnica de diagnóstico, se ha encontrado baja parasitemia de *P. brasilianum* (1%) en Brasil (56) y *P. malariae/brasilianum* (1,3%) en Costa Rica (58), a diferencia a lo evidenciado en Colombia que halló un 84,2% de *Microfilaria* (26), en Brasil se determinó un 41,8% de *Trypanosoma* spp. (31) y en Perú se halló un 37,8% de infección mixta (*Plasmodium brasilianum*, *Trypanosoma cruzi* y *Microfilarias*) (23). Los hallazgos pueden diferir por diversos factores, relacionados con el ambiente (factores ambientales de la zona y presencia del vector), con el parásito (niveles de parasitemia) y con el huésped (procedencia, especies estudiadas, tamaño corporal y de grupo).

El lugar de estadía o procedencia de los primates estudiados puede influir en las prevalencias reportadas, en especial si son endémicos de Malaria o de otros hemoparásitos. Brasil presenta altas prevalencias de Malaria en los estados de

Maranhão y Rondônia (56, 57,60), donde se reporta hasta un 7,1% de primates positivos a Plasmodium spp . El presente estudio se realizó el departamento de Madre de Dios, que hasta el 16 de junio de 2018 (semana epidemiológica 24) se han reportado solo 4 casos de Plasmodium vivax, de un total de 18 464 a nivel nacional (61,62). Asimismo, en el estudio realizado por Zariquiey se hallaron negativos a los tres primates en cautiverio analizados en el departamento de Madre Dios (39), similar a lo hallado en este estudio. Los reportes sobre hemoparásitos en primates no humanos y humanos en el departamento de Madre de Dios demuestran una baja incidencia de hemoparásitos (62).

El tipo de bosque que habita o rodea a un individuo puede favorecer la infección de Malaria, en primates es más frecuente en bosques primarios altos y húmedos que en bosques secundarios áridos y secos (63). El lugar de estudio está rodeado por un bosque húmedo subtropical, pero con árboles pequeños y pocos frondosos debido al impacto antrópico (60). Para evitar la presencia de insectos, el centro trata de eliminar las fuentes de agua estancada dentro de sus instalaciones. Sin embargo, en el bosque circundante los vectores pueden encontrar agua con sombra o aguas contaminadas, charcos temporales y agujeros de árboles, que pueden favorecer su desarrollo (64). A pesar de que el lugar de estudio presentaba algunas condiciones medioambientales favorables (como la temperatura y altitud) para el vector, y posterior infección, no se encontraron animales positivos. Es necesario realizar otros estudios para conocer la presencia del vector en el lugar de estudio y su grado de infección.

Teniendo en cuenta el ciclo de vida de los hemoparásitos, en la forma crónica-portador se observa una parasitemia baja (21). Las infecciones naturales en primates neotropicales causan una baja parasitemia, *P. malariae/ brasilianum* solo invade los glóbulos rojos viejos (0,1% del total) que están siendo casi eliminados y renovados por el bazo, lo que ocasiona su bajo índice de detección (57). Los animales analizados en este estudio pudieron adquirir y haber eliminado

rápidamente el parásito, por lo que resultaría difícil observar alguna forma parasitaria en frotis sanguíneos observados al microscopio, explicando los resultados obtenidos (57).

A pesar, que la técnica por microscopía óptica es el método de referencia y el más utilizado para el diagnóstico de *Plasmodium* en humanos, su sensibilidad (88%) y especificidad (58%) pueden ser limitadas por diversos factores como la baja densidad parasitaria. Los individuos de nuestra investigación pudieron haber adquirido los parásitos y eliminado la infección por lo que no fue posible observar los parásitos en el frotis ni detectar anticuerpos (57), siendo la técnica de PCR otro método diagnóstico para la confirmación (56).

En cuanto al huésped, el tamaño corporal y de grupo favorecería la prevalencia de hemoparásitos, individuos de los géneros *Alouatta* spp. y *Ateles* spp. presentan mayores prevalencias de hemoparásitos en comparación a los de menor tamaño como los Callitricidos (*Saguinus* spp., *Leontopithecus* spp. y *Cebuella* spp.) (51). Además, a mayor cantidad de primates reunidos para dormir mayor sería el aprovechamiento para picar por parte de los mosquitos (65). En el presente estudio se analizaron principalmente primates neotropicales grandes (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus* y *Lagothrix lagotricha*); sin embargo, debido a condiciones de cautiverio estos no formaban grandes grupos que favorezca la atracción de vectores, disminuyendo la probabilidad de infección y posterior diagnóstico (65).

Según la especie de primate estudiada, las prevalencias de hemoparásitos reportadas varían en gran medida. En *Alouatta seniculus* se reporta *P. brasilianum* desde un 7% (8/117) (53) hasta un 32,3% (10/31) (52), en *A. chamek* se halló un 50% (1/2) (52) hasta un 14% (3/22) de *P. brasilianum* (56), para *L. lagotricha* se reporta resultados negativos 0/9 (26) a *Microfilaria* hasta un 33,3% (35/105) de *P. brasilianum* (51). Para *S. macrocephalus* se reporta resultados negativos 0/39 (6) a

Microfilaria y desde un 3,2% (1/31) (52) hasta un 6% (2/33) de *P. brasilianum* (56) y para *Cebus cuscinus* se halló un solo estudio con 0,9% (1/123) de individuos positivos a *P. brasilianum* (51). Se evidencia que ciertas especies pueden presentar bajas prevalencias por factores intrínsecos o porque la parasitemia no pudo ser detectada, como lo reportado en el presente estudio.

Por último, considerando la cercanía que existe entre los primates y los cuidadores, así como la presencia del vector, el parásito puede presentarse y saltar una barrera entre hospederos, produciéndose una antropozoonosis (65). A pesar de que no se hallaron animales positivos, es importante mantener medidas de bioseguridad y control de vectores que pueden transmitir los hemoparásitos.

VI. CONCLUSIONES

- Se halló que el 100% (0/33) de las muestras sanguíneas de los primates del centro de conservación fueron negativas a hemoparásitos.

VII. RECOMENDACIONES

- Realizar estudios en busca de hemoparásitos en los primates incorporando técnicas específicas para cada hemoparásito.
- Evaluar la presencia de vectores artrópodos en la zona de estudio.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Emmons L. Neotropical Rainforest Mammals. 2^a ed. London: University of Chicago; 1997.
2. Monteiro R, Baldez J, Dietz J, Baker A. Clinical, biochemical and electrocardiographic aspects of *Tripanosoma cruzi* infection in freeranging golden lion tamarins (*Leontopithecus rosalia*). J. Med.Primatol.2006; 35(1): 48-55.
3. Muniz J. Filárias parasitas da primata não humana da Amazônia brasileira (Nematódea: Filariodea). Tesis para el grado de maestría. Belém: Universidad Federal do Pará. Brasil; 1994.
4. Bannister L, Sherman I. Plasmodium. En: Carlton J, Eklund E, Garnham P, Jeffares D. Roberts L, Sherman J *et al.* Encyclopedia of Life Sciences. Chichester: John Wiley & Sons; 2001. Pp.1-12.
5. Gutiérrez S, Arróspide N. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de malaria. Lima: Instituto Nacional de Salud; 2003.
6. Duarte A, Dos Santos R, Cerutti C, Curado I, Regina B, Yurika A, *et al.* *Plasmodium* infections in Brazilian wild monkeys: reservoirs for human infections?. Act Trop. 2008; 107(2):179-185.
7. Leclerc M, Hugot J, Durand P, Renaud F. Relaciones evolutivas entre 15 especies de *Plasmodium* de primates nuevos y del viejo mundo (incluidos los humanos): un análisis cladístico de 18S rDNA. *Parasitology*.2004; 129: 677-684.
8. Cordero del Campillo, M. Parasitología Veterinaria. España: Mc Graw-Hill; 1999.
9. Hamer D, Ndhlovu M, Zuroac D, Fox M, Yeboha Antwi K, Chanda P *et al.* Malaria. En: Snow R, Sipilinyambe N. Handbook of Tropical Medicine. Oxford: Oxford University Press; 2008. Pp.2231-2237.

10. Acha P, Szyfres B. Parasitosis. Acha P, Szyfres B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 2 ed. Organización Panamericana de la salud. Publicación técnica y científica; 1999.
11. Wolf P. Parasites of primates. En Fowler M, Miller E. Zoo and wild animal medicine: current therapy. Canada: Saunders; 1993.Pp.243-250
12. Notarnicola J, Jimenez-Ruiz FA, Lyell S. A new species of *Dipetalonema* (Filariodea: Onchocercidae) from *Ateles chamek* from the Beni of Bolivia. J Parasitol.2007; 93(3): 661-667.
13. Oriel T. El género *Mansonella* (syn. Tetrapetalonema) a nueva clasificación. Ann Parasitol HumComp.1984; 59(5):83-496.
14. López J, Valiente-Echeverría F, Carrasco M, Mercado R y Abarca K. Identificación morfológica y molecular de filarias caninas en una comuna semi-rural de la Región Metropolitana, Chile.
15. De La Hortúa, R. L., Moreno, M. I. Prevalencia de *Microfilaria spp* en primates de zoológicos colombianos. Revista de Medicina Veterinaria. 2003; 13:83–94.
16. Ash L, Orihel T. Atlas of human parasitology.4 ed. Chicago: ASCP Press; 1997.
17. Mepherston T, Nutman T. Filarial nematodes. En Murray P, Baron E, Jorgensen J, Landry M, Pfaller M. Manual of clinical microbiology. Washington DC: ASM Press; 2007.Pp.823-850
18. Cogswell F, Flynn's Parasites of laboratory animals: Parasites of non-human primates. Ed Baker, DG. 2 ed. Iowa: Blackwell Publishing; 2007. 693-743 p.
19. Ziccardi M, Lourenco-De-Oliveira R. The infection rates of trypanosomes in squirrel monkeys at two sites in the Brazilian Amazon. MemInstOswaldo Cruz.1997; 91(4):465-470.
20. Náquira C, Cabrera R. Breve reseña histórica de la Enfermedad de Chagas, a cien años de su descubrimiento y situación actual en el Perú. 2009; 26(4):494-504.
21. Vega S, Náquira C. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de la Tripanosomiasis americana (Enfermedad de Chagas). Ministerio de salud. Instituto Nacional De Salud. 2da edición. 2005. p 106.

22. Gómez, LA. Presencia de *Trypanosoma spp.* en sajinos (*Tayassu tajacu*), criados en cautiverio en Iquitos y Moyobamba. [Tesis de grado]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2007.
23. Zariquiey CM. Determinación de presencia de hemoparásitos con potencial zoonótico en primates no humanos en cautiverio de algunas ciudades del Perú. [Tesis de grado]. Universidad Científica del Sur. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2014.
24. Campusano G, Blair S. Malaria: consideraciones sobre su diagnóstico. *Medicina & Laboratorio* 2010; 16: 311-354.
25. Díaz-Menéndez M, Norman F, Monge-Maillo B, Pérez-Molina J y López-Vélez R. *Enferm Infecc Microbiol Clín.* 2011; 29(5): 27-37.
26. Ladino de la Hortúa R. Determinación de la prevalencia de *Microfilaria spp* en primates no humanos y humanos de los zoológicos colombianos, localizados en diferentes altitudes. [Tesis doctoral]. Universidad de la Salle. Facultad de Medicina Veterinaria. Bogotá D.C.; 2005.
27. López J, Valiente-Echevarría F, Carrasco M, Mercado R y Abarca K. Identificación morfológica y molecular de filarias caninas en una comuna semi-rural de la Región Metropolitana, Chile. *Rev Chilena Infectol* 2012; 29 (3): 284-289.
28. Lasso M. Diagnóstico microscópico y serológico de Dirofiliariasis en un mono chichico (*Leontocebus nigricollis graellsii*). [Tesis de grado]. Universidad San Francisco de Quito; 2016.
29. Rodríguez E, Briceño L, Chiurillo M, Mosca W, Campos Y. Tripanosomiasis americana: aspectos teóricos. En: Chiurillo M, Rodríguez E, eds. Curso latinoamericano sobre enfermedades infecciosas; 2004 octubre y noviembre 25-12; Caracas, Venezuela: Instituto de Biomedicina; 2004. Pp 534-539.
30. OIE. Tripanosomiasis. En: *Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals* 2004. [Acceso 20 Mayo 2017]; Disponible en: http://www.oie.int/esp/normes/mmanual/A_00093.htm
31. Soulsby, E. *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales.* 7ma edición. México. DF. Nueva Editorial. Interamericana. 1987.

32. Ziccardi M, Lourenço-De-Oliveira R, Lainson R *et al.* Trypanosomes of non-human primates from the National Centre of Primates, Ananindeua, State of Para, Brazil. *MemInstOswaldo Cruz.* 2000; 95(2):157-159.
33. Verona C, Pissinatti A. Primates- Primatas do Novo Mundo (Sagui, Macaco-prego, Macaco- aranha, Bugio e Muriqui). En: Silvino Z, Ramos J, Catão - Diaz J eds. *Tratado de Animais Selvagens.* São Paulo, Brasil: Editorial Roca Ltda.; 2007. Pp. 1528-1548.
34. ARKIVE [Internet]. USA: Nick Gordon; fecha inicio [actualizado 14 feb. 2013; citado 25 may 2018]. Disponible en: www.arkive.org
35. Gómez-Posada C. Plan de conservación del mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) en la Región del SIRAP-EC Y Valle del Cauca. *Biología y estado de conservación.* Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander, Fundaciones Eco Andina, WCS Colombia, Bogotá. 2006. Pp 13-40.
36. Adkesson M, Rubin D. Section 8. En: Fowler M, Miller E. *Zoo and Wild Animal Medicine.* 8 ed. Philadelphia: Saunders Co, 2015. Pp:400-450
37. The IUCN Red List of Threatened Species [Base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016- *Ateles chamek*- [Acceso 3 Abril 2018]. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/41547/0>
38. The IUCN Red List of Threatened Species [Base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016- *Lagothrix lagotricha*- [Acceso 10 Abril 2018]. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/11175/0>
39. Rodríguez K. Valores hematológicos y de bioquímica sérica del mono choro común (*Lagothrix lagotricha*) crido en semicautiverio en lagunas, Loreto. [Tesis]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2012.
40. The IUCN Red List of Threatened Species [Base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016- *Sapajus apella* - [Acceso 3 Abril 2018]. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/39951/0>

41. Ospina P. Valores hematológicos del machín negro (*Cebus apella*) mantenidos en cautiverio en el Patronato del Parque de las Leyendas. [Tesis de grado]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2005.
42. The IUCN Red List of Threatened Species [Base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016- *Cebus albifrons*- [Acceso 3 Abril 2018]. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/39949/0>
43. Quevedo M. Descripción anatómica de los músculos del miembro posterior y cola del mono machín blanco (*Cebus albifrons*). [Tesis de grado]. Lima: Universidad Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2007.
44. Cowlishaw G, Dunbar R. Primate conservation biology. Chicago: University of Chicago Press; 2000.
45. Aquino R, Encarnación F. Los Primates del Perú. República Federal de Alemania: Editorial Goltze GmbH and Co. KG.; 1994.
46. Rumiz, DI. Bolivia Ecológica. Fundación Centro de Ecología Difusión. Simón I. Patiño. 2013.
47. Agricultura y Riego. Decreto Supremo que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas. Decreto supremo N° 004-2014-MINAGRI. Boletín Oficial del Estado, n° 520497, (6-11-2014).
48. CITES- Convención sobre el comercio Internacional de Especies Amenazadas [Base de datos de internet]. Apéndices 2010 - [Acceso 18 Abril 2017]. Disponible en: <http://www.cites.org/esp/app/appendices.php>.
49. UICN- International Union for Conservation of Nature. La Lista Roja de Especies Amenazadas. [Acceso 18Abril 2017]; Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/search>
50. Sousa OE, Rossan RN, Baerg DC. The prevalence of trypanosomes and microfilariae in Panamanian monkeys. Am J. Trop. Med. Hyg.1974; 23(5): 862-868.

51. Davies CR, Ayres JM *et al.* Malaria infection rate of Amazonian primates increases with body weight and group size. *Functional Ecology*. 1991; 5:655-662.
52. Lourenço-De-Oliveira R, Luz SLB. Simian malaria at two sites in the Brazilian Amazon-I. The infection rates of *Plasmodium brasilianum* in non-human primates. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 1995; 90 (3): 331-339.
53. Fandeur T, Volney B, *et al.* Monkeys of the rainforest in French Guiana are natural reservoirs for *P. brasilianum*/*P. malariae*. *Parasitology*. 2000; 120(1):11-21.
54. Chinchilla M, Guerrero O, Gutiérrez G, Sánchez R. 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. *ParasitolLatinoam*. 2006; 61:192-196.
55. Chinchilla M, Guerrero O, Gutiérrez G, Sánchez R, Valerio I. Parásitos en monos carablanca *Cebus capucinus* (Primates: Cebidae) de Costa Rica. *ParasitolLatinoam*. 2007; 62:170-175.
56. Araujo M, Mesias M, Figueiró M, Hernan L, Gil L, Probst C, *et al.* Natural *Plasmodium* infection in monkeys in the state of Rondônia (Brazilian Western Amazon). *Biomed Central. Malaria Journal* [Internet]. 2013 [citado 25 may 2018]; 12:180. Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0170704>
57. Pereira M, Di Santi S, Pereira T, Zacarias R. Natural *Plasmodium* infection in neotropical primates in the island of São Luís, state of Maranhão, Brazil. *Braz J Vet Parasitol Jabot cabal*. 2015; 24(2):122-128.
58. Fuentes-Ramirez A, Jimenez- Soto M, Castro R, Romero J, Dolz G. Molecular detection of *Plasmodium malariae*/*Plasmodium brasilianum* in Non-Human Primates in Captivity in Costa Rica. *PloS ONE* [Internet]. 2017 [citado 25 may 2018]; 12(1):E0170704. 2017. Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0170704>.
59. Bello R, Tmson S, Rosemberg F, Escate W. Establecimiento de un grupo de monos araña reintroducidos, como parte del programa de rehabilitación y reintroducción de monos arañas, *Ateles chamek* (Humboldt, 1812), en el Sureste de la Amazonía Peruana, Puerto Maldonado-Perú, 2013.

60. POPS-OMS. Actualización Epidemiológica: Aumento de malaria en las Américas. 30 enero de 2018.
61. Red Nacional de Epidemiología (RENACE)-DGE-MINSA. Boletín epidemiológico SE24 Casos de malaria por departamentos. 2016.
62. Deane L. Simian malaria in Brasil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 1992; 87(3): 1-20.
63. Williams J., Pinto J. Manual de Capacitación en Entomología de la Malaria para técnicos en Entomología y Control vectorial (Nivel Básico).Portugal: Agencia de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional. 2012.
64. Port G, Boreham P, Bryan J. The relationship of host size to feeding by mosquitoes of the *Anopheles gambiae* Giles complex. Bolleto of Entomological Research. 1980; 70:133-144.
65. Lalremruata A, Magris M *et al.* Natural infection of Plasmodium brasilianum in humans: Man and monkey share quartan malaria parasites in the Venezuelan Amazon. Biomedicne. 2015; 2(9):1186-92

ANEXOS

ANEXO 1

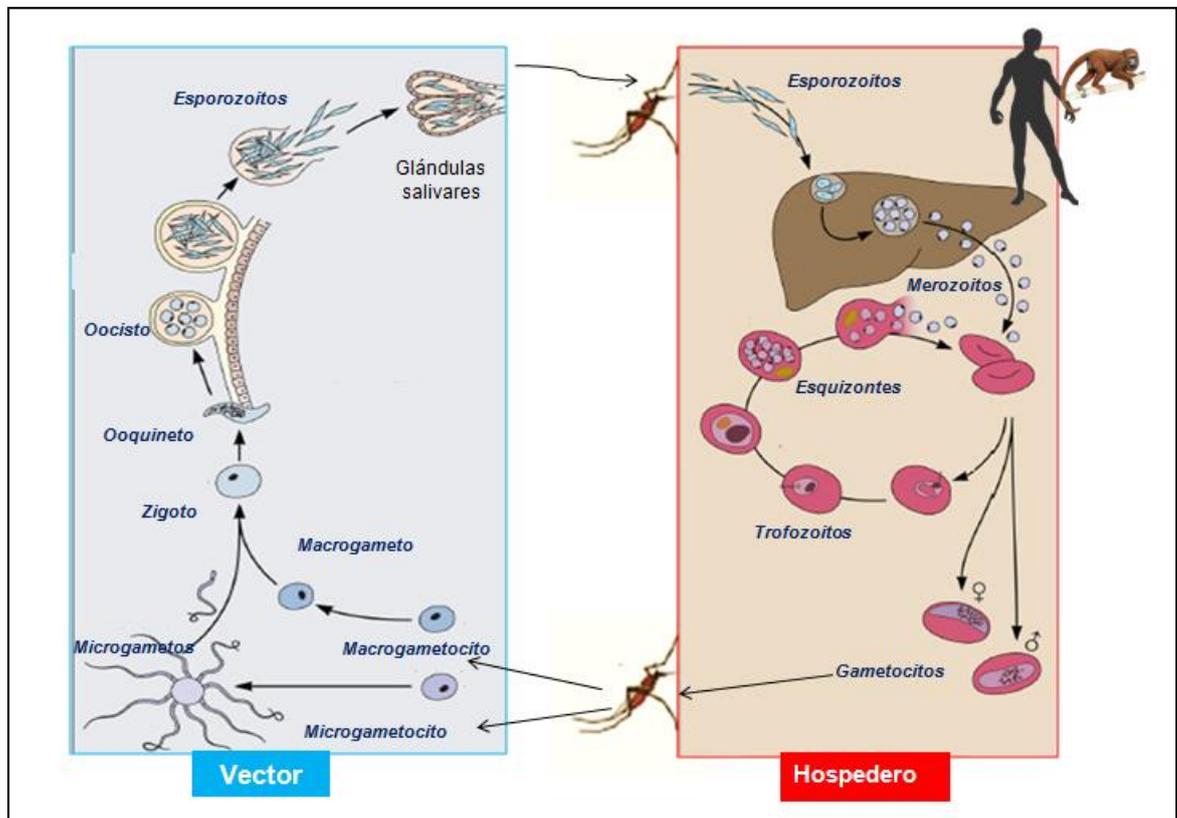


Figura 1: Ciclo de vida del *Plasmodium* sp

Fuente: Elaboración propia, 2018.

ANEXO 2

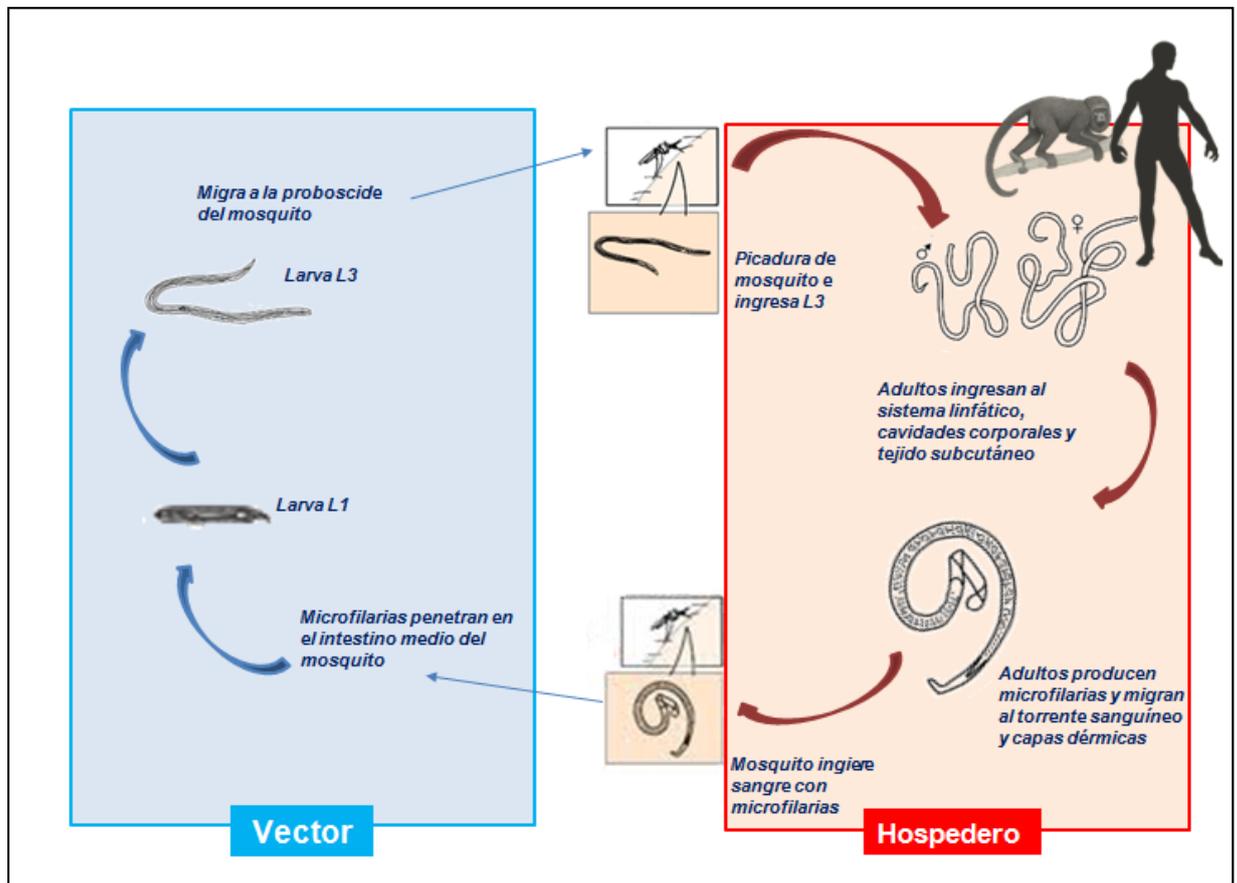


Figura 2: Ciclo de vida de filarias

Fuente: Elaboración propia, 2018.

ANEXO 3

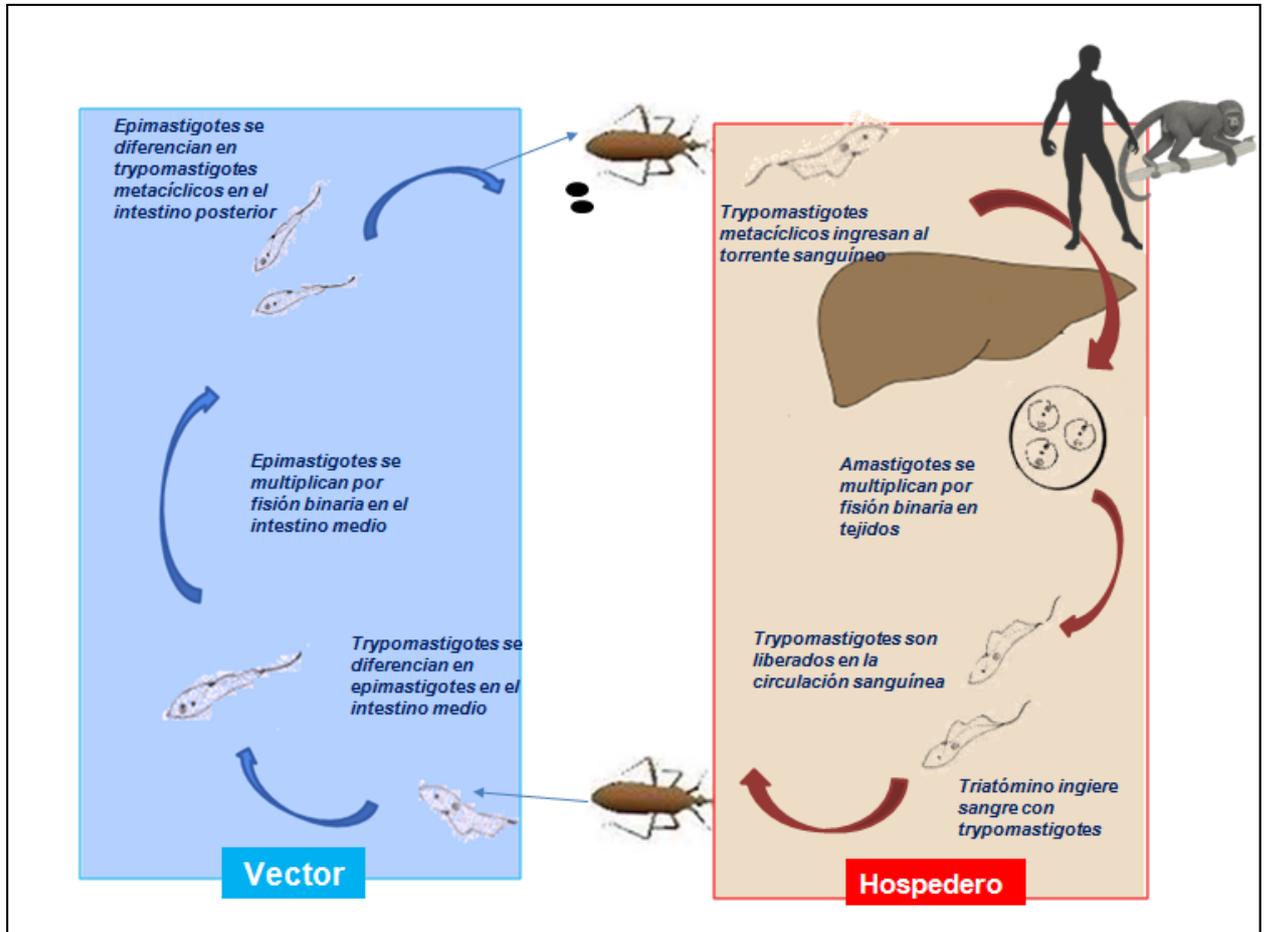


Figura 3: Ciclo de vida de *Trypanosoma* spp.

Fuente: Elaboración propia, 2018.

ANEXO 4

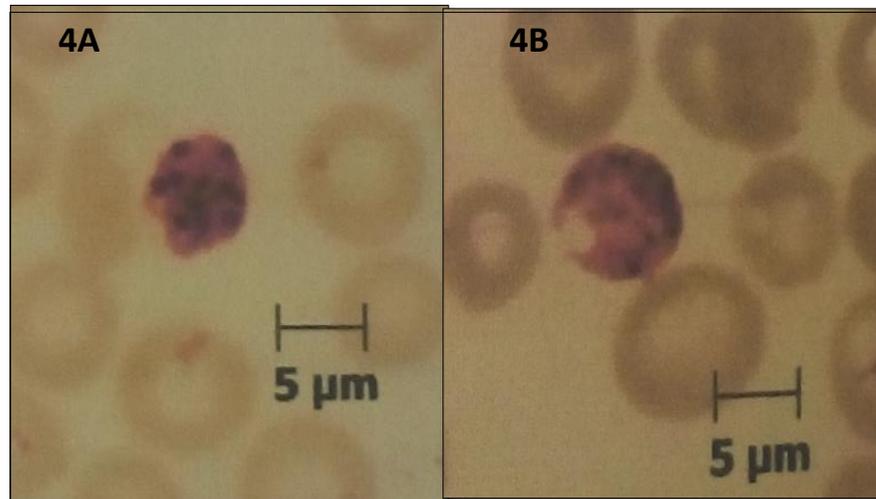


Figura 4: 4A. Trofozoito maduro de *Plasmodium brasilianum* 4B. Esquizonte maduro con ocho a 10 merozoitos dispuestos en forma de rosetas, ambos hallados en frotis sanguíneo de mono choro (*Lagothrix lagotricha*).

Fuente: Zariquiey, 2014 (23).

ANEXO 5

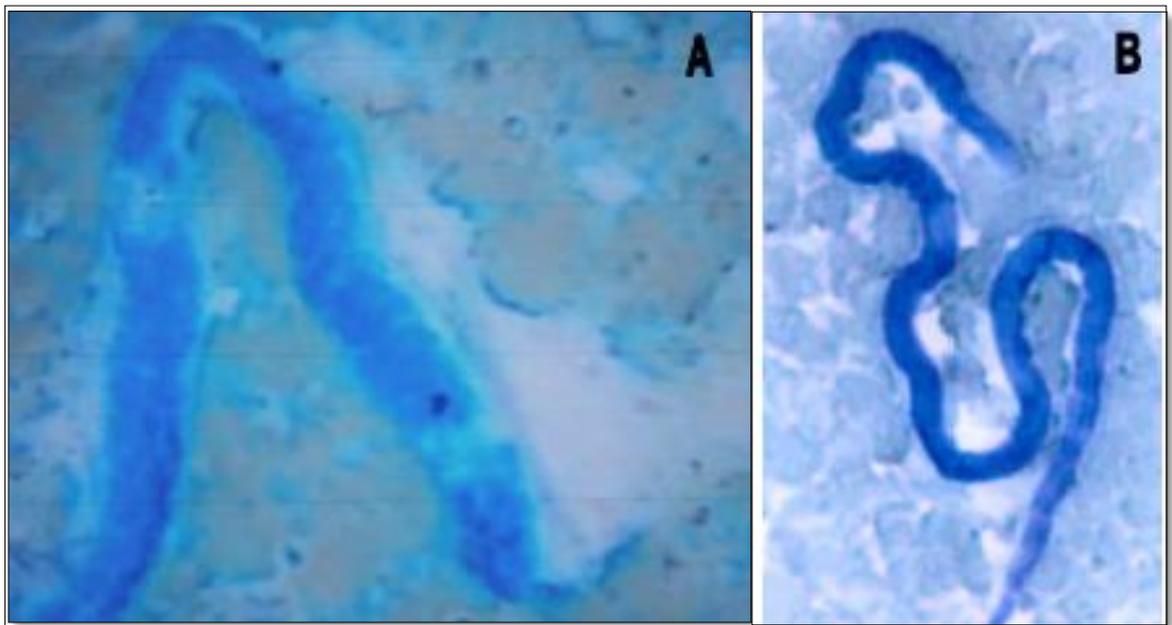


Figura 5: A. Tipo de Microfilaria con una forma robusta y corta. B. Tipo de Microfilaria con una forma delgada, larga y con extremo cefálico afilado, frotis sanguíneo de mono tamarino de manos blancas (*Saguinus leucopus*).

Fuente: Ladino, 2005 (26).

ANEXO 6

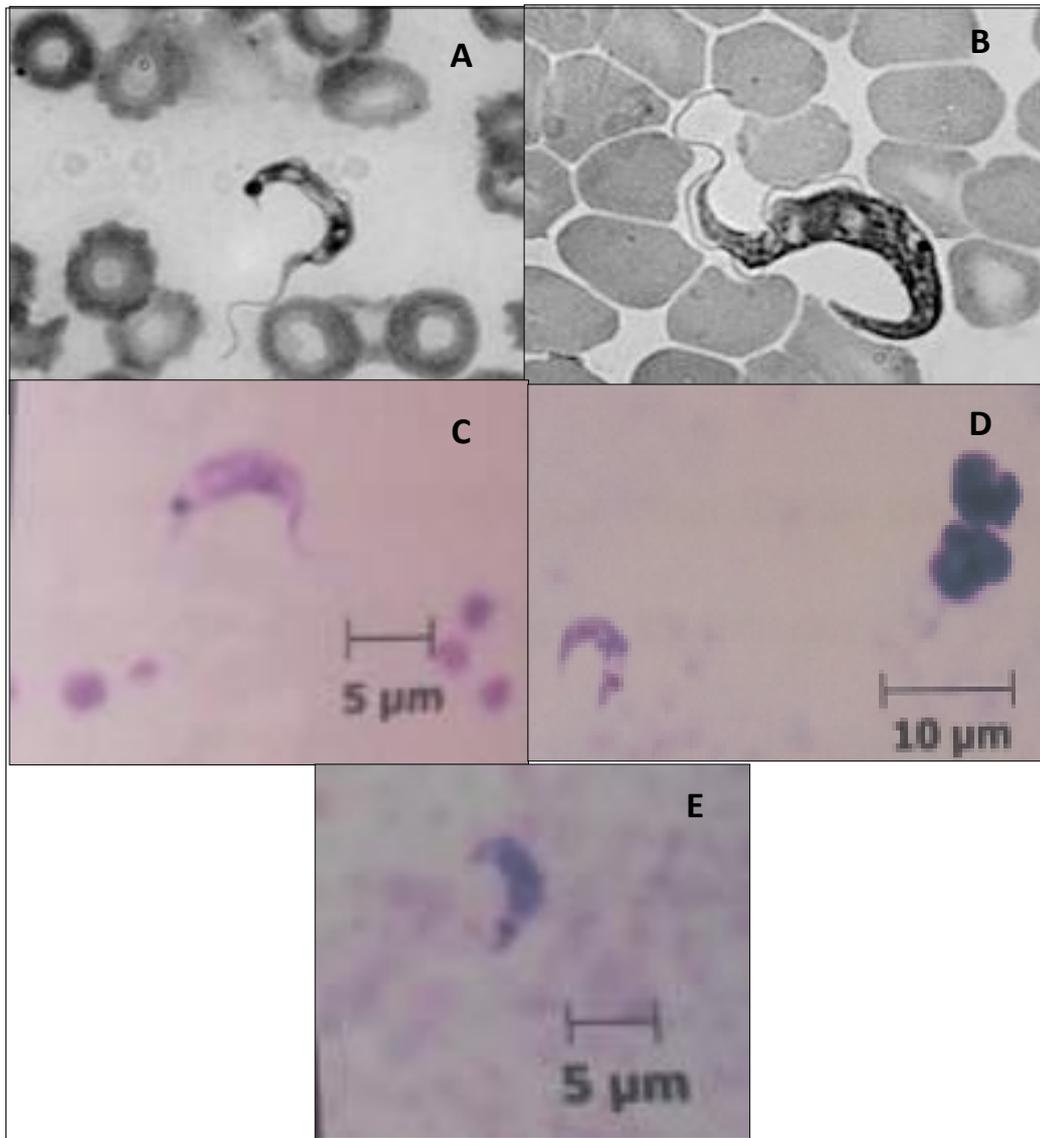


Figura 6: A y B. Estadios de tripanosoma: trypomastigotes en frotis sanguíneos de mono pichico (*Saguinus fuscicollis*) (31). C, D y E. Formas típicas de *T. cruzi* con o sin flagelo, respectivamente (23).

Fuente: Zariquiey, 2014 (23), Ziccardi M, Lourenço-De-Oliveira R, Lainson R *et al.* (31)

ANEXO 7



Figura 7. A.-Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*), B.-Mono araña (*Ateles chamek*), C.- Mono choro (*Lagothrix lagotricha*) D.- Mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), E.-Mono machín blanco (*Cebus cuscinus*)

Fuente: ARKIVE, 2018.

ANEXO 8

Cuadro 1. Estado de conservación de los primates neotropicales en estudio, según la Lista Roja, CITES y el DS. 004-2014.

Nombre común	Nombre científico	Lista roja IUCN (49)	CITES (48)	DS 004-2014 (47)
Mono araña	<i>Ateles chamek</i>	En peligro	Apéndice II	En peligro (En)
Mono machín negro	<i>Sapajus macrocephalus</i>	Preocupación menor	Apéndice II	-
Mono machín blanco	<i>Cebus cuscinus</i>	Preocupación menor	Apéndice II	-
Mono aullador rojo	<i>Alouatta seniculus</i>	-	Apéndice II	Vulnerable (Vu)
Mono choro	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Vulnerable	Apéndice II	En peligro (En)

Fuente: Elaboración propia, 2017.

ANEXO 9

AUTOR	PAIS/AÑO	ESPECIES EN ESTUDIO	METODO DIAGNÓSTICO	RESULTADO TOTAL
Sousa OE, Rossan RN, Baerg DC (50)	Panamá, 1974	<i>Saguinus geoffroyi</i> , <i>Cebus capucinus</i> , <i>Saimiri sciureus</i> , <i>Ateles fusciceps</i>	Frotis sanguíneos teñidos con Giemsa	Tripanosoma y microfilarias: 6,6%
Davies CR, Ayres JM <i>et al.</i> (51)	Brasil, 1991	<i>Sapajus sp</i> , <i>Callicebus sp</i> , <i>Saguinus sp</i> , <i>Alouatta sp</i> , <i>Ateles</i> , <i>Cacajao sp</i> y <i>Lagothrix lagotricha</i>	Frotis sanguíneo por gota gruesa y gota delgada	<i>P. brasilianum</i> : 10,4%
Lourenco-De-Oliveira R, Luz SLB (52)	Brasil. 1995	<i>Sapajus sp</i> , <i>Callicebus sp</i> , <i>Saguinus sp</i> , <i>Alouatta sp</i> , <i>Ateles</i> , <i>Cacajao sp</i> y <i>Lagothrix lagotricha</i>	Frotis sanguíneos teñidos con Giemsa	<i>P. brasilianum</i> : 9,9% - 15,8%
Fandeur T, Volney B, <i>et al.</i> (53)	Guyana Francesa, 2000	<i>Alouatta seniculus</i> , <i>Saguinus midas</i> , <i>Pithecia pithecia</i> y <i>Ateles paniscus</i>	Frotis sanguíneos, PCR anidada para ADN Ribosomal	<i>P. brasilianum</i> : 10%
Ziccardi M <i>et al.</i> (31)	Brasil, 2000	<i>Saguinus imperator imperator</i> , <i>Callithrix penicillata</i> , <i>Callimico goeldii</i> , <i>Alouatta caraya</i> , entre otros,	Frotis de sangre finos y gruesos coloreados con Tinción Giemsa (BS), hemocultivo (HC) con medio novy, entre otros.	<i>Tripanosoma cruzi</i> , <i>T. minasense</i> , <i>T. devei</i> y <i>T. rangeli</i> : 41,8%
Ladino de la Hortúa R (26)	Colombia, 2005	<i>Aotus sp</i> , <i>Ateles fusciceps</i> , <i>Sapajus apella</i> , <i>Sapajus capucinus</i> , <i>Sapajus albifrons</i> , <i>Cebuella pigmea</i> , <i>Lagothrix lagotricha</i> , entre otros.	Frotis sanguíneo teñido con coloración Giemsa: Técnica de Woo, gota directa y Knott	Microfilaria: 84,2%
Chinchilla M, Guerrero OM <i>et al.</i> (54)	Costa Rica, 2006	<i>Allouatta palliata</i>	Frotis sanguíneos teñidos con Giemsa	<i>P. brasilianum</i> 5,7%
Chinchilla M, Guerrero O, Gutierrez G, Sanchez R, Valerio I (55)	Costa Rica, 2007	<i>Sapajus capuchinus</i>	Frotis sanguíneos teñidos con Giemsa	Microfilarias: 24,5%
Duarte AM <i>et al.</i> (6)	Brasil, 2008	<i>Alouatta guariba clamitans</i> , <i>Callithrix sp.</i> , <i>Sapajus apella</i> , entre otros	Frotis sanguíneos y PCR	<i>P. malariae</i> : 12,6%
Araujo M, Mesias M, Figueiró M, Hernan L, Gil L, Probst C, <i>et al.</i> (56)	Brasil, 2013	<i>Alouatta sp.</i> y <i>Callithrix sp.</i>	Análisis microscópico por gota gruesa y PCR múltiple	<i>P. brasilianum</i> : 1%
Zariquiey CM (23)	Perú. 2014	<i>Saimiri sciureus</i> , <i>Lagothrix lagotricha</i> , <i>Cebus cuscinus</i> y <i>Sapajus macrocephalus</i> .	Frotis sanguíneos teñidos con Giemsa	Total infección mixta: 37,8%
Pereira M, Di Santi S, Pereira T, Zacarias R. (57)	Brasil, 2015	<i>Aotus infulatus</i> , <i>Sapajus sp</i> , <i>Callithrix jacchus</i> , <i>Saimiri sciureus</i> y <i>Saguinus midas</i> .	Microscopía óptica, la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) y la inmunofluorescencia indirecta (IFA).	<i>Plasmodium spp</i> : 7,1%
Fuentes-Ramirez A, Jimenez-Soto M, Castro R, Romero J, Dolz G. (58)	Costa Rica, 2017	<i>Saimiri oerstedii</i> , <i>Alouatta palliata</i> , <i>Ateles geoffroyi</i> , imitador <i>Cebus</i> y monos de la especie no nativa <i>Callithrix jacchus</i> (titís).	frotis de sangre gruesa, reacción en cadena polimerasa múltiple semi-anidada (SnM-PCR)	<i>P. malariae</i> / <i>brasilianum</i> : 1,3%

Cuadro 2: Principales estudios sobre hemoparásitos en primates neotropicales.

Fuente: Elaboración propia, 2018

ANEXO 10



RESOLUCIÓN DE DIRECCION GENERAL
N° 173 -2017-SERFOR-DGGSPFFS

Lima, **08 JUN. 2017**

VISTO:

La solicitud de modificación a la Resolución de Dirección General N° 338-2016-SERFOR/DGGSPFFS presentada el 18 de mayo del 2017, por la Sra. Nancy Victoria Carlos Erazo, y.

CONSIDERANDO:

Que, el Artículo VIII de la Ley N° 27444, Ley del Procedimiento Administrativo General, indica que las autoridades administrativas no podrán dejar de resolver las cuestiones que se les propongan, por deficiencia de sus fuentes, en tales casos acudirán a los principios del procedimiento administrativo previstos en la Ley;

Que, mediante el Decreto Supremo N° 007-2013-MINAGRI, modificado por el Decreto Supremo N° 016-2014-MINAGRI, se aprobó el Reglamento de Organización y Funciones - ROF del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre - SERFOR, el mismo que en su literal "g" del artículo 53°, señala como una de las funciones de la Dirección General de Gestión Sostenible del Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre, la de otorgar permisos de investigación o de difusión cultural con o sin colecta de flora y fauna silvestre y sus recursos genéticos;

Nombre y Apellidos	Nacionalidad	Documento	Cargo	Número
Claudia del Pilar Vialvo Salazarriaga	Peruana	DNI	Colaboradora	45159703
Linda Conaly Gómez Quiñones	Peruana	DNI	Colaboradora	71337815
Ingrid Pamela Gálvez Ludeña	Peruana	DNI	Colaboradora	46868605

Artículo 2°.- Dejar subsistente la autorización de colecta de los demás muestras señaladas en la Resolución de Dirección General N° 338-2016-SERFOR/DGGSPFFS (21.10.2016), así como los considerandos y demás compromisos indicados en la misma.

Figura 8: Resolución N°173-2017- SERFOR/DGGSPFFS

Fuente: SERFOR, 2017.

ANEXO 11

Puerto Maldonado, Julio del 2017

Señor
Dr. Ignacio Antonio Ramirez Vallejos
Director
Facultad de Ciencias Veterinaria y Agropecuarias
Universidad Alas Peruanas
Presente.-

De mi consideración:

Me dirijo a usted para saludarlo y a la vez informarle que nuestra institución tiene a bien otorgar la autorización a la Bach. **GOMEZ QUINONES LINDA CORALY** para que pueda realizar el proyecto de investigación **“PRESENCIA DE HEMOPARÁSITOS EN PRIMATES MANTENIDOS EN CAUTIVERIO EN UN CENTRO DE CONSERVACIÓN EN EL DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS, PERIODO 2017”**.

Agradeciendo su gentil atención a la presente quedo de usted.

Atentamente.



Raúl Bello
Centro de Conservación Reserva Ecológica Taricaya

Figura 9: Autorización para el estudio por parte del Centro de Conservación

Fuente: Centro de Conservación Taricaya, 2017

ANEXO 12

HISTORIA CLÍNICA N° _____	
<u>DATOS</u>	
Centro de Conservación Reserva Ecológica Taricaya	
Personal encargado: _____	
<u>RESEÑA</u>	
Nombre del paciente: _____	
Especie: _____	
Nombre científico: _____	
Código: _____	
Sexo: M O H O	
Edad: _____	
Color: _____ Señas particulares: _____	
Alergias: _____	
Piezas dentales completas: Si O / No O Especificar: _____	
Presenta problemas oculares: Si O / No O Especificar: _____	
Día de admisión: __ / __ / __ Hora: am O / pm O	
Dieta: _____	

Constantes Fisiológicas:	
Peso _____ T ° _____ F.Car. _____ F.Res. _____ T.LL.C _____	
Mucosas _____ Turgencia Piel _____ Pulso _____ Otras _____	
Vacunación: Si O / No O	
Desparasitaciones: Si O / No O	
Control sanitario: Si O / No O Fecha: _____	
Recinto presenta enriquecimiento ambiental Si O / No O	
<u>ANAMNESIS</u>	

Ficha 1: Modelo de historia clínica.

Fuente: Elaboración propia, 2017.

ANEXO 13



Figura 10. Extracción de muestra sanguínea de un mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*).

Fuente: Elaboración propia, 2017

ANEXO 14



Figura 11: Frotis sanguíneos teñidos con coloración Giemsa.
Fuente: Elaboración propia, 2017.

ANEXO 15

N	Código	Edad	Sexo	Resultado <i>Plasmodium</i> spp, <i>Trypanosoma</i> spp y microfilaria
1	M-1	Adulto	Macho	Negativo
2	M-2	Adulto	Macho	Negativo
3	M-3	Juvenil	Hembra	Negativo
4	M-4	Juvenil	Hembra	Negativo
5	M-5	Adulto	Hembra	Negativo
6	M-6	Adulto	Macho	Negativo
7	M-7	Adulto	Hembra	Negativo
8	M-8	Subadulto	Hembra	Negativo
9	M-9	Subadulto	Hembra	Negativo
10	M-11	Juvenil	Hembra	Negativo
11	M-12	Subadulto	Macho	Negativo
12	M-13	Juvenil	Hembra	Negativo
13	M-14	Juvenil	Macho	Negativo
14	M-15	Juvenil	Hembra	Negativo
15	M-16	Juvenil	Hembra	Negativo
16	M-17	Juvenil	Hembra	Negativo
17	M-18	Juvenil	Hembra	Negativo
18	M-19	Juvenil	Hembra	Negativo
19	M-20	Juvenil	Hembra	Negativo
20	M-21	Subadulto	Hembra	Negativo
21	M-22	Adulto	Hembra	Negativo
22	M-23	Adulto	Macho	Negativo
23	M-24	Adulto	Hembra	Negativo
24	M-25	Adulto	Macho	Negativo
25	M-26	Juvenil	Macho	Negativo
26	M-27	Juvenil	Macho	Negativo
27	M-28	Juvenil	Hembra	Negativo
28	M-29	Adulto	Hembra	Negativo
29	M-30	Adulto	Hembra	Negativo
30	M-32	Juvenil	Hembra	Negativo
31	M-33	Adulto	Hembra	Negativo
32	M-34	Adulto	Macho	Negativo
33	M-35	Juvenil	Macho	Negativo

Cuadro 3: Resultados del análisis.

Fuente: Elaboración propia, 2017