



FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

TESIS

**IDENTIFICACIÓN DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN EL MONO CHORO
COLA AMARILLA (*Oreonax flavicauda*) Y EL MONO NOCTURNO ANDINO (*Aotus
miconax*) DE VIDA LIBRE EN EL DEPARTAMENTO DE AMAZONAS – PERÚ**

PARA OPTAR EL TÍTULO DE MÉDICO VETERINARIO

ANA PRISCILA PERALTA AGUILAR

BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA

LIMA – PERÚ

2017

DEDICATORIA

A mis padres por ser el pilar fundamental en todo lo que soy, en toda mi educación, tanto académica, como de la vida, por su incondicional apoyo en la realización de mis sueños. Todo este trabajo ha sido posible gracias a ellos.

A la ONG Neotropical Primate Conservation por darme la oportunidad de aprender sobre primates neotropicales y enseñarme a valorar nuestra biodiversidad. En especial a los directores de dicha institución, Sam & Noga, quienes se volvieron mi ejemplo a seguir para la conservación.

A mis amigas: Cynthia, Sandra, Frescia y Lorena; gracias por siempre creer en que puedo lograr mis metas y estar cuando las necesito a pesar de la distancia que muchas veces nos separa.

A mi novio Giancarlo, gracias por ser parte de este camino que decidimos recorrer en el mundo de la Conservación de la Vida Silvestre, por siempre darme tu apoyo y tus palabras de aliento cuando flaqueo.

Que la paz y el amor reine siempre en sus corazones.

AGRADECIMIENTOS

- Especialmente quiero darle mis agradecimientos a la ONG Neotropical Primate Conservation por darme la oportunidad de conocer y estudiar a estos hermosos primates de nuestro País.
- A Noel Rowe y Primate Conservation Inc. por el soporte financiero para poder realizar este proyecto.
- Al equipo de la ONG Neotropical Primate Conservation; a los esposos PhD. Sam Shanee y PhD. Noga Shanee, Blg. Nestor Allgas, Blg. Yeissy Sarmiento, encargados de conservar nuestros primates peruanos realizando investigación y educación ambiental. Por su disposición, apoyo y motivación en el desarrollo del estudio.
- A mis guías de campo: Godofredo, Don Wilder, Don Floriano y Don Humberto; gracias a ellos pude desarrollar con profundidad mis sentidos auditivos y de la vista en el campo y de esa forma pude lograr seguir monos sin perderlos.
- A mis amigos voluntarios: Nini Panini, Raquel Quirós, Katiuska Fonseca, Vinciane Fack, Cathy Gonner y Carolina Ortega; por su compañía y apoyo en el trabajo de campo siguiendo a los monos durante largas horas inclusive bajo lluvia, fueron de gran compañía durante esos días duros en el bosque.
- A mi querida amiga Blg. Leyda Rimarachin y su hermosa familia; por permitirme ingresar a su ACP “Bosque Berlín” y poder coleccionar muestras de los grupos de monos que habitan ahí.
- A mis amigos NPCinos: Thiago Pereira, Alma Hernández, Yeissy Sarmiento, Alejandro Alarcón; por motivarme a no desistir con esta investigación y por demostrarme que todo se puede lograr con empeño y dedicación.
- A mi Asesora de tesis M.V. Mg_(c) Nidia Puray por toda su constancia y apoyo para concluir exitosamente esta investigación, sus conocimientos, orientaciones, su paciencia y su motivación han sido fundamentales para mi formación como investigador.
- A la Universidad Alas Peruanas por brindarme sus instalaciones y a la Blga. Deyli Díaz Lezama encargada del laboratorio; a todas las personas que de una u otra manera contribuyeron a la realización del presente estudio.

RESUMEN

El siguiente estudio tuvo como objetivo identificar los helmintos gastrointestinales de los monos: *Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax*, primates endémicos y en peligro de extinción, de vida libre en el departamento de Amazonas. El muestreo se realizó en seis localidades: En el Sector Cabeza de Toro, Centro Poblado “La Esperanza”, Centro Poblado “Miraflores”, Pedro Ruíz Gallo, Camporeddondo y en el Área de Conservación Privada “Bosque Berlín”. Se colectaron 77 muestras de heces de manera no invasiva, 46 y 31, para *Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax*, respectivamente. Las muestras fueron conservadas en frascos de plástico estériles con formol al 10% y analizadas en el laboratorio central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas, mediante las técnicas coproparasitológicas de sedimentación espontánea y flotación con solución sobresaturada de NaCl. Los resultados obtenidos mostraron un porcentaje de 61% (47/77) de muestras positivas. Se identificaron huevos de seis familias de helmintos gastrointestinales: Para *Oreonax flavicauda* se identificaron Ascarididae 52,17%; Trichuridae 36,95%, Strongyloididae 4,34%; Trichostrongylidae 15,2%; Oxyuridae 4,34% y *Prosthenorchis* sp. 2,17% y en *Aotus miconax* se identificaron Oxyuridae 29,0%, Ascarididae 9,6%; y Trichostrongylidae 3,2%. Ambas especies comparten huevos de las familias Ascarididae, Trichostrongylidae y Oxyuridae, siendo estos nuevos registros de parásitos para estos primates. La presencia de estos parásitos podría tener relación con el efecto antropogénico y la deforestación que ocurre en la zona de estudio. Se resalta la presencia de parásitos Strongyloididae, por su importancia en salud pública.

PALABRAS CLAVE: *Oreonax flavicauda*, *Aotus miconax*, helmintos gastrointestinales, parasitología, primates neotropicales.

ABSTRACT

The following study aimed to identify the gastrointestinal helminths of the monkeys: *Oreonax flavicauda* and *Aotus miconax*, endemic and endangered primates of free life in the department of Amazonas, Peru. Sampling was carried out in six localities: In the Sector Cabeza de Toro, "La Esperanza" and "Miraflores" Village, Pedro Ruíz Gallo, Camporedo and in the "Berlín Forest" Private Conservation Area,. Seventy-seven samples were collected non-invasively, 46 and 31, for *Oreonax flavicauda* and *Aotus miconax*, respectively. The samples were preserved in sterile plastic bottles with 10% formaldehyde and analyzed in the central laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences, School of Veterinary Medicine, Alas Peruanas University, using the coproparasitological techniques of spontaneous sedimentation and flotation with saturated solution of NaCl. The results obtained showed a percentage of 61% (47/77) of positive samples. Eggs from six families of gastrointestinal helminths were identified: For *Oreonax flavicauda*, Ascarididae was identified 52, 17%; Trichuridae 36, 95%, Strongyloididae 4, 34%; Trichostrongylidae 15, 2%; Oxyuridae 4, 34% and *Prosthenorchis* sp. 2, 17% and *Aotus miconax* were identified Oxyuridae 29, 0%, Ascarididae 9, 6%; and Trichostrongylidae 3, 2%. Both species share eggs of the families Ascarididae, Trichostrongylidae y Oxyuridae, which are new records of parasites for both primates. The presence of these parasites could be related to the anthropogenic effect and deforestation occurring in the study area. It should be noted the presence of Strongyloididae for its importance in public health.

KEY WORDS: *Oreonax flavicauda*, *Aotus miconax*, gastrointestinal helminths, parasitology, neotropical primates.

CONTENIDO

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS	ii
RESUMEN	iii
ABSTRACT	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1 Mono Choro Cola Amarilla (<i>Oreonax flavicauda</i>)	3
2.2 Mono Nocturno Andino (<i>Aotus miconax</i>)	7
2.3 Parásitos Gastrointestinales en Primates Neotropicales	12
2.5 Diagnóstico de los Nematodos	25
2.6 Fundamento de pruebas coproparasitológicas	26
2.7 Tratamiento y control de todos los Nematodos	27
2.8 Epidemiología	27
2.9 Zoonosis	32
III. MATERIALES Y MÉTODOS	34
3.1 Espacio y Tiempo	34
3.2 Población y Muestra	35
3.3 Diseño de la Investigación	36
3.4 Materiales y Equipos	37
3.5 Procedimiento	39
3.6 Diseño Estadístico	43
IV. RESULTADOS	44
V. DISCUSIÓN	50
VI. CONCLUSIONES	57
VII. RECOMENDACIONES	58
VIII. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	59
ANEXOS	67

I. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades parasitarias constituyen un serio problema de salud pública en países en desarrollo como el Perú; el desequilibrio de las interrelaciones entre humanos, animales y el medio ambiente debido a la presión de las actividades antropogénicas, incrementa la patogenicidad de los parásitos y pone en riesgo la salud del ecosistema (1).

Los bosques de neblina en el departamento de Amazonas, son el hogar de dos especies de primates endémicos; el Mono Choro Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*) y el Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*), estos primates vienen enfrentando diversos impactos como son la deforestación de su hábitat, la ganadería extensiva por la crianza de ganado bovino y la práctica común de tener animales silvestres como mascotas, incrementando el riesgo de transmisión e intercambio de nuevos patógenos entre primates y el hombre.

El papel de los primates en el ecosistema es muy importante ya que contribuyen a mantener la estructura y dinámica de los ecosistemas tropicales, cumplen roles ecológicos diversos como son: la polinización, dispersión de semillas y como eslabón en la cadena trófica, es por ello que su conservación es de suma importancia.

En los primates neotropicales, la infección por parásitos comunes como: *Trichuris* spp., *Strongyloides cebus*, *Trypanoxyuris minutus*, *Trichostrongylus* spp., *Prosthenorchis elegans*, *Molineus elegans*, *Giardia* spp., etc, puede causar: disturbios fisiológicos,

pérdida nutricional, lesiones patológicas incluyendo seria debilitación, infecciones oportunistas, disfunción de órganos y algunas veces muerte, afectando su estado de conservación (2).

Con el fin de proteger la salud tanto del hombre y de los primates además de su conservación; es necesario conocer la fauna parasitaria que los afecta, lo cual nos permitirá identificar posibles parásitos zoonóticos y/o antropozoonóticos que puedan estar interactuando en el ecosistema y de esta manera se podrán implementar medidas estratégicas con criterios acertados para el diagnóstico y control de los mismos y a su vez elaborar un programa adecuado de desparasitación para estos primates en casos de decomisos por tráfico ilegal, en centros de rehabilitación y en programas de translocación de primates en el Perú.

Esta investigación determino la presencia de helmintos gastrointestinales en el Mono Choro Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*) y el Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*) de vida libre en el departamento de Amazonas – Perú, mediante métodos no invasivos y de esta manera recopiló datos sobre dos de las especies de primates neotropicales menos estudiadas, además ayudo a mejorar la evaluación del ecosistema y la conservación de la vida silvestre.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Mono Choro Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*)

2.1.1 Taxonomía

Los nombres comunes de este primate son: Mono choro de cola amarilla, mono barrigudo andino, choba, tupa, pacu runtu, quillecorote, maquisapa chusca, ginebra, chú (3)

Reino: Animalia

Filo: Cordata

Clase: Mammalia

Orden: Primates

Suborden: Haplorrhini

Infraorden: Simiiformes

Parvorden: Platyrrhini

Familia: Atelidae

Subfamilia: Atelinae

Género: *Oreonax*

Especie: *Oreonax flavicauda* (Humboldt, 1812) (4).

2.1.2 Características morfológicas de la especie

Los adultos llegan a medir 54 cm de largo (cabeza/cuerpo), siendo sus colas más largas que el cuerpo (hasta 63 cm) y pueden llegar a pesar 12 kilos (3).

El pelaje del cuerpo es de color caoba intenso y aspecto denso, suave y largo con una cara cubierta de pelos, siendo los que rodean la nariz y boca de color blanquecino, tienen cola prensil de color caoba, la parte terminal ventral es desnuda y presenta una callosidad rodeada de pelos amarillos; en adultos machos existe mechón escrotal de color amarillo intenso que puede llegar a medir aproximadamente 15 cm de largo y en hembras se presentan pelos amarillos alrededor de la vulva, de menor tamaño que en los machos además las hembras adultas presentan clítoris conspicuo de aproximadamente 4cm de longitud y color rosado (3) (Anexo 1).

2.1.3 Distribución y Hábitat

Especie endémica de la región San Martín, Amazonas y Huánuco. Se encuentra en bosques primarios pre montanos y montanos nororientales, entre los 1500 y 2700 msnm. También ha sido registrado en bosques secundarios en regeneración (3).

Se distribuye en Áreas Naturales Protegidas (ANPs) como el Bosque de Protección Alto Mayo, Parque Nacional Río Abiseo y el Santuario Cordillera de Colán; además también la especie se puede encontrar en diversas Áreas de Conservación Privadas (ACP) como: ACP Alto Huayabamba, ACP Abra Patricia – Alto Nieva, ACP Hierba Buena – Allpayacu, ACP Bosque Berlín, Área de Conservación Municipal Laguna de Huamanpata; y en Conseciones para la Conservación (CC) como: CC Alto Huayabamba, CC El Breo y CC Abra Patricia (3) (Anexo 2).

2.1.4 Alimentación

Su dieta consiste en flores, frutos, hojas, líquenes, bromelias, epífitas y posiblemente insectos. Cornejo registra el consumo de hojas (34%), frutos (18%), flores (16%) y otros ítems (32%) (3).

2.1.5 Reproducción

Estos primates son diurnos y polígamos. No se tienen datos sobre la reproducción de *Oreonax flavicauda* pero individuos de la familia Atelidae del género *Lagothrix* llegan a la adultez entre los 5 y 7 años de edad. En los grupos existe un macho dominante que reclama el derecho exclusivo de copular con las hembras. Tienen un ciclo estral de entre 12 y 49 días y el estro dura entre 3 y 4 días. El periodo de gestación es de cerca de 225 días (7,5 meses). De cada hembra nace una cría cada 2 años; sin embargo, se han registrado partos gemelares. Al nacer las crías pesan alrededor de 140 g. Son cargados por la madre durante el primer mes sobre su abdomen, habitualmente logran trepar a la espalda de la madre a las 6 semanas, se empiezan a separar de ella a las 8 semanas y son completamente independientes a los 5 meses. El periodo de lactancia se extiende de los seis a doce meses de edad (5).

2.1.6 Amenazas y su tráfico ilegal

La deforestación, el incremento de la fragmentación de su hábitat por el mal uso de los terrenos y la descontrolada inmigración humana continúan siendo las principales amenazas a lo largo del área donde se distribuye la especie. Tanto en departamentos de Amazonas como San Martín presentan elevados niveles de deforestación acumulada y tasas de incremento de la deforestación. La especie requiere bosques con

limitada intervención humana para que los adultos migren, por lo que la fragmentación de poblaciones y la consecuente endogamia es una amenaza latente (3).

Debido a su comportamiento curioso y tamaño grande (como presa potencial para los pobladores locales, superando el valor de un cartucho), es cazada para la tenencia y tráfico de juveniles y crías como mascota. Dado que la carretera Fernando Belaunde Terry atraviesa su área de distribución, se puede encontrar a individuos en los centros poblados adyacentes a esta vía, donde suelen ofrecerlos a cualquier visitante foráneo (3) (Anexo 3)

2.1.7 Conservación

El Mono Choro de Cola Amarilla se encuentra clasificado en la Lista Roja de Especies Amenazadas de la IUCN (Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza) como una especie en Peligro Crítico de Extinción (6); en la CITES (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre) la especie se encuentra catalogada en el Apéndice I (estas especies están en peligro de extinción y se prohíbe el comercio internacional de esta especie, salvo cuando la importación se realiza con fines no comerciales) (7); y en la Legislación Peruana (Decreto Supremo N°004-2014-MINAGRI) se encuentra considerada como En Peligro Crítico (CR), y prohíbe su caza, captura, tenencia, transporte o exportación con fines comerciales (8).

El Mono Choro de Cola Amarilla, es el objeto prioritario de conservación del Bosque de Protección Alto Mayo (BPAM). Además es la especie bandera del Parque Nacional (PN) Río Abiseo, considerado con nivel de prioridad máxima para su conservación (3).

Existen varias iniciativas de conservación a nivel local y regional, entre ellas los esfuerzos de APECO (Asociación Peruana para la Conservación de la Naturaleza) con la elaboración del Sistema de Conservación Regional de Amazonas y apoyo en la gestión de las ANPs donde ocurre la especie, ECOAN (Asociación de Ecosistemas Andinos) en el Área de Conservación Privada (ACP) Abra Patricia y Comunidad Campesina (CC) del mismo nombre; Yunkawasi en su colaboración con la CC de Corosha en la gestión del ACP Hierba Buena – Allpayacu en Amazonas; La Organización No Gubernamental (ONG) Neotropical Primate Conservation conservando la especie en La Esperanza desde el 2008 en Amazonas; y las iniciativas de AMPA (Amazónicos por la Amazonia) en San Martín con la CC Alto Huayabamba y El Breo (9).

Actualmente un plan de conservación a largo plazo está siendo realizado en el BPAM (Bosque de Protección Alto Mayo) por APECO, ECOAN, Conservación Internacional, Asociación Virgen de la Medalla Milagrosa, SPDA (Sociedad Peruana de Derecho Ambiental) y la jefatura del BPAM, para frenar la deforestación y migración humana hacia el área protegida. El PN Río Abiseo se encuentra elaborando su Plan Maestro para los próximos años, donde se fortalecerán las medidas para conservar a esta especie (3).

2.2 Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*)

2.2.1 Taxonomía

Los nombres comunes de este primate son: Mono nocturno peruano, mono nocturno andino, tuta, tutamono, tutacho y musmuqui (3).

Reino: Animalia

Filo: Chordata

Clase: Mammalia

Orden: Primates

Suborden: Haplorrhini

Infraorden: Simiiformes

Parvorden: Platyrrhini

Familia: Aotidae

Género: *Aotus*

Especie: *Aotus miconax* (Thomas, 1927) (10)

2.2.2 Características morfológicas de la especie

El pelaje del cuerpo es de color pardo, largo y denso. En la cabeza presenta tres bandas negras que nacen en los lados y centro de la frente, y se dirigen hacia la base de la cabeza, difuminándose y tendiendo a unirse levemente, sin llegar a converger. Entre las bandas negras presenta dos manchas blanquecinas de forma semilunar. La parte ventral del cuello, pecho e interior de las extremidades son de color amarillo anaranjado. De ojos grandes, iris de color marrón y sin brillo ocular. La cola no es prensil, por el lado dorsal es de color pardo negruzco y por el ventral es anaranjado; el tercio final de la cola es de color negro (3).

A diferencia de *A. nancymae* y *A. nigriceps*, el color naranja de la región ventral del cuello y tobillos no llega hasta los lados. El pelaje de esta especie es notoriamente

largo y sedoso, muy diferente al encontrado en las especies de *Aotus* spp. de Selva baja (3) (Anexo 4).

2.2.3 Distribución y Hábitat

Especie endémica de los departamentos de Amazonas, San Martín y Huánuco, entre las alturas de 900 y 2500 msnm, y en la ecorregión de Yungas. Se encuentra en bosques montanos primarios y secundarios, ecotono del límite altitudinal de árboles, bosques relictos, fragmentos de bosques cercanos a poblaciones humanas. Hacia el norte probablemente el río Marañón y la altitud pueden ser una barrera, mientras que hacia el sur los límites de su distribución no son claros (3) (Anexo 5).

Se ha reportado su presencia en la siguientes Áreas Naturales Protegidas (ANPs) : SN (Santuario Nacional) Cordillera de Colán, BP Alto Mayo, PN Río Abiseo. ACP Huiquilla, ACP Abra Patricia-Alto Nieva, ACP Hierba Buena – Allpayacu, Área de Conservación Municipal (ACM) Laguna de Huamanpata, CC Alto Huayabamba (11).

2.2.4 Alimentación

No existen datos cuantitativos de dieta en esta especie. A 2 900 m.s.n.m. se ha observado a esta especie alimentándose de frutos, hojas, tallos, flores y néctar, bromelias e insectos indistintamente. Cornejo y colaboradores (2008) observó a un grupo alimentándose de frutos de *Ficus* spp. y flores de Melastomataceae (3).

2.2.5 Reproducción

Estos primates son nocturnos y monógamos. Llegan a la madurez sexual al año ó año y medio de edad. En este género los grupos suelen estar formados por la pareja reproductora y la progenie (3). Aunque se han registrado gemelos, dan a luz un solo infante por año. La gestación tiene una duración de 133 días y la edad del primer parto es a los 3 años. En el primer o segundo día después del nacimiento, el infante pasa a ser cuidado por el padre; que siempre lo carga y lo pasa a la madre únicamente cuando va a ser amamantado (5)

2.2.6 Comportamiento

Se reporta tamaños de grupo entre 2 y 5 individuos, uso de madrigueras en árboles a una altitud entre 7 y 9 m, compuestas por enmarañados de epífitas, lianas y ramas; y el desplazamiento vertical entre 6 y 14 m. No se han reportados datos de comportamiento, actividad, área de uso ni desplazamiento (3).

2.2.7 Amenazas y su tráfico ilegal

Suelen cazarla de forma oportunista cuando encuentran un árbol de dormir durante el desbosque, para la posterior tenencia o comercio como mascota; sin embargo, no suele ser consumida por la presencia de glándulas secretoras conspicuas. No hay reportes de su uso en la investigación biomédica (3) (Anexo 6).

Usualmente debido a sus hábitos nocturnos y tolerancia a hábitats perturbados, los monos nocturnos no suelen encontrarse amenazados de extinción. Sin embargo, desde los inicios de la construcción de la carretera Fernando Belaunde Terry en los 60's los bosques montanos nororientales se vieron gravemente impactados por la migración humana y las actividades antropogénicas consecuentes. Las regiones donde se

distribuye la especie, Amazonas y San Martín, presentan elevados niveles de deforestación acumulada y tasas de incremento de la deforestación, principalmente por la agricultura de roza y quema y la ganadería extensiva. Esto se ve acrecentado por las enormes tasas de migración humana en estas zonas (3).

Es por esto que actualmente el área de distribución de la especie se encuentra fuertemente fragmentada. Es posible que los individuos adultos no puedan migrar lejos de su manada debido al aislamiento de los fragmentos, pudiendo causar entrecruzamiento entre individuos emparentados y una disminución de la diversidad genética de la especie (3).

2.2.8 Conservación

El Mono Nocturno Andino se encuentra clasificado en La Lista Roja de Especies Amenazadas de la IUCN como una especie Vulnerable (probabilidad de convertirse en "especie en peligro de extinción") (12); en la CITES en el Apéndice II (podrían llegar a estar en peligro de extinción a menos que se controle estrictamente su comercio) (7); en la Legislación Peruana (Decreto Supremo N°004-2014-MINAGRI) considera a la especie como Vulnerable (VU), y prohíbe su caza, captura, tenencia, transporte o exportación con fines comerciales (8).

Se encuentra como prioridad de conservación e investigación en el Plan Maestro del Área de Conservación Privada Huiquilla. Está presente en varias Áreas Naturales Protegidas y anexos. Se están llevando a cabo diferentes actividades de educación ambiental orientada a la conservación de los primates peruanos en varios centros poblados en el área de distribución de la especie a fin de sensibilizar a los pobladores locales y promover su conservación mediante el conocimiento y respecto hacia ella, evitando las actividades de caza y perturbación (3).

2.3 Parásitos Gastrointestinales en Primates Neotropicales

La parasitología en primates no humanos del Perú esta pobremente estudiada. La mayoría de estudios se han realizado en primates en condiciones de cautiverio o semicautiverio. Estudios previos de parásitos gastrointestinales en primates neotropicales han informado de la presencia de trematodos tales como *Athesmia* spp., *Fasciola* spp., *Phaneropsolus* spp., nematodos tales como *Molineus elegans*, *Filariopsis* spp., *Trichuris* spp., *Strongyloides stercoralis*, *S. cebus*, *Trypanoxyuris minutus*, *Enterobius* spp., *Trichostrongylus* spp., acantocéfalos como *Prosthernorchis elegans* y protozoos tales como *Entamoeba histolytica* y *Giardia* spp. Dichos parásitos pueden dañar mucosa intestinal y causar diarrea y gastroenteritis, la reducción de las tasas de supervivencia y la aptitud reproductiva (13, 14).

2.4 Descripción de los Parásitos Gastrointestinales en Primates Neotropicales

2.4.1 Nematodos

2.4.1.1 Ascarididae

2.4.1.1.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Ascaridida

Familia: Ascarididae

Género: *Ascaris* spp. (Linneo, 1758) (15).

2.4.1.1.2 Morfología

Son gusanos relativamente grandes, con tres labios bien desarrollados, uno dorsal y dos subventrales, cada uno de los cuales suele ir provisto de dos papilas. Entre los espacios basales de estos labios puede haber otros más pequeños, los interlabios. La superficie interna de cada labio puede llevar un borde dentígero o pequeños dientes. No hay cápsula bucal ni faringe. El esófago suele ser mazudo, muscular y sin bulbo posterior. La cola del macho no suele presentar alas caudales, pero sí lleva con frecuencia numerosas papilas, con un par de espículas. En la hembra, la vulva se abre en la región media del cuerpo. Las hembras son ovíparas y producen una gran cantidad de huevos no embrionarios en el momento de la puesta. Estos huevos son ovales o subesféricos, y su cáscara es gruesa en la mayoría de los casos (16).

Los huevos miden de 45 a 70 μm por 35 a 50 μm , son de forma redonda, ovoidal y de color café o café amarillento con cubierta gruesa. La capa es albuminosa mamillada o rodeando la cubierta externa. La capa se pierde algunas veces y los huevos sin cubierta tienen la cubierta sin color con material interno gris o negro. Las larvas miden de 200 a 300 μm por 14 μm (17, 18).

2.4.1.1.3 Ciclo de vida y transmisión

El ciclo evolutivo de *Ascaris* es directo, y el hombre o cerdo se infectan al ingerir huevos embrionados con larva infectante. Una vez ingeridos, los huevos infectantes llegan al duodeno, donde los jugos gástricos dejan en libertad a las larvas. Estas larvas (que poseen gran movilidad) penetran la mucosa duodenal, llegando a la circulación portal y dirigiéndose de allí al hígado, donde permanecen de 72 a 96 h. Posteriormente continúan su migración hacia el corazón derecho, pasando a los pulmones a través de

la circulación pulmonar, hasta llegar a los capilares pulmonares, donde quedan atrapadas. Allí, las larvas rompen el endotelio capilar y penetran en los alvéolos, ascendiendo por bronquiolos y bronquios a la faringe. Una vez franqueada la epiglotis las larvas son deglutidas, volviendo nuevamente al duodeno, donde terminan su proceso madurativo (17).

La maduración de los parásitos se completa diferenciándose en machos y hembras adultos. Luego se produce el acoplamiento, y las hembras depositan sus huevos (en número de 200 000 a 240 000 por día) aproximadamente 2 meses después de la ingestión del elemento infectante. Los huevos son expulsados con la materia fecal al medio ambiente, donde pueden sobrevivir aun en condiciones desfavorables, favoreciendo así la perduración del parásito. Estos huevos se desarrollan en el suelo en un plazo de 2 a 3 semanas, dadas ciertas condiciones favorables de temperatura (22 a 33 °C), presencia de oxígeno, humedad, sombra y suelos arcillosos (17).

Son resistentes a las bajas temperaturas, desecación, ácidos fuertes y formol; en suelos sembrados persisten entre 7 y 12 años, creando un ambiente ascaridiano. Con la desecación, el polvo que vuela con las corrientes de aire los transporta y son inhalados y/o deglutidos (17, 18).

2.4.1.2 Trichuridae

2.4.1.2.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Clase: Adenophorea

Orden: Trichurida

Familia: Trichuridae

Género: *Trichuris* spp. (Roederer, 1761) (15).

2.4.1.2.2 Morfología

Los helmintos pertenecientes a este género se conocen como “gusanos látigo”, pues la porción anterior del cuerpo es larga y delgada, mientras que la posterior es mucho más gruesa. El extremo terminal del macho está curvado, y presenta una espícula rodeada por una vaina protusible, que está armada generalmente con espinas cuticulares finas. La vulva se sitúa al comienzo de la parte ensanchada del cuerpo (16).

Los huevecillos se caracterizan por presentar forma de limón con dos tapones polares, cáscara lisa, gruesa y de color verde oliva a marrón. Los huevecillos miden en promedio de 51,04 μm de largo por 23,25 μm de ancho (rango: 50 – 52,50 μm de largo y 21,5 – 25 μm) (19).

2.4.1.2.3 Ciclo de vida y transmisión

T. trichiura vive en el ciego y en porciones vecinas del intestino grueso del hombre y de algunos primates. La hembra pone huevos que son eliminados al exterior en las heces. En condiciones favorables de humedad, temperatura, sombra y aireación, en dos semanas o más el cigoto se desarrolla hasta mudar a larva de primer estadio, que es infectante, sin abandonar el huevo (20).

Cuando el huésped ingiere esos huevos, las larvas se liberan en el intestino delgado, se alojan en criptas por unos 10 a 14 días, retornan al lumen y se trasladan al intestino

grueso. Allí maduran y empiezan a poner huevos en unos tres meses. El período prepatente de *T. trichiura* es de 1 a 3 meses en el hombre (20).

Las fuentes de infección son el suelo o los curso de agua contaminados con huevos del parásito. El modo de transmisión es, como en otras helmintiasis, la ingestión de los huevos en los alimentos o el agua, o las manos contaminadas con huevos infectantes. Los huevos de los tricuros tienen los mismos requerimientos climáticos que los de los ascáridos y, por lo tanto, se presentan en las mismas zonas. Sin embargo, los huevos de tricuros son considerablemente más sensibles a las condiciones climáticas, son menos resistentes a la sequía, el calor y los desinfectantes químicos. Aún en un ambiente húmedo, pocos huevos sobreviven más de dos semanas (20).

2.4.1.3 Trichostrongylidae

2.4.1.3.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Strongylida

Familia: Trichostrongylidae

Género: *Trichostrongylus* spp. (Looss, 1905) (21).

2.4.1.3.2 Morfología

Son gusanos redondos, no segmentados, con tracto intestinal y una cavidad general. Son delgados y su longitud es de 10mm o menos. No tienen cápsula bucal y la apertura del poro excretor es fácilmente observada en la región anterior esofágica de los gusanos adultos. Las hembras tienen un extremo posterior acuminado acentuado y no poseen una prominencia vulvar. Los machos son fácilmente identificados por sus espículas. Se encuentran en la mucosa del duodeno y estomago (22).

Los huevos tienen forma ovoide, son incoloros y de cascara fina, su tamaño oscila entre 70 a 100 μm de longitud por 40 a 60 μm de anchura, excepto los *Nematodirus* y *Marshallagia* que miden más de 130 μm de longitud (23).

2.4.1.3.3 Ciclo de vida y transmisión

El ciclo de vida es directo y siguen el modelo familiar con huevos de tipo estrogilo y una fase preparasitaria de vida libre que no es migratoria. Dependiendo de la especie, el desarrollo hacia la fase adulta es llevado a cabo en la mucosa del estómago o del intestino delgado (22).

Las larvas en estadio 3 (L3) o larva infestante, desenvainadas penetran entre las glándulas gástricas en el caso de *Trichostrongylus axei*, y penetran entre las glándulas epiteliales en el caso de la especie intestinal. La emergencia subsiguiente de los adultos inmaduros sucede 10 a 12 días más tarde y causa erosiones en la superficie de la mucosa (22).

Las fuentes de infección son el suelo y la vegetación, donde los huevos depositados con las heces de los huéspedes llegan a desarrollarse en pocos días al estado de larva infectante. Los animales se infectan por vía bucal (22).

2.4.1.4 Strongyloididae

2.4.1.4.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Clase: Secernentea

Orden: Strongylida

Familia: Strongyloididae

Género: *Strongyloides* spp. (Grassi, 1879) (15).

2.4.1.4.2 Morfología

Los Strongyloides se localizan en la mucosa del intestino delgado y son los únicos nematodos que presentan en su ciclo una generación libre y otra parasitaria en las cuales las formas adultas solo están representadas por hembras partenogénicas. Estas miden de 3, 5 a 6 mm por 50 a 65 μm . Su cuerpo es largo y filiforme. Los huevos son elipsoidales (40 a 60 por 20 a 32 μm) de pared delgada y embrionados (23).

En un estudio realizado en *Callicebus modestus* en Bolivia, se encontraron huevos de forma elipsoidal con doble cascara delgada y lisa, de 63,75 ($\pm 9,29$) μm de longitud por 36,75 ($\pm 5,041$) μm de ancho, con extremidades paralelas y morulados en el momento

de la puesta. Estos huevos fueron identificados como pertenecientes al orden Strongylida. Se hallaron también, huevos con cascara delgada y fina, con polos ligeramente aplanados y de menor tamaño que los huevos de estrongilidos, 50,09 ($\pm 9,98$) μm de longitud por 27,41 ($\pm 9,102$) μm de ancho, presentando una larva ya desarrollada en el momento de la puesta, fueron identificados como huevos de *Strongyloides spp.* (24).

2.4.1.4.3 Ciclo de vida y transmisión

El ciclo de vida es directo. Sólo la hembra es parásita, su reproducción es por partenogénesis y sus huevos pequeños y embrionados son excretados en las heces, eclosionando con rapidez y pueden convertirse en larvas infestantes (ciclo homogónico) o en adultos de vida libre (ciclo heterogónico). Las crías de estos adultos de vida libre pueden dar lugar a una generación de larvas infestantes o a otras de vida libre. Las L3 pueden infestar al huésped por vía cutánea a través de la piel y por vía oral. Las larvas que penetran por la piel llegan a los capilares y son arrastradas por el flujo sanguíneo hasta el corazón y pulmones, en donde rompen la pared de los capilares para pasar a los alveolos, continuando su migración hacia, tráquea, esófago, estómago y mucosa intestinal, en donde llegan a su madurez sexual. El periodo prepatente es de 9 días (23, 25).

Los animales manifiestan diarrea de moderada a grave en infestaciones muy severas y también pueden presentar erosión y ulceración de la mucosa intestinal (25).

El principal nematodo infeccioso de primates al hombre es *Strongyloides spp.* *Strongyloides* es común en muchas especies de primates y por su ciclo directo puede ser infeccioso para el hombre. Tres especies están involucradas *S. filiformis*, *S. cebus*, y *S. stercoralis*. El tercer estado infeccioso es la larva filariforme (rhabditiforme), encontrada como un estadio de vida libre o en las heces frescas, penetra en la piel o

mucosa y migra a través de la sangre a los pulmones, los alvéolos, y la tráquea; se ingieren y causan una severa enteritis aguda. La invasión a través de la piel puede causar prurito y eritema. El paso por los pulmones puede causar neumonía y posiblemente la muerte debido a una pericarditis. El primate afectado, a menos que sea tratado y testeado con frecuencia, puede reinfectarse a sí mismo (25).

Se recomienda a los veterinarios y técnicos de manipulación de muestras fecales de usar guantes durante todos los procedimientos de diagnóstico para evitar la posible penetración en la piel de las larvas infectantes (26).

2.4.1.5 Oxyuridae

2.4.1.5.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Clase: Secernentea

Subclase: Spiruria

Orden: Oxyurida

Familia: Oxyuridae

Género: *Trypanoxyuris* spp. (Vevers, 1923) (27).

2.4.1.5.2 Morfología

La especie *Trypanoxyuris minutus* perteneciente a la familia *Oxyuridae*, son pequeños nematodos con un marcado dimorfismo sexual presentando las hembras una forma de embudo con una cola fuerte y cónica y siendo mayores que los machos. Estos últimos tienen forma de coma y portan cierto número de grandes papilas alrededor de la apertura cloacal. En el extremo anterior estos nematodos presentan un engrosamiento de la cutícula cefálica y tres labios inconspicuos que rodean la apertura bucal. Los huevos son normalmente aplanados por uno de sus lados y el desarrollo tiene lugar sin la intervención de un hospedador intermediario. Los parásitos adultos se alojan en el intestino grueso del hospedador (28).

Enterobius vermicularis son gusanos de color cremoso y delgados; los machos miden de 2 a 5 mm de longitud y las hembras de 8 a 13 mm. El macho tiene una especula en forma de espina y la cola presenta dos pared de papilas. Las hembras son blancas, ligeramente curvadas y posee una cola larga y puntiaguda. Los huevos son alargados, ligeramente aplanados por uno de sus lados, provistos de un tapón en uno de sus polos. Se encuentra en el ciego, colon y recto de primates y humanos (16, 22).

En el caso de *Enterobius vermicularis* los huevos miden de 55 μm x 26 μm , rango de 50 a 60 μm X 20 a 32 μm . Son de forma alargada, asimétrica con un lado aplanada, otro lado convexo, sin color, ocasionalmente puede contener la larva desarrollada completamente (29).

2.4.1.5.3 Ciclo de vida y transmisión

El ciclo de vida inicia cuando las hembras son fecundadas, migran al recto y sacan su extremo anterior a través del esfínter anal para poner los huevos en los pliegues perianales. Dentro del huevo la larva se desarrolla rápidamente (3 – 5 días) hasta

alcanzar la fase de segunda larva infestante. Este desarrollo puede suceder en la piel del huésped o en el suelo, siendo necesario cierto grado de humedad (22).

La transmisión se realiza por la ingesta de huevos con la segunda larva; la larva eclosiona en el intestino delgado y emigra al ciego y al colon; luego, la tercera larva se localiza en las criptas de la mucosa del colon y el ciego. A los diez días post infestación la cuarta larva ya está formada y se alimenta de mucosa intestinal o de sangre (dado el color rojizo que presenta durante esta etapa). Hay una muda más y el periodo pre patente es de cinco meses. La transmisión se realiza por vía oro-fecal (22).

Trypanoxyuris sp. es un parásito común en primates y en circunstancias normales no sería patógeno. No existen registros de cualquier síntoma asociado o lesiones, sin embargo, una alta carga parasitaria podría provocar la muerte del animal, sobre todo si éste se encuentra inmunodeprimido. Se puede observar prurito en la región perianal, causado por la migración de las hembras parásitas hacia el ano para depositar allí sus huevos, donde son adheridos o se elimina con las heces. Esta especie infecta a monos platirrinos y fue descrita como parásito del ciego intestinal de *Ateles paniscus*, en Brasil y en *Alouatta sp.* en México y Argentina (30, 31).

2.4.2 Acantocéfalos

2.4.2.1 Oligacanthorhynchidae

2.4.2.1.1 Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Acanthocephala

Clase: Archiacanthocephala

Orden: Oligacanthorhynchida

Familia: Oligacanthorhynchidae

Género: *Prosthenorchis* spp. (Travassos, 1915) (32)

2.4.2.1.2 Morfología

Son gusanos de cabeza espinosa y cuerpo cilíndrico; poseen dimorfismo sexual. Los adultos miden de 2 a 5 cm, los machos miden entre 20 a 40 mm y las hembras entre 30 a 50 mm y sus tamaños varían desde un centímetro hasta casi un metro de longitud (las hembras son de mayor tamaño que los machos), la proboscis es globular, con 5 a 7 hileras de ganchos. Los huevos son grandes y pesados, miden de 65 a 81 por 42 a 53 μm , son de cubierta gruesa y coloración marrón rojiza. (16, 22, 33).

Se encuentran en el intestino delgado, especialmente en la porción final del íleon, ciego y colon de primates; en monos de Centro y Sudamérica, especialmente del género *Saguinus* (22).

Los hospederos intermediarios son cucarachas (*Blatella germanica*), que son frecuentes en las colonias de primates (1). Los primates del nuevo mundo, son los huéspedes comunes y se ha reportado infectando naturalmente a especies de *Saguinus*, *Saimiri*, *Allouata*, *Aotus*, *Ateles*, *Cebus*, *Cebuella*, *Lagothrix* y *Callicebus* (34).

2.4.2.1.3 Ciclo de vida y transmisión

El ciclo de vida para *Prosthenorchis elegans* no ha sido descrito, sin embargo, se sabe que requiere de un hospedero intermediario como la cucaracha (*Blatella germanica*). En general, para los acantocéfalos, los huevos son liberados por el acantocéfalo hembra conteniendo una larva acantor, y salen del hospedero definitivo por las heces al medio ambiente. El hospedero intermediario ingiere los huevos embrionados, el huevo eclosiona y se libera el acantor. El acantor liberado del huevo penetra la pared del intestino y se ubica en el hemocele del artrópodo en donde se transforma en acantela. Luego de un periodo de uno a tres meses se desarrolla el cistacanto que es la forma infectiva para el hospedero. Frecuentemente, el cistacanto puede reenquistarse en su hospedero definitivo en lugar de madurar, como ocurre con el *P. elegans*, donde se encuentran parásitos adultos en el lumen intestinal del mono y cistacantos enquistados en la membrana peritoneal. Una vez el artrópodo es ingerido por el hospedero definitivo, se adhiere a la pared intestinal y madura, periodo que dura de 5 a 12 semanas, completando de esta forma el ciclo. La transmisión se realiza a través de la ingestión de artrópodos infectados con cistacantos (35).

Producen los siguientes síntomas: diarrea, anorexia, caquexia, dolor, depresión, debilitamiento y muerte. También se presenta linfadenitis mesentérica, esplenomegalia, intususcepciones, bloqueo mecánico y/o prolapso rectal que pueden estar asociadas con la infección. En los casos severos se observa deposiciones acompañadas de sangre (22).

En infestaciones intensas hay anorexia, diarrea y debilidad; no es rara la muerte. En el examen post-mortem se aprecian abscesos y lesiones granulomatosas alrededor de las proboscis incrustadas en la mucosa intestinal. La capa serosa del intestino delgado aparece amarilla, con nódulos nacarados de un diámetro de 2 a 6 mm. El intestino está dilatado, siendo corriente la obstrucción de la válvula ileocecal y la perforación de la pared intestinal (16, 34).

2.4.2.1.4 Diagnóstico

Se realiza por medio de frotis directo o métodos de sedimentación donde se busca evidencia de huevos en las muestras fecales. Al examen post mortem se aprecian abscesos y lesiones granulomatosas alrededor de las proboscis incrustadas en la mucosa intestinal y la capa serosa del intestino delgado aparece amarilla con nódulos nacarados de un diámetro de 2 a 6 mm, además, el intestino se observa dilatado, siendo usual la obstrucción de la válvula ileocecal y la perforación de la pared intestinal (22).

2.5 Diagnóstico de los Nematodos

A través de la historia clínica, el examen físico y el análisis de la sintomatología se puede llegar al diagnóstico presuntivo de las nematodosis gastrointestinales, el cual debe ser confirmado con el diagnóstico de laboratorio (36).

El diagnóstico de los nematodos se realiza mediante la comprobación de la presencia de parásitos adultos en heces, presencia de huevos mediante un análisis coprológico directo, sedimentación o flotación fecal. (17, 20, 22) En el caso de Oxyuris se basa en las diversas manifestaciones clínicas del prurito anal y por coprológico directo o flotación fecal (22).

2.6 Fundamento de pruebas coproparasitologicas

2.6.1 Prueba de Sedimentación Espontanea

Se basa en la gravedad que presentan todas las formas parasitarias para sedimentar espontáneamente en un medio menos denso y adecuado como la solución fisiológica. En este método es posible la detección de quistes, trofozoítos de protozoarios, huevos y larvas de helmintos (37).

2.6.2 Prueba de Flotación (Solución sobresatura de NaCl)

Esta prueba concentra huevos y ooquistes presentes en las heces en una gota de solución para una fácil identificación y enumeración de los estadios de los parásitos. Importantes factores comparativos en la técnica de flotación fecal son: la gravedad específica de la solución de flotación (1,2 – 1,3), la viscosidad o el tipo de solución utilizada, y la tasa de plasmólisis causada por la solución. Una gravedad específica que es demasiado baja no hará flotar muchos estadios, mientras que una solución con una gravedad específica que es demasiado alta causará plasmólisis, ósmosis, o ruptura de los estadios, haciendo difícil el diagnóstico (38).

Cuando se utiliza una solución sobresatura de sal (400 g de NaCl en 1.000 ml de agua de grifo) tiene una gravedad específica de 1,18 – 1,2, la distorsión de huevo por lo general ocurre en unas pocas horas, y las láminas porta objeto tienen tendencia a cristalizar y secarse muy rápidamente. Para aumentar la vida útil de una lámina fecal de flotación, uno puede poner esmalte de uñas o pegamento de secado rápido alrededor de la lámina cubre-objeto. La congelación de la lámina porta objeto preparada es a menudo eficaz para preservar el material durante muchos meses o años (38).

2.7 Tratamiento y control de todos los Nematodos

Los primates son portadores o reservorios de numerosos parásitos, algunos son comensales, otros pueden ser autolimitantes bajo estrictas condiciones de sanidad y cuidados adecuados. Aun así, algunos pueden causar desde debilitamiento hasta enfermedades severas debido a los parásitos, los cuales pueden ser controlados o eliminados mediante tratamientos específicos (39) (Anexo 7).

Existen numerosas drogas nematocidas, las cuales deben ser utilizadas por sus propiedades antihelmínticas y por la necesidad que presente la explotación. El grupo de los bencimidazoles como el Thiabendazol, Albendazol, Fenbendazol, Mebendazol y Ricobendazol, junto con los probencimidazoles como el Febantel, actúan sobre los parásitos adultos, larvas y huevos (36).

Los Imidazotiazoles (Tetramisol, Levamisol y Butamisol) y las Tetrahidropirimidinas (Morantel y Pirantel), son eficaces principalmente contra formas adultas, siendo menor sobre larvas en desarrollo y sin presentar efecto sobre larvas hipobióticas. Las Avermectinas (Ivermectina, Doramectina, Abamectina y Espiromectina) y Milbemicinas (Moxidectina) presentan efecto adulticida y larvicida (36).

2.8 Epidemiología

De las investigaciones en primates de vida libre en el Perú, destacan las siguientes: En el 2004, Phillips y colaboradores realizaron una investigación en la Reserva Nacional de Tambopata con ocho especies de primates: *Alouatta seniculus*, *Aotus vociferans*, *Ateles bezlebuth chamek*, *Callicebus brunneus*, *Cebus albifrons*, *Cebus apella*, *Saguinus fuscicollis* y *Saimiri sciureus*. Fueron obtenidas 86 muestras fecales con método no invasivo de 15 diferentes grupos de primates, colectadas inmediatamente del suelo después de la defecación. Utilizando la técnica de sedimentación espontánea

se indicó la presencia mayoritaria de protozoarios comensales como: *Blastocystis hominis*, *Chilomastix mesnili*, *Endolimax nana*, *Entamoeba* sp. y *Iodamoeba buetschii*. Además fueron identificados parásitos helmintos en todos los primates excepto en *C. brunneus*. Estos fueron: *Ascaris* sp., *Strongyloides*, *Trichuris trichiura*, *Schistosoma mansoni* y *Prosthenochoris elegans*. La presencia de estos parásitos antropozoonóticos pueden estar ocurriendo debido al impacto de la actividad humana en la zona de estudio (40).

En el año 2008 Nole realizó un estudio en el mono tocón moreno (*Callicebus brunneus*) con metodología no invasiva, en el departamento de Madre de Dios, se colectaron 80 muestras de un hábitat no perturbado y 109 de un hábitat con cierto grado de perturbación. Para la identificación de los parásitos se realizó método de Ritchie y coloración con Tricrómico de Gomori. Fueron observados en cada grupo helmintos como: *Prosthenochoris elegans* con una frecuencia de 18,8% y 20,2%, *Paratriotaenia oedipomidatis* con 13,8% y 20,2%, *Athesmia heterolecithodes* con 20% y 1,8%, *Vianella dubia* con 67,5% y 25,7%, *Strongyloides cebus* con 52,5% y 1,8%, *Filariopsis barretoii* con 18,8% y 14,7%, *Trypanoxyuris* sp con 5% y 1,8%. En dos grupos de hábitat no perturbado se observó *Spiruroideo 1* con 1,3% y *Spiruroideo 2* con 2,5%, y protozoarios del género *Entamoeba* sp. con 5% (33).

Carrasco y colaboradores en el 2008, estudiaron la prevalencia de helmintos intestinales en una población de monos maquisapa (*Ateles belzebuth chamek*), en el Parque Nacional del Manu, también con metodología no invasiva, se colectaron muestras fecales de 34 individuos pertenecientes a tres grupos sociales. Las 34 muestras se analizaron utilizando el examen directo y el método de Ritchie. El análisis de laboratorio reveló que el 76,4% (26/34) de los individuos muestreados estaban parasitados. Se reporta huevos y larvas de helmintos correspondientes a cuatro nematodos *Strongyloides* sp., *Trichuris* sp., *Trypanoxyuris* sp. y un huevo tipo estrongilídeo y uno de trematodos de la familia Dicrocoeliidae (19).

En el año 2011, en el distrito de Yavarí, departamento de Loreto, Conga realizó un estudio de parásitos gastrointestinales en el Mono Choro Común (*Lagothrix poeppigii*) con 31 muestras fecales de animales y paralelamente se colectó 44 muestras fecales de pobladores de la comunidad. Las vísceras desechadas de especímenes muertos de *L. poeppigii* que fueron cazados por pobladores locales para consumo alimenticio fueron trasladadas al laboratorio para colectar muestras de contenido de diferentes compartimentos del aparato digestivo y heces directamente del recto. Estas muestras permitieron encontrar: *Physaloptera* sp. con una frecuencia del 100%, *Strongyloides cebus* con 100% y *Trypanoxyuris* sp. con 100%. Finalmente el autor señala que *Entamoeba coli* y *Giardia lamblia* fueron encontradas tanto en humanos como en los mono choro (41).

Sánchez y Shanee en el 2012 realizaron el primer trabajo de determinación de parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Oreonax flavicauda*) y el mono nocturno andino (*Aotus miconax*) de vida silvestre en el centro poblado de la Esperanza en el distrito de Yambrasbamba, provincia de Bongará perteneciente a la región Amazonas. Recolectaron 25 muestras de *O. flavicauda* y 8 muestras de *A. miconax*, se conservaron en formol al 10% y se mantuvieron en refrigeración hasta su posterior análisis; las muestras se procesaron mediante la técnica de flotación y sedimentación. En el caso de *O. flavicauda* se encontraron dos clases de nemátodos; *Strongyloides* spp. y *Trichuris* spp. ambos con una frecuencia de 12%, y protozoarios como *Iospora* spp con 19%, *Endolimax* spp con 8%; además se encontró un mayor número de casos de infección por *Eimerias* spp. con 46%. En *A. miconax* se encontró *Strongyloides* spp. con una frecuencia de 13% y de protozoarios solo se halló *Eimeria* spp. con 25% (42).

En el 2013, Conga y colaboradores estudiaron los helmintos intestinales en Uacaris rojos (*Cacajao calvus ucayalii*) en la Amazonia del Noreste Peruano, en el departamento de Loreto. Se colectó 36 muestras fecales con metodología no invasiva, las cuales se analizaron con la técnica de sedimentación espontánea en tubo y técnica

de centrifugación. Se reportaron huevos de nemátodos de la familia Strongyloidea (11,11%), *Trypanoxyuris sp.* (11,11%), Spirurideo (2,78%), un huevo de cestodo familia Taeniidae (2,78%). Con excepción del cestodo los otros helmintos fueron similares a los reportados en otros géneros de Primates Neotropicales (43).

En el 2014, Reátegui identificó parásitos gastrointestinales de monos choro cola amarilla (*Oreonax flavicauda*) de vida silvestre en el distrito de Corosha, Provincia de Bongará, Departamento de Amazonas-Perú, mediante exámenes coprológicos. Se recolectaron 20 muestras fecales frescas inmediatamente después de la defecación y se analizaron mediante los métodos: Directo, Ritchie, Sheather Sugar, coloración tricrómico de Gomori y tinción de Ziehl-Neelsen modificado. Los parásitos gastrointestinales encontrados fueron: cuatro nematodos (*Capillaria sp.*, *Ancylostoma sp.*, *Strongyloides cebus*, *Strongyloides sp.*), un cestodo (*Paratriotaenia oedipomidatis*), un acantocéfalo (*Prosthenorchis elegans*) y tres protozoarios (*Entamoeba coli*, *Cryptosporidium sp.*, *Coccidia sp.*). *Coccidia sp.* es un nuevo protozoario reportado para *Oreonax flavicauda* (44).

En el 2015, Cuadros estudio los parásitos gastrointestinal del Mono Tocón de San Martín (*Callicebus oenanthe*), en la Zona de Conservación y Recuperación de Ecosistemas (ZoCRE) Morro de Calzada, provincia de Moyobamba, San Martín. Se colectaron 82 muestras fecales de dos grupos, grupo A bosque primario continuo y grupo B bosque secundario fragmentado. Se analizaron las muestras mediante técnicas de sedimentación espontánea en tubo, flotación con solución sobresaturada de NaCl y método de Ritchie. Se identificaron tres especies de helmintos, dos nematodos: *Strongyloides sp.* con 34,1% y 48,8% y un huevo de tipo estrombílido con 2,4% y 7,3%, un cestode: *Bertiella sp.* con una frecuencia de 12,2% y 12,2%. Además solo en el grupo B se identificó *Entamoeba sp.* con 7,3%. El autor sugiere que las diferencias encontradas pueden estar relacionadas a factores ambientales, donde el grado de perturbación del bosque y las condiciones más cálidas y húmedas, favorecen la supervivencia de estadios infecciosos de algunas especies de parásitos (45).

Con respecto a las investigaciones en primates de vida libre en Sudamérica destacan las siguientes: En el 2004 Santos y colaboradores estudiaron los endoparásitos en Muriquis del Norte (*Brachyteles hipoxanthus*) aislados en pequeños fragmentos de la masa atlántica en Santa María de Jetibá, Brasil. Se colectaron 28 muestras y se encontraron helmintos gastrointestinales como los nematodos: Ancylostomadae de género no identificado; cestodos, *Moniezia sp.*, *Hymenolepis sp.* y un trematodo, Digenea de género no identificado (46).

La presencia de parásitos comunes al hombre capaces de infectar con éxito a primates neotropicales quedó demostrado en un registro realizado por Michaud, quien en el 2003 observó la presencia de *Hymenolepis diminuta*, *Ancylostoma sp.*, *Necator americanus* y *Ascaris lumbricoides* parasitando a primates de gran tamaño (*Cacajao calvus rubicundus* y *Lagothrix lagothricha*) en condiciones de cautiverio. Así también la capacidad infectante de *Strongyloides stercoralis* parásito muy común en humanos asociado con *Giardia lamblia* y *Entamoeba histolytica* fue demostrada en una investigación en primates de diversas especies procedentes de cría domiciliaria en el estado de Pará en Brasil (1, 47).

Existen diversos estudios acerca del efecto que tienen los parásitos sobre las conductas de los hospederos. Las alteraciones conductuales provocadas por una infección o enfermedad, involucran a todos los sistemas motivacionales de la conducta: reproductivas y sociales, depredación y competencia, tróficas y de mantenimiento, así como el cuidado parental. Los primeros signos de enfermedad: disnea, diarrea, fiebre, anorexia, anemia, disminución del estado inmunológico y la susceptibilidad de contraer infecciones secundarias pueden conducir a la mortalidad de estas poblaciones. Estos signos, asociados a cambios conductuales causados por la pérdida de vigor del individuo parasitado, influyen negativamente en su habilidad para proteger su territorio y seleccionar pareja. Por otro lado la carga parasitaria disminuye la coloración del pelaje e incluso los olores de individuos parasitados pueden modificarse, provocando

que sean rechazados por otros miembros del grupo, disminuyendo el éxito reproductivo de ese individuo (48).

2.9 Zoonosis

Bajo condiciones naturales, los primates no humanos, pueden albergar distintas especies de parásitos, manteniendo un equilibrio de tal forma que no se presenta enfermedad alguna. En cautiverio los animales pueden estar libres de enfermedad mediante un estricto manejo sanitario y un buen acondicionamiento ambiental, pero en un momento dado el equilibrio se puede romper y presentarse enfermedades como: Amebiasis, Giardiasis, Cryptosporidiasis, Ascariasis, Trichuriasis, Strongyloidiasis, etc (2, 47).

Nematodos como *Trichostrongylus*, *Strongylus*, *Ancylostoma*, *Ascaris* y *Trichuris*, protozoarios como *Plasmodium*, *Leishmania* y *Trypanosoma*, entre otros, son parásitos compartidos entre los primates no humanos y humanos, presentándose con frecuencia zoonosis por el contacto cercano durante la manipulación de animales en los zoológicos o por su tenencia como mascotas. Esta situación, también ha sido reportada en vida libre, registrándose parásitos gastrointestinales comunes a primates y humanos en zonas donde interactúan las dos especies (47).

El más reciente estudio de helmintiasis y protozosis en primates neotropicales procedentes de cría domiciliaria realizado por Pereira y colaboradores en el 2010, demostró que de 29 muestras de heces investigadas, 48,2% presentaron algún tipo de parásito con potencial zoonótico. Fue encontrado *Strongyloides stercoralis* en 17,2% de las muestras estudiadas y en 3,4% de los casos este parásito estaba asociado a *Giardia lamblia*. Vale destacar que un 100% de los *Saimiri sciureus* presentaba este helminto en las heces y en apenas un 4,5% de las muestras de *Cebus apella*. También se encontró un 10,3% de casos positivos para *Entamoeba histolytica* y un 3,4% para

Entamoeba coli en el total de muestras analizadas. El estudio mostró que primates no humanos son hospederos de una variada fauna parasitaria con potencial zoonótico como *Giardia lamblia*, *Entamoeba histolytica* y *Strongyloides stercoralis*. Se justifica, por lo tanto, la necesidad de vigilancia sanitaria en el sentido de prohibir la cría de esos animales en domicilio con la finalidad de evitar agravios a la salud de las personas por la exposición humana a estos agentes (49).

En resumen, los primates no humanos son reservorios de una gran variedad de agentes infecciosos con implicación para la salud pública (1, 2). Sin embargo, a pesar de que la legislación peruana prohíbe la cría de animales silvestres como mascotas, es todavía considerable el número de decomisos de primates no humanos y también es común encontrarlos conviviendo en ambientes familiares. Esa interfaz favorece la transmisión de enfermedades de carácter zoonótico, lo que refleja la ignorancia de la población sobre el riesgo de transmisión de zoonosis.

La mayoría de infecciones causadas por parásitos intestinales en los primates se presenta de forma asintomática, lo que destaca la importancia de realizar vermifugación profiláctica de estos animales en cautiverio, ya que ellos actúan como vehículo de contaminación para otras especies animales y para el hombre (2).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Espacio y Tiempo

La investigación se realizó en los bosques montanos de seis localidades en el departamento de Amazonas, los cuales se encuentran a una elevación entre los 1 600 a 2 400 m.s.n.m. En la región se presenta una temperatura media entre 15 y 25 °C, la precipitación es fuerte durante todo el año con una pequeña sequía entre los meses de Mayo a Setiembre. Los sitios seleccionados para la recolección de muestras presentaron diferentes niveles de conectividad de hábitat y de uso antropogénico del suelo. A continuación se detalla los lugares de muestreo (Anexo 8):

- a) Área de Conservación Privada “Bosque Berlín” ubicado en el distrito de Bagua Grande en la provincia de Utcubamba; el bosque se encuentra aislado y hay presencia de pasturas y ganadería.
- b) Sector Cabeza de Toro ubicado en el distrito de Yambrasbamba en la provincia de Bongará; bosque continuo y con presencia de pasturas y ganadería.
- c) Centros Poblados “La Esperanza” y “Miraflores” ambos ubicados en el distrito de Yambrasbamba en la provincia de Bongará, son pequeños parches de bosque aislados con presencia de pastura alrededor.

- d) Pedro Ruíz Gallo ubicado en el distrito de Jazán en la provincia de Bongará; es un bosque aislado con presencia de agricultura mixta.
- e) Distrito de Campo Redondo ubicado en la provincia de Luya. El bosque se encuentra aislado con presencia de cultivos de café.

El estudio tuvo una duración de 10 meses; 8 meses de colecta de muestras fecales en campo, hasta su procesamiento en Julio y Agosto del 2015.

3.2 Población y Muestra

Ambas especies son endémicas de los bosques montanos del norte del Perú en los departamentos de Amazonas y San Martín. Las poblaciones de ambas especies están presentes en bosques fragmentados y continuos de diferentes niveles de protección. Se muestrearon grupos al azar para ambas especies y se obtuvieron 46 muestras fecales de *Oreonax flavicauda* y 31 muestras fecales de *Aotus miconax*, teniendo un total de 77 muestras.

La población del grupo de la especie muestreada y el número de muestras fecales colectadas por localidad fueron los siguientes (Anexo 9):

Oreonax flavicauda:

- a) Sector Cabeza de Toro: Se colectaron cinco, 21 y 14 muestras fecales de tres grupos con un tamaño de (I) 20, (II) 22 y (III) 14 individuos por grupo respectivamente.

- b) ACP Bosque Berlín: Se colectaron seis muestras fecales de un grupo conformado por (IV) 11 individuos.

Aotus miconax:

- a) Sector Cabeza de Toro: Se colectaron siete muestras fecales de un grupo conformado por tres individuos.
- b) Centro Poblado La Esperanza: Se colectaron 11 muestras fecales de un grupo conformado por tres individuos.
- c) Centro Poblado Miraflores: Se colectaron cuatro muestras fecales de un grupo conformado por dos individuos.
- d) Campo Redondo: Se colectaron tres muestras fecales de un grupo conformado por tres individuos.
- e) Pedro Ruíz: Se colectaron tres muestras fecales de un grupo conformado por dos individuos.
- f) ACP Bosque Berlín: Se colectaron tres muestras fecales de un grupo conformado por seis individuos.

3.3 Diseño de la Investigación

La investigación es de tipo descriptivo no experimental. Se recibió apoyo de la ONG Neotropical Primate Conservation, la cual cuenta con los permisos respectivos para la colección de muestras biológicas fuera de Áreas Natural Protegidas (ANPs), y brindo

financiamiento durante toda la fase de campo y colecta de muestras fecales (transporte, guías de campo, alimentación y material de campo) (Anexo 10)

Durante la recolección de las muestras fecales se observó el estado físico de todos los individuos focales, resaltando que presentaban un pelaje brillante, buena condición corporal, lo que nos haría pensar que se encontraban aparentemente sanos. Todas las muestras se procesaron en el laboratorio de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad de Alas Peruanas. Los resultados fueron colocados en una tabla de base de datos Excel para su análisis e interpretación.

3.4 Materiales y Equipos

- a. Material biológico
 - Heces de primates
- b. Materiales para trabajo de campo
 - Botas de jebe
 - Frascos de plástico estériles con tapa rosca
 - Formol al 10%
 - Desinfectante de manos
 - Guantes de látex
 - Plumón indeleble
 - Binoculares Vortex / Diamondback 10x42
- c. Materiales de laboratorio
 - Mandil
 - Guantes de látex

- Mascarilla descartable
 - Láminas portaobjeto
 - Láminas cubreobjeto
 - Mortero y paleta
 - Vasos de plástico (forma de cono)
 - Solución sobresaturada de NaCl
 - Coladera de malla fina
 - Agua destilada
 - Pipeta pasteur
 - Tubos de ensayo
- d. Materiales de escritorio
- Papel bond A4
 - Impresiones
 - Fotocopias
 - USB
 - Computadora
- e. Servicios
- Microscopio Leica (Modelo DM750) con cámara digital (ICC50 HD)
 - Internet
 - Transporte
 - Alimentación

- Movilidad
- GPS Garmin (Modelo: GPSMAP® 64)
- f. Equipos
 - Impresora
 - Fotocopiadora
 - Cámara fotográfica Nikon (Modelo: D5100)
 - Carpa
 - Sleeping

3.5 Procedimiento

El procedimiento consistió de cuatro etapas: 1) Identificación y seguimiento del sujeto de estudio, 2) Colecta y conservación de muestras fecales, 3) Análisis en laboratorio e 4) Identificación de Parásitos.

3.5.1 Identificación y seguimiento del sujeto de estudio

Para la identificación de individuos se tomó en cuenta las características morfológicas de la especie (Anexo 1 y 4).

En base a su patrón de actividad los primates fueron seguidos en los siguientes horarios: para el caso de *Oreonax flavicauda*, diurnos, fueron seguidos durante toda su actividad diaria 12 (h) en promedio, de 6:00 h a 18:30 h aproximadamente; mientras que para *Aotus miconax*, nocturno, se ubicaron nidos durante horas de la mañana y se regresaba antes de que comiencen su actividad diaria, fueron seguidos de 18:00 h a 21:00 h aproximadamente.

En el bosque se trabajó con guías locales, quienes contaban con experiencia ubicando primates; se localizaban los grupos mediante sus vocalizaciones y una vez encontrado se procedía a seguir un individuo focal al azar hasta que defecara. Los grupos fueron seguidos 5 días a la semana por un periodo de 20 días por mes.

3.5.2 Colecta y conservación de muestras fecales

Se realizó el seguimiento de los individuos de primates hasta el momento de su defecación, inmediatamente después se procedió con el siguiente protocolo (Anexo 11).

3.5.2.1 Recolección de muestras de heces para análisis de parásitos gastrointestinales

1. Se preparó frascos estériles de tapa rosca con formol al 10% (recomendado para helmintos).
2. Antes de recoger las heces, se examinó macroscópicamente, y se tomó nota de la consistencia, presencia de sangre, moco, proglótidos de ténias, larvas o adultos de nematodos.
3. Usando guantes de látex y un aplicador de madera se colectó 2g de muestra de materia fecal y se depositó dentro del frasco estéril. Al tomar la muestra dentro de la materia fecal, se redujo el riesgo de contaminación por nematodos de vida libre del medioambiente.
4. Se selló el frasco y se rotuló cada muestra con un código único que contenía los siguientes datos: fecha, lugar, especie de primate y características macroscópicas de las fecas (Anexo 12).
5. Se agitó vigorosamente los tubos para maximizar el contacto entre la muestra y la solución de almacenamiento (50).

6. Las muestras se mantuvieron preservadas a temperatura ambiente y fueron enviadas a Lima desde Amazonas por vía terrestre, para su posterior análisis en el laboratorio central de la Universidad Alas Peruanas.

3.5.3 Análisis de muestras fecales

El análisis de las muestras fecales se realizó en el laboratorio central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Alas Peruanas.

3.5.3.1 Método de Sedimentación espontanea en tubo:

1. Se homogenizó 2g. de heces con 20ml de agua destilada en un mortero.
2. Se tamizó el contenido con un colador.
3. Se depositó en un vaso de precipitación.
4. Se llenó el vaso de precipitación con agua destilada hasta llegar a un centímetro del borde.
5. Se dejó reposar durante 40 minutos.
6. Terminado el tiempo, se decantó el sobrenadante para luego obtener el sedimento con ayuda de una pipeta Pasteur.
7. Se colocó 2 a 3 gotas en un portaobjetos para ser cubierta con una laminilla (cubreobjetos).
8. Se observó al microscopio óptico binocular a un aumento de 10X y 40X.
9. Una vez encontrados los huevos de parásitos, se tomó fotos para su identificación (37).

3.5.3.2. Método de Flotación con solución sobresaturada de cloruro de sodio (NaCl):

1. Se diluyó y se homogenizó 1g aproximadamente de heces con 20 ml de solución sobresaturada de NaCl en un mortero durante 2 min.

2. Se tamizó con un colador para poder descartar los residuos orgánicos no utilizables.
3. Se vertió en tubos de ensayo hasta alcanzar 1/3 del tubo.
4. Se terminó de llenar el tubo de ensayo con la solución sobresaturada hasta el ras de la superficie para cubrir con una laminilla la superficie.
5. Se esperó unos 20min.
6. Se retiró la laminilla de la superficie y se colocó en una lámina portaobjeto.
7. Se procedió a la lectura con la ayuda del microscopio óptico binocular a un aumento de 10X y 40X.
8. Se tomó fotos de los huevos encontrados para su posterior identificación (37).

3.5.4 Identificación de parásitos

Las muestras fueron observadas en un Microscopio Leica (Modelo DM750) con cámara digital (LEICA ICC50 HD) a un aumento de 10X y 40X, se tomaron fotos de los huevos encontrados. Para la identificación se contó con la ayuda de literatura existente y de la asesoría de la M.V. Mg_(c) Nidia Puray. Se consideró las principales características morfológicas (tamaño del huevo, estructura de la cubierta, color, forma y contenido) (14, 16, 19, 22, 28 – 30, 33, 38, 44 y 45).

Los resultados de los parásitos identificados fueron presentados a un nivel de familia, siendo la determinación a nivel de especie limitada por la ausencia de parásitos adultos. Las medidas fueron hechas en escala de 40X usando un software específico (LAS V4.1.0/2003-2012) sincronizado con la cámara del microscopio. Los hallazgos fueron documentados fotográficamente agregando la unidad de medida en micras (μm) (Anexo 13 – 18).

3.6 Diseño Estadístico

Obtenido los resultados del estudio se utilizó estadística porcentual con la finalidad de interpretar los resultados de la investigación utilizando el programa Microsoft Excel 2010.

IV. RESULTADOS

De un total de 77 muestras fecales de los monos *Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax* en el departamento de Amazonas, Perú. *O. flavicauda* obtuvo el 76% (35/46) de muestras positivas mientras que *A. miconax* obtuvo el 39% (12/31) de muestras positivas.

Cuadro 1: Muestras coproparasitológicas del mono choro cola amarilla y mono nocturno andino del departamento de Amazonas, Perú.

Especie	<i>Oreonax flavicauda</i>		<i>Aotus miconax</i>	
	n°	%	n°	%
Positivos	35	76%	12	39%
Negativos	11	24%	19	61%
Total	46	100%	31	100%

Para *Oreonax flavicauda*, se muestrearon cuatro grupos en dos localidades y se identificaron 6 familias de parásitos en 46 (100%) muestras fecales. El grupo I presentó mayor porcentaje de Ascarididae y Trichuridae, el grupo II fue el único que presentó *Prosthenorchis* spp. Todos los grupos mostraron presencia de Trichostrongylidae. Solo el grupo IV mostró la presencia de Strongyloididae y el grupo III mostró la presencia de Oxyuridae.

Cuadro 2: Frecuencia de helmintos gastrointestinales encontrados en *Oreonax flavicauda* en las distintas localidades de muestreo (n=46).

Familia de parásitos	Localidad							
	Sector Cabeza de Toro						ACP BB*	
	I N = 5		II N = 21		III N = 14		IV N = 6	
	n°	%	n°	%	n°	%	n°	%
Ascarididae	3	60,0	11	52,4	7	50,0	3	50,0
Trichuridae	3	60,0	9	42,9	5	35,7	0	0
Strongyloididae	0	0	0	0	0	0	2	33,3
Trichostrongylidae	2	40,0	2	9,5	2	14,3	1	16,7
Oxyuridae	0	0	0	0	2	14,3	0	0
<i>Prosthenorchis</i> sp.	0	0	1	4,8	0	0	0	0

*ACP BB: Área de Conservación Privada Bosque Berlín

Para *Aotus miconax* se muestrearon seis grupos en seis localidades. Las muestras de cinco grupo fueron positivas a parásitos y se identificaron tres familias de parásitos de 31 (100%) muestras fecales. Solo el grupo II y grupo V mostraron presencia de Acarididae siendo éste último el de mayor frecuencia, además de ser el único con presencia de Trichostrongylidae. Cuatro grupos mostraron presencia de Oxyuridae siendo el grupo IV el de mayor frecuencia.

Cuadro 3: Frecuencia de helmintos gastrointestinales encontrados en *Aotus miconax* en las distintas localidades de muestreo (n=31).

Familia de parásitos	Localidad									
	SCT		CP – LE		CP – M		CR		ACP BB	
	N = 7		N = 11		N = 4		N = 3		N=3	
	n°	%	n°	%	n°	%	n°	%	n°	%
Ascarididae	0	0	1	9,1	0	0	0	0	2	66,7
Trichostrongylidae	0	0	0	0	0	0	0	0	1	33,3
Oxyuridae	4	57,1	0	0	2	50,0	2	66,7	1	33,3

SCT = Sector Cabeza de Toro (Grupo I)

CP – LE = Centro Poblado La Esperanza (Grupo II)

CP – M = Centro Poblado Miraflores (Grupo III)

CR = Campo Redondo (Grupo IV)

ACP BB = Área de Conservación Privada Bosque Berlín (Grupo V)

Del total de las 35 (76%) muestras positivas encontradas en el Mono Choro Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*) se encontraron huevos de la familia Ascarididae en mayor porcentaje (52,17%).

Cuadro 4: Frecuencia de helmintos gastrointestinales encontrados en *Oreonax flavicauda* en el departamento de Amazonas, Perú (n=35).

Familia de parásito	Muestra positivas	
	N°	%
Ascarididae	24	52,17
Trichuridae	17	36,95
Strongyloididae	2	4,34
Trichostrongylidae	7	15,2
Oxyuridae	2	4,34
<i>Prosthenorchis</i> sp.	1	2,17

Del total de las 12 (39%) muestras positivas para el Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*), se encontraron huevos de familia Oxyuridae en mayor porcentaje (29%).

Cuadro 5: Frecuencia de helmintos gastrointestinales encontrados en *Aotus miconax* en el departamento de Amazonas, Perú (n=12).

Familia de Parásitos	Muestras positivas	
	N°	%
Oxyuridae	9	29
Ascarididae	3	9,6
Trichostrongylidae	1	3,2

Del total de muestras parasitarias positivas tenemos como resultado un 63,8% de muestras monoparasitarias, un 31,9% de muestras biparasitarias y 4,3% de muestras poliparasitarias como se muestra en el siguiente cuadro:

Cuadro 6: Tipos de parasitismo encontrados en las muestras positivas de los dos primates de estudio (*Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax*).

Tipo de Parasitismo	Familia	Muestras positivas	
		N°	%
Monoparasitismo		30	63,8
	Ascarididae	13	27,7
	Trichuridae	6	12,8
	Oxyuridae	9	19,1
	Strongyloididae	1	2,1
	Trichostrongylidae	1	2,1
Biparasitismo		15	31,9
	Ascarididae – Trichuridae	6	12,8
	Ascarididae – Trichostrongylidae	3	6,4
	Trichuridae – Trichostrongylidae	3	6,4
	Ascarididae – Strongyloididae	1	2,1
	Ascarididae – Oxyuridae	2	4,3
Poliparasitismo		2	4,3
	Ascarididae – Trichuridae – <i>Prosthenorchis</i> sp.	1	2,1
	Ascarididae – Trichuridae – Trichostrongylidae	1	2,1
	Total	47	61%

V. DISCUSIÓN

El presente estudio es el segundo que se lleva a cabo con la finalidad de identificar los parásitos gastrointestinales de dos de los primates endémicos de la región de Amazonas, el mono choro cola amarilla (*Oreonax flavicauda*) y el mono nocturno andino (*Aotus miconax*) ambos de vida libre aparentemente sanos, mediante métodos no invasivos.

De todas las muestras fecales estudiadas de ambas especies de primates, el 61% (47/77) resulto ser positivo a algún tipo de huevo de helminto gastrointestinal, siendo positivas el 76% (35/46) de las muestras fecales de *Oreonax flavicauda* y el 39% (12/31) de las muestras fecales de *Aotus miconax*; existen diferencias en los resultados de las dos especies de primates, a pesar de que ambas comparten el mismo tipo de hábitat, lo cual sugiere que la presencia de parásitos podría deberse al estilo de vida de sus hospederos. *Oreonax flavicauda*, al ser de hábitos diurnos y realizar un recorrido diario promedio de 2880 mts, va compartir área geográfica con otras especies de mamíferos diurnos. A diferencia de especies del género *Aotus*, estrictamente nocturnos, que se desplazan en promedio 837,3 mts diariamente (5).

Los bosques de neblina de la región de Amazonas presentan temperaturas entre 15° a 25°C y alta humedad de 85%, durante la mayor parte del año, este clima resulta propicio para la presencia de parásitos en los primates de estudio; debido a que las bajas temperaturas y la alta humedad, son factores que van a favorecer el desarrollo y mantenimiento de huevos de nematodos en el medio ambiente (36). Se evidenció resultados positivos en el transcurso de los ocho meses de muestreo, pudiendo deducir

que la época del año (presencia/ausencia de lluvias) no es de gran influencia en el desarrollo de los helmintos gastrointestinales en la zona de estudio. Sin embargo es necesario mejores estudios a través del tiempo.

Las muestras de *Oreonax flavicauda* se colectaron en cuatro grupos de dos localidades con presión antropogénica y diferentes niveles de conectividad de hábitat; en donde el grupo I, II y III se encontraban en un bosque continuo y el grupo IV en un bosque aislado. La mayor diversidad de parásitos (cinco familias parasitarias) se encontró en los grupos presentes en un bosque continuo; lugar donde coexisten tres especies de primates; a diferencia del grupo IV que habita en un bosque aislado de 7 ha (descrito por los pobladores aledaños), sin la presencia de otras especies de primates, donde se evidencio tres familias de parásitos y la presencia de Strongyloididae, parásito importante para la salud pública. Trichonstrongylidae resulto presente en todos los grupos muestreados, presumiendo que la interacción con otras especies de mamíferos silvestres va influir en la diversidad parasitaria de los primates de estudio.

La mayoría de los grupos de *Aotus miconax* (4/6) mostraron presencia de Oxyuridae, siendo el grupo IV el de mayor frecuencia (66,7%), resultados que confirman que este parásito es el más frecuente en el género *Aotus* (31). El grupo II solo reporto la presencia de Ascarididae (9,1%), vale mencionar que este grupo es el más cercano a un centro poblado ganadero. El grupo V presento la mayor diversidad con tres familias de parásitos además de ser el único con presencia de Trichostrongylidae y el grupo VI no resulto positivo a ninguna forma parasitaria. La diversidad de parásitos presentes en *Aotus miconax* podría estar influenciada por la presencia de animales domésticos y ganado bovino en la zona, más no por el tipo de conectividad de hábitat ya que esta especie puede vivir y adaptarse muy bien a hábitats fragmentados (5).

Los resultados del estudio muestran que *O. flavicauda* presenta seis familias de helmintos gastrointestinales; contrasta con otro estudio realizado por Sanchez y

Shanee en el 2012, en la misma área geográfica, Sector Cabeza de Toro; donde se reportó huevos de la familia Strongyloididae (12%) y Trichuridae (12%) (42). En esta investigación se evidencia el aumento de la frecuencia de la familia Trichuridae 42,9%, y se adicionan cuatro familias nuevas para la especie (Ascarididae, Trichostrongylidae, Oxyuridae y *Prosthenorchis sp.*), el lugar de estudio presenta continua presión de deforestación en los últimos años y como consecuencia la fragmentación del bosque; como menciona Valdespino, estos impactos van a obligar a los primates a descender al suelo y va a incrementar la probabilidad de contacto con animales domésticos o humanos (51). Por lo tanto, la pérdida de hábitat estaría influenciando en el estudio al aumento de la diversidad parasitológica de estos primates, debiéndose en mayor proporción a la presión antropogénica.

Un segundo estudio aún sin publicar realizado también en el departamento de Amazonas por Reátegui en el 2014, reporta *Capillaria sp.*, *Ancylostoma sp.*, *Strongyloides cebus*, *Strongyloides sp.* y *Prosthenorchis elegans* en *Oreonax flavicauda* utilizando las técnicas de Ritchie y Sheather Sugar (44). Comparado con este estudio, el cual utilizó técnicas de bajo costo, se confirmó la presencia de Strongyloididae, *Prosthenorchis sp.* y se adicionó la presencia de las familias Ascarididae, Trichostrongylidae, y Oxyuridae como nuevos registros para *O. flavicauda*. La técnica de Sedimentación espontánea en tubo y Flotación con solución sobresaturada de NaCl, son empleadas para la detección de quistes, trofozoítos de protozoarios, huevos y larvas de helmintos (38); de esta manera el presente estudio considera que estas técnicas fáciles de realizar y de bajo costo son efectivas para la detección de huevos de helmintos.

La mayor parte de los hallazgos parasitarios en *O. flavicauda* corresponden a huevos de la familia Ascarididae (52,17%), la característica de los huevos de esta familia es la presencia de una capa albuminosa mamillada, de cubierta gruesa haciéndolos resistentes a las diferentes condiciones medioambientales, pudiendo sobrevivir en el medioambiente por muchos meses e inclusive años (17). El alto porcentaje de esta

familia sugiere que aparentemente este parásito podría ser un componente natural de esta especie de primates, probablemente por la interacción con otras especies de mamíferos silvestres o por su descenso al suelo para consumir tierra (Shanee 2015, *Comunicación personal*). Estos huevos ya han sido reportados en primates de vida silvestre, con mayor frecuencia en primates del viejo mundo y grandes simios; especies terrestres como es el caso de Colobus de Uganda (53). Sin embargo, estudios a más profundidad son necesarios para determinar la presencia de *Ascaris* en estado silvestre y evaluar la posibilidad de infecciones cruzadas.

Montesinos en Venezuela en el 2014, reporta huevos del orden Ascaridida en *Sapajus apella margaritae* de vida libre, el lugar de recolección de muestras fecales, fue en Isla Margarita un lugar que mantiene contacto con poblaciones humanas; el autor señala que este hallazgo pueda haber resultado de un efecto antropozoonótico ó pueda ser por su dieta omnívora (vertebrados y no-vertebrados) (18). Así mismo, los primates de este estudio, *Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax*; viven simpátricamente con *Sapajus macrocephalus*, entonces podría ser probable que exista un alto riesgo de transmisión cruzada de parásitos entre estas especies de primates, aún no se han estudiado relaciones sociales entre ellos, pero en campo si se ha observado cercana proximidad entre *Oreonax flavicauda* y *Sapajus macrocephalus*.

La presencia de huevos de la familia Strongyloididae se reportó en el 4,3% de las muestras positivas de *O. flavicauda*; a pesar de ello, la presencia en el estudio de estos parásitos merece atención debido a que las muestras fecales fueron colectadas en el Área de Conservación Privada Bosque Berlín; el cual es un bosque aislado y es usado frecuentemente por pobladores y sus animales domésticos, lugar que se volverá reservorio de un patógeno con alto riesgo para la población (52).

En relación a *Prosthenorchis sp.* los huéspedes comunes son primates de los géneros: *Saguinus*, *Saimiri*, *Allouata*, *Aotus*, *Ateles*, *Cebus*, *Cebuella*, *Lagothrix* y *Callicebus*, y

la infección en vida libre se da por la ingestión de alguno de los huéspedes intermediarios, que incluyen coleópteros (escarabajos) como *Lasioderma serricone* y *Stegobium paniceum*, entre otros insectos, aunque no hay reportes previos de la dieta habitual en vida silvestre del *O. flavicauda*, no se descarta que alguno de estos insectos sean parte de su dieta proteíca. Este acantocéfalo considerado antroponóico es ampliamente reconocido en especies de primates en cautividad, por lo que su presencia en vida libre en baja frecuencia sugiere el impacto de actividad humana en la zona de estudio (44).

En el caso de *Aotus miconax* se encontraron huevos de las familias Ascarididae, Trichostrongylidae y Oxyuridae, Sánchez en el 2012 solo reporta la presencia de Strongyloididae; por lo tanto las familias Ascarididae, Trichostrongylidae y Oxyuridae son nuevos reportes para la especie. La presencia de tres helmintos gastrointestinales, concuerdan con el estudio de Phillips, quien mostró que primates de tamaño mediano a pequeño (*Callicebus brunneus*, *Cebus albifrons*, *Cebus apella*, *Saguinus fuscicollis*, *Saimiri sciureus*, y *Aotus vociferans*) tenían un máximo de cinco especies de parásitos gastrointestinales (39). Sin embargo, en otro estudio realizado en el 2010 por Perea en *Aotus azarai azarai* encontraron cuatro helmintos gastrointestinales como: *Strongyloides sp.*, *Uncinaria sp.*, *Taenia sp.*, *Trypanoxyuris sp.* y también seis especies de protozoarios. Reportando así una alta diversidad parasitológica comparado con otros primates de similar tamaño, el autor señala que la alta diversidad de parásitos depende del incremento en la proporción de borde de bosque en los hábitats fragmentados (36, 52).

El estudio también reporta la presencia de huevos de la familia Oxyuridae siendo los de mayor porcentaje (29,0%) encontrados en *Aotus miconax*. Según Tantaleán (1994), parásitos del género *Trypanoxyuris* que pertenecen a la familia Oxyuridae son los nematodos más frecuentes y menos patogénicos encontrados en monos del género *Aotus* en su hábitat natural. *Trypanoxyuris* usualmente parasita el ciego y es bien

tolerado por el hospedero. De acuerdo con un estudio hecho en 128 *Aotus nancymae* de vida libre, 54,7% de los monos estuvieron parasitados por este oxyuris (31).

Por otro lado en el estudio se observó un predominio del monoparasitismo (63,8%) sobre el biparasitismos (31,9%) y poliparasitismo (4,3%) al igual que el estudio de Carrasco, quien en el 2008 encontró predominio del monoparasitismo sobre el biparasitismo y poliparasitismo en *Ateles belzebuth chamek* de vida libre (19). Se debe resaltar que los biparasitismos encontrados Ascarididae – Trichostrongylidae y Ascarididae – Strongyloididae son considerados importantes para la salud pública por ser de carácter zoonótico (20, 22, 49).

El hombre al tener contacto estrecho con estos animales o con sus secreciones, excrementos y/o tejidos puede convertirse en hospedero accidental de Ascarididae, Oxyuridae, Trichostrongylidae y Trichuridae. El tráfico de fauna silvestre y el mantenimiento en cautiverio de primates generan problemas de salud y seguridad pública. Para reducir al mínimo los riesgos es indispensable contar con personal experimentado y aplicar normas estrictas de bioseguridad e higiene personal.

Las parasitosis intestinales son una importante causa de morbilidad y mortalidad en primates del nuevo mundo mantenidos en cautividad (33), es por ello que los parásitos Strongyloididae y *Prosthenorchis* spp. reportados en el estudio son los de mayor importancia para la elaboración de programas de desparasitación en cautividad. La presencia de Strongyloididae en cautividad puede ser de alto riesgo zoonótico (39), se debe tratar a los primates infectados con Tiabendazol 100 mg/kg vía oral repitiéndose tres veces a la semana. Los primates que muestren sintomatología entérica pueden ser tratados con antihelmínticos como: Febendazol ó Mebendazol (50mg/kg) vía oral diariamente durante tres días, repetido en dos semanas.

Prosthenorchis spp. tiene mayor importancia clínica en casos provenientes del tráfico ilegal, la presencia de este parásito es particularmente grave en los primates debido a

varios factores, entre ellos la alta patogenicidad en animales estresados durante la cautividad, la presencia permanente de su principal huésped intermediario (cucarachas) en los sitios de alojamiento y finalmente la pobre respuesta a los tratamientos médicos (33); *Prosthenorchis* spp. causa diarrea, anorexia, caquexia, dolor, depresión, debilitamiento y muerte del animal, también se presenta linfadenitis mesentérica, esplenomegalia, intususcepciones, bloqueo mecánico y/o prolapso rectal que pueden estar asociadas con la infección. La remoción quirúrgica y control de cucarachas son los tratamientos de elección (39).

VI. CONCLUSIONES

- Los resultados obtenidos mostraron un porcentaje de 61% (47/77) de muestras positivas. Se identificaron huevos de seis familias de helmintos gastrointestinales: Para *Oreonax flavicauda* se identificaron Ascarididae 52,17%; Trichuridae 36,95%, Strongyloididae 4,34%; Trichostrongylidae 15,2%; Oxyuridae 4,34% y *Prosthenorchis sp.* 2,17% y en *Aotus miconax* se identificaron Ascarididae 9,6%; Oxyuridae 29,0% y Trichostrongylidae 3,2%. Ambas especies comparten huevos de las familias Ascarididae, Trichostrongylidae y Oxyuridae, siendo estos nuevos registros de parásitos para ambas primates.
- La presencia de estos parásitos podría tener relación con el efecto antropogénico y la deforestación que ocurre en la zona de estudio. Se resalta la presencia de parásitos Strongyloididae, por su importancia en salud pública

VII. RECOMENDACIONES

- Estudios a futuro deben emplear técnicas de diagnóstico específicas como análisis moleculares (PCR) y se deberían realizar necropsias oportunistas para mejorar la identificación de los parásitos gastrointestinales de *Oreonax flavicauda* y *Aotus miconax*.
- Se sugiere realizar estudios coproparasitológicos de los primates de estudio en hábitat donde no exista la deforestación, para tener datos de un grupo control.
- Se sugiere realizar estudios coproparasitológicos a los pobladores que conviven con estos primates con la finalidad de determinar la existencia de parásitos zoonóticos y así poder aplicar medidas de prevención y control. Además se debe implementar programas de educación sanitaria dirigida a los pobladores de la zona de estudio.
- Se debe fomentar estudios sobre el impacto de la deforestación con relación al incremento de la carga parasitaria en especies silvestres para poder entender como se ve afectada la dinámica huésped – parásito.

VIII. REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

1. Michaud C, Tantalean M, Ique C, Montoya E, Gozalo A. A survey for helminth parasites in feral New World non-human primate populations and its comparison with parasitological data from man in the región. *J Med Primatol* 2003; 32:341–345.
2. Huffman M, Chapman C, *Primate Parasite Ecology: The Dynamics and Study of Host-Parasite Relationships*. 2009. 1° Ed: 199 – 230
3. Ministerio del Ambiente. Informe Final del Estudio de Especies CITES de Primates Peruanos. 2011: 83 – 86 y 214 – 217.
4. Mittermeier, R., De Macedo Ruiz, H., & Luscombe, A. A Woolly Monkey Rediscovered in Peru. 1975. *Oryx*, 13(1),
5. Defler T. *Historia Natural de los Primates Colombianos*. 2010. 2° Ed: 235 – 255, 366 – 371.
6. IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2017-1. <<http://www.iucnredlist.org/details/39924/0>>. Downloaded on 29 May 2017.

7. CITES Convención Internacional sobre el Comercio de Especies Amenazadas de Fauna y Flora. 2017. <<https://cites.org>> Downloaded on 29 May 2017.
8. DS N° 004-2014-MINAGRI. Decreto Supremo que aprueba actualización de la lista de Clasificación y Categorización de Especies Amenazadas de Fauna Silvestre legalmente protegidas por el Estado. 8 de abril del 2014. El Peruano Normas Legales: 520497-520504. 2014.
9. Shanee N, Shanee S, Maldonado A. Conservation assessment and planning for the yellow-tailed woolly monkey in Peru. *Wildlife Biology in Practice*. 2007; (3): 3-82.
10. Thomas, O. 1927a. The Godman-Thomas Expedition to Peru. On mammals collected by Mr. R. W. Hendee in the Province of San Martin, N. Peru, mostly at Yurac Yacu. *Ann. Mag. Nat. Hist, Ser. 9*, 19:361–375
11. Cornejo F, Aquino R, Jimenez C. Notes on the natural history, distribution and conservation status of the Andean night monkey, *Aotus miconax* Thomas, 1927. *Primate Conservation*. 2008; (23):1-4.
12. IUCN. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2017-1. <<http://www.iucnredlist.org/details/1802/0>>. Downloaded on 29 May 2017.
13. Mati V, Junior F, Pinto H. *Strongyloides cebus* (Nematoda: Strongyloididae) in *Lagothrix cana* (Primates: Atelidae) from the Brazilian Amazon: Aspects of Clinical Presentation, Anatomopathology, Treatment, and Parasitic Biology. *Journal of Parasitology*. 2013; (99):1009-1018.

14. Guerrero F, Serrano-Martinez E, Tantalean M, Quispe M, Casas G. Identificación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del Parque Zoológico Natural de Pucallpa, Perú. *Revista Investigaciones Veterinarias de Peru*. 2012; (23):469-476.

15. Rodriguez, E. *Parasitología Médica*. México. 2013 1° Ed. Cap. 22.

16. Soulsby E. J. L. *Parasitología y enfermedades parasitarias*. México. 1987. 7ª Ed.

17. López R. *Guía de Enfermedades Infecciosas Importadas*. Ministerio de Sanidad y Consumo Centro de Público. Madrid, España. 2008. 52 – 54.

18. Montesinos L. *Parásitos Gastrointestinales en Monos de Margarita *Sapajus apella margaritae* (Primates: Cebidae) en estado silvestre (Nueva Esparta, Venezuela)*. Hallazgos Preliminares. 2011. II Simposio Colombiano de Patógenos y Huespedes en Vida Silvestre.

19. Carrasco F, Tantaleán M, Gibson K, Williams M. Prevalencia de helmintos intestinales de una población de monos maquisapas silvestres *Ateles belzebuth chamek* en el Parque Nacional de Manu, Perú. 2008. *Neotropical Helminthology*, vol.2, no 1, pp. 19-26.

20. Acha P. *Zoonosis y Enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales*. 3ª Ed.; Vol. III; 2006. 321 – 322.

21. Nagaty, H. The Genus *Trichostrongylus* Looss, 1905: Inglaterra. 1932. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology* Vol. 26 , Iss. 4.
22. Ceballos Yepes D. Prevalencia de Endoparásitos en Primates que Ingresan al Centro de Atención y Valoración de Fauna Silvestre (CAV) del Área Metropolitana del Valle de Aburra. Tesis para optar el grado de Médico Veterinario y Zootecnista. Medellín – Colombia. 2007.
23. Campillo MC, Vázquez FA, Fernández ARM, Acedo MCS, Rodríguez SH, López-Cozar IN, Baños PD, Romero HQ, Varela MC. *Parasitología Veterinaria*. 1° Ed. McGraw-Hill-Interamericana, Madrid. 1999.
24. Mollericona J. Primer Reporte de Parásitos Intestinales en *Callicebus modestus* del Departamento de Beni, Bolivia. *Rev. Neotropical Primates*; 20(1): 18 – 28. 2013.
25. Matinez, F. Hallazgo de *Hymenolepis* sp. En *Chrysocyon brachyurus* (Carnivora: Canidae). Universidad Nacional del Nordeste Argentina. Comunicaciones científicas y tecnológicas. Poster V- 026. 2006.
26. Renquist D. Zoonoses Acquired from Pet Primates. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. 1987. 17 (1): 219 – 240.
27. Inglis, G. THE OXYURID PARASITES (NEMATODA) OF PRIMATES. *Journal of Zoology*. 1961. Volume 136, Issue 1

28. Da Silva, A. Parasitosis en Monos Carayá (*Alouata caraya*). Cátedra de Parasitología y Enfermedades Parasitarias. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad de Buenos Aires. 2010.
29. Broke M, Melvin D. Morfología de los estadios diagnósticos en los parásitos intestinales en humanos. 1989. 2° Ed: 24 – 28.
30. Trejo M. *Trypanoxyuris minutus* en las dos especies de monos aulladores de México. Rev. Mexicana de Biodiversidad; 2011. 293 – 299.
31. Tantaleán M, Gozalo A. Aotus: The Owl Monkey. Cap. 13 Parasites of the Aotus Monkey .1994. P. 353 – 373.
32. Southwell, T & Macfie, J On a Collection of Acanthocephala in the Liverpool School of Tropical Medicine. 1925. Annals of Tropical Medicine & Parasitology 19:2, 141-184,
33. Nole I. Parasitismo gastrointestinal en el mono tocón moreno (*Callicebus brunneus*) que habita en bosques con diferente grado de perturbación antropogénica en el departamento de Madre de Dios [Tesis]. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2008.
34. Perez J, Ramirez M, Hernandez C. *Prosthenorchis* sp. En tities grises (*Saguinus leucopus*). Revisión de tema. Revista CES. Medicina. Veterinaria y Zootecnia. 2007. 2(1):51-57.

35. Falla A. Introducción al desarrollo de una prueba diagnóstica para *Prosthenorchis spp.* Basada en PCR [Tesis]. Colombia: Univ. Nac. Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria. 2015.
36. Angulo F. Nematodosis Gastrointestinales. Manual de Ganadería. Venezuela. 2006.
37. Beltrán FE, Tello CR, Naquira VC. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Lima: Ministerio de Salud. Instituto Nacional de Salud. Serie de Normas Técnicas, 2003.
38. Foreyt W. Veterinary Parasitology. 2001. 5° Ed: 3 – 9.
39. Botero L. Análisis Retrospectivo de las enfermedades parasitarias del mono ardilla (*Saimiri sciureus*) en dos condiciones ex situ en el Noroccidente de los Andes Sudamericanos. 2011. No 22: 85 – 93.
40. Phillips KA, Haas ME, Grafton BW, Yrivarren M. Survey of the gastrointestinal parasites of the primate community at Tambopata National Reserve, Peru. J. of Zool. 2004; (264): 149 – 151.
41. Conga D. Parasitismo gastrointestinal del mono choro (*Lagothrix poeppigii*) y de los pobladores amazónicos locales del río Yavri Mirín – Loreto [Tesis]. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria, 2011.

42. Sanchez-Larranega J, Shanee S. Parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Oreonax flavicauda*) y el mono nocturno Andino (*Aotus miconax*) en Amazonas, Perú. *Neotropical Primates*. 2012, (19):38-41.
43. Conga D, Bowler M, Tantaleán M, Montes D, Serra-Freire N, Mayor P. Intestinal helminths in wild Peruvian red uakari monkey (*Cacajao calvus ucayalii*) in the northeastern Peruvian Amazon, *J Med Primatology*. 2013; 43(2): 130 – 133.
44. Reátegui E. Identificación de parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Oreonax flavicauda*) de vida silvestre en el distrito Corosha, Departamento de Amazonas-Perú [Tesis]. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. Facultad de Medicina Veterinaria. 2014.
45. Cuadros M. Parásitos Gastrointestinales del Mono Tocón de San Martín (*Callicebus oenanthe*) en la Zona de Conservación y Recuperación de Ecosistemas Morro de Calzada, Moyobamba – Perú [Tesis]. Lima: Univ. Alas Peruanas. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 2015.
46. Santos Angonesi P. Endoparasitos em Muriquis – Do – Norte, *Brachyteles hypoxanthus*, Isolados em Pequeno Fragmento de Mata Atlântica. 2009. *Neotropical Primates* 16 (1): 15 – 18.
47. Castañeda F. Prevalencia de helmintos intestinales en primates neotropicales cautivos alojados en la ciudad de Ibagué. *Rev. Col. De Ciencia Animal*. 2010. Vol 3. N°1: 33 – 40.

48. Suzán G, Galindo F, Ceballos G. La importancia del estudio de enfermedades en la conservación de la fauna silvestre. 2000. Vet. Méx., 31 (3).
49. Pereira W. Ocurrencia de hepatitis virales, helmintiasis y protozoosis en primates neotropicales procedentes de cría domiciliaria: afecciones de transmisión fecal – oral con potencial zoonótico. 2010. Rev. Pan Amaz Saudade 1(3): 57 – 60.
50. Gillespie T. Noninvasive Assessment of Gastrointestinal Parasite Infection in Free Ranging Primates. International Journal of Primatology. 2006. Vol.27, No 4, pp 1129 – 1143
51. Valdespino C; Rico-Hernández G; Mandujano S. Gastrointestinal parasites of Howler monkeys (*Alouatta palliata*) inhabiting the fragmented landscape of the Santa Marta mountain range, Veracruz, Mexico. American Journal of Primatology, 2010. v.72, n.6, p.539-548.
52. Perea-Rodriguez J, Milano A, Osherov B, Fernandez-Duque E. Gastrointestinal parasites of owl monkeys (*Aotus azarai azarai*) in the Argentinian Chaco. 2010. Neotropical Primates. 17:7-11.
53. Gillespie T, Chapman C. Prediction of parasite infection dynamics in primate metapopulations base don attributes of forest fragmentation. Conservation Biology. 2006 (20):441-448.

ANEXOS

ANEXO 1



Fig 1. Mechón escrotal de color amarillo intenso y de aproximadamente 15 cm de largo en los machos adultos de *Oreonax flavicauda* (a) (b).

Foto: Elaboración propia, 2014.

ANEXO 2

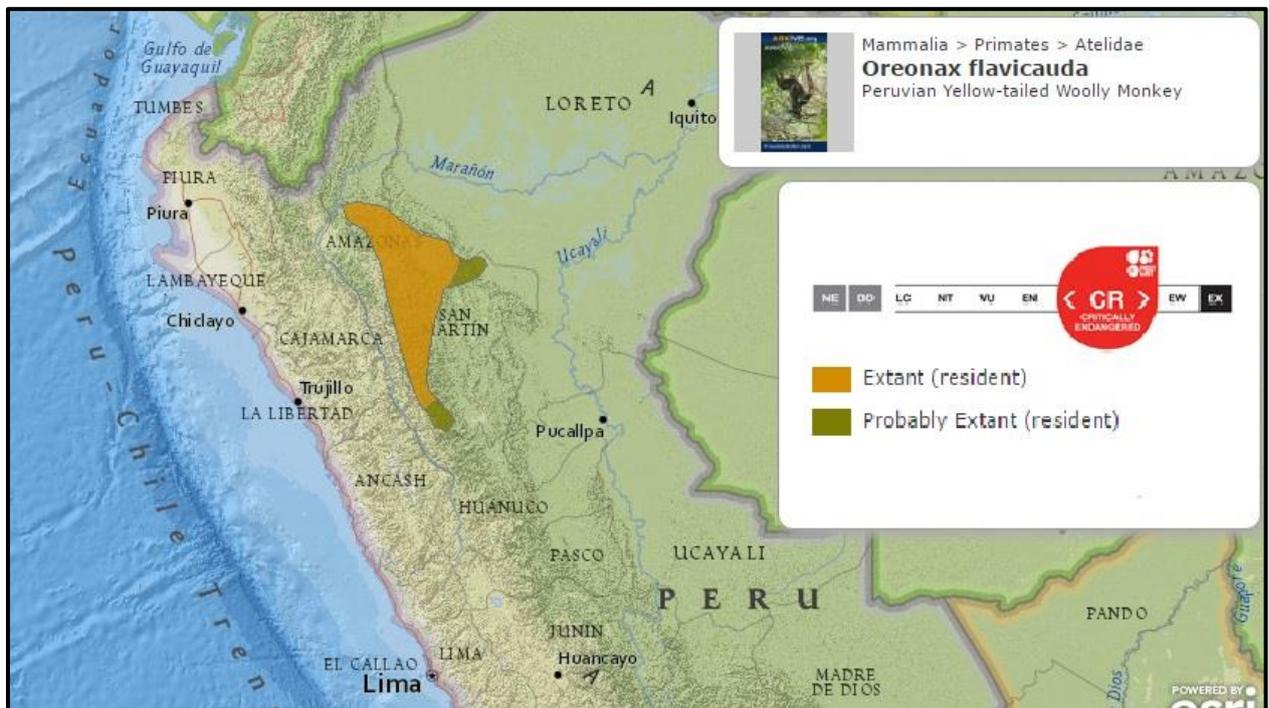


Fig 2. Mapa de la distribución geográfica del Mono Choro Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*)

Fuente: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) – Lista roja de especies amenazadas, 2017.

ANEXO 3



Fig 3. Tráfico ilegal de fauna silvestre: *Oreonax flavicauda* traficado para ser utilizado en centros turísticos, para tenencia como mascotas (a) (b), para consumo como carne de monte (c) y cráneos para brujería (d).

Fotos: ONG Neotropical Primate Conservation, 2014.

ANEXO 4

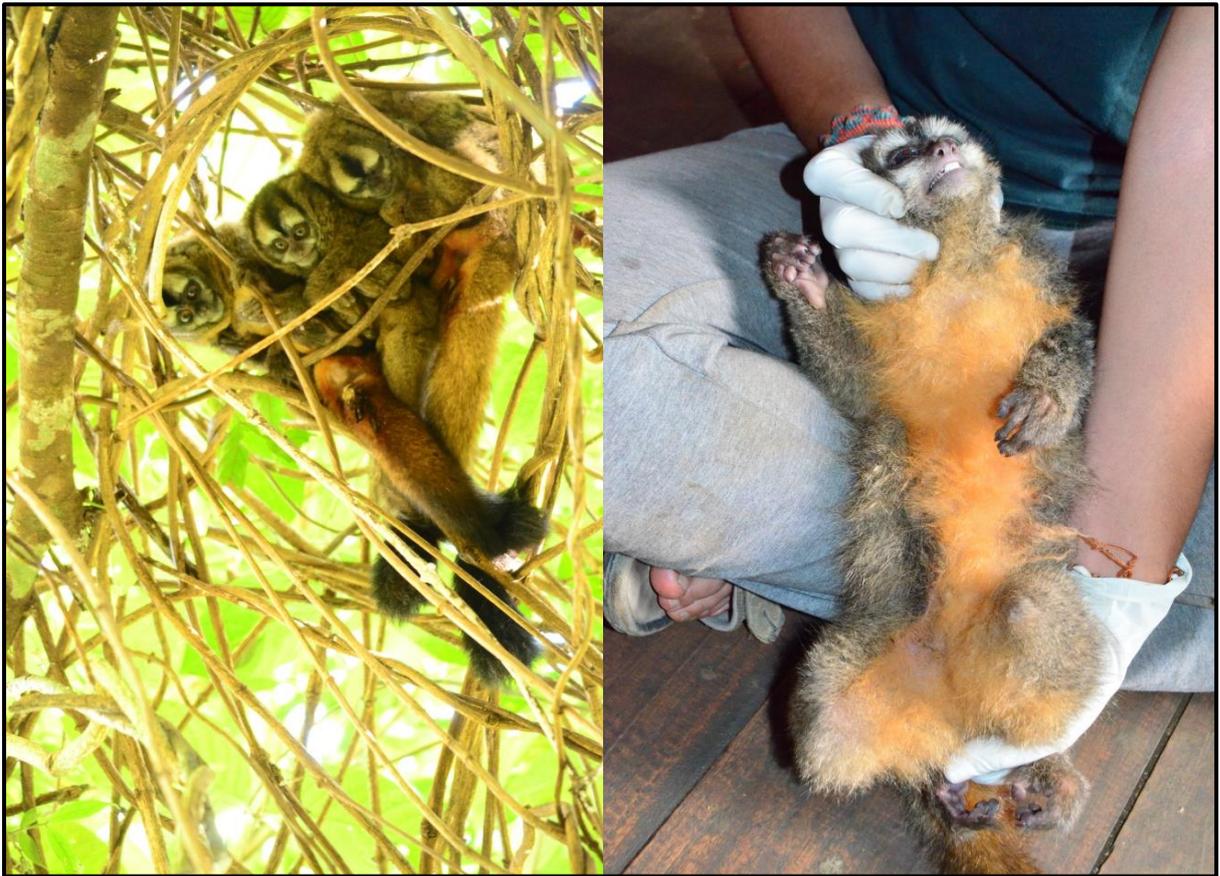


Fig 4. *Aotus miconax* única especie de primate del Perú de hábitos nocturnos, monógamos, viven en grupos familiares (padres y crías) (a), ojos grandes, color naranja de la región ventral del cuello y tobillos no llega hasta los lados (b).

Fotos: Elaboración propia, 2014.

ANEXO 5

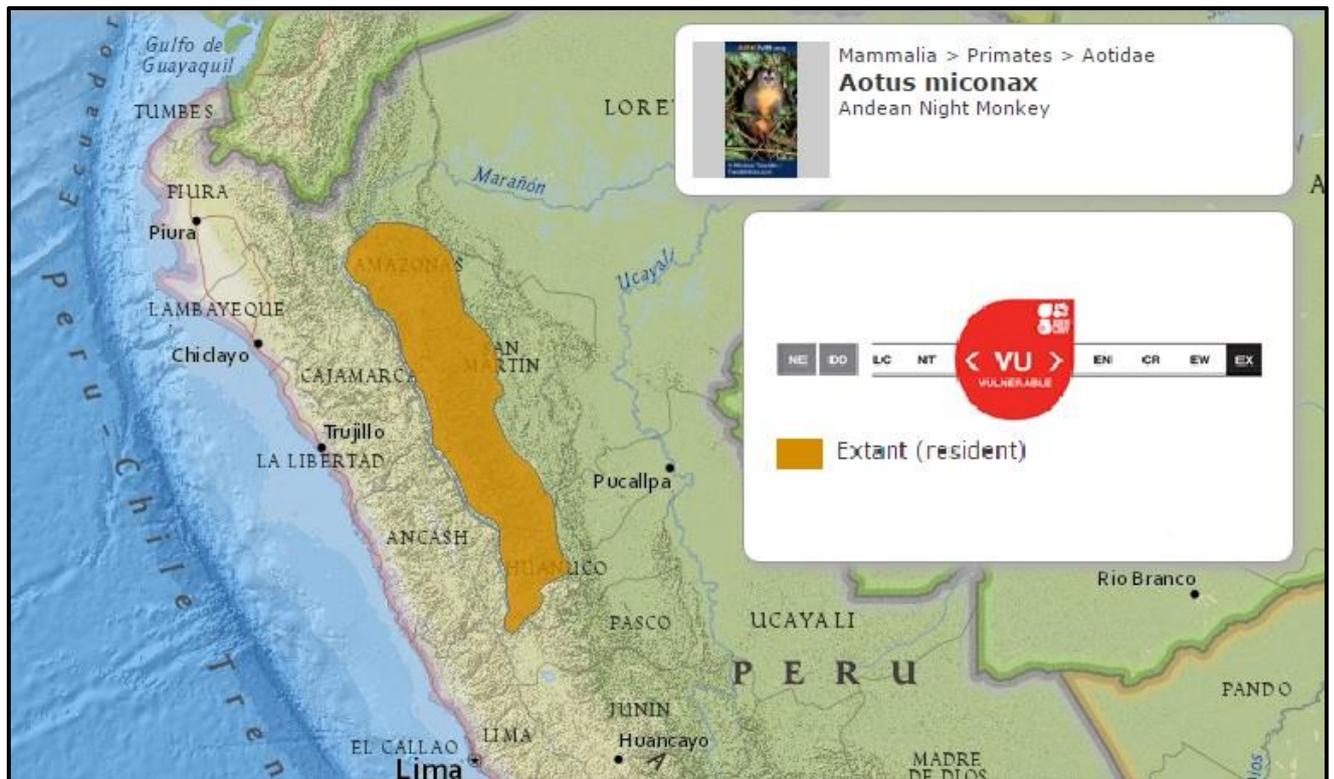


Fig 5. Mapa de distribución geográfica del Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*)

Fuente: Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) – Lista roja de especies amenazadas, 2017.

ANEXO 6



Fig 6. Tráfico ilegal de *Aotus miconax*, mayormente cazado para ser utilizado como mascota (a) (b).

Fotos: Elaboración propia, 2014.

ANEXO 7

Cuadro 1. Comparación de las dosis reportadas para primates no humanos de diferentes medicamentos antiparasitarios.

Medicamento	Merck (2009)	Carpenter (2001)	Acción (Fuentes, 1985)
Febendazol	50 mg/kg PO, diariamente durante 3 días, repetido en 2 semanas	50 mg/kg PO, diariamente durante 3 días.	Antihelmíntico; toxoplasma, giardias, tripanosoma, <i>trychostrongylus</i> .
Ivermectina	200 µg/kg IM o SC	0,2 mg/kg PO, SC o IM, repetida a los 10 – 14 días.	Antihelmíntico; piojos, larvas de mosca, ácaros y garrapatas.
Mebendazol	30–50 mg/kg PO, diariamente durante 3 días, repetido en 2 semanas.	15–22 mg/kg PO, cada 24 horas, repetido por 3 días.	Antihelmíntico; toxoplasma, giardias, tripanosomas, <i>trychostrongylus</i> .
Metronidazol	30 mg/kg, PO, diariamente durante 5 días.	17,5–25,0 mg/kg PO cada 12 hrs, repetido diariamente por 10 días	Giardias, <i>entamoeba</i> , <i>spirochaeta</i> , bacterias anaerobias.
Praziquantel	5 mg/kg, IM	15–20 mg/kg PO, IM cada 24 hrs durante 14 días.	Antihelmíntico
Tiabendazol	100 mg/kg, PO, repitiéndose 3 veces a la semana.	75–100 mg/kg PO cada 6 horas por 14 días.	Antihelmíntico; <i>Strongyloides</i> , <i>Trichostrongylus</i> , <i>Ostertagia</i> , <i>Ascaroidea</i>

PO = *per os* (vía oral), SC= subcutáneo, IM= intramuscular

Fuente: Botero L. Análisis Retrospectivo de las enfermedades parasitarias del mono ardilla (*Saimir sciureus*) en condiciones ex situ en el noroccidente de los andes sudamericanos. 2011.

ANEXO 8

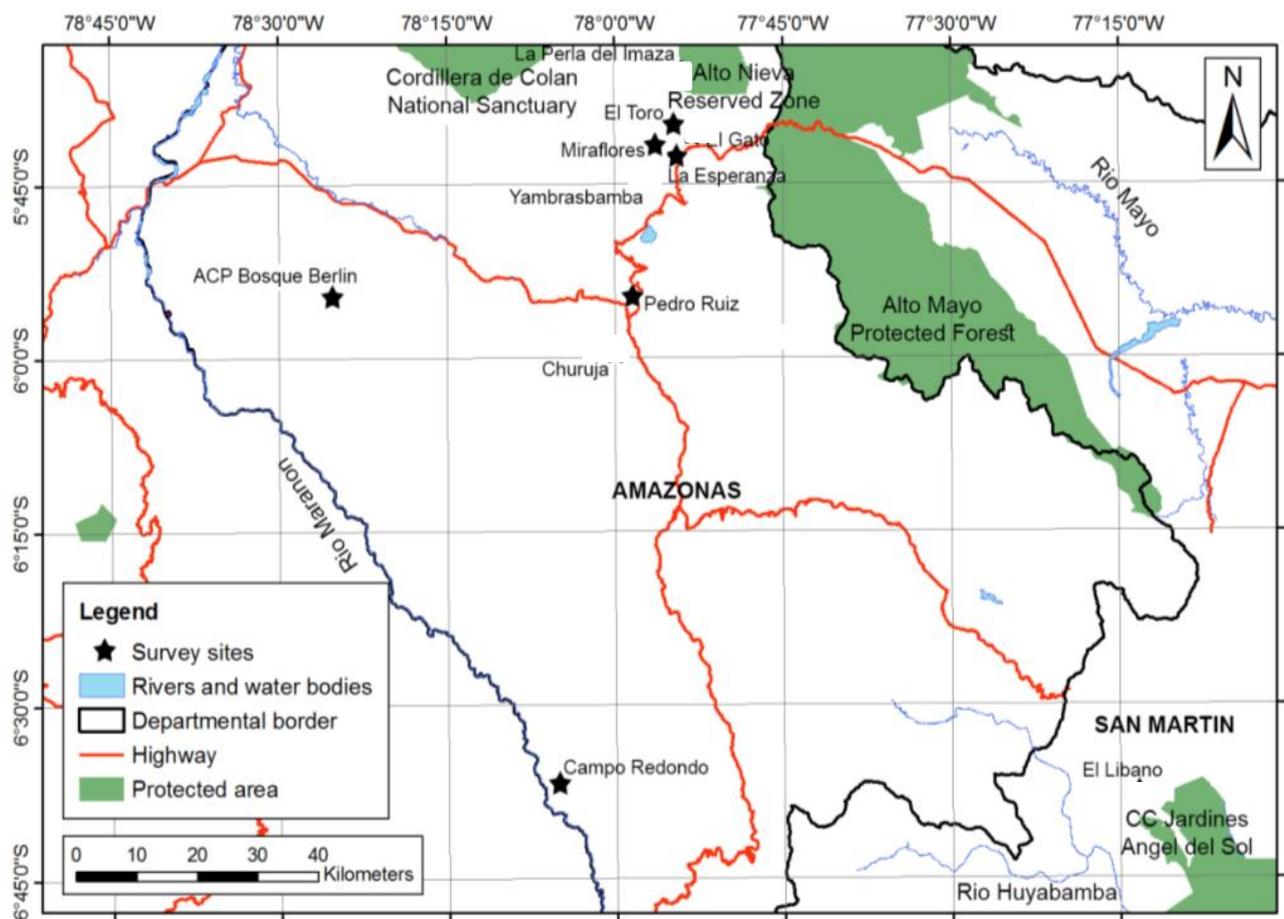


Fig 7. Mapa del área de estudio con los lugares de muestreo dentro del área.

Fuente: Elaborado con el programa ArcGIS. Neotropical Primate Conservation, 2015.

ANEXO 9

Cuadro 2. Total de muestras colectadas por cada lugar y cada especie.

ESPECIE										
<i>Oreonax flavicauda</i>		<i>Aotus miconax</i>								
LUGAR	SECTOR CABEZA DE TORO			ACP BOSQUE BERLÍN	SECTOR CABEZA DE TORO	C.P. LA ESPERANZA	C.P. MIRAFLORES	CAMPO REDONDO	PEDRO RUÍZ	ACP BB*
	I	II	III							
POBLACIÓN	20	22	14	11	3	3	2	3	2	6
MUESTRAS	5	21	14	6	7	11	4	3	3	3

*ACP BB = Área de Conservación Privada Bosque Berlín

Fuente: Elaboración propia, 2015

ANEXO 10



REPUBLICA DEL PERU

RESOLUCIÓN DIRECTORAL N° 0123 -2014-MINAGRI-DGFFS/DGEFFS

Lima, 08 ABR. 2014

VISTA:

La solicitud de autorización para realizar investigación científica fuera de Áreas Naturales Protegidas con colecta de flora y/o fauna silvestre con código único de trámite N° 26056-2014 de fecha 25 de febrero de 2014 por el señor Sam Shanee, identificado con Pasaporte N° 517163632 y;

CONSIDERANDO:

Que, la Resolución Ministerial N° 212-2011-AG que aprueba el Texto Único de Procedimientos Administrativos (TUPA) del Ministerio de Agricultura, establece en su numeral 21, los requisitos de la Autorización para realizar actividades de investigación científica y filmaciones con fines comerciales de flora y fauna silvestre fuera de Áreas Naturales Protegidas;

Que, mediante solicitud de fecha 25 de febrero de 2014, el señor Sam Shanee, investigador del Neotropical Primate Conservation, solicitó autorización para realizar actividades de investigación científica de flora y fauna silvestre, fuera de Áreas Naturales Protegidas, en el Centro Poblado Menor La Esperanza, Comunidad Campesina Yambrasbamba, provincia Bongará, departamento de Amazonas, como parte del estudio titulado "La Esperanza: Corredor biológico para la conservación del Mono Choro Cola Amarilla: Una investigación participativa- Sexta Etapa", por el período comprendido entre 31 de enero de 2014 hasta el 31 de enero del 2015.

Que, mediante Carta de fecha 25 de febrero de 2014, el señor Sam Shanee, remite una nueva solicitud para la autorización de investigación científica fuera de Áreas Naturales Protegidas de acuerdo al formato actual y con el período actualizado.

Que, la Tercera Disposición Final del Reglamento de Acceso a los Recursos Genéticos aprobado por Resolución Ministerial N° 087-2008-MINAM, indica que la obtención de permisos, autorizaciones y demás documentos que otorguen entidades públicas, tales como el Ministerio de Agricultura y que amparen la investigación, obtención, provisión, transferencia u otro de recursos biológicos, con fines distintos a su utilización como fuente de recursos genéticos, no faculta a sus titulares a utilizar dichos recursos como medio para acceder a los recursos genéticos, ni determinan ni presumen autorización de acceso;

Que, el Informe Técnico N° 1059-2014-MINAGRI-DGFFS/DGEFFS, de fecha 07 de abril del 2014, emitido por la Dirección de Gestión Forestal y de Fauna Silvestre de la Dirección General Forestal y de Fauna Silvestre, concluye que la presente investigación reviste de importancia ya que contribuirá a incrementar el conocimiento sobre la ecología y etología de las especies Mono Choro de Cola Amarilla (*Oreonax flavicauda*) y Mono Nocturno Andino (*Aotus miconax*), así como a la conservación de estas dos especies de primates



Fig 8. Permiso de investigación científica fuera de Áreas Naturales Protegidas con colecta de Flora y/o Fauna Silvestre N° 26056 – 2014

Fuente: Resolución directorial N° 0123 – 2014 – MINAGRI – DGFFS/DGEFFS

ANEXO 11



Fig 9. Momento de defecación (a), Heces de *O. flavicauda* (b) y Recolección de muestra fecal (c)

Fotos: Elaboración propia, 2014.

ANEXO 12

Cuadro 3. Datos tomados durante la colecta de muestras fecales.

CÓDIGO	FECHA	LUGAR	ESPECIE		EDAD			HECES		OBSERV.
			<i>Oreonax flavicauda</i>	<i>Aotus miconax</i>	ADULTO	JUVENIL	CRÍA	COLOR	CONSISTENCIA	
001	15/02	ACP BB	X		X			amarillo	suave	semillas
002	15/02	ACP BB	X		X			"	"	-
003	15/02	ACP BB	X		X			"	"	-

Fuente: Elaboración Propia, 2014.

ANEXO 13



Fig 10. Huevo de la familia Ascarididae a 40X. Medidas: 53 x 39μm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.

ANEXO 14



Fig 11. Huevo de la familia Trichuridae a 40X. Medidas: 71 x 30µm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.

ANEXO 15



Fig 12. Huevo de la familia Strongyloididae a 40X. Medidas: 50 x 28μm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.

ANEXO 16



Fig 13. Huevo de la familia Trichostrongylidae a 40X. Medidas: 74 x 51µm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.

ANEXO 17

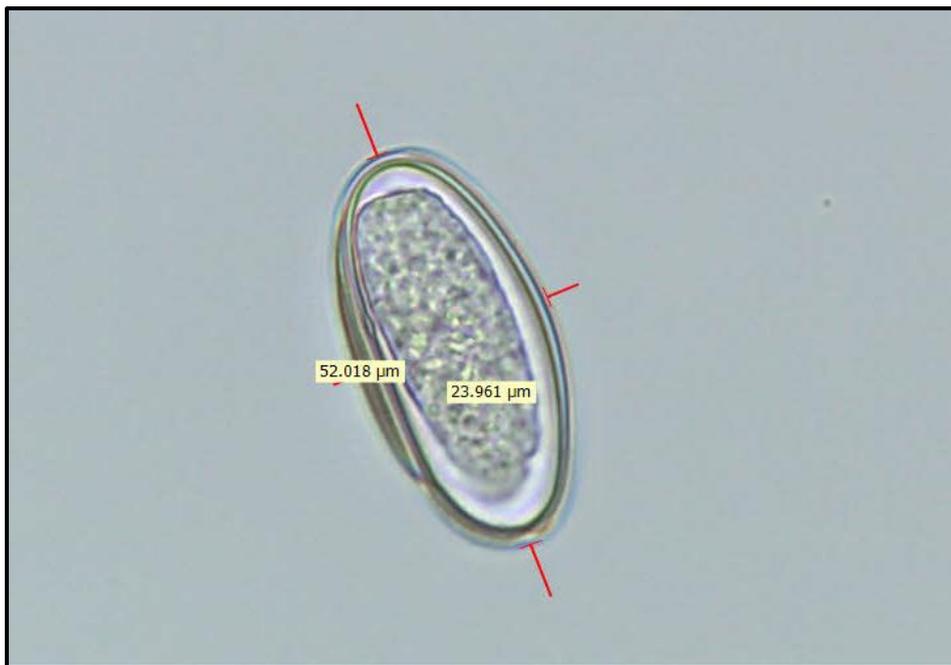


Fig 14. Huevo de la familia Oxyuridae a 40X. Medidas: 48 x 25µm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.

ANEXO 18



Fig 15. *Prosthenoorchis* sp. a 40X. Medidas: 55 x 35μm.

Fuente: Elaboración Propia, 2015.