



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

TESIS

**IDENTIFICACIÓN DE LARVAS ANCYLOSTOMATIDAE Y STRONGYLOIDIDAE
MEDIANTE CULTIVO CON CARBÓN VEGETAL EN MAMÍFEROS SILVESTRES EN
CAUTIVERIO, DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS, AÑO 2017**

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

**GARCIA DEL AGUILA SHASMÍN GISEL
BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

**LIMA-PERÚ
2019**

ÍNDICE

| | Pág. |
|--|-------------|
| i. Dedicatoria | i |
| ii. Agradecimiento | ii |
| iii. Resumen | iii |
| iv. Abstract | iv |
| | |
| I. INTRODUCCIÓN | 1 |
| | |
| II. MARCO TEÓRICO | 3 |
| | |
| 2.1 Ancylostomatidae y Strongyloididae | 3 |
| 2.1.1 Generalidades | 3 |
| 2.1.2 Ancylostomatidae | 4 |
| 2.1.2.1 Taxonomía | 4 |
| 2.1.2.2 Morfología | 4 |
| 2.1.2.3 Ciclo de vida | 5 |
| 2.1.2.4 Cuadro clínico | 5 |
| 2.1.3 Strongyloididae. | 6 |
| 2.1.3.1 Taxonomía | 6 |
| 2.1.3.2 Morfología | 6 |
| 2.1.3.3 Ciclo de vida | 7 |
| 2.1.3.4 Cuadro clínico | 8 |
| 2.1.4 Aspecto zoonótico | 8 |
| 2.1.5 Métodos de diagnóstico | 9 |
| 2.1.5.1 Examen directo | 9 |
| 2.1.5.2 Cultivo Harada Mori | 10 |
| 2.1.5.3 Método de Baermman | 10 |
| 2.1.5.4 Cultivo con carbón vegetal | 11 |
| 2.2 Mamíferos silvestres | 11 |
| 2.2.1 Primates | 11 |

| | |
|--|-----------|
| 2.2.1.1 Mono fraile (<i>Saimiri macrodon</i>) | 11 |
| 2.2.1.2 Machín negro (<i>Sapajus macrocephalus</i>) | 12 |
| 2.2.1.3 Machín blanco (<i>Cebus cuscinus</i>) | 12 |
| 2.2.4 Mono aullador rojo (<i>Alouatta seniculus</i>) | 12 |
| 2.2.1.5 Mono choro (<i>Lagothrix lagotricha</i>) | 13 |
| 2.2.1.6 Mono maquisapa (<i>Ateles chamek</i>) | 13 |
| 2.2.1.7 Mono pichico (<i>Saguinus fuscicollis</i>) | 14 |
| 2.2.1.8 Estado de conservación | 14 |
| 2.2.2 Carnívoros silvestres | 15 |
| 2.2.2.1 Puma andino (<i>Puma concolor</i>) | 15 |
| 2.2.2.2 Yaguarundí (<i>Puma yagouaroundi</i>) | 15 |
| 2.2.2.3 Ocelote (<i>Leopardus pardalis</i>) | 16 |
| 2.2.2.4 Perro de monte (<i>Atelocynus microtis</i>) | 16 |
| 2.2.2.5 Margay (<i>Leopardus wiedii</i>) | 16 |
| 2.2.2.6 Oso de anteojos (<i>Tremarctos ornatus</i>) | 17 |
| 2.2.2.7 Estado de conservación | 17 |
| 2.2.3 Cetoartiodactyla | 18 |
| 2.2.3.1 Venado cola roja (<i>Mazama gouazoubira</i>) | 18 |
| 2.2.3.2 Estado de conservación | 18 |
| 2.2.4 Perissodactyla | 19 |
| 2.2.4.1 Tapir (<i>Tapirus terrestris</i>) | 19 |
| 2.2.4.2 Estado de conservación | 19 |
| 2.3 Antecedentes | 19 |
| 2.3.1 Estudios en animales silvestres | 19 |
| 2.3.2 Estudios sobre métodos de diagnóstico | 26 |
| III. MATERIALES Y MÉTODO | 28 |
| 3.1 Espacio y tiempo | 28 |
| 3.2 Población y muestra | 28 |
| 3.3 Diseño de la investigación | 29 |
| 3.4 Equipos y materiales | 29 |

| | |
|--|-----------|
| 3.5 Procedimiento | 31 |
| 3.5.1 Presentación y autorización del proyecto | 31 |
| 3.5.2 Identificación de jaulas | 32 |
| 3.5.3 Toma de muestra | 32 |
| 3.5.4 Conservación y transporte de muestra | 33 |
| 3.5.5 Análisis de las muestras | 33 |
| 3.6 Diseño estadístico | 35 |
| IV. RESULTADOS | 36 |
| V. DISCUSIÓN | 39 |
| VI. CONCLUSIONES | 43 |
| VII. RECOMENDACIONES | 44 |
| VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 45 |
| ANEXOS | 55 |

i DEDICATORIA

A Dios por permitirme llegar a este punto y darme salud para lograr mis objetivos.

A mi madre Andrea por haberme apoyado en todo momento, por sus ejemplos de perseverancia y constancia, por el valor que me demostró para salir adelante y por su amor. A mi padre David porque a pesar de los momentos difíciles siempre confió en mí, a mi hermano Félix que supo demostrarme que todo se puede lograr con esfuerzo y dedicación y a mi compañero de vida Mauricio, mi gran soporte y fortaleza, gracias por no permitir que me rinda.

A mis profesores y amigos (as) que nunca dejaron de darme fuerzas para seguir adelante y que de una u otra manera fueron partícipes de la elaboración de esta tesis.

ii AGRADECIMIENTOS

A la Mg. Nancy Carlos, mi directora de tesis, por la confianza, por el tiempo compartido, la paciencia y por impulsar el desarrollo de mi formación profesional.

Al Mg. Blgo. Raúl Bello Santa Cruz quien fue participe de esta investigación, siendo pieza importante para su desarrollo y al Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya” por las facilidades brindadas para colección de las muestras.

A mi Asesora M.V. Nidia Puray, por su guía y correcta orientación.

Al Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) por brindar la autorización para realización de esta investigación.

iii RESUMEN

El objetivo del estudio fue identificar larvas de la familia Ancylostomatidae y Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal en mamíferos silvestres en cautiverio en el departamento de Madre de Dios, en el año 2017. El estudio se realizó en el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, el cual cuenta con una población de 50 mamíferos, 36 individuos de 07 especies del orden Primate (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus*, *Lagothrix lagotricha*, *Saimiri macrodon* y *Saguinus fuscicollis*) y 11 individuos de 06 especies del orden Carnívora (*Puma concolor*, *Puma yagouarundi*, *Leopardus pardalis*, *Atelocynus microtis* y *Tremactos ornatus*), 01 Cetartiodactyla (*Mazama gouazobira*) y 02 Perissodactyla (*Tapirus terrestris*). Se obtuvieron 21 muestras fecales, una por cada jaula (10 de primates, 09 de carnívoros, 01 de venado y 01 de tapir), estas fueron colocadas en un frasco estéril y posteriormente cultivadas en carbón vegetal en una placa petri. Las placas fueron rotuladas, selladas y conservadas a temperatura ambiente hasta su envío a la ciudad de Lima. En el laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas se analizaron las muestras diluyendo una pequeña muestra en solución sobresaturada de cloruro de sodio y observándola al microscopio. El método de carbón vegetal contribuyó enormemente a la identificación de larvas rhabditoides de los nematodos de la familia Ancylostomatidae y Strongyloididae en mamíferos silvestres. De las 21 muestras, solo 03 se hallaron positivas a larvas de la familia Strongyloididae y Ancylostomatidae. Se halló que el 14,2% fueron positivas. Se identificaron larvas de ambas familias en el mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*). El estudio brinda medidas referenciales de las larvas L1 y adultos halladas en estas tres especies de mamíferos silvestres. Además, es importante considerar el riesgo ocupacional al que están expuestos el personal a cargo de estos animales hallados positivos.

Palabras claves: carbón vegetal, carnívoros, primates, strongyloididea, ancylostomatoidea

iv ABSTRACT

The objective of the study was to identify larvae of the family Ancylostomatidae and Strongyloididae by cultivating charcoal in wild mammals in captivity in the department of Madre de Dios, in the year 2017. The study was carried out in the Conservation Center "Reserva Ecológica Taricaya" , which has a population of 50 mammals, 36 individuals of 07 species of the Primate order (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus*, *Lagothrix lagothricha*, *Saimiri macrodon* and *Saguinus fuscicollis*) and 11 individuals of 06 species of the order Carnivora (*Puma concolor*, *Puma yagouarundi*, *Leopardus pardalis*, *Atelocynus microtis* and *Tremactos ornatus*), 01 Cetartiodactyla (*Mazama gouazobira*) and 02 Perissodactyla (*Tapirus terrestris*). 21 fecal samples were obtained, one for each cage (10 of primates, 09 of carnivores, 01 of deer and 01 of tapir), these were placed in a sterile bottle and later cultivated in charcoal in a petri dish. The plates were labeled, sealed and kept at room temperature until they were sent to the city of Lima. In the Central Laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences of Alas Peruanas University, the samples were analyzed by diluting a small sample in supersaturated sodium chloride solution and observing it under a microscope. The charcoal method contributed greatly to the identification of rabbitoid larvae of the nematodes of the family Ancylostomatidae and Strongyloididae in wild mammals. Of the 21 samples, only 03 were positive for larvae of the family Strongyloididae and Ancylostomatidae. It was found that 14.2% were positive. Larvae of both families were identified in the woolly monkey (*L. lagothricha*), maquisapa monkey (*A. chamek*) and spectacled bear (*T. ornatus*). The study provides referential measurements of L1 and adult larvae found in these three species of wild mammals. In addition, it is important to consider the occupational risk to which the personnel in charge of these animals found positive are exposed.

Keywords: charcoal, carnivores, primates, strongyloididea, ancylostomatoidea.

I. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades parasitarias intestinales causadas por los nemátodos de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae son zoonóticas y se presentan mayormente en zonas tropicales. Estas parasitosis son importantes por replicarse dentro del huésped y por la posibilidad de convertirse en patógenos potencialmente oportunistas y letales en pacientes inmunocomprometidos. Otros huéspedes suelen ser los animales silvestres, siendo importante considerar el riesgo ocupacional del personal encargado del manejo de estos animales mantenidos en cautiverio, ya que si no se cuenta con las medidas adecuadas de bioseguridad el contacto con las larvas infectantes estaría favorecido.

Para estos tipos de nemátodos el método diagnóstico más utilizado en medicina humana es la técnica de Baermann, el cual consiste en la migración activa o movimiento de las larvas (1). En medicina veterinaria este método también es el más empleado, especialmente en situaciones de campo y en estudios epidemiológicos cuando los cultivos no están disponibles, aunque tiene una sensibilidad de 60% (2), menor al de cultivo con carbón vegetal.

La mezcla de la materia fecal con carbón vegetal molido (cultivo con carbón vegetal) es usada para el crecimiento de larvas de *Strongyloides sp.*, considerada como un excelente método de desarrollo para helmintos. Además permite el desarrollo de larvas filariformes infectantes y tiene una sensibilidad de 95% (3). El cultivo con carbón vegetal en animales silvestres puede ser una herramienta factible, los cuales permitirán una correcta evaluación macro y microscópica de estos nematodos. En el mono fraile

(*Saimiri sciureus*) se evaluó la efectividad del cultivo de carbón vegetal, hallando una sensibilidad del 95%, concluyendo que este método tiene alta sensibilidad, bajo costo y es de fácil desarrollo (3).

Por otro lado, en el departamento de Madre de Dios se ubica el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, siendo muy reconocido por su labor en rehabilitación de mamíferos silvestres peruanos. Como parte del programa de medicina preventiva, el Centro realiza exámenes coproparasitológicos en donde se ha diagnosticado la presencia de huevos tipo Strongyloides, haciéndose necesarios métodos complementarios para el diagnóstico y tratamiento de la colección de animales.

Considerando que las enfermedades parasitarias de carácter zoonótico podrían presentarse en el centro mencionado y debido a la importancia de la conservación de la colección de animales cautiva, el objetivo de la investigación fue identificar las larvas Ancylostomatidae y Strongyloididae con el método de cultivo con carbón vegetal en mamíferos silvestres en cautiverio. Esta información será de gran importancia para el diagnóstico y adecuado tratamiento de los animales, así como evaluar el potencial zoonótico a los trabajadores que se encuentran en contacto con los animales.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Ancylostomatidae y Strongyloididae

2.1.1 Generalidades

Los nemátodos son comúnmente llamados gusanos redondos por su apariencia en corte transversal y son parásitos de vida libre. En la mayoría de nemátodos los sexos son separados (4). Son el grupo de invertebrados con más número de especies que parasitan animales domésticos o al hombre (5).

Tienen forma cilíndrica, cubiertos por una cutícula, su locomoción es mediante movimientos ondulantes y sus órganos están suspendidos en la cavidad corporal (6). Su sistema digestivo es tubular, la boca es una abertura sencilla conformada por dos o tres labios que desemboca en el esófago el cual presenta una morfología muy variable, clasificándose en filariforme, estrongyloide, rabditoide y trichuriforme (Anexo 1). Del esófago continua el intestino y finaliza en el recto que desemboca en orificio anal en las hembras y en los machos en una cloaca (6).

La familia Ancylostomatidae pertenece al orden Strongylida mientras que la familia Strongyloididae pertenece al orden Rhabditida, siendo clasificados como nemátodos de importancia veterinaria por el potencial patógeno para los animales y zoonótico para los humanos (4).

2.1.2 Ancylostomatidae

Es una familia de parásitos observados frecuente en animales domésticos y silvestres, y accidentalmente en el humano. Estos nemátodos localizados en el intestino delgado se caracterizan por ser hematófagos, ocasionando la denominada “anemia tropical” (5). Presentan cápsula bucal bien desarrollada, la cual está conformada por placas de corte quitinoso, similares a dientes (4).

2.1.2.1 Taxonomía

- Reino : Animal
- Phylum : Nemátoda
- Orden : Strongylida
- Superfamilia : Ancylostomatoidea
- Familia : Ancylostomatidae (4).

2.1.2.2 Morfología

Son gusanos cilíndricos, de 8 a 11 mm el macho y 10 a 13 mm la hembra, su diámetro oscila entre 0,3 a 0,4 mm. Presentan una gruesa cutícula y un tubo digestivo que comienza en una cápsula bucal dotada de dientes cortantes. El macho presenta en el extremo posterior una dilatación conocida como bolsa copuladora, con espículas para fijarse al momento de la cópula (7).

La hembra fértil libera huevos de manera continua; estos son de 65 a 75 μm de longitud por 35 a 40 μm de ancho y poseen una membrana externa translúcida; apareciendo 2, 4, u 8 blastómeros de característica diagnóstica (7). Las larvas rabditiformes miden de 250 μm de largo por 20 μm de ancho; extremo anterior como con cavidad bucal larga;

esófago dividido en cuerpo istmo y bulbo. Las larvas filariformes son muy móviles, mide 500 μm por 25 μm de diámetro, no presenta cavidad bucal; el esófago es recto unido al intestino y el extremo posterior termina en punta. Las dos formas larvarias son aparentemente similares a *Strongyloides stercoralis* (Anexo 2) (7).

2.1.2.3 Ciclo de vida

Los huevos de esta familia se expulsan con las heces, su desarrollo se ve favorecido con la humedad y temperatura óptima de 23°C - 30°C. La primera larva crece en un día, ingiere bacterias y muda al segundo estado larvario. Se alimenta y muda para dar lugar al tercer estado larvario, en el cual no se alimenta, esto sucede en 22 días a 15°C o en dos días a 20°C - 30° C. La larva 3 infecta al huésped a través de la piel o por vía oral, sigue la ruta linfática llega al corazón y pulmones, pasa por los alvéolos, bronquiolos, bronquios, tráquea y faringe en donde es deglutida y llega al intestino. Esta migración puede demorar dos a siete días (Anexo 3) (7).

2.1.2.4 Cuadro clínico

Las manifestaciones clínicas de la infestación por *Ancylostoma sp.* son una anemia normocrómica y normocítica aguda seguida por otra hipocrómica y macrocítica. Los individuos sobrevivientes desarrollan inmunidad y mostrando signos leves mientras que los animales débiles pueden sufrir anemia crónica. En el caso de los animales bien nutridos pueden albergar unas pocas larvas sin mostrar signos. Una diarrea de heces oscuras y alquitranadas, es una de las manifestaciones graves que incluyen anemia, anorexia, emaciación y debilidad (7).

2.1.3 Strongyloididae

La infección producida por esta familia es conocida como Estrongyloidiasis. Existen dos especies capaces de afectar al hombre: *S. stercoralis* que es la principal y *S. fuelleborni* la cual es encontrada esporádicamente en África y Papua Nueva Guinea. Se estima que la Estrongyloidiasis afecta a millones de personas en todo el mundo, siendo endémica en países del sudeste asiático, Latinoamérica y Sudáfrica (8).

Es el único nemátodo que parasita al hombre, reproduciéndose en su interior y permaneciendo en él durante largos períodos. Además, debido a que puede desarrollar ciclos de vida libre, desarrolla reservorios en el suelo, favoreciendo su asentamiento de zonas endémicas (9). La Estrongyloidiasis ha ganado importancia por los graves cuadros que se produce en pacientes vulnerables, en los que puede ser mortal. Se debe tener en cuenta que los tratamientos no siempre son positivos en la eliminación del parásito (8).

2.1.3.1 Taxonomía

- Reino : Animal
- Phylum : Nemátoda
- Orden : Rhabditida
- Superfamilia : Rhabditoidea
- Familia : Strongyloididae(4).

2.1.3.2 Morfología

La hembra adulta parasitaria mide 2 mm de largo por 40 a 50 µm de diámetro. Su esófago ocupa el tercio anterior del parásito, que continúa en intestino y termina en

orificio anal. Posee dos úteros que contienen pocos huevos de 50 a 55 μm por 35 μm . El macho de vida libre mide 700 μm de largo por 40 a 50 μm de diámetro; su tercio distal está curvado y posee dos espículas cortas para la cópula (10).

Las larvas rhabditoides o L1 miden aproximadamente 250 a 300 μm de largo por 15 μm de diámetro. El extremo anterior es romo y el caudal filiforme, con una cavidad bucal corta y estrecha. Presentan un esófago con bulbo posterior y un istmo bien marcado en la parte media. El primordio genital es muy evidente. Las larvas filariformes o L3 miden 500 a 700 μm por 20 μm ; presentan un esófago cilíndrico sin bulbo que ocupa la mitad del cuerpo y su extremo posterior presenta una terminación bífida carácter diagnóstico. No se alimentan y resisten hasta 50 días en el suelo (Anexo 4) (10).

2.1.3.3 Ciclo de vida

El ciclo de vida presenta una alternancia entre una generación homogónica y partenogénica en el intestino del hospedador y una generación heterogónica de vida libre en el exterior (10).

Las hembras y machos de vida libre viven en el medio ambiente y las hembras ponen huevos de los que surgen larvas rhabditoides (L1). Estas se transforman en larvas L3 infectantes, que infectan a sus hospederos por la piel intacta. Viajan por los capilares y vasos linfáticos en forma pasiva llegando al corazón, pulmones, alvéolos, bronquiolos, tráquea y laringe en donde son deglutidas hasta el intestino delgado, alojándose en el duodeno donde la hembra partenogénica coloca sus huevos después de 17 días post-infección. De estos huevos salen larvas rhabditoides (Anexo 5).

2.1.3.4 Cuadro clínico

Las manifestaciones clínicas más frecuentes son dolor abdominal, náuseas, vómitos, timpanismo, fiebre, episodios de diarreas alternados con periodos de estreñimiento y en algunos casos hemorragia digestiva (11).

2.1.4 Aspecto zoonótico

Se han descrito diversos estudios sobre la presencia de especies de las familias Strongyloididae y Ancylostomatidae en personas y en especial en poblaciones infantiles, a continuación se describen algunas investigaciones realizadas en Perú (11, 12), Argentina (13) y Colombia (14).

Egido y colaboradores (2001) determinaron la prevalencia de enteropatía debida a la Estrongyloidiasis en la ciudad de Puerto Maldonado (Perú), realizando tres exámenes directos: de frotis fecal, con solución salina y lugol como método convencional. Se observó microscópicamente y se registró como resultado que el 6,12% de un total de 221 pacientes fueron positivos (11).

Herrera y colaboradores (2006) realizaron un estudio sobre la determinación de los factores asociados a la infección por *Strongyloides stercoralis*, en pobladores del distrito y provincia de Chanchamayo en Junín (Perú). Para ello se realizaron pruebas de alto rendimiento como la técnica de Baermann modificado y la de sedimentación espontánea, así como el método directo. Se obtuvo que, de un total de 100 individuos, 50 fueron positivos. Se concluyó que las personas que viven en zonas tropicales y en contacto con ríos, además de presentar síntomas gastroentéricos, son las más susceptibles (12).

Navone y colaboradores (2006) realizaron un estudio sobre parasitosis intestinales en poblaciones Mbyá-Guaraní de la provincia de Misiones (Argentina). Las muestras fecales fueron analizadas utilizando los métodos de concentración por sedimentación y flotación. Mediante el examen directo se determinaron monoparasitosis por *S. stercolaris* en un 32,8% en poblaciones periurbanas, mientras que un 36% de la población presentaba poliparasitosis (13).

Olivera y colaboradores (2014) evaluaron cuatro (04) métodos parasitológicos para la detección de *Strongyloides stercolaris* en el departamento de Córdoba, Tierra alta(Colombia).Analizaron 262 muestras de heces, se determinaron dos (02) casos con el método de Harada- Mori, un caso (01) caso con el método agar en placa y un (01) caso en el examen directo. Con la técnica de Baermann modificado no se detectaron casos (14).

2.1.5 Métodos de diagnóstico

La clave es tener un índice sospechoso. A menudo es imposible diagnosticar el parásito en un único examen debido a una baja carga parasitaria. Lo ideal es hacer análisis seriados durante varios días (15).

2.1.5.1 Examen directo

La sensibilidad de esta técnica es tan baja que no se recomienda para el diagnóstico de *Strongyloides*. Además, la evidencia muestra que es también de bajo rendimiento para el resto de helmintos (3). El frotis tiene ciertas ventajas diagnósticas sobre otras técnicas y estas son: la técnica de flotación en soluciones hipertónicas tiende a deformar las larvas, dificultando así la diferenciación de infecciones causadas por el orden *Strongyloides* y vermes pulmonares (16).

El procedimiento se resume en mezclar unas gotas de agua más una cantidad equivalente de heces en un portaobjetos de microscopio. Se coloca un cubreobjetos y luego la preparación se examina microscópicamente. Se pueden detectar huevos o larvas por este método, pero debido a la pequeña cantidad de heces puede detectar solo grandes infecciones (4).

2.1.5.2 Cultivo Harada Mori

Este método permite reproducir parte del ciclo de vida del parásito en el laboratorio. Las heces frescas son esparcidas en un papel de filtro de 2 a 3 cm de ancho, cuyo extremo inferior se mantiene limpio y sumergido en agua dentro de un tubo de ensayo o cónico, haciendo que, por capilaridad, el papel se embeba, humedezca e induzca a la larva a migrar hacia el fondo del tubo. Se incuba a 30 °C por siete a diez días. Durante este tiempo, las larvas L1 mudan a L3. Se centrifuga y el sedimento formado es observado al microscopio (2).

2.1.5.2 Método de Baermann

En este procedimiento se dispone de una copa que sostiene una malla de metal con materia fecal fresca envuelta en varias capas de gasa. Se debe agregar agua entre 35°C a 37 °C hasta llenar la copa con las heces envueltas, se espera 45 minutos y después se recoge el sedimento en el fondo de la copa. La presencia de larvas móviles es evidente bajo el microscopio. Si la muestra es fresca se podrán identificar larvas rabditoides. La sensibilidad con este método es alta y es recomendada en trabajos de campo o donde las condiciones de laboratorio sean básicas. Las muestras seriadas aumentan la sensibilidad, aunque aún sea menor que la de los métodos de cultivo (2).

2.1.5.3 Cultivo con carbón vegetal

El método con carbón vegetal es altamente sensible para el diagnóstico de Estrongiloidiasis. En los últimos años, se ha descrito el método de cultivo con carbón vegetal como el método ideal para hallar estos nemátodos, cuya técnica no es muy aplicada en nuestro país, a pesar de ser económico y práctico (2).

El carbón vegetal se utiliza para proporcionar un medio similar a las condiciones halladas en el suelo en el que las larvas puedan desarrollarse (17). Los reactivos que se necesitan son carbón vegetal de madera dura y nistatina (3). El cultivo se realiza con las heces diluidas en agua destilada formando una mezcla que es incubada en una placa Petri la cual luego se sella. Se identifican larvas de *Strongyloides sp.* al microscopio (2).

2.2 Mamíferos silvestres

2.2.1 Primates

En el Perú se describe una diversidad de 47 especies de primates (18), algunas de las más representativas son: el mono fraile (*Saimiri macrodon*), machín negro (*Sapajus macrocephalus*), machín blanco (*Cebus cuscinus*), mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*), mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles chamek*) y mono pichico (*Saguinus fuscicollis*).

2.2.1.1 Mono fraile (*Saimiri macrodon*)

Es una especie hallada en Perú, Bolivia y Brasil, es común encontrarla en grupos de más de 50 individuos. Se les encuentra en bosques, bordes de ríos, forrajeando y

alimentándose de invertebrados, pequeños mamíferos y frutas. Las hembras permanecen en el grupo donde nacieron siendo estas siempre dominantes y los machos abandonan el grupo a los 4 o 5 años en busca de otros grupos (19).

2.2.1.2 Machín negro (*Sapajus macrocephalus*)

Es una especie que se encuentra en la Amazonía de Colombia, Perú y Venezuela, así como en Ecuador y Bolivia. Es un habitante de bosques amazónicos, en Colombia son considerados plagas agrícolas alimentándose del maíz, caña de azúcar, cacao y otros árboles frutales. También se alimentan de pequeños mamíferos, artrópodos, ranas y pichones. Sus grupos son de apenas 18 individuos, siendo las hembras las predominantes (20).

2.2.1.3 Machín blanco (*Cebus cuscinus*)

Es una especie distribuida en Colombia, Bolivia, Perú y Brasil. Su pelaje es marrón claro o canela. Las manos y pies son más claros que el cuerpo, y la frente está desprovista de mancha negra. Se alimenta de frutos de *Ficus* y *Astrocarium*, semillas, flores y castañas. Son muy curiosos, se mueven y quiebran cosas, considerándoseles como uno de los primates más inteligentes de América. Su cola es semiprensil y menos especializada que Atelidae (21).

2.2.1.4 Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*)

Los grupos heterosexuales de esta especie se componen de hasta 13 integrantes. Cada grupo tiene generalmente 1 a 2 machos adultos y 1 a 3 hembras adultas. Los adultos constituyen aproximadamente el 60% de la población total. En la Reserva Nacional Pacaya Samiria (departamento de Loreto) se le puede observar cruzar el río

a nado. Los nacimientos ocurren durante todo el año. Las crías son cargadas 6 meses por las hembras. Esta especie ocupa la parte alta de los bosques, pero entre marzo y mayo frecuentan el estrato inferior. Su dieta se basa en hojas, yemas, frutos, lianas y flores (22).

2.2.1.5 Mono choro (*Lagothrix lagotricha*)

Presenta casi la totalidad de su cuerpo oscura, gris y marrón, la cabeza es redonda, la cara negra, la cola es prensil y la barriga es protuberante. Suele encontrarse en grupos de 2 a 70 monos, no son territoriales entre ellos, se alimenta de frutas, hojas, semillas y algunos artrópodos. Son dispersadores de semillas. Estos monos parecen reproducirse lentamente, con las hembras dando a luz por primera vez a los 6 a 8 años. Se los encuentra en tierra firme y en bosques inundados, no suelen encontrarse en bosques secundarios (23).

2.2.1.6 Mono maquisapa (*Ateles chamek*)

Esta especie es quizás uno de los más comunes, encontrándose en Bolivia, Perú y Brasil. Pasan mucho tiempo en las copas y también utilizan los estratos medios e inferiores. Cuando viajan pasan más tiempo colgando de las ramas, moviéndose con los brazos y balanceándose. Son muy frugívoros alimentándose de diversas frutas. También comen hojas y flores jóvenes, semillas, raíces, corteza, madera descompuesta, yemas florales, miel, y pequeños insectos. Es considerado un importante dispersador de semillas (24).

2.2.1.7 Mono pichico (*Saguinus fuscicollis*)

Esta especie se encuentra distribuida en Bolivia, Brasil, Colombia, Ecuador y Perú. Se le puede hallar en tierras bajas amazónicas, bosques pluviales, parcelas y bosques secundarios. Los pichicos se distinguen por su pequeño tamaño, garras modificadas y la ocurrencia de partos gemelares. Comen frutas, néctar, insectos, lagartijas, caracoles y ranas. Viven en grupos grandes y generalmente solo una hembra del grupo se reproduce (25).

2.2.1.8 Estado de conservación

Según el Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI, que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, los primates que se encuentran en la categoría “En peligro” son *Lagothrix lagotricha* y *Ateles chamek* (26).

Mientras que según La Lista Roja de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (Red List UICN), *A. chamek* está clasificado en peligro, *L. Lagotricha* se encuentra en estado vulnerable, *Sapajus macrocephalus* se encuentra casi amenazado; los demás primates (*Saimiri macrodon*, *Cebus cuscinus*, *Alouatta seniculus*, y *Saguinus fuscicollis*) no se encuentran dentro de la categorización de especies amenazadas, considerándose de menor preocupación (27).

La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) incluye a todas las especies de primates en el apéndice II en la que se les menciona como especies que no necesariamente están en peligro, pero cuyo comercio debe ser controlado para garantizar su supervivencia (28).

2.2.2 Carnívoros silvestres

En el Perú habitan 35 especies del orden Carnívora (29), dentro de los cuales se encuentran: el puma andino (*Puma concolor*), yaguarundí (*Puma yagouarundi*), ocelote (*Leopardus pardalis*), perro de monte (*Atelocynus microtis*), margay (*Leopardus wiedii*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*).

2.2.2.1 Puma andino (*Puma concolor*)

Se encuentra desde Canadá hasta los andes de Perú y Chile. Su especie se encuentra en distintos hábitats. Aunque prefiere hábitats con vegetación densa, pueden vivir en zonas abiertas. Los pumas son capaces de tomar grandes presas, aunque también cazan las de tamaño pequeño. En América del Norte, los ciervos representan el 60 al 80% de la dieta, pero pueden consumir presas más pequeñas, incluyendo cerdos salvajes, mapaches y armadillos (30).

2.2.2.2 Yaguarundí (*Puma yagouarundi*)

Se encuentra desde México hasta el sur de Brasil, Paraguay, Uruguay, Perú, Argentina y Colombia, ocupando una amplia gama de hábitats. Es un felino de cuerpo pequeño (5 kg), principalmente terrestre; sin embargo se mueve fácilmente en los árboles. Su tamaño de camada es de 1 a 4 crías. Es diurno y su dieta incluye pequeños mamíferos, aves y reptiles aunque puede cazar presas mayores a 1 kg. La especie no es dominante y se ve afectada negativamente por el ocelote (*Leopardus pardalis*) (31).

2.2.2.3 Ocelote (*Leopardus pardalis*)

Este felino tiene una distribución que abarca desde los Estados Unidos, México, América central hasta América del sur. La especie ocupa varios tipos de hábitats, que van desde matorrales hasta bosques tropicales. Es un felino de tamaño mediano (11 kg), con un tamaño de camada de 1 a 4 crías, son nocturnos pero también se les ve de día. Tiende a ser la especie de felino más abundante. Su dieta incluye pequeños mamíferos, aves, reptiles y grandes mamíferos como agutís, armadillos, pacas, monos, etc (32).

2.2.2.4 Perro de monte (*Atelocynus microtis*)

Es notoriamente raro, se ha encontrado en sitios dispersos desde Colombia hasta Bolivia incluyendo Ecuador y Brasil. Varios estudios han sugerido la presencia de la especie en toda la región amazónica de la selva baja, así como los bosques andinos de la colina en Ecuador y Perú. La especie ha sido observada en distintos hábitats de tierras bajas, incluyendo bosque de tierra firme, bosque pantanoso, rodales de bambú y sucesión primaria a lo largo de los ríos (33).

2.2.2.5 Margay (*Leopardus wiedii*)

Está fuertemente asociado a hábitats forestales aunque también se le ha encontrado en zonas semiáridas de Brasil. Esta especie está adaptada para trepar y vivir en árboles a diferencia de otras especies. Se le considera como menos tolerante al humano; sin embargo utilizará zonas perturbadas o plantaciones abandonadas con suficiente cobertura arbórea. El margay es pequeño (3.3kg) y solitario. Es nocturno y crepuscular y su dieta se basa en pequeños mamíferos, aves y reptiles (34).

2.2.2.6 Oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*)

Es el único oso endémico de América del sur limitando su presencia desde Venezuela, Colombia, Perú y Bolivia. Ocupa una gran variedad de hábitats, desde matorrales desérticos hasta praderas de gran altitud, con una elevación de 250 a 4 750 msnm. Se mueven siguiendo los patrones estacionales de los recursos alimenticios. Son omnívoros, alimentándose principalmente de material vegetativo como frutas y plantas suculentas, y ocasionalmente carne. Descansan en árboles o cuevas donde los osos se alimentan de frutos altos y consumen cadáveres de animales. Los patrones de actividad pueden ser diurnos y nocturnos. El tamaño de la camada es típicamente de dos cachorros (35).

2.2.2.7 Estado de conservación

Según el Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI, que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, ubica al puma andino (*Puma concolor*) en la categoría de “casi amenazado”, mientras que el margay (*Leopardus wiedii*) está categorizado en “datos insuficientes” (26).

Según La Lista Roja de la Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (Red List UICN) clasifica como “casi amenazado” al perro de monte (*Atelocynus microtis*) y al margay (*L. wiedii*), mientras que el puma andino (*P. concolor*), ocelote (*Leopardus pardalis*) y yaguarundí (*Puma yagouaroundi*) se encuentran señalados como de “menor preocupación” y el oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) está clasificado como “vulnerable”, todos ellos indicados por la UICN (27).

La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) incluye a las especies margay (*L. wiedii*), oso de anteojos (*T. ornatus*) y ocelote (*L. pardalis*) en el apéndice I (especie en peligro de extinción cuyo control de su comercialización es bastante estricto), mientras que las especies puma andino (*P. concolor*) y yaguarundí (*P. yagouaroundi*) se encuentran en el apéndice II (especies que no necesariamente están en peligro pero cuyo comercio debe ser controlado para garantizar su supervivencia) (28).

2.2.3 Cetoartiodactyla

2.2.3.1 Venado rojo (*Mazamagouazoubira*)

Tiene una amplia distribución, se extiende desde Centroamérica hasta el centro de Argentina, donde se puede encontrar tan al oeste como la región de montañas secas. Esta especie se distingue fácilmente por su color gris a marrón claro, es más pequeña y más corta que *M. americana* y más grande que *M. nana*. Es un habitante típico de las áreas de bosque con alta cobertura vegetal. En los bosques de la parte sur seca del chaco sudamericano se alimenta de dicotiledóneas, especialmente especies leñosas (árboles y arbustos) durante las estaciones seca y húmeda (36).

2.2.3.2 Estado de conservación

Según el Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI, que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, no clasifica a esta especie (26). Según La Lista Roja de la Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (Red List UICN) clasifica como “preocupación menor” a *M. gouazoubira*, aunque su población se encuentra decreciendo (27). La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) no lo incluye dentro de su lista (28).

2.2.4 Perissodactyla

2.2.4.1 Tapir (*Tapirus terrestris*)

Es el mamífero terrestre más grande de Sudamérica. Puede medir entre los 77 y 108 cm y alcanzar 250 kilos de peso, siendo las hembras más grandes que los machos. Presenta una trompa en el labio superior y lleva una crin desde la cola hasta el cuello. El tapir es herbívoro-frugívoro, vive en selvas pluviosas y en zonas cercanas a pantanos y ríos siendo un buen nadador. Son solitarios, pero se reúnen en parejas durante el cortejo. Maduran sexualmente a los cuatro años y tiene una cría nace al año y mes de gestación. Su longevidad es hasta los 22 años aproximadamente (37).

2.2.4.2 Estado de conservación

Según el Decreto Supremo N° 004-2014-MINAGRI, que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, clasifican al tapir como “casi amenazado” (26). Según La Lista Roja de la Unión Internacional para la conservación de la Naturaleza (Red List UICN) clasifica al tapir como “vulnerable” (27). La Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES) lo ubica en el apéndice II (especies que no necesariamente están en peligro pero cuyo comercio debe ser controlado para garantizar su supervivencia) (28).

2.3 Antecedentes

2.3.1 Estudios en animales silvestres

Se han realizado diversos estudios parasitológicos en animales silvestres sobre la presencia de *Ancylostomas* y *Strongyloides*. Entre las investigaciones más relevantes,

se encuentran las realizadas en Estados Unidos, Bolivia, Perú, Colombia, Australia, Brasil, Ecuador y China.

McLaughlin y colaboradores (1993) realizaron un estudio sobre la presencia de Ancylostomas en el lince rojo (*Felis rufus*) en vida libre de 17 condados del estado de Florida (Estados Unidos). Examinaron 85 individuos utilizando los métodos de recuperación por fijación y preservación de los helmintos, realizando lavados y raspados de mucosa intestinal, para luego realizar el aclarado y utilizar lactofenol. Se hallaron al menos 1 de 4 especies de Ancylostomas en el 61% de individuos. Entre las especies halladas se encontraron *Ancylostoma tubaeforme*, *A. caninum*, *A. brasiliense* y *A. pluridentatum*, las cuales presentaron una prevalencia de 11, 18, 19 y 29%, respectivamente (38).

Beltrán-Saavedra y colaboradores (2008) realizaron el estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en las instalaciones de la Fundación Vida Silvestre Bolivia en la ciudad de Santa Cruz (Bolivia). Se realizaron técnicas de flotación y sedimentación. El estudio en mamíferos arrojó un 55,6% (5/9) de muestras positivas a *Strongyloides sp.* y/o *Ancylostoma sp.* En carnívoros, el total de positivos fue del 50% (2/4), obteniéndose muestras positivas de *Strongyloides sp.* y *Ancylostoma sp.* para *Puma concolor* (100%), mientras que entre los negativos se encontró *Leopardus pardalis*. Para los primates se obtuvo un 60% (3/5) de especies positivas, entre las cuales se encuentran *Alouatta seniculus* (33,3%), *Cebus albifrons* (100%) y *Ateles chamek* (100%) (39).

Chomba y Quispe (2009) realizaron un estudio sobre la semilla de papaya pulverizada como antiparasitario interno natural contra nemátodos del mono fraile (*S. sciureus*) en cautiverio, en la ciudad de Lima (Perú). Se trabajó con una población total de ocho

monos adultos y utilizaron los métodos directo y por flotación determinando resultados positivos para *Strongyloides sp.* con un promedio de tres larvas por lámina (15).

Castañeda y colaboradores (2010) determinaron la prevalencia de helmintos intestinales de primates neotropicales alojados en la ciudad de Ibagué en Colombia. Se tomaron muestras fecales de 15 individuos en cautiverio entre las cuales se encontraban las especies *Ateles geoffroyi*, *Ateles hybridus* y *Saimiri sciureus*. Se realizaron los métodos de flotación y examen directo. Todos los individuos fueron positivos a la presencia de helmintos y se obtuvo únicamente *Strongyloides sp.* en el 100% de las muestras de *A. hybridus* estudiadas (40).

Guerrero y colaboradores (2012) identificaron parásitos gastrointestinales en primates no humanos en cautiverio, realizado en el Zoológico Parque Natural de Pucallpa, ubicado en el departamento de Ucayali (Perú). Se obtuvieron 72 muestras fecales de 58 primates de ocho especies: machín negro (*Cebus apella*), mono pichico (*Saguinus fuscicollis weddelli*), machín blanco (*C. albifrons*), mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles paniscus chamek*), mono fraile (*Saimiri sciureus*), musmuqui (*Aotus nigriceps*) y mono aullador rojo (*A. seniculus*). Las muestras se fijaron en formol al 10% y se analizaron mediante los métodos Directo, Ritchie, Sheather, Sedimentación y tinción de Ziehl-Neelsen. Entre los parásitos hallados se encontró *Strongyloides cebus* (56/72), el cual se halló en el 100% (8/8) de las especies estudiadas (41).

Smout y colaboradores (2013) realizaron un estudio sobre primeros reportes de *Ancylostoma* en el perro salvaje (*Canis lupus dingo*) de la región de los trópicos húmedos de la región de Cairns en Queensland (Australia). Las muestras fecales fueron conservadas en SAF al 5%, luego fueron analizadas mediante examen directo, determinando la presencia de huevos tipo *Strongyloides*. En los exámenes moleculares y de ADN se observó *Ancylostoma caninum* (70,7%) (42).

Copete y colaboradores (2013) llevaron a cabo el estudio sobre los principales helmintos encontrados en un centro de fauna ubicado en el zoológico de Cali en el departamento del Valle del Cauca (Colombia). Se tomaron muestras de heces y se realizaron técnicas de fijación para observarlas al estereoscopio y algunos en microscopio, hallándose una concentración de *Strongyloides sp.* del 53% en mamíferos, entre ellos *Saimiri sciureus*, *Lagothrix lagotricha* y *Alouatta seniculus* (43).

Roncancio y colaboradores (2013) desarrollaron el estudio sobre parásitos intestinales en poblaciones pequeñas aisladas de mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) y mono maquisapa (*Ateles chamek*) en fragmentos de bosque de río manso y el pajuil (Colombia). Se colectaron 28 muestras en los dos fragmentos. Para el diagnóstico se utilizaron técnicas de flotación y método directo. En los resultados del estudio se registró una alta prevalencia de *S. stercoralis* (27%-59%) (44).

Aranda y colaboradores (2013) realizaron el estudio de identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en cuatro parques zoológicos en el departamento de Lima y otro en la región de Ucayali (Perú). Para ello se utilizaron los métodos de examen directo, test de sedimentación en tubo, método de Sheather y tinción Ziehl-Nielsen. Se evaluaron las especies *Panthera onca* (4 machos y 6 hembras), *P. concolor* (4 machos y 4 hembras), *L. pardalis* (machos), *L. wiedii* (1 macho y 2 hembras) y *Leopardus tigrinus* (machos). Hallaron que el 80% (4/5) de las muestras de los felinos fueron positivas, entre los parásitos más frecuentes se encontró *Strongyloides sp.* (33,3%). En el estudio también se hallaron nemátodos Ancylostomatoideos (5,6%) (45).

Así mismo, Gonzales (2014) llevó a cabo la identificación de parásitos intestinales en el mono maquisapa negro (*A. hybridus*) en un centro de paso de fauna en el municipio

de Sabana de Torres en Santander (Colombia). Las muestras fueron analizadas utilizando muestras de heces de 5 ejemplares en cautiverio durante tres meses. Las técnicas realizadas fueron método directo con lugol y solución saturada de NaCl. De un total de 32 muestras se obtuvo que el 78,2% fueron positivas a parásitos intestinales, hallándose un 16% para *Strongyloides sp.* (46).

En el mismo año Fajardo y colaboradores (2014) investigaron la presencia de enteroparásitos con potencial zoonótico en animales en cautiverio del zoológico de Cali (Colombia). Para el estudio se realizaron exámenes directos, así como técnicas de flotación y sedimentación en los animales cautivos. Hallaron que el 33,33% (2/6) de los mamíferos estudiados fueron positivos para *Strongyloides sp.* y de los cuales el 12,7% de individuos de *Ateles fusciceps* fueron positivos a *Strongyloides sp.*, mientras que todos los individuos de *L. lagotricha* fueron negativos (0%) (47).

Moraes y colaboradores (2015) llevaron a cabo un estudio sobre los helmintos en pequeños felinos silvestres del Parque Nacional de Iguasú (Brasil). Se describieron parásitos de las especies *L. wiedii*, *L. guttululus* y *L. pardalis*. Fue realizada una necropsia parasitológica de las especies procedentes de un atropello. Los órganos fueron seccionados, lavados y tamizados en busca de parásitos. Los helmintos recuperados fueron almacenados en solución Railliet & Henry procesados e identificados morfológicamente. Los resultados fueron positivos a parasitismo para las tres especies de felinos, para *L. wiedii* positiva la presencia de *S. stercolaris* y para *L. pardalis* positivo ante la presencia de *Ancylostoma caninum*(48).

Torres (2015) realizó un estudio con el objetivo de determinar la prevalencia de *Prostenorchis sp.* en primates del nuevo mundo en el zoológico de Tarqui, paseo de los monos, y centro de rescate Yanacocha en la ciudad de Puyo y Misahualli en la provincia de Napo (Ecuador). Se realizaron pruebas de directas, de concentración por

sedimentación y de flotación simple glucosada. Se obtuvo como resultado infestaciones de *Strongyloides sp.* en un rango de 8,7% y 39,13% en *C. albifrons*; en *Ateles* con un 12,5% tanto en infestación severa como leve; *S. sciureus* con una infestación leve y moderada del 33,33% y *L. lagotricha* con una infestación leve y moderada del 14,29% (49).

Figueroa (2015) llevo a cabo una tesis doctoral sobre nuevos registros de parásitos en oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*), analizando 28 muestras de procedentes del Refugio de Vida Silvestre Laquipampa, Lambayeque y del Parque Nacional Yanachaga Pasco (Perú). Se realizaron para el análisis de las heces los métodos directo y sedimentación espontánea. Realizando estos exámenes se detectó un 25% (7/28) de presencia de la familia Strongyloididae en ambos lugares y 10,7% (3/28) de presencia huevos de nemátodos de la familia Ancylostomatidae en Laquipampa (50).

Xie y colaboradores (2017) desarrollaron el estudio de aislamiento de ancylostomas en el oso panda (*Ailuropoda melanoleuca*) en la provincia de Sichuan (China), se tomaron muestras del intestino delgado de un panda hembra que falleció en la Reserva Natural de Feng tong za, recolectando 17 especímenes los cuales fueron lavados en solución salina y fijados en ácido acético glacial y formaldehído. Las comparaciones de ADN, el análisis de la distancia genética y los datos filogenéticos indican claramente que *Ancylostoma ailuropodae* del panda gigante es una especie separada que compartió un ancestro común más reciente con *A. ceylanicum* en el género *Ancylostoma* (51).

Seguel y colaboradores (2017) realizaron una publicación sobre el impacto y diversidad de las infecciones por *Ancylostomas* en animales de vida silvestres en Georgia (EEUU). Realizaron una revisión literaria sobre infecciones por anquilostomas en la vida silvestre y analizaron 218 estudios cualitativos y cuantitativos, la mayoría provenientes de América del Norte, Asia Oriental y Europa. Se describieron al menos 68 especies de anquilostomas en 9 órdenes, 24 familias y 111 especies de mamíferos silvestres (52).

Rondón y colaboradores (2017) llevaron a cabo una evaluación sobre la estacionalidad, riqueza y prevalencia de parásitos intestinales de tres especies de primates neotropicales (*A. seniculus*, *A. hybridus* y *Cebus versicolor*) en un bosque fragmentado, en el departamento de Santander (Colombia), analizándose muestras de los años 2010, 2011, 2012 y 2015. Los métodos de diagnóstico usados en esta investigación fueron muestras de heces en solución salina solución de yodo siguiendo el método de Botero y Restrepo. Se hallaron diferentes especies de parásitos, entre los cuales, la prevalencia del orden Strongyloididae varió de 14,3% a 26,3% para *A. seniculus*; en *A. hybridus* de 53,3% a 30% y *C. versicolor* con una prevalencia de 62,5% a 18%. Mientras que la prevalencia del orden Ancylostomatidae varió de 28,6% a 36,8% para *A. seniculus*; para *A. hibrydus* de 13,3 a 33,3% y para *C. versicolor* varió de 37,5% a 43,8% (53).

Cañar y Lojano (2018) realizaron el estudio de identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre, en la provincia de Azuay (Ecuador). Los métodos coproparasitológicos usados fueron directo, sedimentación y flotación hallando *Strongyloides sp.* en el 33,3% (2/6) de *Puma concolor*, 9,1% (1/11) de *Leopardus pardalis* y ningún individuo de *Leopardus wiedii*. En tanto, los resultados para *Ancylostoma tubaeforme* fueron el 27,3% (3/11) de *Leopardus pardalis* y 0% para *P. concolor* y *L. wiedii* (54).

2.3.2 Estudios sobre métodos de diagnóstico

Existen diversas opciones sobre métodos para el diagnóstico de nemátodos de los órdenes Ancylostomatidae y Strongyloididae, con especificidad variable de acuerdo al orden de nematodo y al tipo de prueba diagnóstica. Los países que desarrollaron estudios comparativos y análisis de métodos son Perú, México, Venezuela y Colombia.

Lau y colaboradores (2005) realizaron la evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de Estrongyloidiasis por *S. stercoralis* en la ciudad de Pasco (Perú). Se obtuvo que de 109 muestras de heces, 42 (38,5%) presentaron *S. stercoralis* siendo el cultivo en placa de agar el que detectó 40 casos, seguido del cultivo con carbón vegetal con 39 casos, la técnica de Baermann con 25 casos, la técnica de sedimentación en tubo con 16 casos, y el examen directo, con 2 casos (55).

El estudio realizado por Meza (2007) comparó el método de Baermann y el de cultivo de heces con carbón vegetal para el diagnóstico de la infección por *Strongyloides stercoralis*. La investigación se realizó en Yurimaguas, departamento de Loreto (Perú) y se analizaron 203 muestras de heces mediante las técnicas de Baermann, cultivo de placa con carbón vegetal, así como examen directo con solución salina y lugol. Se obtuvieron 36 muestras positivas con el método de cultivo con carbón y 14 muestras positivas con Baermann (56).

Carrada-Bravo (2008) realizó un estudio sobre el ciclo de vida, cuadro clínico, epidemiología, patología y terapéutica de *Strongyloides stercoralis*. Resaltando que el examen directo es rápido, pero de baja sensibilidad (3 – 4,76%), mientras que el de cultivo en placa de agar tiene una alta sensibilidad (95,24%) (57).

Francesch y colaboradores (2008) compararon las técnicas utilizadas para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*, analizando 100 muestras de heces de habitantes de la comunidad rural de Aripao del estado de Bolívar (Venezuela). Evaluaron las técnicas de examen directo, Kato, Micro-Baermann, Harada-Mori y Cultivo en placa de agar, demostrando que el cultivo en placa de agar fue el más efectivo con un 100% de positividad, seguido del Micro-Baermann (50%) (8).

Restrepo y colaboradores (2013) compararon la técnica de Kato-Katz con la combinación del coprológico directo y por concentración de Ritchie, estas dos últimas tomadas como estándar de oro (gold standard). Analizaron 90 muestras de materia fecal provenientes de niños del barrio La Cruz, en Medellín (Colombia) para el diagnóstico de infecciones por geohelminetos. Los resultados fueron similares en porcentaje (12,5%) para ambas pruebas (58).

Gonzales (2013) realizó un estudio con el objetivo de evaluar la sensibilidad de dos métodos para el cultivo de larvas de *Strongyloides* sp. en heces de mono fraile (*S. sciureus*) en el zoológico Campo Santo "Santa Rosa de Lima", en Lima (Perú). Realizando los métodos de cultivo con carbón vegetal, Baermann y exámenes directos. Se obtuvo como resultado una sensibilidad del 95% con el método de cultivo con carbón vegetal, y de 65% con el método de Baermann y que los métodos de rutina (método directo, método de sedimentación y método de flotación) utilizados para el diagnóstico de *Strongyloides* fueron menos sensibles teniendo alrededor del 15% en comparación con los métodos de cultivos de larvas de *Strongyloides* sp. (3).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Espacio y tiempo

El estudio se realizó en el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, ubicada en la ciudad de Puerto Maldonado, departamento de Madre de Dios. (Anexo 6). El clima de Puerto Maldonado es tropical y húmedo con temperaturas altas durante todo el año, especialmente en los meses de agosto y septiembre. Entre octubre y abril la ciudad presenta precipitaciones importantes. La ciudad de Puerto Maldonado tiene una temperatura media anual de 25,4°C (59).

Las muestras se colectaron en el mes de noviembre del 2017 y el análisis se realizó en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Facultad de Ciencias Agropecuarias - Universidad Alas Peruanas, ubicada en el distrito de Pachacamac, departamento de Lima.

3.2 Población y muestra

La población total de animales del centro de conservación fue de 50 mamíferos silvestres los cuales se encontraban distribuidos en 21 jaulas: 36 primates (en 10 jaulas), 11 carnívoros (en 09 jaulas) un cetartiodactilo (en 01 jaula) y dos perissodactylos (en 01 jaula) provenientes de decomisos de tráfico ilegal (Anexo 7, 8 y 9). Los animales tenían albergado en el centro un mínimo de 6 meses. Con el propósito de maximizar el encuentro del parásito, se tomaron 21 muestras seriadas por tres (03) días consecutivos.

3.3 Diseño de la investigación

El estudio es de tipo descriptivo no experimental, se inició solicitando la aprobación del proyecto y permiso del centro de conservación para la toma de muestra. Las muestras (fecales) fueron tomadas según la distribución de las jaulas, que fueron un total de 21 muestras (10 de primates, 09 de carnívoros, 01 de cetartiodactylo y 01 de perissodactylo). La recolección de heces se realizó por la mañana en frascos recolectores estériles que fueron sellados, rotulados y transportados en cajas de tecnopor. Las muestras fueron procesadas en el laboratorio realizándose la técnica de cultivo con carbón vegetal, la cual tuvo un tiempo de incubación de 48 horas a temperatura ambiente. Posteriormente se procedió a su observación con ayuda de un microscopio, se analizaron de resultados y finalmente se obtuvieron las conclusiones definitivas.

3.4 Equipos y materiales

a) Material biológico

- Muestras de heces de mamíferos silvestres

b) Materiales de uso personal

- Guantes de látex
- Mascarilla descartable
- Gorro descartable
- Mandil blanco

c) Materiales para trabajo de campo

- Frascos estériles
- Baja lengua

- Cajas de polietileno expandido (tecnopor)
- Gel refrigerante
- Cooler
- Fichas de recolección de muestras
- Carbón vegetal
- Nistatina
- Bolsas oscuras
- Placas Petri de plástico (15 x100 mm)
- Pegamento
- Papel periódico

d) **Equipos**

- Computadora
- Cámara fotográfica

e) **Material de escritorio**

- Papel bond.
- Lapiceros.
- Calculadora.
- USB.
- Impresiones.
- Fotocopias

f) **Materiales de Laboratorio**

- Lugol
- Formol 10%
- Papel filtro

- Pipetas
- Algodón
- Guantes descartables
- Mascarilla
- Mechero de alcohol
- Microscopio (Leica microsystems DM750P)
- Cámara ocular (Leica EC4)

g) Servicios

- Transporte
- Internet
- Biblioteca
- Laboratorio

h) Recursos humanos

- Investigador
- Asesores
- Médico Veterinario

3.5 Procedimiento

3.5.1 Presentación y autorización del proyecto

- Se emitió un documento solicitando la autorización por parte del centro de Conservación para la ejecución del estudio.
- Se solicitó la aprobación del proyecto de investigación a la Escuela Profesional de Medicina veterinaria de la Universidad Alas Peruanas (Resolución N°346-2017-FCA-UAP) (Anexo 10).

- Además, se contó con el permiso de investigación del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) siguiendo las normas de manejo de fauna silvestre, según el reglamento de La Ley Forestal y de Fauna Silvestre N°29763 y otorgado mediante la Resolución General N° 338- 2016-SERFOR/DGGSPFFS (Anexo 11).

3.5.2 Identificación de jaulas

- Al inicio del día se realizó un recorrido por las jaulas para evaluar las áreas con mayor presencia de heces para la recolección de heces lo más frescas posibles. Se apuntaba en la ficha de registro todos los datos de la jaula (Anexo 12). Se procuró no interferir en el comportamiento normal del animal, para ello se mantuvo una distancia mínima de observación (3 metros).
- Los primates estaban separados por especie, los ambientes presentaron bebederos, lugares de alimentación, techo alto, sustrato de tierra y áreas de contención física. Los carnívoros felinos se encontraban en jaulas que además presentaban doble puerta (puerta interna de seguridad), bebederos fijos, piscina (cemento), áreas verdes y zonas del piso de cemento. El perro de monte (*A. microtis*) y los oso de anteojos (*T. ornatus*) se encontraban en amplias jaulas similares a la de los felinos, incluyendo en el ambiente del oso una piscina de cemento. El venado (*M. gouazoubira*) y el tapir (*T. terrestris*) se encontraban en amplias jaulas separadas una de otra acondicionadas a sus necesidades, con bebederos sustratos naturales y zonas de alimentación en su interior.

3.5.3 Toma de muestra

- a) Antes de iniciar con el protocolo de cultivo, se realizó un pequeño agujero en la tapa de la placa, de aproximadamente del grosor de una aguja 18G x1" y se selló con pegamento (*superglue*) (3).

- b) Se tomó un aproximado de 10 gramos (gr) de heces que se encontraban en el ambiente con guantes de látex estériles los cuales fueron colocados en un envase estéril de boca ancha. Una vez obtenida la muestra, se realizó el cultivo de carbón vegetal (Anexo 13), según el protocolo realizado por Gonzales (3) modificado por el protocolo de Ash (60):
- c) Se colocaron 4 gr. de la muestra de heces en medio dentro la placa Petri de 15 x 100 mm la cual tuvo en el fondo un pedazo de papel filtro humedecido con agua destilada para brindar humedad al recipiente y se mezcló de forma homogénea con una cantidad similar (4 gr) de carbón vegetal granulado o fragmentado en pequeñas porciones (2).
- d) Se agregó una pequeña cantidad diluida de nistatina (4 g) a la suspensión fecal para evitar el crecimiento de hongos en el cultivo (60).
- e) La mezcla se distribuyó desde el centro de la placa hacia los bordes, cuidando que no tenga contacto con la tapa de la placa al momento de cerrarla. Luego se selló la tapa utilizando cinta parafina manteniendo la humedad interna. La placa se incubó a temperatura ambiente para lo cual se la protegió de la luz con una bolsa negra y se colocó en transportadores de polietileno expandido (tecnopor) (3) (Anexo 14).

3.5.4 Conservación y transporte de muestras

- Las placas se conservaron y almacenaron en transportadores de tecnopor (2), y su envío a Lima fue por vía aérea.

3.5.5. Análisis de las muestras

a) Observación microscópica

Las muestras fueron examinadas en el laboratorio central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias- Universidad Alas Peruanas. La placa se visualizó a

partir del 4to día, para ello se abrió el agujero, se colocó 5 ml de lugol y luego de formol al 10%, luego se abrió cuidadosamente la placa Petri utilizando guantes de látex. Se limpió una pequeña muestra con solución sobresaturada de CINa y una gota fue colocada en un portaobjetos observándose al microscopio el cual con ayuda de la cámara ocular permitió la medición de las larvas (Anexo 15). Las larvas se identificaron por sus características morfológicas.

b) Identificación morfológica

Para *Strongyloides sp.* se siguieron los siguientes criterios:

- Las larvas rhabditiformes (L-1) miden 180-380 μm de largo por 14-20 μm de ancho. Poseen un esófago con dos bulbos y un anillo nervioso y estos continúan con el sistema digestivo hasta el ano. A la mitad del cuerpo se puede apreciar un primordio genital prominente en forma de medialuna o de “platillo volador”; la cola es filiforme (57).
- Las larvas filariformes (L-3) miden 500-700 μm de largo por 25 de ancho, el esófago llega a la mitad del cuerpo del parásito y presenta una muesca en la cola (57).
- La hembra de vida libre mide 1 a 1,7 mm de largo por 50-75 μm de ancho. El esófago es más corto, la vulva está situada a medio cuerpo, y presenta un receptáculo seminal. El útero está relleno de huevecillos, algunos con larvas formadas (61).
- El macho de vida libre es más pequeño que la hembra, mide 0,7-1,0 mm de largo por 40-50 μm de ancho; la cola está enroscada y presenta una bolsa copulatriz con dos espículas (62) (Anexo 16).

Para *Ancylostoma sp.* se siguieron los siguientes criterios:

- Las larvas rhabditiforme miden 250 μm de largo y 20 μm de ancho, extremo anterior romo, cavidad bucal larga, esófago dividido en cuerpo, istmo con

anillo nervioso y bulbo; intestino que termina en el ano, primordio puntiforme o no visible, extremo posterior puntiagudo (62).

- Las larvas filariforme miden 500 um, de largo y 25 um de diámetro, no hay cavidad bucal, esófago recto sin divisiones, unido al intestino, el extremo de la larva es agudo (62).
 - La hembra mide 9,8 – 16 mm de largo y 560 – 740um de ancho, esófago, poro excretor, anillo nervioso, vulva en tercio posterior del cuerpo, cola termina aguda (62).
 - El macho mide 8,6 – 12 mm, ancho 510 um, presenta cápsula bucal, esófago, poro excretor y anillo nervioso, bursa copulatoria bien desarrollada, más ancha que larga y 1 par de espículas (62) (Anexo 17)
- c) Se realizó el método de solución sobresaturada de CINa para una mejor visualización de las larvas (63).

3.6 Diseño estadístico

Se realizó un análisis porcentual y las medidas de las larvas se obtuvo el promedio y desviación estándar, utilizando el programa Excel 2016 v16.0.

IV. RESULTADOS

De las 21 muestras recolectadas por jaula se reportó un total de infección por larvas de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae en 03 muestras positivas (14,2%) (Anexo 15). Dos (02) muestras positivas correspondieron a la jaula de mono choro (*Lagothrix lagotricha*) y la otra a una de las jaulas de mono maquisapa (*Ateles chamek*). La tercera muestra positiva correspondió a una de las jaulas del oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) (Cuadro 1) (Anexo 17).

Cuadro 1. Identificación de larvas tipo Strongyloididae y Ancylostomatidae en mamíferos silvestres del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, año 2017.

| Orden | Total de animales | N° de especies | Total muestras / jaulas | N° muestras positivas | % |
|-------------------------|-------------------|----------------|-------------------------|-----------------------|------|
| <i>Primate</i> | 36 | 07 | 10 | 02 | 9,5 |
| <i>Canivora</i> | 11 | 06 | 09 | 01 | 4,7 |
| <i>Cetoartiodactyla</i> | 01 | 01 | 01 | 0 | 0 |
| <i>Perissodactyla</i> | 02 | 01 | 01 | 0 | 0 |
| Total | 50 | 15 | 21 | 03 | 14,2 |

Las muestras de heces positivas a larvas L1 de la familia Strongyloididae correspondieron a la jaula de las especies mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles chamek*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) (Cuadro 2) (Anexo 18).

Cuadro 2. Medidas en micras (μm) de las larvas de las familias Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

| Especies | Strongyloididae L1 | |
|-----------------------------|--|---|
| | Largo total (μm) Prom \pm DE | Cola (μm) Prom \pm DE |
| <i>Lagothrix lagotricha</i> | 354,9 \pm 10,2 | 30,4 \pm 10,2 |
| <i>Ateles chamek</i> | 459,4 \pm 156,5 | 30 \pm 26 |
| <i>Tremarctos ornatus</i> | 389,8 \pm 17,2 | 24,6 \pm 4,9 |

Las muestras de heces positivas a larvas L1 de la familia Ancylostomatidae correspondieron a la jaula de las especies mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles chamek*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) (Cuadro 3) (Anexo 19).

Cuadro 3. Medidas en micras (μm) de las larvas de las familias Ancylostomatidae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

| Especies | Ancylostomatidae L1 | |
|-----------------------------|--|---|
| | Largo total (μm) Prom \pm DE | Cola (μm) Prom \pm DE |
| <i>Lagothrix lagotricha</i> | 379,3 \pm 76,8 | 55,55 \pm 45 |
| <i>Ateles chamek</i> | 330,8 \pm 74,9 | 98,4 \pm 20,6 |
| <i>Tremarctos ornatus</i> | 433,4 \pm 71,5 | 59,3 \pm 15,6 |

Las muestras de heces positivas a adultos de la familia Strongyloididae correspondieron a la jaula de las especies mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles chamek*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*) (Cuadro 4) (Anexo 20).

Cuadro 4. Medidas en micras (μm) de los nemátodos de las familias Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

| Especies | Strongyloididae adulto | | | |
|-----------------------------|--|---|--|---|
| | Macho | | Hembra | |
| | Largo total (μm) Prom \pm DE | Cola (μm) Prom \pm DE | Largo total (μm) Prom \pm DE | Cola (μm) Prom \pm DE |
| <i>Lagothrix lagotricha</i> | 549,9 \pm 105,1 | - | - | - |
| <i>Ateles chamek</i> | 298 | 82 | 918,8 \pm 156,5 | 30 \pm 26 |
| <i>Tremarctos ornatus</i> | 664,5 \pm 34,6 | 101,9 \pm 12,9 | - | - |

V. DISCUSIÓN

Las enfermedades causadas por los nemátodos de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae son zoonóticas, los animales silvestres son huéspedes y pueden transmitirlos a los encargados del manejo, siendo necesario un monitoreo parasitológico en los centros de cautividad. En este estudio se utilizó el método de cultivo con carbón vegetal logrando identificar a estas dos familias según sus medidas y características físicas.

De las 21 muestras de las especies de mamíferos silvestres del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, el presente estudio determinó que el 14,2% (3/21) del total de muestras recolectadas fueron positivas a larvas Strongyloididae y Ancylostomatidae, las cuales correspondieron a la jaula de los monos choro (*L. lagotricha*), a una de las jaulas de monos maquisapa (*A. chamek*) y a una de las jaulas de oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*).

Estos resultados difieren de otros estudios realizados en mamíferos silvestres como los realizados en Bolivia Colombia y Perú. Estas diferencias pueden deberse a diferentes factores como el lugar de estudio (zona endémica), el estrés en cautiverio y el método de diagnóstico utilizado. El presente estudio fue realizado en una zona endémica a parásitos gastrointestinales (Madre de Dios), cumpliendo las características de temperatura y humedad; Beltrán y colaboradores realizaron su investigación en mamíferos silvestres de un zoológico de Bolivia, lugar que, si bien no es endémico de este tipo de parasitosis, presentaba características climáticas similares al tropical, hallando un 55,6% de especies positivas a *Strongyloides sp.* y *Ancylostoma sp.*, así

mismo los autores refieren que los estudios en Bolivia son muy escasos comparándolos con Perú, Brasil, Colombia, Estados Unidos entre otros (39). Guerrero y colaboradores realizaron su investigación en el departamento de Ucayali – Perú, zona tropical y endémica de estos parásitos determinando un 100% (8/8) de especies positivas a *Strongyloides cebus* en primates y refieren que varios estudios demuestran la presencia de parásitos gastrointestinales en Perú (41). Mientras que Gonzales realizó su investigación en monos frailes alojados en un zoológico de Lima, obteniendo un resultado de 95% (19/21) de *Strongyloides sp.* en ambientes que mantenían un clima templado similar al de Madre de Dios, según las fechas de muestreo (3).

Copete y colaboradores realizaron el estudio en el Zoológico de Cali, el cual es una región neotropical, hallando un 43% de mamíferos parasitados con helmintos, como *Strongyloides sp.* y Ancylostomatidae (43). Por otro lado Figueroa realizó su investigación en las regiones de Lambayeque y Pasco las cuales presentan climas subtropicales, hallando un 35,7% (10/28) de muestras positivas a *Strongyloides sp.* y Ancilostomatoideos en osos de anteojos (*T. ornatus*), refiriendo que son los nemátodos más abundantes en carnívoros silvestres (50).

Del presente estudio, las muestras positivas pertenecen a animales que habitan recintos naturales, manteniendo contacto con tierra y vegetación, al igual que las demás investigaciones discutidas en este estudio, en las que refieren que los geohelmintos realizan parte de su ciclo de vida en la tierra (43), siendo las áreas tropicales y zonas boscosas las preferidas por estos parásitos (50). Los animales con los que se trabajó en este estudio se encontraban agrupados en jaulas según su especie, teniendo en algunos casos, como los primates, más de 5 individuos por jaula, generando estrés entre los animales y facilitando el contacto entre animales sanos y enfermos. En otra observación, Beltrán y col.

refieren que el cautiverio ocasiona la aparición de enfermedades parasitarias generadas por hacinamiento y el estrecho contacto entre especies (39). En el estudio de Guerrero y col. refieren que los primates son vulnerables a las infecciones parasitarias debido a que viven en grupos sociales facilitando su infección (41).

El estudio de Copete y col. refieren que los animales son del mismo zoológico y de un centro de rescate, lo cual genera contacto entre especies y estrés (43). En el estudio de Figueroa, los animales estudiados eran silvestres, pero refirió que en otros estudios se han registrado nemátodos en carnívoros de vida libre de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae (50). En el trabajo de Gonzales, los animales estudiados se encontraban en un área de exhibición del zoológico compartiendo el mismo ambiente y en estrecho contacto (3).

Para la identificación de los nemátodos, el presente estudio realizó cultivo con carbón vegetal y la observación de los parásitos mediante microscopía y las mediciones en micras (μm). En el estudio llevado a cabo en China por Xie y colaboradores, realizaron análisis moleculares con la finalidad de hallar el género del parásito estudiado (51). En el caso de Gonzales, se realizó el cultivo con carbón vegetal teniendo un resultado de alta sensibilidad la prueba pero no realizó anotaciones respecto a las medidas de los nemátodos. Los demás estudios solo realizaron pruebas generales como las de examen directo y flotación.

Para finalizar, los estudios mencionados no describieron las formas larvarias L1 y adulto de los nemátodos estudiados en los resultados, las cuales el presente estudio identificó (Cuadro 2). Las medidas estuvieron dentro de los valores

brindados por Viera (65) y Cristobal (66) para *Strongyloides sp.* y por Escobedo (67) y Pumarola (68) para *Ancylostoma sp.* (Anexo 15).

VI CONCLUSIONES

- a) Se identificaron larvas de nemátodos de la familia Ancylostomatidae y Strongyloididae en el 14.2% (3/21) de las muestras fecales de mamíferos silvestres, de las cuales el 9,5% (2/21) se hallaron en el orden primate y el 4,7% (1/21) se hallaron en el orden carnívora.
- b) El estudio brinda medidas referenciales de las larvas L1 y adultos de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae halladas en las tres muestras de las especies de mamíferos silvestres: *Lagothrix lagotricha*, *Ateles chamek* y *Tremarctos ornatus*.

VII RECOMENDACIONES

- Se recomienda estandarizar el tiempo de incubación de los cultivos con carbón vegetal, para la visualización en identificación de los nemátodos de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae.
- Para lograr una identificación más precisa de las especies de nemátodos se aconseja realizar pruebas complementarias que apoyen a la técnica con carbón vegetal, como los perfiles moleculares.

VIII REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Fabián M., Tello R., Náquira C. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales en el hombre. Instituto Nacional de Salud, 2003.
2. Marcos L., Canales M., Terashima A. Métodos de diagnóstico para *Strongyloides stercoralis* en el Perú. Rev peru parasitol 2010; 18 (1): e2-e9. Volumen 18 Número 1 - Año 2010.
3. Gonzales G. Evaluación de la sensibilidad de dos métodos para el cultivo de larvas de *Strongyloides sp.* en heces de mono fraile (*Saimiri sciureus*) en cautiverio.[Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario]. Perú: Universidad Alas Peruanas; 2013.
4. Taylor M., Coop R., Wall R. Veterinary parasitology 4th edition. UK, 2016.
5. Gallego J. Manual de parasitología: Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario. Publicacions I Edicions de la Universitat de Barcelona, España. 2006.
6. Kassai T. Helmintología Veterinaria. Editorial Acribia, S.A. Malaga, España. 2002.
7. Alfaro M. Prevalencia de *Ancylostoma caninum* en *Canis lupus familiaris* en el área urbana y periurbana de la colonia Zacamil, del municipio de mejicanos, San Salvador [Requisito para optar al título de licenciada en medicina veterinaria y zootecnia]. México: Universidad de El Salvador; 2011.

8. Francesch G., Finali M., Angulo V., Amaro E., Requena I., Blanco Y., Tedesco R., *et al.* Comparación de técnicas para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. Saber, Universidad de Oriente. Venezuela Vol. 20 N°3: 289-297 (2008).
9. The nematodes in: Parasites and parasitic diseases of domestic animals. 200 [homepage en internet]. Consultado el 17 de Julio del 2018. Disponible en: http://cal.vet.upenn.edu/projects/merial/Nematodes/nems_2.htm
10. Kozubsky L., Archelli S. Consideraciones sobre la biología y el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. Acta Bioquím Clín Latinoam 2004; 38 (3): 333-8.
11. Egido J., De Diego J., Penin P. The Prevalence of Enteropathy Due to Strongyloidiasis in Puerto Maldonado (Peruvian Amazon) 2001; The Brazilian Journal of Infectious Diseases 2001;5(3):119-123.
12. Herrera J, Marcos L., Terashima A., Alvarez H., Samalvides F., Gotuzzo E. Factores asociados a la infección por *Strongyloides stercoralis* en individuos de una zona endémica. Rev gastroenterolperú2006; 26: 357-362.
13. Navone G., Gamboa M., Oyhenart E., Orden A. Parasitosis intestinales en poblaciones Mbyá-guaraní de la provincia de Misiones, Argentina: Aspectos epidemiológicos y nutricionales. Cad. Saúde Pública, Río de Janeiro, 22(5): 1089-1100, mai, 2006.
14. Olivera M., Racini M., Consuelo M., Moncada L., Reyes P. Detection of *Strongyloides stercoralis* in Tierralta, Colombia using four parasitological methods. Revista Cubana de Medicina Tropical. 2014;66(2):202-209.
15. Chomba E., Quispe L. Semilla de papaya (*Carica papaya*) pulverizada como antiparasitario interno natural contra nematodos de monos fraile (*Saimiri*

sciureus) en cautiverio. [Tesis para optar el título profesional de Medicina Veterinaria]. Perú: Universidad Alas Peruanas; 2010.

16. Rodriguez R. Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. Editor AMPAVE-CONASA. México, D.F. 2015.
17. Laboratory Procedures for Stool Examination. Procedure Manual Mount Sinai Hospital. Toronto Medical Laboratories Shared Microbiology Service. Policy # MI\PAR\05\13\v01.
18. Velez A. Primates: ¿Cuál es la situación de estas especies en el Perú? Fecha de publicación: 27 de enero del 2017. Fecha de acceso: 01 de diciembre del 2018. Disponible en: <https://es.mongabay.com/2017/01/primates-la-situacion-estas-especies-peru/>
19. Auricchio P. Primatas do Brasil. Sao Paulo: Terra Brasilis Comércio de Material Didático e Editora Ltda, 1995.
20. *Sapajus macrocephala* in: IUCN 2014. IUCN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/42696/0>
21. *Cebus cuscinus* In: IUCN 2014. IUCN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <https://www.iucnredlist.org/species/4075/81274883>
22. Pekka S. Ecología del coto mono (*Alouatta seniculus*, CEBIDAE) en el rio Pacaya, Reserva Nacional Pacaya-Samiria, Perú. FOLIA AMAZONICA VOL. 4(2) – 1992.

23. *Lagothrix lagotricha* in: IUCN 2017. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/11175/0>
24. *Ateles chamek* in: IUCN 2017. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/41547/0>
25. *Saguinus fuscicollis* in: IUCN 2017. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 18 de Julio del 2018. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/39947/0>
26. Decreto Supremo que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas: DECRETO SUPREMO N° 004-2014-MINAGRI. Disponible en: <https://www.serfor.gob.pe/wp-content/uploads/2016/09/DS-N004-Especies-amenazadas-de-fauna-silvestre.pdf>
27. The IUCN red list of threatened species. [Homepage en internet]. Consultado el 05 DE Diciembre de 2018. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/41547/0>
28. Convención sobre el comercio internacional de especies amenazadas de fauna y flore silvestre (CITES). Apéndices I, II y II, en vigencia a partir del 10 de marzo de 2016. Disponible en: <http://www.cites.org>
29. Cossios E., Alcazar P., Fajardo U., Chavez Kelly., Alfaro J., Cárdenas S., Valqui J., *et al.* El orden Carnivora (Mammalia) en el Perú: Estado del conocimiento y prioridades de investigación para su conservación. Facultad de ciencias biológicas UNMSM. Rev. Perú. biol. 19(1): 017- 026 (Abril 2012).

30. *Puma concolor* in: IUCN 2015. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2018. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/18868/0>.
31. *Puma yagouaroundi* in: IUCN 2015. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/9948/0>
32. *Leopardus pardalis* in: IUCN 2015. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/11509/0>
33. *Atelocynus microtis* in: IUCN 2011. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/6924/0>
34. *Leopardus wiedii* in: IUCN 2015. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/11511/0>
35. *Tremactos ornatu* in: IUCN 2014. The UICN Red List of Threatened Species [Homepage en internet]. Consultado el 15 de Julio del 2017. Disponible en: <http://www.iucnredlist.org/details/22066/0>
36. Periago M., Leynaud G. Density estimates of *Mazama gouazoubira* (Cervidae) using the pellet count technique in the arid Chaco (Argentina) Ecol. Austral v.19 n.1 Córdoba ene./abr. 2009.
37. Di Martino S., Jimenez I., Perez J. Estrategia para la reintroducción de tapires (*Tapirus terrestris*) en la Reserva Natural Iberá (Corrientes, Argentina). The Conservation Land Trust Argentina. 2015.

38. Mclaughlin G., Obstaum M., Forrester D., Roelke M., Brady, J. Hookworms of Bobcats (*Felis rufus*) from Florida. J. Helminthol. Soc. Wash. 60(1), 1993, pp. 10-13.
39. Beltrán L., Beldomenico P., Gonzales J. Estudio coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio con destino a relocación en Santa Cruz, Bolivia 2008.
40. Castañeda F., Rubiano J., Cruz L, Rodriguez L. Prevalencia de helmintos intestinales en primates neotropicales cautivos alojados en la ciudad de Ibagué. Revista Colombiana de Ciencia Animal, Vol 3, N°1, 2010.
41. Guerrero F., Serrano-Martinez E., Tantaleán M., Quispe M., Casas G. Identificación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos del zoológico parque natural de Pucallpa Perú. Rev Inv Vet Perú 2012; 23(4): 469 – 476.
42. Smout F., Thompson Andrew R., A, Skerratt L. First report of *Ancylostoma ceylanicum* in wild canids. F.A. Smout et al. / International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 2 (2013) 173–177.
43. Copete M., Fernando G., Osorio J. Principales helmintos encontrados en un centro de fauna cautiva en Colombia. Bol.cient.mus.hist.nat. 17 (1), enero - junio, 2013. 251 – 257.
44. Roncancio N., Fernando G., Henry J. Parásitos intestinales en poblaciones pequeñas y aisladas de Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) y Mono araña café (*Ateles hybridus*), Atelidae – Primates en el Magdalena Medio, Colombia. Artículo de investigación 2013.

45. Aranda C., Serrano-Martinez E., Tantaleán M., Quispe M., Casas G. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio. *Rev Inv Vet Perú* 2013; 24(3): 360-368.
46. González I. Identificación de parásitos intestinales en el primate neotropical *Ateles hybridus* en un centro de paso de fauna en el municipio de Sabana de Torres en Santander. *Revista Citecsa Volumen 4 n° 7 – Enero 2014.*
47. Fajardo E., Lasso A., Mera C., Peña J., Zapata J., Rojas C. Enteroparásitos con potencial zoonótico en animales en cautiverio del zoológico de Cali, Colombia. *Neotrop. Helminthol.*, 8(2): 279–290 (2014).
48. Moraes M., Silva M., Albuquerque C., Silva A., Tebaldi J., Lux E. Helmintos de pequenos felinos selvagens no parque nacional do Iguazú, Brasil. *ARS VETERINARIA*, Jaboticabal, SP, v.31, n.2, p.57, 2015.
49. Torres M. Determinación de prevalencia del parasito intestinal *Prosthenorchis sp.* en primates del nuevo mundo en los zoológicos y centros de rescate: zoológico de tarqui, paseo de los monos, yanacocha y misahualli [Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario]. Universidad de las Américas, 2015.
50. Figueroa J. Nuevo registros de parásitos en osos andinos silvestres en el Perú. Universidad de Alicante. *Ursus* 26(1); 21 – 27. (2015).
51. Xie Y., Hoberg E., Yang Z., Urban J., Yang G. *Ancylostoma ailuropodaen. sp.* (Nematoda: Ancylostomatidae), a new hookworm parasite isolated from wild giant pandas in Southwest China. *College of Veterinary Medicine, Sichuan Parasites & Vectors* (2017) 10:277.

52. Seguel M., Gottdenker N. The Diversity and Impact of Hookworm infections in wild life. International journal of parasitology. Parasites and wildlife (2017), doi: 10.1016/j.ijppaw.2017.03.07.
53. Rondón S., Ortiz M., León C., Galvis N., Link A., Gonzales C. Seasonality, richness, and prevalence of intestinal parasites of three neotropical primates (*Alouatta seniculus*, *Ateles hybridus* and *Cebus versicolor*) in a fragmented forest in Colombia. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife 6 (2017) 202-208.
54. Cañar P., Lojano C. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en felinos silvestres en cautiverio en unidades de manejo de vida silvestre de la provincia del Azuay [Tesis previa a la obtención del Título de Médico Veterinario Zootecnista] Ecuador. Universidad de Cuenca 2018.
55. Lau C., Salmavides F., Terashima A. Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrogiloidiasis por *Strongyloides stercoralis*. Universidad Cayetano Heredia. Rev MedHered 16 (1), 2005 11.
56. Meza H. Comparación entre el método de Baermann y el método de cultivo de heces con carbón vegetal para el diagnóstico de la infección por *Strongyloides stercoralis*. [Tesis para optar el título profesional de Licenciado en Tecnología Médica]. Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2007.
57. Carrada-Bravo T. *Strongyloides stercoralis*: Ciclo vital, cuadros clínicos, epidemiología, patología y terapéutica. Rev Mex Patol Clin, Vol. 55, Núm. 2, pp 88-110 Abril - Junio, 2008.
58. Restrepo I., Mazo L., Salazar M., Montoya M., Botero J. Evaluación de tres técnicas coproparasitoscópicas para el diagnóstico de geohelminths intestinales. Universidad de Antioquia, Medellín, Colombia. Iatreia Vol. 26 (1): 15-24, enero-marzo 2013.

59. Weather Spark. El clima promedio de Puerto Maldonado. Visitado en: 01 de diciembre del 2018. Disponible en: <https://es.weatherspark.com/y/27091/Clima-promedio-en-Puerto-Maldonado-Per%C3%BA-durante-todo-el-a%C3%B1o>
60. Ash L., Orihel T. Atlas de parasitología humana. 5ta edición. Editorial Médica Panamericana, 2010.
61. González P., Iglesias S., Galería fotográfica: Morfología de *Strongyloides stercoralis*. Rev cuerpo méd. HNAAA 10(3) 2017.
62. Botero, D., Restrepo, M. Parasitosis Humana 4º edición; Corporación para investigaciones biológicas; 2003.
63. Magaró H., Uttaro A., Serra E., Ponde De León P., Echenique C., Nocito I., Vasconi M., et al. Técnicas de Diagnóstico parasitológico. Universidad Nacional de Rosario [Homepage en internet] Consultado el 15 de Junio del 2018. Disponible en: www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/mod/resource/view.php?id=10964
64. Aguirre A, Ostfeld R, Tabor G. House C, Pearl M. Conservation medicine: ecological health in practice. USA: Oxford University Press, 2002. 407.
65. Vieira F., Sueli L., Bessa E. Morfología e biometría de ovos e larvas de *Strongyloides* sp. Grassi, 1879 (Rhabditoidea: Strongyloididae) Parásito gastrointestinal de *Hydrochaeris hydrochaeris* (Linnaeus, 1766) (Rodentia: *Hydrochaeridae*), no municipio de Juiz de Fora, Minas Gerais. Rev. Bras. Parasitol. Vet, 15, 1, 7-12 (2006).
66. Cristobal J., Solorzano B., Gomez C., Osorio D., Rodriguez E. Estudio coprológico de parásitos de jaguar (*Panthera onca*) y puma (*Puma concolor*) en 2 tipos de bosque tropical en México. Rev. Mex. Biodiv. vol.88 no.1 México mar. 2017.

67. Escobedo A. Microbiología y parasitología médicas Editorial Ciencias Médica. 2001. Capítulo 97, pp.221-226.
68. Pumarola A. Microbiología y Parasitología Médica. 2da edición Editorial Masson, 1992.

ANEXOS

ANEXO 1

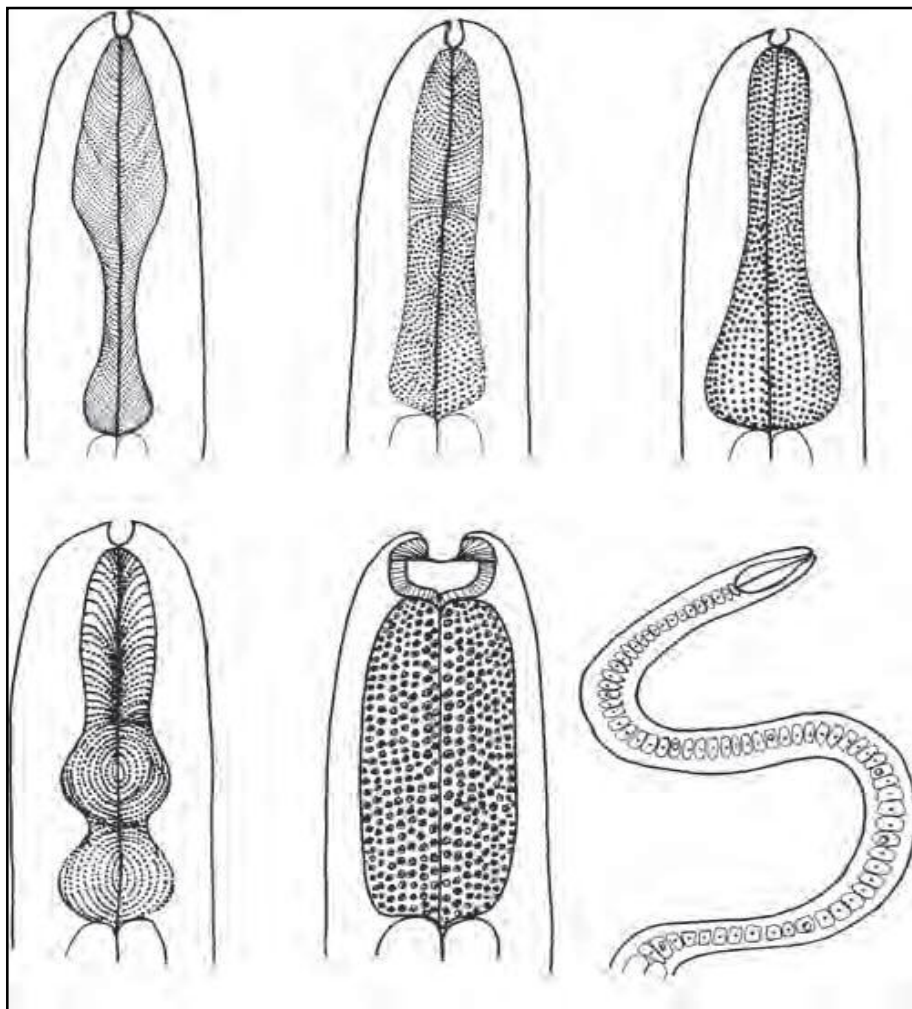


Figura 1: Diferentes tipos de esófagos de nemátodos: Arriba, izq-der: rhabditiforme, filariforme y bulbar. Abajo, izq-der: doble bulbo, glandular y trichúrfirme.

Fuente: Taylor M, *et al.*, 2016 (4).

ANEXO 2

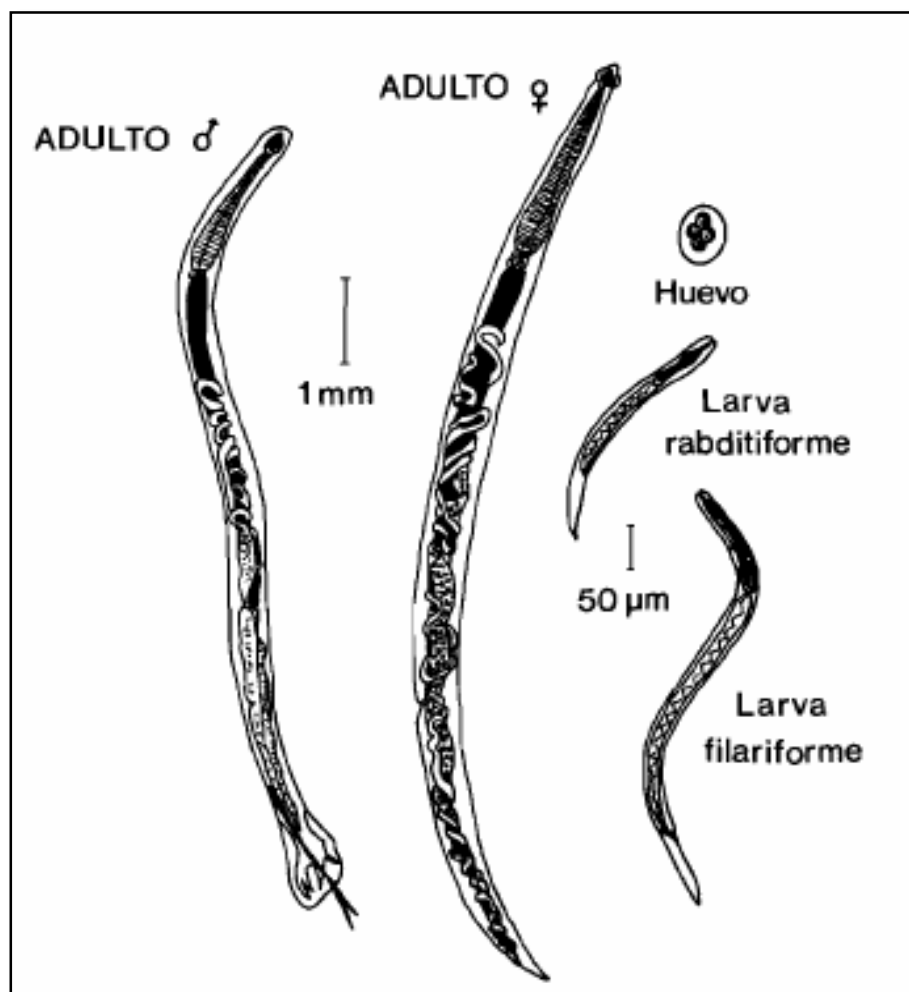


Figura 2: Morfología de *Ancylostoma caninum*.

Fuente: Pumarola *et al.*, 1992 (68).

ANEXO 3

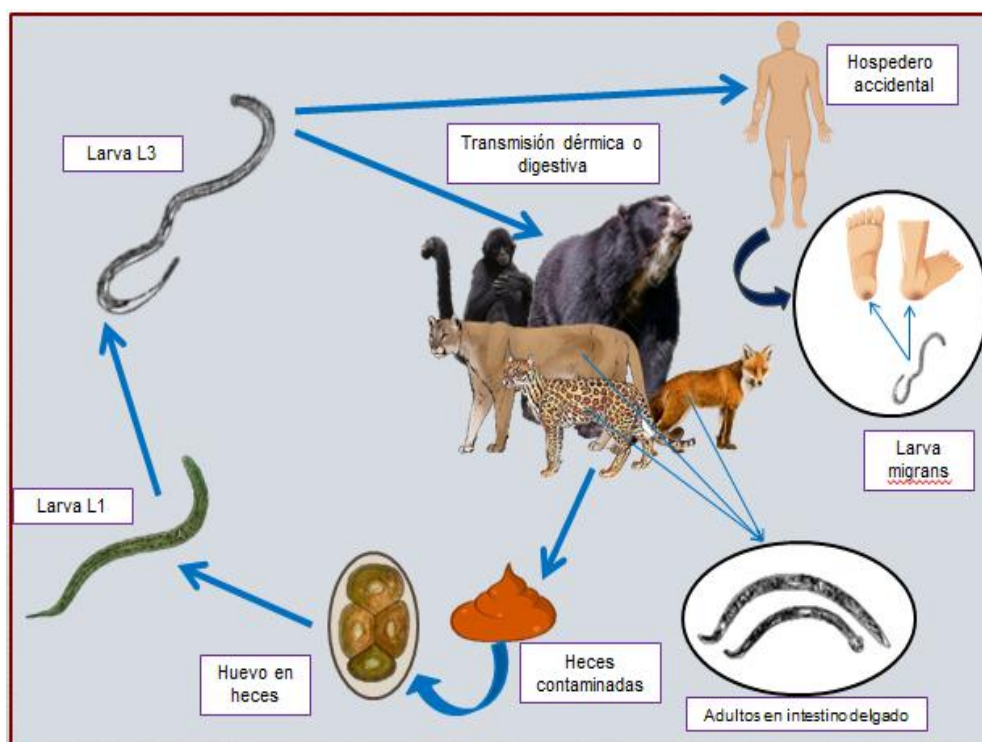


Figura 3: Ciclo de Vida de *Ancylostoma* sp.

Elaboración propia, 2018.

ANEXO 4

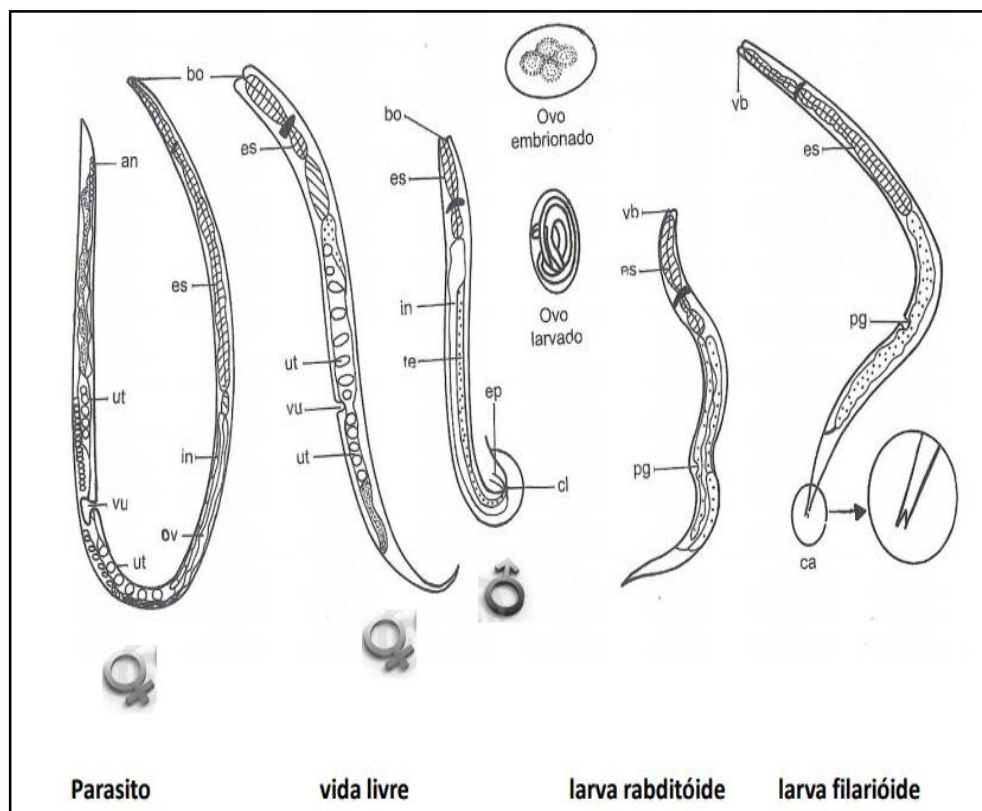


Figura 4: Morfología de *Strongyloides stercoralis*.

Fuente: Kozubsky *et al.*, 2010 (10).

ANEXO 5

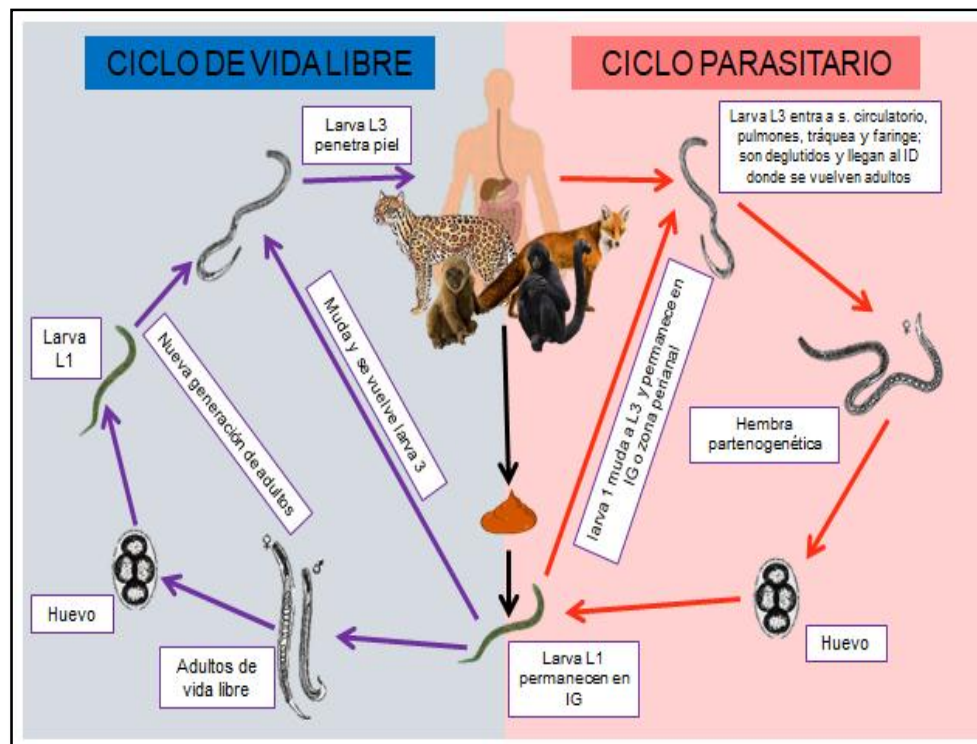


Figura 5: Ciclo de Vida de *Strongyloides sp.*

Elaboración propia, 2018.

ANEXO 6



Figura 6: Ubicación geográfica del Centro de Rescate “Reserva Ecológica Taricaya”, Madre de Dios.

Elaboración propia, 2017.

ANEXO 7

| Muestra | Jaula | Orden | Nombre común | N. Científico | N° individuos |
|---------|-------|---------|--------------------|-------------------------|---------------|
| 01 | M1 | | Mono fraile | <i>S. macrodon</i> | 01 |
| 02 | M2 | | Machín negro | <i>S. macrocephalus</i> | 01 |
| | | | Machín blanco | <i>C. cuscinus</i> | 01 |
| 03 | M3 | | Mono aullador rojo | <i>A. seniculus</i> | 03 |
| 04 | M4 | | Mono aullador rojo | <i>A. seniculus</i> | 04 |
| 05 | M5 | Primate | Mono choro | <i>L. lagotricha</i> | 03 |
| 06 | M6 | | Mono maquisapa | <i>A. chamek</i> | 02 |
| 07 | M7 | | Mono maquisapa | <i>A. chamek</i> | 01 |
| 08 | M8 | | Mono maquisapa | <i>A. chamek</i> | 03 |
| 09 | M9 | | Mono maquisapa | <i>A. chamek</i> | 15 |
| 10 | M10 | | Mono pichico | <i>S. fuscicollis</i> | 02 |
| Total | | | | | 36 |

Cuadro 1: Distribución de los mamíferos del orden primate del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”.

Elaboración propia, 2018.

ANEXO 8

| Muestra | Jaula | Orden | Nombre común | N. Científico | N° individuos |
|---------|-------|-----------|-----------------|------------------------|---------------|
| 11 | C1 | | Puma andino | <i>P. concolor</i> | 01 |
| 12 | C2 | | Yaguarundí | <i>P. yagouaroundi</i> | 02 |
| 13 | C3 | | Ocelote | <i>L. pardalis</i> | 01 |
| 14 | C4 | | Perro de monte | <i>A. microtis</i> | 01 |
| 15 | C5 | Carnivora | Margay | <i>L. wiedii</i> | 02 |
| 16 | O1 | | Oso de anteojos | <i>T. ornatus</i> | 01 |
| 17 | O2 | | Oso de anteojos | <i>T. ornatus</i> | 01 |
| 18 | O3 | | Oso de anteojos | <i>T. ornatus</i> | 01 |
| 19 | O4 | | Oso de anteojos | <i>T. ornatus</i> | 01 |
| Total | | | | | 11 |

Cuadro 2: Distribución de los mamíferos del orden carnívora del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”.

Elaboración propia, 2018.


ANEXO 9

| Muestra | Jaula | Orden | Nombre común | N. Científico | N° individuos |
|---------|-------|------------------|------------------|-----------------------|---------------|
| 20 | V1 | Cetoartiodactyla | Venado cola roja | <i>M. gouazoubira</i> | 01 |
| 21 | T1 | Perissodactyla | Tapir | <i>T. terrestris</i> | 02 |
| Total | | | | | 03 |

Cuadro 3: Distribución de los mamíferos del orden Cetoartiodactyla y Perissodactyla del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”.

Elaboración propia, 2018.

ANEXO 10


UAP UNIVERSIDAD ALAS PERUANAS
 FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

RESOLUCIÓN N° 346-2017-FCA-UAP
 Lima, 9 de noviembre, 2017

VISTO

El Informe N° 14 de la Comisión de Trabajo de Investigación y Tesis de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, conteniendo el Plan de Tesis de la Bachiller **SHASMIN GISEL GARCIA DEL AGUILA** solicitando la designación de Director –Asesor, para iniciar el proceso de titulación bajo la modalidad de Tesis.

CONSIDERANDO:

Que, mediante Resolución No. 102-96-CONAFU, de fecha 26 de abril de 1996, se autorizó el funcionamiento de la Universidad Alas Peruanas.

Que, en cumplimiento con el Reglamento de Grado y Títulos, en su Capítulo I. Art. 20 y 21, considerando el Informe N° 14 de la Comisión de Trabajo de Investigación y Tesis de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria sede Lima, se aprueba el Plan de Tesis Intitulado "IDENTIFICACIÓN DE LARVAS DE *Strongyloides sp.* EN PRIMATES Y CARNÍVOROS SILVESTRES DE UN CENTRO DE CONSERVACIÓN UBICADO EN EL DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS" presentado por la Bachiller **SHASMIN GISEL GARCIA DEL AGUILA**, bajo la dirección del Director-Asesor, Mg. Nancy Carlos Erazo.

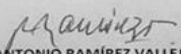
Que, por Resolución Rectoral N° 888-2000-R-UAP, de fecha 30 de junio del 2000, se delega a los Decanos la función administrativa de emitir sus respectivas resoluciones, y estando a lo acordado.

SE RESUELVE:

ARTICULO PRIMERO: Aprobar el Plan de Tesis Intitulado "IDENTIFICACIÓN DE LARVAS DE *Strongyloides sp.* EN PRIMATES Y CARNÍVOROS SILVESTRES DE UN CENTRO DE CONSERVACIÓN UBICADO EN EL DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS" de la Bachiller **SHASMIN GISEL GARCIA DEL AGUILA**.

ARTÍCULO SEGUNDO: Designar al docente Mg. Nancy Carlos Erazo Director-Asesor del Plan de Tesis de la Bachiller **SHASMIN GISEL GARCIA DEL AGUILA**.

Regístrese, comuníquese y archívese.


DR. IGNACIO ANTONIO RAMÍREZ VALLEJOS
 DECANO
 CIENCIAS AGROPECUARIAS

C.c.: -Bachiller
 - Director
 ARV/rch

Av Paul Poblet (ExManuel Valle), paradero Rinconada Alta, Pachacamac, Lima - Perú. Telefaxes: 231-1470/231-2000/231-1991
 Website: <http://www.uap.edu.pe> e-mail: webmaster@uap.edu.pe

Figura 8: Resolución N° 346-2017-FCA-UAP.

Fuente: Universidad Alas Peruanas, 2017.

ANEXO 11



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

Lima, 08 JUN. 2017

VISTO:

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

CONSIDERANDO:

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

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

SE RESUELVE:

Artículo 1°.- Modificar el Artículo 2° de la Resolución de Dirección General N° 338-2016-SERFOR/DGGSPFFS (21.10.16) que aprobó el proyecto denominado "Parasitosis de importancia en salud pública en mamíferos del Centro de Rescate Taricaya, Madre de Dios" a favor de la Sra. Nancy Victoria Carlos Erazo, a fin ampliar la metodología para analizar adicionalmente del suero

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

Artículo 3°.- Notificar la presente Resolución de Dirección General a la Sra. Nancy Victoria Carlos Erazo y transcribirla al Centro de Rescate Taricaya, a la Jefatura de la Reserva Nacional Tambopata del SERNANP, a la Dirección General de Información y Ordenamiento Forestal y de Fauna Silvestre del SERFOR y a la Dirección Regional Forestal y de Fauna Silvestre del Gobierno Regional de Madre de Dios, para su conocimiento y seguimiento ó verificación de ejecución de la presente resolución.

Artículo 4°.- Disponer la publicación de la presente Resolución en el Portal Web del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre: www.serfor.gob.pe.

Regístrese y comuníquese


Ing. Walter Nalvarte Armas
 Director General
 Dirección General de Gestión Sostenible del
 Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre
 Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre - SERFOR

Figura 9: Resolución de Dirección General N° 173-2017-DGGSPFFS.

Fuente: SERFOR, 2017.

ANEXO 12

| Nº | Código/número de jaula | Especie | Consistencia | Olor | Color | Observaciones |
|----|------------------------|---------|--------------|------|-------|---------------|
| 1 | | | | | | |
| 2 | | | | | | |
| 3 | | | | | | |
| 4 | | | | | | |
| 5 | | | | | | |
| 6 | | | | | | |
| 7 | | | | | | |
| 8 | | | | | | |
| 9 | | | | | | |
| 10 | | | | | | |
| 11 | | | | | | |
| 12 | | | | | | |
| 13 | | | | | | |
| 14 | | | | | | |
| 15 | | | | | | |
| 16 | | | | | | |
| 17 | | | | | | |
| 18 | | | | | | |
| 19 | | | | | | |
| 20 | | | | | | |
| 21 | | | | | | |
| 22 | | | | | | |

Cuadro 4: Ficha de registro de datos de mamíferos silvestres.

Elaboración propia, 2017.

ANEXO 13

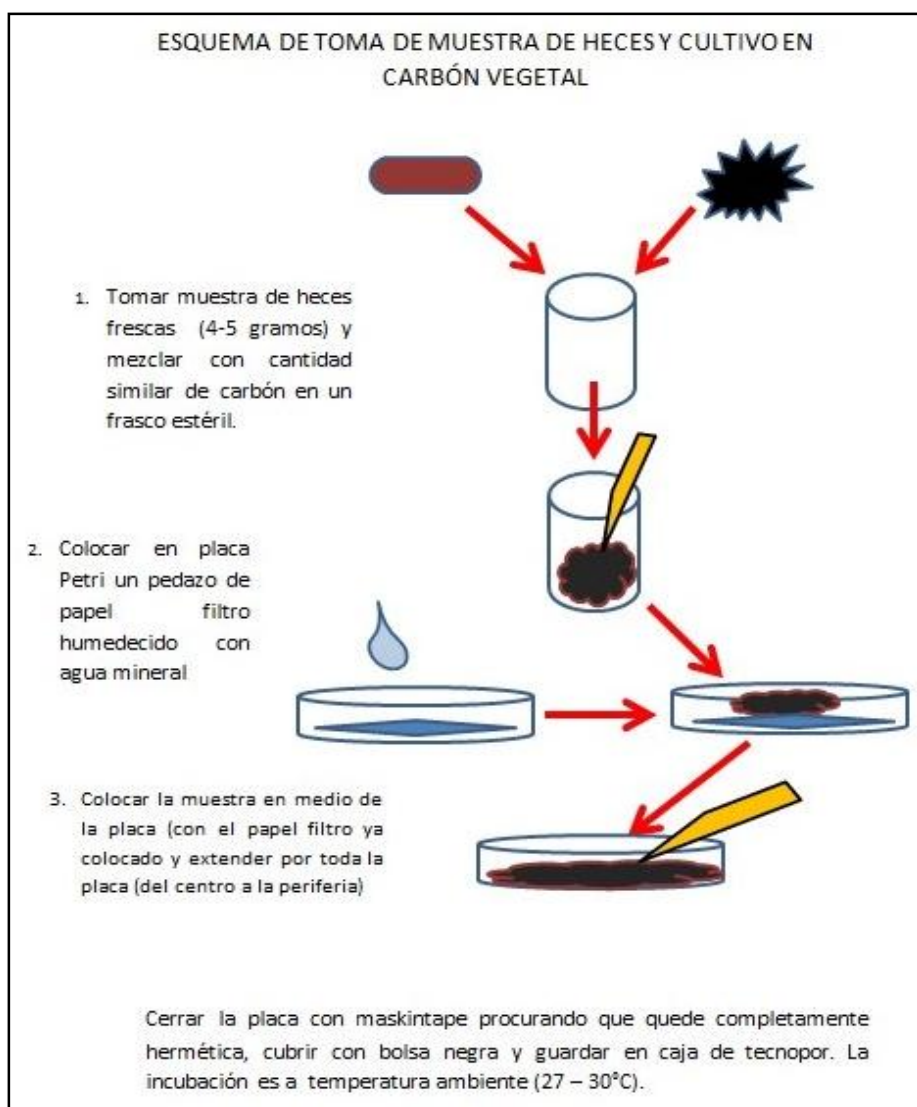


Figura 10: Técnica de Cultivo de carbón vegetal.

Elaboración propia. 2017.

ANEXO 14

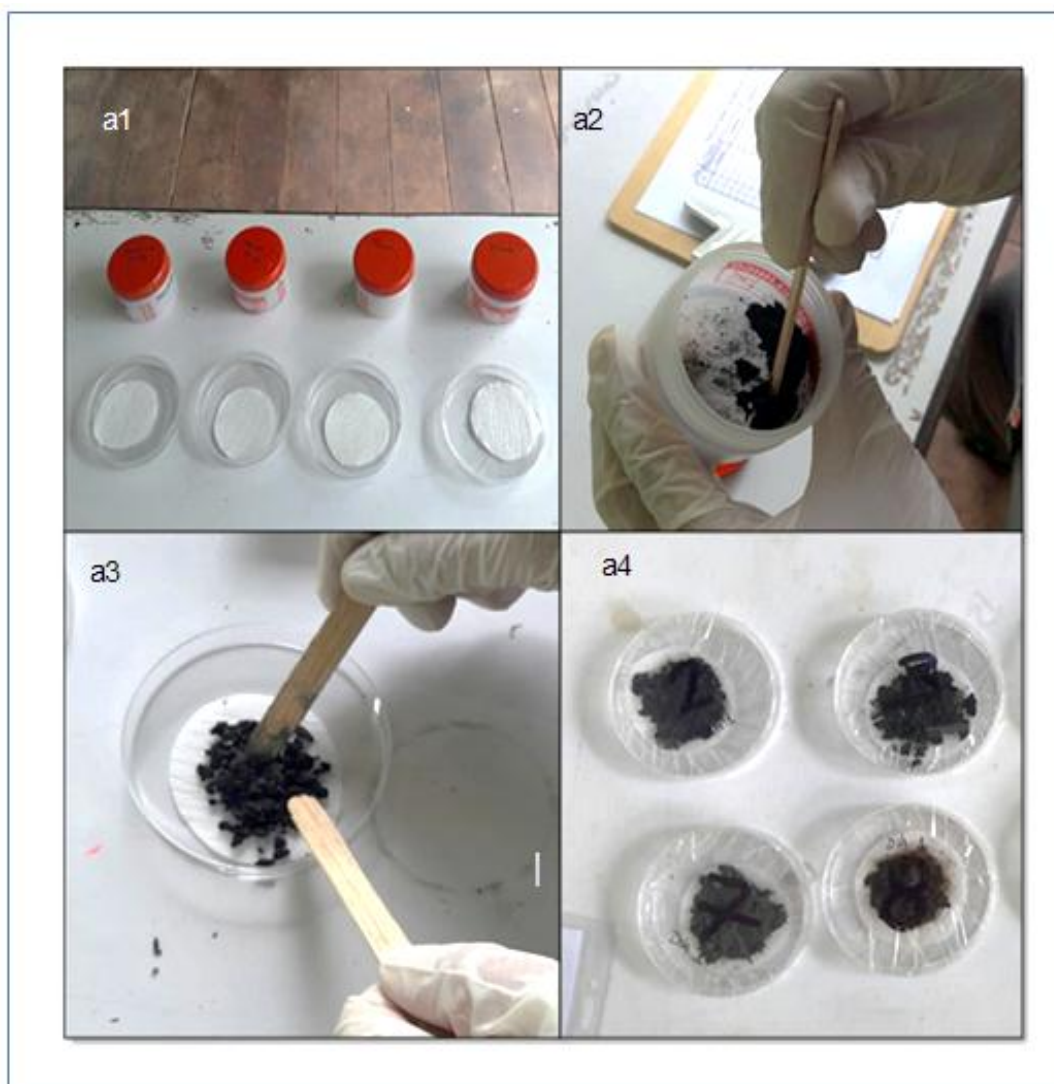


Figura 11: Técnica de cultivo en carbón vegetal. (a1) Frascos con heces de especies del Centro de Rescate y sus respectivas placas Petri (a2) se toma un poco de la muestra de heces, se mezcla con carbón vegetal homogenizándola. (a3) las muestras de heces se mezclan con carbón vegetal y se colocan encima del papel filtro humedecido. (a4) se cierran las placas con papel film y maskingtape quedando herméticas. Su incubación es a medio ambiente (27-30°C) envuelta en bolsa negra.

Fuente: Elaboración propia, 2017.

ANEXO 15

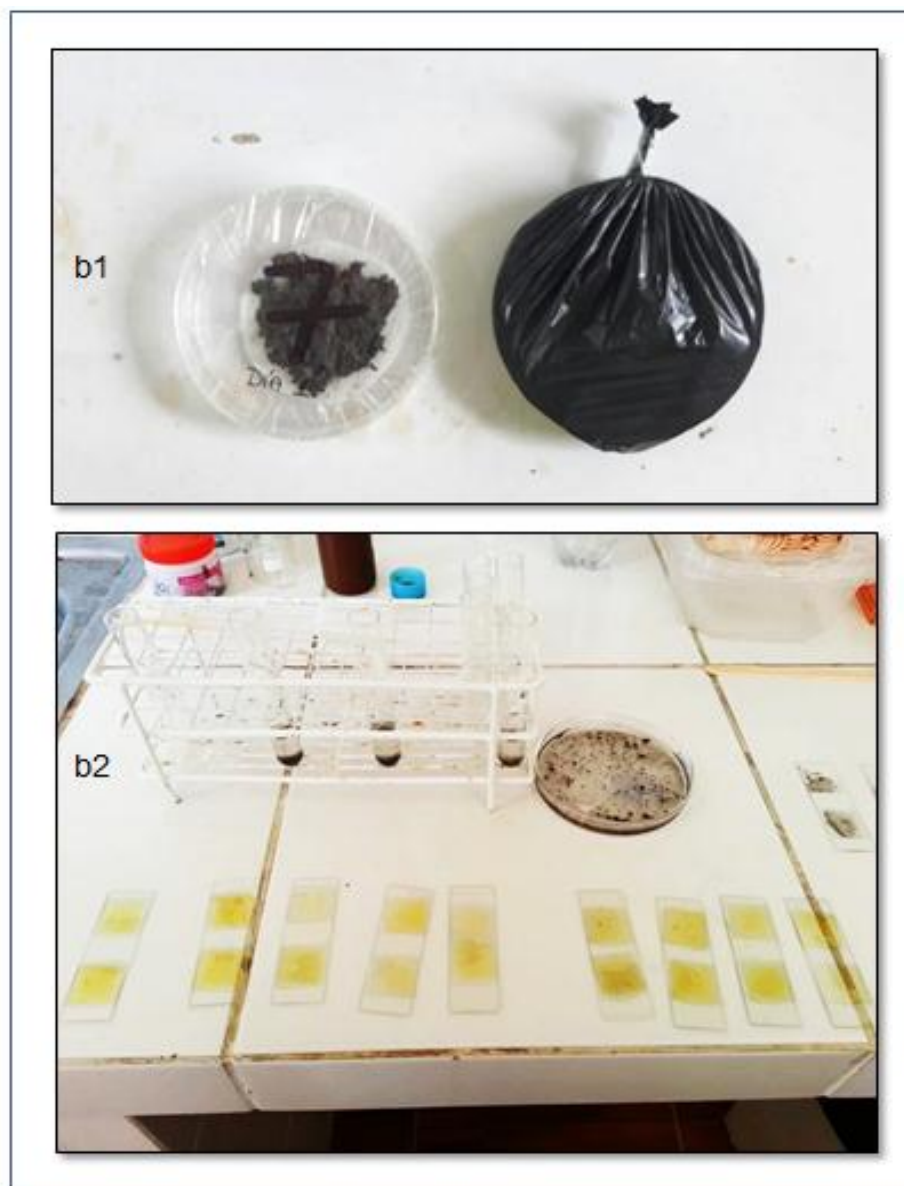


Figura 12: (b1) La placa se visualizó a partir del 4to día. (b2) Con una pipeta pasteur se tomó un poco de cultivo y se visualizó al microscopio (en algunos casos se realizó solución sobresaturada de cloruro de sodio para una mejor visualización de las larvas).

Fuente: Elaboración propia, 2017.

ANEXO 16

| | Ancylostomatidae | | | | Strongyloiditidae | | | |
|-----------------|--------------------|---------------|-----------|-----------|-------------------|-------------|---------------|---------------|
| | M | H | L1 | L3 | M | H | L1 | L3 |
| Largo | 8,6-12mm | 0,8-16mm | 250 μ | 500 μ | 0.7-1mm | 1-1,7mm | 180-380 μ | 500-700 μ |
| Ancho | 510 μ | 560-740 μ | 20 μ | 25 μ | 40-50 μ | 50-75 μ | 14-20 μ | 25 μ |
| Bulbos | - | - | si | no | - | - | si | no |
| Esófago | - | - | corto | largo | - | corto | corto | largo |
| Anillo nervioso | - | -- | no | si | - | - | no | si |
| Cola | Bursa | aguda | agudo | agudo | enroscadd | - | agudo | muesca |
| Vulva | - | si | - | - | - | si | - | - |
| Espícula | Bursa y espículas. | - | - | - | 2 espículas | - | - | - |
| Primordio | - | - | si | si | - | - | si | si |

Cuadro 5: Medidas de nemátodos de la familia Ancylostomatidae,y Strongyloiditidae. M: Macho. H: Hembra. L1: Larva L1. L3: Larva L3

Fuente: Vieira, 2006 (65), Cristobal, 2017 (66), Escobedo, 2001 (67) y Pumarola 1992 (68).

ANEXO 17

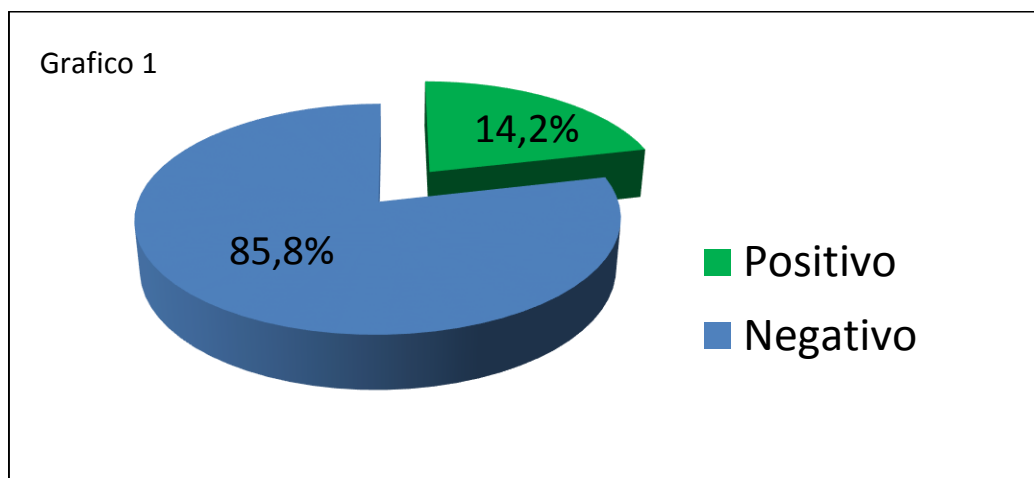


Grafico 1. Muestras de mamíferos silvestres del Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya” positivas a larvas de las familias Ancylostomatidae y Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal. Las muestras positivas correspondieron a las jaulas de mono choro (*Lagothrix lagotricha*), mono maquisapa (*Ateles chamek*) y oso de anteojos (*Tremarctos ornatus*).

Elaboración propia, 2018.

ANEXO 18

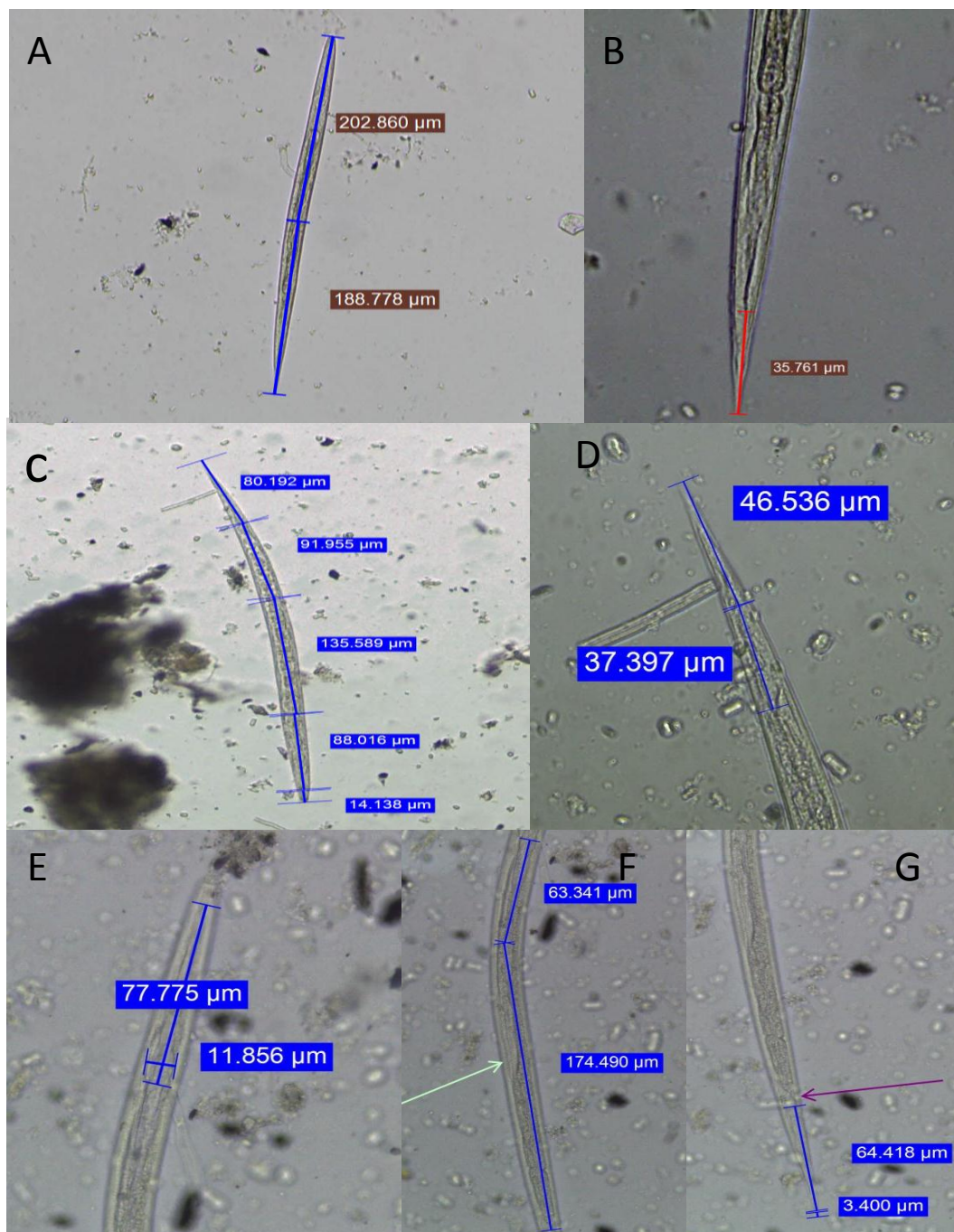


Figura 13: Medidas en micras (μm) de las larvas de las familias Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

Elaboración propia, 2017.

ANEXO 19

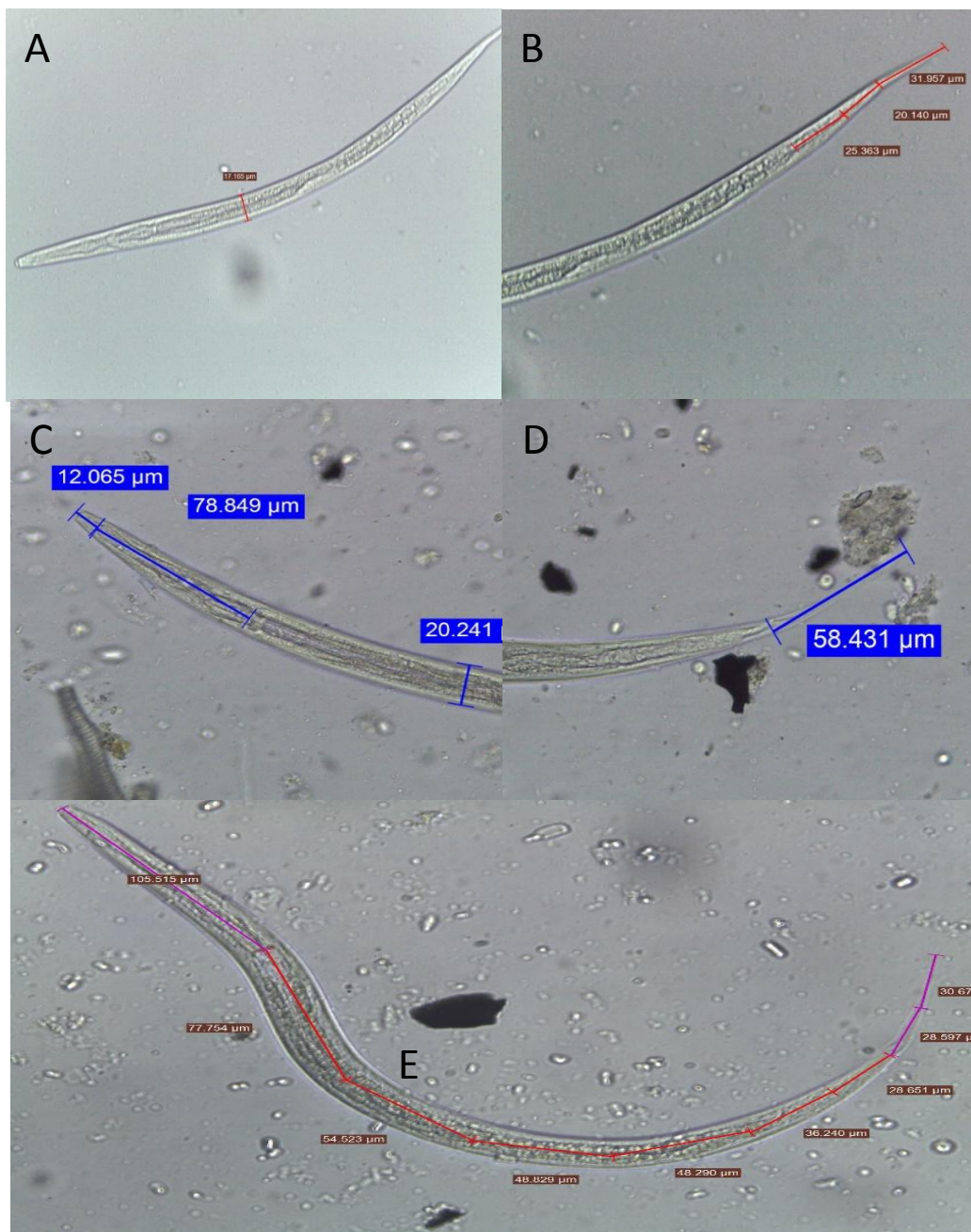


Figura 14: Medidas en micras (μm) de las larvas de las familias Ancylostomatidae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

Elaboración propia, 2017.

ANEXO 20

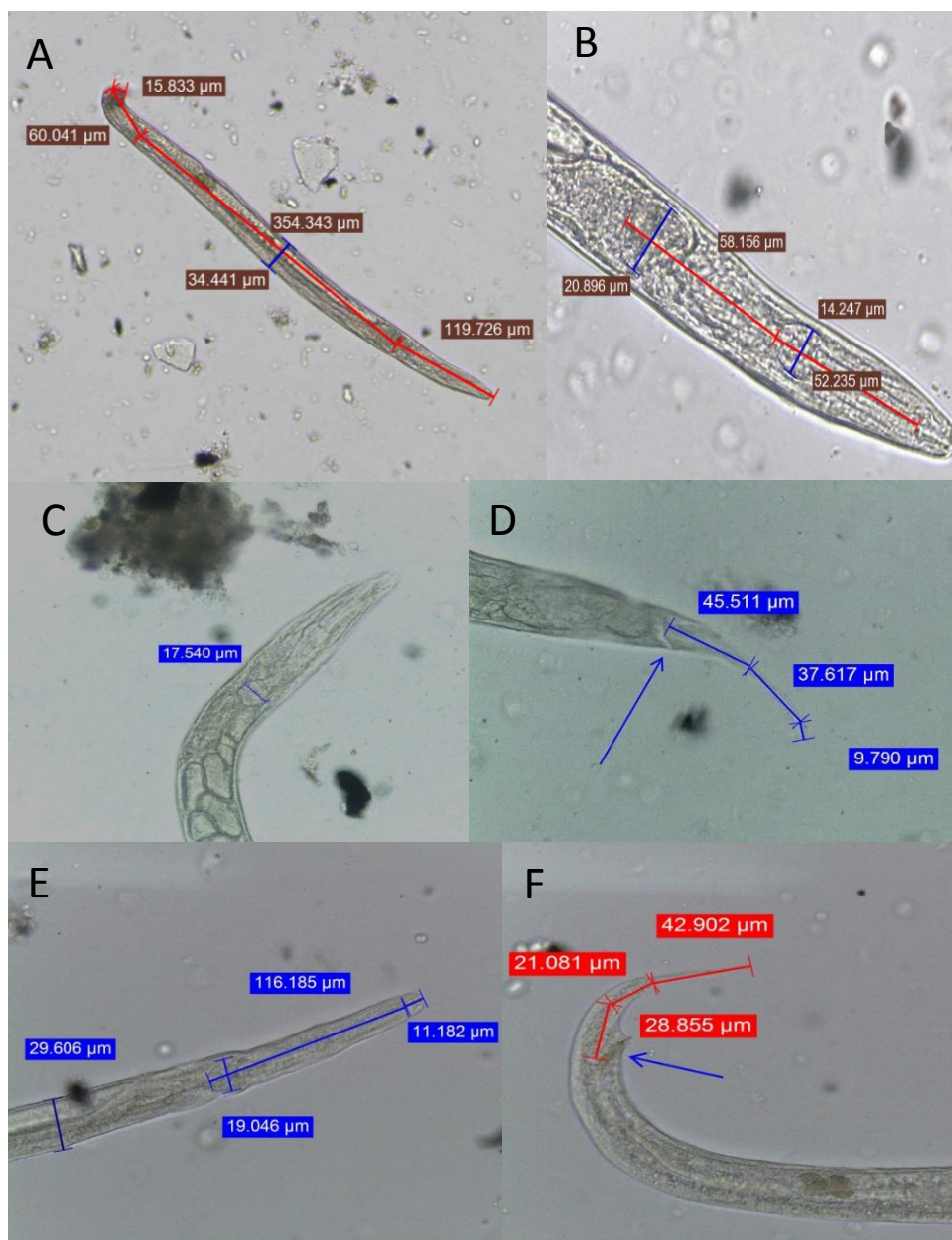


Figura 15: Medidas en micras (μm) de los nemátodos de las familias Strongyloididae mediante cultivo de carbón vegetal de las especies mono choro (*L. lagotricha*), mono maquisapa (*A. chamek*) y oso de anteojos (*T. ornatus*).

Elaboración propia, 2017.