



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

**TESIS**

**SEROPREVALENCIA DE *Toxoplasma gondii* EN MAMÍFEROS SILVESTRES DE  
UN CENTRO DE CONSERVACIÓN EN EL DEPARTAMENTO DE MADRE DE DIOS**

**DÁVILA LUDEÑA INGRID PAMELLA**

**BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE**

**MÉDICO VETERINARIO**

**LIMA-PERÚ**

**2017**

## ÍNDICE

	<b>Pág.</b>
Dedicatoria	i
Agradecimiento	ii
Resumen	iii
Abstract	iv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	
2.1 <i>Toxoplasma gondii</i>	3
2.1.1 Características biológicas	3
2.1.2 Hospederos	6
2.1.3 Transmisión	7
2.1.4 Factores predisponentes	10
2.1.5 Ciclo de vida	14
2.1.6 Fisiopatología	16
2.1.7 Epidemiología	17
2.1.8 Signos clínicos	22
2.1.9 Respuesta inmunitaria	24
2.1.10 Lesiones histopatológicas	25
2.1.11 Diagnóstico	26
2.1.12 Control y prevención	28
2.2 Mamíferos Silvestres	29
2.2.1 Orden Primate	30
2.2.2 Orden Carnívora	32
2.2.3 Estado de conservación	34

III.	MATERIALES Y MÉTODOS	
3.1	Espacio y tiempo	35
3.2	Población y muestra	35
3.3	Diseño de la investigación	36
3.4	Equipos y procedimientos	37
3.4.1	Materiales de laboratorio	37
3.4.2	Procedimiento	37
3.5	Diseño estadístico	41
IV.	RESULTADOS	42
V.	DISCUSIÓN	46
VI.	CONCLUSIONES	53
VII.	RECOMENDACIONES	54
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55
	ANEXOS	62

## DEDICATORIA

- A Dios por guiarme por el buen camino, para poder iniciar y terminar mi carrera con éxito.
- Agradecer a mi Mamá Yngrid por la darne la fuerza necesaria para crecer, superarme cada día con su amor y apoyo incondicional en todo momento, a mi hermanito Francesco por ser ese pedacito de cielo que alegra mis días enseñándome a ser una mejor persona cada día. A mi Papá Leopoldo por motivarme con sus consejos.
- A mi familia en general, por sus buenos deseos hacia mi persona.
- A mis profesores y amigas(os) que siempre me han motivado a terminar mi carrera y no rendirme jamás por más obstáculos que se presenten. A cada uno de los Médicos Veterinarios con quienes trabajo, por sus enseñanzas y buenos deseos.
- A mis fieles compañeros Tayzon, Koki, Lazaro, Princesa y Draco que ahora están en el cielo, pero para mí siempre estarán en mi corazón, ya que ellos me enseñaron la nobleza y la amistad incondicional.

## AGRADECIMIENTO

- A mi directora, la Mg. Nancy Carlos, quien me dio la oportunidad de realizar mi tesis, brindándome su apoyo, tiempo, dedicación, paciencia y criterio en todo momento.
- A la Reserva Ecológica Taricaya, donde pude realizar el estudio de las muestras para mi tesis. Al Blgo. Raúl Bello Santa Cruz, quien formo parte importante del equipo de la investigación "*Parasitosis de importancia en salud pública en mamíferos del Centro de Rescate Taricaya de Madre de Dios*" dentro del cual se realiza la presente tesis.
- A mi asesora, la Mv. Nidia Puray Chavez por sus indicaciones y apoyo.

## RESUMEN

El objetivo del estudio fue determinar la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en mamíferos silvestres de un centro de conservación. La investigación se realizó en la “Reserva Ecológica Taricaya” ubicado en la provincia de Tambopata, departamento de Madre de Dios. Para el estudio se contó con toda la población de mamíferos silvestres, siendo un total de 44 animales: 34 individuos del orden Primate (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus*, *Cebus sp.* y *Lagothrix lagothricha*), 10 individuos del orden Carnivora (*Puma concolor*, *Puma yagouarundi*, *Leopardus pardalis*, *Atelocynus microtis* y *Tremactos ornatus*). Se realizó la contención físico-química de los individuos para tomar 1ml de muestra sanguínea de la vena femoral, luego se centrifugó y se obtuvo el suero el cual fue conservado en congelación a -20°C hasta su envío a la Ciudad de Lima. La muestra se analizó en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas utilizando la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI) (Toxotest® Winner Lab) para determinar la presencia de anticuerpos contra *T. gondii*, considerando como positivos a una titulación  $\geq 1:32$ . Se halló una seroprevalencia del 54,5% (24/44) de la población total, donde fue 50% (17/34) en primates y 70% (7/10) en carnívoros. El estudio reporta primera vez como hospedero intermediario al mono araña (*Ateles chamek*). En primates el sexo y edad no se consideró como factores de riesgo para la infección de *T. gondii* y los principales factores de riesgos observados fueron el tipo de alimentación y la presencia de felinos seropositivos.

**PALABRAS CLAVE:** hemaglutinación, carnívoros, primates, toxoplasmosis

## ABSTRACT

The aim of the study was to determine the seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in wild mammals of a conservation center. The research was carried out in the "Ecological Reserve Taricaya" located in the province of Tambopata, department of Madre de Dios. For the study the whole population of wild mammals was counted, being a total of 44 animals: 34 individuals of the order Primate (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus*, *Cebus sp.*, and *Lagothrix lagothricha*), 10 individuals of the order Carnivora (*Puma concolor*, *Puma yagouarundi*, *Leopardus pardalis*, *Atelocynus microtis* y *Tremactos ornatus*). Physical-chemical containment of the individuals was performed to take 1 ml of blood sample from the femoral vein, then centrifuged and the serum was obtained, which was preserved in freezing at -20 ° C until its shipment to the City of Lima. The sample was analyzed in the Central Laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences of Alas Peruanas University using the indirect hemagglutination test (HAI) (Toxotest® Winner Lab) to determine the presence of antibodies against *T. gondii*, considering as positive to a titration  $\geq 1:32$ . A seroprevalence of 54.5% (24/44) of the total population was found, where it was 50% (17/34) in primates and 70% (7/10) in carnivores. The study reports for the first time as an intermediate reservoir for the spider monkey (*Ateles chamek*). In primates, sex and age were not considered as risk factors for *T. gondii* infection and the main risk factors observed were the type of feeding and the presence of seropositive cats.

**KEYWORDS:** hemagglutination, carnivores, primates, toxoplasmosis

## I. INTRODUCCIÓN

La Toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica ocasionado por el parásito *Toxoplasma gondii*, produce una serie de síndromes clínicos comunes en los animales y el hombre. La transmisión se produce por ingestión accidental de ooquistes esporulados o bradizoitos que se encuentran en los tejidos infectados, además en animales silvestres se puede dar por la ingestión de insectos. La posibilidad de que el hombre adquiera la enfermedad se da a través de la exposición a los ooquistes que son eliminados por las heces de los felinos domésticos y silvestres (1). Se encuentran en mayor riesgo las personas que están expuestas constantemente a los animales silvestres, como los veterinarios y cuidadores que trabajan en centros de conservación o zoológicos.

La mayoría de las infecciones por *T. gondii* son asintomáticas; sin embargo, los animales silvestres en cautiverio tienen mayor grado de estrés, haciéndolos más susceptibles a sufrir de diversas dolencias. Los signos clínicos de toxoplasmosis son poco evidentes y/o específicos, lo cual no permite llegar a un diagnóstico clínico adecuado e instaurar de un tratamiento específico, aumentando la posibilidad de mortalidad de los animales en colección.

La seroprevalencia de *T. gondii* en animales silvestres suele ser elevada, en la Ciudad de Lima se determinó un 87,8% en carnívoros y 80,8% en primates (2); sin embargo, en la Ciudad de Iquitos la prevalencia fue de 5,83% en primates (3), en el departamento de Madre de Dios no se encontró estudios previos. Además, en Brasil se halló una correlación de positividad entre felinos silvestres (75%), primates no humanos (63,3%) y



personas que se encontraban en contacto con estos animales (64,8%-70,6%) (4), evidenciando la importancia del riesgo zoonótico de este parásito.

La Amazonia Peruana presenta una gran biodiversidad, lamentablemente mucha de ella es sometida a tráfico ilegal de fauna silvestre. Motivo por el cual son mantenidos en cautiverio y algunas especies ingresan a programas de Translocación. Como lo realizado por el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya”, ubicada en la provincia de Tambopata, que mantiene una variedad de mamíferos silvestres y lleva a cabo programas de translocación de primates, actividades que buscan colaborar con la conservación de estas especies. Como parte de su programa de medicina preventiva realiza controles sanitarios, incluyendo descarte de algunas enfermedades, en especial las que son potencialmente perjudiciales para colección y zoonóticas.

Debido a la importancia de esta enfermedad en los animales silvestres y su potencial zoonótico, el objetivo del estudio fue determinar la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en mamíferos silvestres de un Centro de Conservación en el departamento de Madre de Dios, utilizando la técnica de Hemaglutinación indirecta (HAI) para determinar anticuerpos contra este parásito. Esta información nos permite evaluar el riesgo de zoonosis de los voluntarios y trabajadores, así como tomar las medidas de prevención llevando un control sanitario e instaurar medidas de bioseguridad. Conociendo mejor el estado de salud se contribuirá al bienestar y conservación de los mamíferos silvestres en cautiverio.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 *Toxoplasma gondii*

La toxoplasmosis es una enfermedad parasitaria entérica y sistémica, producida por *Toxoplasma gondii*, descubierto en un roedor silvestre en el año 1908 (5). Es un protozooario intracelular obligado perteneciente a la subclase Coccidea (6).

#### 2.1.1 Características biológicas

##### 2.1.1.1 Taxonomía

Reino	: Protista
Subreino	: Protozoa
Phylum	: Apicomplexa
Clase	: Sporozoa
Subclase	: Coccidea
Orden	: Eucoccidea
Familia	: Sarcocystidae
Género	: <i>Toxoplasma</i>
Especie	: <i>gondii</i> (7)

##### 2.1.1.2 Morfología

*T. gondii* presenta tres formas infectantes: esporozoítos (en ooquistes), taquizoítos (en grupos) y bradizoítos (en los quistes tisulares). Las formas de multiplicación asexual (taquizoítos y bradizoítos) del parásito fueron denominados por Frenkel (8). Los taquizoítos se multiplican de forma rápida (endopoligenia) en cualquier célula de los

hospederos intermediarios dando origen a los bradizoitos que se multiplican de manera lenta (endodiogenia) en los tejidos extraintestinales (8).

#### 2.1.1.2.1 Ooquiste

El ooquiste no esporulado es subesférico a esférico, su pared consta de dos láminas, los gránulos polares están ausentes, mide de 10 a 12  $\mu\text{m}$  de diámetro y contiene en su interior el esporonte que ocupa casi todo el ooquiste. Estos son excretados junto con las heces del hospedero definitivo (félidos domésticos y silvestres) al medio ambiente después de 5 a 10 días de la infección inicial. Estos carecen de capacidad infectante y su esporulación depende de las condiciones favorables de temperatura y humedad, produciéndose la esporogonia después de 1 a 5 días (9).

El ooquiste esporulado es subesférico a elipsoidal, mide de 11 a 13  $\mu\text{m}$  de diámetro y su pared consiste de tres láminas: una lámina externa electrodensa, una lámina media electrolúcida y una lámina interna moderadamente electrodensa (9). Después de la esporulación el esporonte se divide dando lugar a dos cuerpos esferoides (esporoblastos) los que al madurar dan lugar a los esporoquistes; dentro de cada esporoquiste se desarrollan cuatro esporozoitos (10). Los ooquistes esporulados pueden sobrevivir en el suelo húmedo hasta 18 meses y mantener su habilidad infectante, resisten condiciones extremas tales como la sequía y las heladas, hecho que favorece la diseminación del parásito (7). Sin embargo, son sensibles al yodo y al formol, además son inactivados con temperaturas superiores a los 66 °C en menos de 10 minutos (11).

#### 2.1.1.2.2 Taquizoíto

Anteriormente denominado forma proliferativa, trofozoíto, endozoíto o endodiozoíto, correspondiente a un estado de multiplicación rápida, presente en la fase aguda de la infección. Tiene forma de media luna, uno de sus extremos es afinado y el otro redondeado, de tamaño variable (3,5 a 7,5  $\mu\text{m}$  de largo por 1,5 a 3  $\mu\text{m}$  de ancho); el núcleo está situado hacia el extremo posterior o en la zona central de la célula (9). El

taquizoíto puede infectar, por penetración activa o por fagocitosis en células fagocitarias y no fagocitarias, y en otros tipos de células. Después de ingresar a la célula, este se vuelve ovoide y es rodeado por una vacuola parasitófora, la cual parece originarse tanto de la célula hospedera como del parásito (9, 12).

Dentro de la célula se multiplica rápidamente por endodiogenia y cuando la célula infectada no puede albergar más parásitos estalla, dejando en libertad numerosos taquizoítos que invaden diferentes tipos de células hospedadoras (13). Es sensible al calor, frío, desecación, drogas específicas y jugo gástrico, por lo que no pueden transmitirse por vía digestiva. Además, son sensibles a la mayor parte de los desinfectantes como el hipoclorito de sodio al 1% o el etanol al 70% (9, 11).

#### 2.1.1.2.3 Bradizoito

Conocido también como merozoíto, quistozoíto y cistozoíto de multiplicación lenta dentro de un quiste tisular, presente en la fase crónica de la infección. Es de forma de media luna, mide 7  $\mu\text{m}$  de largo por 2  $\mu\text{m}$  de ancho y son más delgados que los taquizoítos (9). Su núcleo está situado hacia el extremo posterior, contiene varios gránulos de amilopectina que se tiñen de rojo con el ácido periódico de Schiff (PAS) reactivo; también se reproduce por endodiogenia (9, 10).

La pared del quiste es elástica y delgada, se expande lentamente a medida que se multiplican los parásitos, formando así los quistes tisulares que crecen y permanecen intracelularmente. Estos pueden desarrollarse en órganos viscerales (pulmones, hígado y riñones) pero existe mayor prevalencia en el ojo, cerebro (donde son a menudo esferoidales y raramente alcanzan un diámetro de 70 $\mu\text{m}$ ), corazón y músculo esquelético estriado (los quistes intramusculares son elongados y pueden medir hasta 100  $\mu\text{m}$  de largo) (9), donde pueden persistir en la fase de latencia durante toda la vida, siendo capaces de reactivarse (14).

Los quistes intactos no ocasionan ningún daño y pueden persistir latentes durante toda la vida del hospedero sin causar una respuesta inflamatoria (9). Son relativamente resistentes a cambios de temperatura, manteniéndose activos en refrigeración (1 a 4°C) en carcasas o carne picada por encima de 3 semanas, además pueden sobrevivir a temperaturas de -1 a -8°C por una semana (13).

### 2.1.2 Hospederos

Los hospederos definitivos son los felinos (domésticos y silvestres), ellos eliminan ooquistes no esporulados al medio ambiente que, en condiciones favorables de temperatura y humedad, esporulan y constituyen la forma infectiva para otras especies de animales y hasta para el mismo felino. Los hospederos intermediarios son todos los vertebrados de sangre caliente (5).

Entre los animales silvestres con infecciones naturales se reportan el yaguarundí (*H. yaguarundi*), gato montés (*L. geoffroyi*), gato de las pampas (*L. pajeros*), otorongo (*Panthera onca*), ocelote (*L. pardalis*) y puma (*P. concolor*) (8). Otros felinos silvestres que se reportaron seropositivos en Brasil son el lince europeo (*Lynx lynx*), gato de los pantanos (*Felis chaus*), serval (*Leptailurus serval*), tigre (*Panthera tigris*), leopardo (*Panthera pardus*) y león (*Panthera leo*) (15). En Estados Unidos se reporta al guepardo (*Acynonyx jubatus jubatus*), lince africano (*Caracal caracal*), leopardo nublado (*Neofelis nebulosa*), pallas (*Panthera leo*), jaguar (*P. onca*), leopardo de amur (*Panthera pardus orientalis*), leopardo de persia (*Panthera pardus saxicolor*), tigre de amur (*Panthera tigris altaica*), gato de pesca (*Prionailurus viverrinus*), puma (*P. concolor*), puma de Texas (*P. concolor stanleyana*) y el leopardo de las nieves (*Uncia uncia*) (16).

En los hospederos intermediarios ocurre el ciclo extraintestinal (17), dentro de ellos se encuentran las aves y los mamíferos como los primates, marsupiales, roedores y cánidos silvestres. En Brasil, se halló seropositivo al lobo de crin (*Chrysocyon brachyurus*), donde

se consideró que la positividad estuvo altamente relacionada con la edad adulta de los animales estudiados (18). En Argentina también se encontraron positivos al zorro gris pampeano (*Pseudalopex Gymnocercus*) (19).

En Estados Unidos se reportan como hospederos a los primates como el lémur negro de ojos azules (*Eulemur macaco flavifrons*), lémur de cola anillada (*Lemur catta*), lémur rojo (*Varecia variegata rubra*), lémur de color blanco y negro (*Varecia variegata variegata*); marsupiales como wallabie (*Macropus eugenii*), canguro gris occidental (*Macropus fuliginosus*), wallaro (*Macropus robustus*), wallabie de Bennett (*Macropus rufogriseus*), canguro rojo (*Macropus rufus*) y pademelon oscuro (*Thylogale brunii*). Aves silvestres como águila calva (*Haliaeetus leucocephalus*) buitres Ruppell (*Gyps rueppellii*), buitre cinereous (*Aegypius monachus*), halcón de cola roja (*Buteo jamaicensis*), buitre americano cabecirojo (*Cathartes aura*), buitre negro (*Coragyps atratus*), halcón peregrino (*Falco peregrinus*), paloma gura victoria (*Goura victoria*), búho de anteojos (*Pulsatrix perspicillata*), buitre orejudo (*Torgos tracheliotos*), el buitre real (*Sarcorhamphus papa*) (16).

### 2.1.3 Transmisión

El ooquiste es el más importante de la cadena epidemiológica del *Toxoplasma gondii*, la infección en humanos se da por la ingestión de los ooquistes contaminantes en las frutas y verduras mal lavadas, por la ingestión de quistes tisulares en la carne cruda o mal cocida (14). La ingestión de ooquistes en agua, suelo o alimento es probablemente la ruta más común para los mamíferos no carnívoros y aves; siendo la transmisión vertical poco frecuente en felinos (domésticos y silvestres) (13).

### 2.1.3.1 Transmisión de ooquistes

Los ooquistes son esenciales en el ciclo biológico de *T. gondii*, siendo eliminados por felinos domésticos y silvestres con las heces, contaminando el ambiente (20). El número de ooquistes eliminados por los felinos infectados naturalmente se estima en 1 000 000 por gramo de heces (21). En Brasil y Costa Rica se reportaron la presencia de ooquistes en las heces de felinos silvestres como en el ocelote (*L. pardalis*), margay (*L. wiedii*), oncilla (*L. tigrinus*), gato de Geoffroy (*L. geoffroyi*), gato del pajonal (*L. colocolo*), yaguarundi (*H. yagouaroundi*), puma (*P. concolor*) y jaguar (*Panthera onca*), en algunos casos están asociados con episodios diarreicos (22, 23).

En estudios epidemiológicos en felinos infectados naturalmente, la determinación de la seroprevalencia es más significativo que la determinación de la prevalencia de ooquistes en heces; a nivel mundial se ha determinado que hasta el 100% de los felinos tenían anticuerpos frente a *T. gondii*, dando a conocer que ya han arrojado ooquistes y contaminado el medio ambiente (24).

En una segunda infección el número de ooquistes eliminados es inferior a la primera, varios factores como la edad, estado nutricional, número de quistes tisulares ingeridos y cepas de *T. gondii* pueden afectar a la excreción de ooquistes por los felinos (20). Las altas temperaturas y la baja humedad son perjudiciales para los ooquistes, siendo los ooquistes sin esporular más susceptibles a cambios térmicos que los esporulados, además a temperaturas de 37°C durante 24 horas son eliminados (25).

Aunque los gatos entierran sus heces, los ooquistes pueden ser llevados a la superficie por moscas, cucarachas, lombrices de tierra, por las condiciones climáticas como la lluvia; estos pueden terminar en el inodoro, o ser transportados por el calzado (20). Los animales de sangre fría, incluidos los peces, no son hospederos intermediarios de *Toxoplasma gondii*, sin embargo, los moluscos pueden actuar como hospederos paraténicos de los ooquistes, ya que en agua dulce o marina estos son viables por al

menos 2 a 4 años (26). Una vez ahí, diferentes animales como nutrias y otros mamíferos pueden infectarse al consumir invertebrados filtradores (27).

#### 2.1.3.2 Transmisión de taquizoítos

El taquizoíto es un organismo muy sensible que no puede sobrevivir fuera del hospedero y es por lo general destruido por las secreciones gástricas. Se puede transmitir vía transplacentaria y en accidentes de laboratorio ingresando por la córnea y la mucosa de la cavidad oral. También son encontrados en la leche, pero de igual modo hay poco peligro debido a que la leche se pasteuriza o se hierve (20).

#### 2.1.3.3 Transmisión de quistes tisulares

Los quistes tisulares son una parte importante del ciclo de vida de *T. gondii*, estos representan la fase tisular del parásito en espera de ser ingerido por los animales y los seres humanos (ingestión de carne mal cocida o cruda). La prevalencia es mayor en ovejas que en caballos o ganado, ilustrando la importancia de carnivorismo en la transmisión de *T. gondii* (20).

Los quistes tisulares viables se reportaron en animales infectados naturalmente, principalmente en cerdos y ovejas (20), así como en carne de animales silvestres como en el mono ardilla (*Saimiri sciureus*) (28). Estos quistes son destruidos a temperaturas mayores a 60°C y por procedimiento de curado. También se destruyen a congelación a -20°C, siendo capaces de sobrevivir en almacenamiento a 4-6°C un periodo máximo de 2 meses (20).

#### 2.1.3.4 Transmisión Congénita

La infección aguda durante la gestación puede causar reabsorción, aborto, muerte fetal o infección congénita. La toxoplasmosis es una causa importante de mortalidad fetal en ovinos y caprinos en todo el mundo. En la oveja, la infección entre 45 y 55 días de



gestación conduce al aborto; a partir de entonces hasta 90 días de gestación, los corderos nacen con signos clínicos de infección; y la infección adquirida después de 120 días suele ser asintomática (1). La parasitemia durante la gestación puede causar placentitis (29). En el gato del desierto (*Felis margarita*) y en el manul (*Otocolobus manul*) este tipo de transmisión se asocia con alta mortalidad neonatal del 50 al 58% (30).

En las personas, ocurre casi siempre por descuido en sus hábitos de vida entre otras causas; se infecta por primera vez durante el embarazo transfiriendo la infección a su hijo. La toxoplasmosis materna reciente se da en madres que contraen la infección pocas semanas antes de la concepción, 6 a 8 semanas, aunque es poco frecuente (7).

La infección en el primer trimestre de embarazo es más probable que sea letal para el feto que las ocasionadas en el segundo y tercer trimestre, el riesgo de transmisión intrauterina al feto es de mayor gravedad congénita en el tercer trimestre, cuando los taquizoitos pueden atravesar la barrera placentaria con mayor facilidad (7, 31). Mientras que la enfermedad disminuye con la edad gestacional, pueden presentar coriorretinitis, calcificación cerebral e hidrocefalia o microcefalia ocasional, lo que conduce a problemas de visión, epilepsia y retraso mental (1, 31).

#### 2.1.4 Factores predisponentes

Las causas de transmisión de *T. gondii* varían de acuerdo a las características biológicas y a las estructuras poblacionales de los hospederos (definitivo e intermediario) en un ambiente determinado (32). A continuación, se describen los factores predisponentes relacionados con el hospedero, parásito y medio ambiente.

#### 2.1.4.1 Relacionado a los hospederos

Los felinos domésticos y silvestres representan el punto clave de la epidemiología de la toxoplasmosis, ya que es esencial en el ciclo biológico del *Toxoplasma gondii*, siendo los únicos hospederos de la forma sexual, y definitivos del parásito (2, 17, 33). La alta tasa de infección es determinada por la presencia de aves y roedores infectados, ya que los hospederos intermediarios se infectan al comerlos (carnivorismo); la infección por ingestión de quistes musculares de toxoplasma es posible en aves de rapiña que tengan acceso a despojos contaminados (5, 34).

##### 2.1.4.1.1 Procedencia del animal

La seroprevalencia en animales de vida libre es baja, mientras que los animales en cautiverio o cerca de asentamientos humanos que se alimentan de frutas, carnes o vegetales en el suelo y de restos de alimentos, donde los gatos domésticos son comunes, muestran prevalencias mayores. La transmisión de ooquistes de *T. gondii* aumenta en lugares de donde hay actividad humana debido a la presencia de felinos domésticos (13).

##### 2.1.4.1.2 Tipo de alimentación

Debido a la formación de quistes en el tejido nervioso y muscular, los carnívoros y omnívoros, están más expuestos a *T. gondii* que los herbívoros, ya que es menos común para un herbívoro de ingerir ooquistes presentes en el agua o suelo, que para un omnívoro o carnívoro ingerir carne infectada con quistes tisulares de presas o carroña (20). Siendo más común encontrar mayor prevalencia de anticuerpos en carnívoros, seguido de omnívoros y en menor grado de herbívoros (35).

##### 2.1.4.1.3 Edad

La seroprevalencia de *T. gondii* se incrementa con la edad, existiendo mayor riesgo de exposición al parásito a medida que aumenta la edad en los animales, esto se debe a

los animales adultos tienen mayor oportunidad de ponerse en contacto con el agente patógeno, y por ende presentar mayores niveles de anticuerpos (9, 36).

#### 2.1.4.2 Relacionadas al parásito

El ooquiste es la parte fundamental de la cadena epidemiológica de la toxoplasmosis, son dispersados en el medio ambiente a través de las lluvias, vientos, pasturas, aguas superficiales, forrajes cosechados como paja, heno, granos entre otros, que han sido contaminados por las heces de felinos (domésticos y silvestres) que eliminan estos ooquistes durante 3 a 21 días post-infección (13). Los ooquistes son altamente resistente a las condiciones medioambientales, incluyendo la congelación. No son destruidos por tratamientos químicos y físicos que se aplican actualmente en plantas de tratamiento de agua, incluyendo cloración, tratamiento con ozono y rayos ultravioletas (20).

A través de la infección oral, mayor capacidad infectiva tiene el ooquiste que los bradizoitos y taquizoitos. La forma de transmisión en la naturaleza se puede dar por la ingestión de agua o alimentos contaminados con ooquistes esporulados (37), ingestión de tejidos infectados con quistes (13) y taquizoitos por carnivorismo. Esta última, es la fuente más importante para los felinos silvestres, las aves y roedores silvestres que han padecido la forma crónica de la enfermedad y poseen quistes a nivel tisular (37).

#### 2.1.4.3 Relacionadas al medio ambiente

Las diversas tasas de infección animal y humana se deben a diferentes factores como las condiciones ambientales, hábitos culturales, tipo de fauna, localización geográfica e infraestructura sanitaria (14). Esta enfermedad parasitaria es de carácter cosmopolita,

habiendo sido diagnosticada por medio de encuestas en climas muy diversos, siendo mayor en regiones cálidas, húmedas y más baja en climas secos y fríos (38).

Si bien se sabe que los ooquistes son resistentes a las condiciones ambientales, la supervivencia y esporulación de estos depende de las condiciones meteorológicas como la temperatura, humedad, precipitación y radiación ultravioleta (39). Las temperaturas húmedas y cálidas favorecen la supervivencia de ooquistes, mientras que la dispersión depende del movimiento del suelo y agua, así como la presencia de invertebrados (20). Los ooquistes pueden permanecer viables en temperaturas frescas durante un año, cuando se encuentran cubiertas del sol y en condiciones cálidas pueden mantenerse viables por 18 meses (40).

Los ooquistes esporulados si están cubiertos y lejos de la luz solar directa sobreviven en el suelo por 18 meses o más (7, 40). Se ha demostrado que vectores mecánicos como cochinillas, lombrices de tierra y moscas caseras contienen ooquistes; y que las cucarachas, caracoles, ectoparásitos, hematófagos o no, como pulgas, piojos y chinches son vectores mecánicos adicionales (20).

Además, hay que considerar como parte del medio ambiente, la presencia de roedores. En los roedores silvestres el toxoplasma se puede mantener en altos niveles sin la presencia de gatos, debido a que en estos animales ocurre la transmisión congénita, pudiendo ser ingeridos por mamíferos silvestres carnívoros u omnívoros como los primates, representando un alto potencial de riesgo de infección (41).

### 2.1.5 Ciclo de vida

La amplia distribución de *T. gondii* se debe a que utiliza rutas y modos de transmisión para pasar de hospedero definitivo a hospedero intermediario (9). El ciclo de vida comprende la Fase Enteroepitelial, que ocurre solo en los hospederos definitivos (felinos domésticos y silvestres), este se infecta preferentemente por la ingestión de ooquistes esporulados o quistes con bradizoitos, quedando libres los zoítos que invaden las células de la mucosa intestinal. El periodo de prepatencia es de 3 a 5 días. La Fase Extraintestinal se da en los hospederos intermediarios por medio de los ooquistes, pseudoquistes y quistes, una vez que fueron ingeridos se liberan los zoítos que atraviesan la mucosa intestinal y por vía linfohematógena llegan a diversos tejidos situándose intracelularmente en los fibroblastos, hepatocitos y células del miocardio (5) (Anexo 1).

#### 2.1.5.1 Ciclo enteropitelial o sexual

Ocurre solo en el hospedero definitivo (felino doméstico o silvestre). La mayor parte de los felinos se infectan por la ruta oral al consumir presas (HI) con quistes tisulares que contienen la fase de bradizoitos (9). Los bradizoitos se liberan de estos quistes en el estómago e intestino, cuando las enzimas digestivas disuelven su pared; penetran a las células epiteliales del intestino delgado e inician las etapas asexuales morfológicamente distintas (29, 34).

Después de un número indeterminado de generaciones (esquizogonias) los merozoítos se liberan a partir de gamontes tipo D o E, penetran en nuevas células y forman microgamontes (masculinos) y macrogamontes (femeninos) comenzando así la fase sexual del ciclo (gametogonia) (29). Los microgamontes se dividen y forman varios microgametos biflagelados, los cuales se liberan y migran hacia los macrogamontes y

los penetran; alrededor del macrogamonte fertilizado se forma una pared para constituir un ooquiste diploide y no esporulado (29, 38).

Los felinos excretan miles de ooquistes una sola vez en su vida (luego de la primoinfección), en un corto período de 3 a 21 días y al adquirir la inmunidad cesa la producción de los mismos. El período prepatente y frecuencia de eliminación de ooquistes varía de acuerdo al estadio ingerido de *T. gondii* (25). El período prepatente es de 3 a 10 días después de la ingestión de quistes tisulares y más del 97% de felinos eliminan ooquistes en las heces (29, 42).

#### 2.1.5.2 Ciclo extraintestinal o asexual

La evolución ocurre de la misma forma para todos los huéspedes intermediarios, no depende de si se ingirieron quistes tisulares u oocistos. Después de comer estos últimos, los esporozoitos salen del quiste en el lumen de intestino delgado y penetran las células intestinales, como las de la lámina propia. Se dividen en dos por un proceso asexual conocido como endodiogenia y se convierten en taquizoitos, se multiplican en casi cualquier célula del cuerpo (29).

A medida que se desarrolla la resistencia del hospedero, aproximadamente tres semanas después de la infección, los taquizoitos comienzan a desaparecer de los tejidos viscerales, transformándose en bradizoitos dentro de quistes tisulares. Estos quistes son más frecuentes en el músculo esquelético, cerebro y miocardio, por lo general no causan reacción en el hospedero y pueden persistir de por vida (29, 38). El cerebro constituye un refugio especial de los quistes, debido al hecho de que está protegido de los

anticuerpos por la barrera hematoencefálica, carece de un sistema linfático y presenta niveles muy bajos de expresión de moléculas del complejo mayor de histocompatibilidad (CMH) (38).

#### 2.1.6 Fisiopatología

La penetración de *T. gondii* se da a través de diferentes vías, ya sea oral, intraperitoneal, etc. Ésta produce una infección generalizada rápidamente. Sin embargo, en la mayor parte de las infecciones agudas, la vía de infección es el intestino (36).

Luego de la ingestión de los ooquistes esporulados, los parásitos son liberados de los quistes tisulares (bradizoítos) o de los ooquistes (esporozoítos) por el proceso digestivo en el tracto gastrointestinal del hospedero (38), siendo liberados a la luz del intestino, penetrando en el interior de diferentes tipos de célula de la mucosa y submucosa intestinal, formándose trofozoítos, tanto por invasión activa como por fagocitosis (20).

En la parasitemia, la cual dura una semana, los taquizoitos libres o incluidos en macrófagos, linfocitos o neutrófilos son transportados por vía sanguínea o linfática, pudiendo invadir varios órganos y tejidos. La multiplicación puede producir áreas de necrosis rodeado de células inflamatorias (células mononucleares) en órganos vitales tales como miocardio, pulmón, hígado y cerebro; durante esta fase el hospedador puede desarrollar pirexia y linfadenopatía. Cuando la enfermedad progresa, se forman los bradizoítos, correspondiendo ésta a la fase crónica o de curso asintomática (6, 20).

En la segunda semana post infección, la multiplicación de taquizoítos disminuye de manera progresiva hasta cesar completamente (20), formandose algunos quistes tisulares, los cuales permanecen latentes toda la vida del hospedero, a menos que se produzca una inmunodepresión (38).

En hembras gestantes, los taquizoítos se multiplican en los cotiledones sin llegar a enquistarse, esto posiblemente debido a que el placentoma es un lugar inmunológicamente deprimido, donde el parásito no es afectado por la respuesta inmune humoral o celular, originando pequeños focos de necrosis. Una vez que el *T. gondii* atraviesa la barrera placentaria, las consecuencias dependerán de la capacidad del feto para iniciar una respuesta inmune y por lo tanto de la edad fetal, en el momento de la infección (20).

#### 2.1.7 Epidemiología

Se han llevado a cabo diversos estudios en busca de conocer la seroprevalencia de *T. gondii* en animales silvestres a nivel internacional como los realizados en China (43), Guyana Francesa (44), Brasil (4, 45, 46, 47, 48), Costa Rica (49) y México (50). A nivel nacional se han realizado estudios en la Ciudad de Iquitos (3) y Lima (2, 51) (Anexo 2 y 3).

En la ciudad de Shanghai (China) se determinó la prevalencia de anticuerpos contra *T. gondii* en animales silvestres, utilizando la prueba de aglutinación modificada (MAT) y la técnica ELISA en mamíferos (primates, herbívoros, carnívoros) y aves. Entre los primates estudiados estuvieron el *Lemur catta*, *Macaca mulatta*, *Pan troglodytes*, entre otros; los carnívoros estudiados fueron *Canis lupus*, *Ursus arctos*, *Caracal caracal*, *Puma concolor*, *Panthera tigris*, entre otros; los herbívoros estudiados fueron *Tapirus terrestris*, *Capra pirenaica*, *Cervus nippon*, entre otros. Con la técnica de microaglutinación (MAT) se halló



una prevalencia global de 35% (41/117), 25,0% (4/16) en primates, 69,4% (25/36) en carnívoros y 27,6% (8/29) en herbívoros. El único individuo analizado de puma (*P. concolor*) solo fue positivo para la prueba MAT. Con la técnica de ELISA se halló una seroprevalencia en primates del 33,3% (4/12), en carnívoros 87,1% (27/31) y en herbívoros 10,5% (2/19). Por último, el estudio enfatiza la importancia de determinar la presencia de anticuerpos contra *T. gondii* en los felinos, ya que estos pueden desprender ooquistes en las heces, contribuyendo con la propagación de *T. gondii* en el zoológico (43).

En Guyana Francesa se analizaron 456 animales silvestres de vida libre en busca de evidencia serológica de *T. gondii*, utilizando el método de aglutinación directa. Entre los animales silvestres estudiados se encontraban los carnívoros: chozna (*Potos flavus*), tayra (*Eira barbara*), coati (*Nasua nasua*); los artiodáctilos: venado (*Mazama* spp.), sajino (*Tayassu tajacu*); los primates: mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*) y mono titi dorado (*Saguinus midas*), entre otros. La prevalencia en primates fue de 2% (4/100), solo los individuos de *A. seniculus* fueron positivos; en carnívoros de 35% (6/17), *P. flavus* 10% (1/10), 72% (5/7) *E. barbara* y *N. nasua*; en artiodáctilos de 57% (21/37), 40% (6/15) *Mazama* spp. y 68% (15/22) *T. tajacu* (44).

En la cuenca del Paraná (Brasil) se capturaron 60 primates silvestres, 43 individuos de mono machin (*Cebus* spp.) y 17 individuos de mono aullador dorado (*Alouatta caraya*), con el fin de evaluar la presencia de *T. gondii* utilizando la prueba de aglutinación modificada (MAT). La prevalencia hallada fue de 30,2% (13/43) en mono machín (*Cebus* spp), y 17,6% (3/17) para el mono aullador dorado (*A. caraya*). No se encontraron diferencias estadísticas según la edad, las especies y el sexo (45).

En la ciudad de Sao Paulo (Brasil), entre setiembre de 1995 y abril de 1997, se analizaron 865 felinos Neotropicales de 8 especies diferentes, con el objetivo de identificar los factores de riesgo relacionados con la seropositividad de *T. gondii* en cautiverio. Todas las muestras de suero sanguíneo fueron analizadas mediante la prueba de aglutinación modificada (MAT). La seroprevalencia total hallada fue de 54,6% (472/865), de los cuales se estimó una prevalencia por especie: 45,9% (45/99) en el yaguarundí (*H. yagouaroundi*), 57,7% (97/168) en el ocelote (*L. pardalis*), 55,5% (35/63) en el margay (*L. wiedii*), 51,9% (68/131) en la oncilla (*L. tigrinus*), 12,5% (1/8) en el gato del pajonal (*L. colocolo*), 75% (9/12) en el gato de geoffroy (*L. geoffroyi*), 63,2% (134/212) en el jaguar (*P. onca*) y 48,2% (83/172) en el puma andino (*P. concolor*) (46).

En el Norte y Noreste de Brasil, desde setiembre de 1995 a febrero del 2001 se realizó un estudio donde se analizaron 865 felinos Neotropicales de 8 especies diferentes, con el objetivo de identificar la seropositividad de *T. gondii* en cautiverio. Los sueros sanguíneos fueron analizados mediante la prueba de aglutinación modificada (MAT). La seroprevalencia total hallada fue de 55% (472/865), de los cuales se estimó la prevalencia por especie: 46% (46/99) en el yaguarundi (*H. yagouaroundi*), 58% (97/168) en el ocelote (*L. pardalis*), 50% (66/131) en la oncilla (*L. tigrinus*), 54% (34/63) en el margay (*L. wiedii*), 12% (1/8) en el gato del pajonal (*L. colocolo*), 83% (10/12) en el gato montés (*L. geoffroyi*), 64% (135/212) en el jaguar (*P. onca*) y 48% (83/172) en el puma andino (*P. concolor*). En este estudio se encontró asociación de riesgo a la edad y tipo de alimentación (47).

En el Centro Binacional de Fauna Silvestre de Itaipu, ubicado entre los países de Brasil y Paraguay, se realizó un estudio con el objetivo de determinar la frecuencia de anticuerpos de IgG de *T. gondii*, utilizando la prueba de aglutinación modificada (MAT) en 57 muestras de suero sanguíneo de felinos Neotropicales, teniendo como individuos:

al yaguarundi (*H. yagouaroundi*), gato montés (*L. geoffroyi*), margay (*L. wiedii*), oncilla (*L. tigrinus*) y ocelote (*L. pardalis*) (27 machos y 30 hembras, 34 de caza silvestre y 23 de zoo). La seroprevalencia global hallada fue de 66,67% (38/57), 71,43% (10/14) en el ocelote (*L. pardalis*), 68,18% (15/22) en la oncilla (*L. tigrinus*), 100% (1/1) en el gato montés (*L. geoffroyi*), 66,67% (2/3) en el yaguarundi (*H. yagouaroundi*) y 58,82% (10/17) en el margay (*L. wiedii*). En este estudio se observó que los felinos capturados en el medio silvestre tuvieron 3 veces más probabilidades de ser positivos que los animales nacidos en cautiverio (48).

En la Ciudad de Manaus (Brasil), se estudiaron mamíferos domésticos (*Felis catus*, *Canis familiaris* y *Bos sp.*) y silvestres (*Felis sp.*, *Didelphis marsupialis*, *Marmosa sp.*, *Saimiri sp.* y *Proechimys sp.*), aves (*Gallus sp.* y *Cairina sp.*) y en dos grupos de personas (Manaus-Amazonas y Silvícolas de Roraima) con el objetivo de determinar la prevalencia de *T. gondii* utilizando la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI). Se halló positivo al 75% (3/4) de los félidos silvestres, 63,64% (21/33) de los marsupiales, 63,27% (31/49) de los primates y 61,1% (11/18) de roedores. Además, en los habitantes del área de Manaus se determinó una prevalencia de 70,59% (36/51) y 64,84% (24/37) en los de Silvícolas de Roraima; esta alta prevalencia se puede deber a la presencia de felinos silvestres, ya que ellos en cortos periodos eliminan ooquistes y se dispersan rápidamente contaminando el medio ambiente donde ellos habitan (4).

En Costa Rica se realizó un estudio donde fue empleada la prueba de aglutinación modificada (MAT) en 245 muestras de suero de cuatro especies de Primates Neotropicales (198 de vida libre y 47 de cautiverio). Las especies estudiadas fueron el mono aullador negro (*Alouatta palliata*), mono araña (*Ateles geoffroyi*), mono capuchino (*Cebus capucinus*) y mono tití (*Saimiri oerstedii*). La prevalencia hallada para los Primates en cautiverio fue de 60% (28/47), de los cuales 59,1% (26/44) resultaron

positivos para el mono araña (*A. geoffroyi*) y 66,7% (2/3) para el mono capuchino (*C. capucinus*). No hubo diferencia significativa en cuanto la especie o sexo. Para los primates de vida libre se observó una seroprevalencia general de 11,6% (23/198) con diferencias significativas entre especies (49).

En México, se analizaron 167 mamíferos en cautiverio en busca de anticuerpos de *T. gondii* desde el año 2010 hasta el 2012, utilizando la prueba de aglutinación modificada (MAT). Entre los mamíferos estudiados se encontraban los carnívoros: oso andino (*T. ornatus*), oso negro americano (*U. americanus*), lobo ártico (*C. lupus spp.*), entre otros; los felinos: puma andino (*Puma concolor*), jaguar (*P. onca*), yaguarundi (*H. jagouarundi*), leopardo (*P. pardus*), ocelote (*L. pardalis*), oncilla (*L. tigrinus*), tigre (*P. tigris*), entre otros; los primates: mono geoffroy (*A. geoffroyi*), mono patas (*E. patas*), mono capuchino (*C. capucinus*); los artiodáctilos: borrego de cimarrón (*O. canadensis*), sajino (*P. tajacu*) y ciervo común (*D. dama*). La prevalencia global fue de 53,3% (89/167), donde los felinos presentaron una seroprevalencia de 81,39% (35/43) entre ellos el puma andino (*P. concolor*) con 100% (4/4), yaguarundi (*H. jagouarundi*) con 50% (1/2), ocelote (*L. pardalis*) con 66,6% (2/3); los primates presentaron el 66,6% (4/6), dentro de ellos el mono geoffroy (*A. geoffroyi*) 100% (2/2), mono patas (*E. patas*) 33,3% (1/3) y mono capuchino (*C. capucinus*) 100% (1/1); dentro de los carnívoros al oso andino (*T. ornatus*) con una seroprevalencia del 100% (1/1) (50).

En la ciudad de Iquitos (Perú) se realizó un estudio para determinar la presencia de infección de *Toxoplasma gondii* en la colonia de primates mantenidos en cautiverio en el Centro de Reproducción y Conservación de Primates no Humanos (CRCP) del Instituto Veterinario de Investigaciones Tropicales y de Altura (IVITA). Se analizaron 257 animales (62 *Saguinus mystax*, 12 *Saguinus fuscicollis*, 128 *Saimiri sciureus* y 55 *Aotus sp.*) utilizando la técnica hemaglutinación indirecta (HAI). Se halló que 5,83% (15/257) de los primates fueron seropositivos, correspondiendo únicamente a individuos de *Aotus sp.* representando el 27,27% (15/55) de la población de esta especie (3).

En la Ciudad de Lima (Perú) se determinaron los factores de riesgo asociados a la seroprevalencia de *T. gondii* en mamíferos del orden Carnivora y Primate, analizaron 101 animales (49 carnívoros y 52 primates) mantenidos en un zoológico. Se analizó el suero sanguíneo de los animales utilizando la técnica de hemaglutinación indirecta (HAI), considerando positivo a un título  $\geq 1:16$ . Determinaron una seroprevalencia de 87,8% (43/49) en carnívoros y 80,8% (42/52) en primates. Encontrando positivos a todos los individuos de la familia Ursidae (*Ursus arctus* y *Ursus americanus*), Mustelidae (*Eira barbara*), Pitheciidae (*Pithecia monachus*), Aotidae (*Aotus nancymae*), Cercopitheciidae (*Macaca mulata* y *Papio homadryas*) y Homonidae (*Pan trongylus*). Se encontró asociación entre la seroprevalencia en primates y el tipo de alimentación, donde ser omnívoro constituyó un factor de riesgo para la presentación de infección (2).

Otro estudio realizado en la ciudad de Lima (Perú) determinó la frecuencia de anticuerpos contra *T. gondii* en el mono machín negro (*Cebus apella*). Utilizando la técnica hemaglutinación indirecta (HAI) se halló que el 90,3% (56/62) de los monos estudiaron fueron positivos, la mayor parte de los animales seropositivos tuvieron títulos de anticuerpos  $\geq 1/256$ , no encontrando diferencia significativa en relación a la edad o sexo. La alta positividad podría deberse a la gran cantidad de roedores y gatos que se encuentran libremente por los ambientes del zoológico estudiado (51).

#### 2.1.8 Signos clínicos

Clínicamente, la infección por *T. gondii* puede manifestarse de forma variada, desde asintomática hasta causar la muerte. Los mamíferos expuestos pueden presentar encefalitis, corioretinitis, neumonía (síntoma más común), linfadenitis, hepatitis, miocarditis, miositis y pancreatitis (1).

En animales silvestres, la patogenicidad de *T. gondii* varía según la especie, siendo más vulnerables cuando entran en contacto por primera vez. Se ha señalado casos de

toxoplasmosis aguda en marsupiales australianos como canguros gris occidental (*Macropus fuliginosus*) y kaola (*Phascolarctos cinereus*) (20).

En felinos silvestres, hasta un 50% nacidos en cautiverio mueren a causa de una toxoplasmosis aguda, y se cree que esta alta susceptibilidad es por inmunodeficiencia. El manul (*Felis manul manul*) y el gato de desierto (*Felis margarita*) son susceptibles y la mayor transmisión de toxoplasma ocurre durante la gestación (20). En los canidos silvestres, es clínica y epidemiológicamente importante porque en algunos de estos hospederos presenta síntomas como la rabia por ser inmunosupresora (20). En el zorro (*Fennecus zerda*) se halló síntomas de letargia, inapetencia, pérdida de peso, causándole también miocarditis y poliomielitis esquelética (52).

Los primates del nuevo mundo son los más susceptibles a la toxoplasmosis que los primates del viejo mundo debido a sus hábitos terrestres (20). Muchos de ellos pueden morir de repente sin mostrar síntomas evidentes como alteraciones digestivas (diarrea, emesis y anorexia), dolor abdominal, abortos, lesiones de la retina, somnolencia, debilidad progresiva y pérdida de peso en los casos que el curso clínico se alargue, dificultades respiratorias (disnea), hipotermia y secreción nasal sero-sanguinosa o espumosa (1, 2). Los síntomas de encefalitis incluyen caminar en círculo, tomarse la cabeza con las manos y presionar la cabeza contra objetos, ataxia y convulsiones (1). Se reportaron alguno de estos síntomas en el tití emperador (*Saguinus imperator*), tití león cabeza dorada (*Leontopithecus chrysomelas*), mono choro (*Lagothrix lagothricha*), tamarino león dorado (*Leontopithecus rosalia*), marmoseta común (*Callithrix jacchus*), tití de mechales pretas (*Callithrix penicillata*) (28) y el mono ardilla (*Saimiri sciureus*) (53).

Por otro lado, en las personas presenta síndromes comunes como Toxoplasmosis aguda diseminada (fiebre, letargia, problema respiratorio, secreción nasal y ocular, enteritis hemorrágica, linfadenitis y muerte); retinocoroiditis (hemorragia o desprendimiento de la retina); uveítis anterior (turbidez del humor acuoso); encefalitis (incardinación, paresia, temblores circundantes y opistótono); infección congénita (aborto, muerte neonatal, muerte fetal, retraso mental, ceguera e hidrocefalia) (1).

### 2.1.9 Respuesta inmunitaria

La respuesta inmune inducida por el *T. gondii* se caracteriza por una fuerte inmunidad celular que limita la replicación de los taquizoítos durante la fase aguda de la infección y promueve el establecimiento de las formas latentes del parásito (54).

La respuesta del huésped natural e intermedio a la infección por *T. gondii* es capaz de detener la diseminación del parásito, reduciendo las tasas de mortalidad. La estimulación temprana del sistema inmune después de la infección es un paso esencial para establecer una relación equilibrada huésped-parásito.

#### 2.1.9.1 Respuesta Inmune Innata

Los coccidios tienen una gran especificidad de hospedador, los taquizoítos de *Toxoplasma gondii* pueden infectar a cualquier especie de mamífero, pero en sus etapas de coccidio solo afectan a los félidos (gatos, tigres, etc.) (54). Además, es determinante el patrón de citoquinas tipo uno (Th1), caracterizado por altos niveles de IFN- $\gamma$ , TNF- $\alpha$ , IL-2 e IL-12. El IFN- $\gamma$  es una citoquina central importante para la protección contra *T. gondii*. Los linfocitos con patrón de citoquinas Th2 también contribuyen a la modulación de la respuesta inmune celular al *T. gondii* mediante la síntesis de IL-10 e IL-4. La IL-10 es una citoquina fundamental en el control de la respuesta inmune celular y en la transición hacia el estadio latente de la *toxoplasmosis*, puesto que inhibe la síntesis de

IL-12 derivada de macrófagos y la producción de IFN- $\gamma$  de las células NK. Los efectos de la IL-10 son potenciados por el TGF- $\beta$  y por la IL-4 (54).

#### 2.1.9.2 Respuesta Inmune Adquirida

Los apicomplexa como *T. gondii* penetran activamente en las células utilizando un sistema de motilidad-adhesión denominado «deslizamiento» (gliding) y, una vez en el interior, estos parásitos residen en unas vacuolas modificadas (vacuolas parasitóforas). *T. gondii* produce la ruptura de las células que infecta, quedando libre los taquizoitos para invadir otras células, estos desarrollan una forma de quiste que contienen bradizoitos, que son poco inmunogénicos y no estimulan la inflamación, siendo posible que este estado de quiste no se reconozca como extraño (54).

Frente a *Toxoplasma*, normalmente se inducen respuestas inmunes tanto Th1 como Th2. Las respuestas Th2 generan anticuerpos que, junto con el complemento, destruyen a los organismos extracelulares y previenen su diseminación entre las células, pero esta tiene poco efecto sobre las formas intracelulares del parásito ya que necesitan la respuesta dependiente de IL-12 y mediado por Th1 para ser destruidas. Los linfocitos Th1 sensibilizados secretan IFN- $\gamma$  en respuesta a las ribonucleoproteínas de *T. gondii*, el cual activa a los macrófagos para destruir a los organismos intracelulares permitiendo la fusión lisosoma-fagosoma. Algunos linfocitos T también pueden secretar citoquinas que interfieren directamente con la replicación (54).

#### 2.1.10 Lesiones histopatológicas

Se pueden observar diferentes focos de necrosis, a nivel de intestino, glándulas suprarrenales, ganglios mesentéricos, en diferentes órganos viscerales y musculares,



siendo más predominante en el corazón. Además de la presencia de inflamación y múltiples quistes tisulares en el tejido nervioso (médula y cerebro), la ausencia de otros patógenos puede ser usada como una infección presuntiva de Toxoplasmosis, en diferentes especies (10).

En cuanto a la descripción microscópica se observará una meningoencefalitis difusa con múltiples áreas de necrosis en la materia gris, la neumonitis es predominantemente intersticial y se caracteriza por el infiltrado de macrófagos, linfocitos, ocasionalmente polimorfo nucleares y la miositis con un infiltrado similar (55).

En Sau Paulo, se reportó lesiones post mortem en 33 primates pertenecientes a la familia Callitrichidae y Cebidae, los hallazgos histopatológicos más frecuentes fueron hepatitis necrótica multifocal (97%), linfadenitis (95,4%), esplenomegalia (57,6%) neumonía intersticial (90,3%), esplenitis necrótica (71,4%); la encefalitis, la leptomeningoencefalitis y la desmielinización secundaria de los haces de la sustancia blanca se observaron en el 7,1% de los individuos (28).

#### 2.1.11 Diagnóstico

El diagnóstico clínico es difícil de establecer dada la poca especificidad de la sintomatología, por lo que el diagnóstico se puede realizar por diferentes métodos.

##### 2.1.11.1 Diagnóstico Coprológico

Se examina muestras frescas del paciente, pudiendo ser preservado con solución de bicarbonato de potasio al 2%. Sin embargo, los felinos eliminan gran cantidad de ooquistes por un corto periodo de tiempo adquiriendo inmunidad (8).

### 2.1.11.2 Diagnóstico Serológico

El estudio serológico es el más utilizado, entre ellos se encuentra la técnica Sabin Feldman (TC), la prueba Reacción de inmunofluorescencia indirecta (RIFI) y ELISA; poseen una sensibilidad específica, y ha sido utilizado para los animales domésticos y humanos. Estos métodos presentan la ventaja de detectar IgM (8). La prueba de hemaglutinación Directa (AD), hemaglutinación indirecta (HAI) y la prueba de aglutinación modificada (AM) detectan los niveles de Inmunoglobulina G (IgG), que persiste por meses o años y puede no estar asociados a los síntomas clínicos (8).

#### 2.1.11.2.1 Prueba de Hemaglutinación indirecta (HAI)

La reacción de hemaglutinación indirecta fue desarrollada por Borden en 1951, siendo utilizada por primera vez para el diagnóstico de toxoplasmosis en 1957 (56). Esta técnica detecta IgG y emplea como soporte del antígeno, glóbulos rojos tratados con glutaraldehído y se basa en la propiedad que tienen los anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* de producir aglutinación en presencia de glóbulos rojos sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del parásito (57). Su principal limitación es no detectar infecciones recientes, pues se alcanzan títulos diagnósticos a los 30 días. Tanto la presencia de anticuerpos heterófilos como la aparición de IgM, características del periodo agudo de la parasitosis, se investigan empleando tratamiento con 2-mercaptoetanol (2-ME). En condiciones de infección aguda, el patrón de aglutinación cae varios títulos, denotando la presencia de estos anticuerpos de fase aguda y proporcionando la diferenciación entre infecciones agudas y crónicas (14).

#### 2.1.11.3 Diagnóstico histopatológico

Para este tipo de diagnóstico se utilizan tejidos (encéfalo y músculo) conservadas en formol al 10%, que son colocadas en láminas y se colorean con Hematoxilina y Eosina para visualizar los taquizoitos y ooquistes (8).

### 2.1.12 Control y prevención

Teniendo en cuenta que la toxoplasmosis es una zoonosis de mayor distribución mundial, las medidas de prevención se deben enfatizar principalmente al hombre, y a través de tales medidas también proteger a los animales. Todos los animales silvestres son susceptibles a *T. gondii* principalmente los felinos y primates, estos deben ser alimentados solo con carnes previamente congelados a una temperatura de -20°C por un periodo de 5 días (8).

Se debe evitar ofrecer carnes frescas (sin congelar), sobre todo si no se sabe la procedencia, ya que algunos animales son eutanasiados por alguna enfermedad y son vendidas como alimento, siendo así una fuente de contagio potencialmente alta. Además, se debe realizar programas de desratización para evitar la sobrepoblación de roedores, un control de felinos domésticos y vectores mecánicos (cucarachas, moscas, escarabajos, etc.), tomando como prioridad a los recintos de los animales más susceptibles como los felinos y primates en cautiverio (1, 2).

Los agentes terapéuticos utilizados para tratar la toxoplasmosis pueden detener la multiplicación de los taquizoítos con éxito y aliviar los síntomas de la enfermedad, pero la eliminación del organismo no se logra porque no hay fármaco disponible que elimine a los bradizoítos (1). La clindamicina, aunque una vez asociada con una mayor incidencia de morbilidad y mortalidad en gatos domésticos con toxoplasmosis experimental, es la droga de elección para gatos y perros. Los signos clínicos (aparte de la enfermedad nerviosa y ocular) deben comenzar a resolverse dentro de los primeros días del tratamiento, pero el cese prematuro del tratamiento está asociado con la recurrencia. Las combinaciones de sulfato de trimetoprim han sido asociadas con el cese de los signos nerviosos centrales en algunas toxoplasmosis (1).

Para el tratamiento de la toxoplasmosis humana, los medicamentos más utilizados son los inhibidores de síntesis del ADN, entre ellos están los análogos del PABA

(sulfametoxazol, sulfadiazina y dapsona) y los inhibidores de la dihidrofolato reductasa (trimetopin, pirimetamina y el trimetrexato). La combinación de dos drogas de ambos grupos es utilizada por su acción sinérgica (7); para esta terapia se recomienda la administración adicional de ácido folínico (leucovorina) para prevenir la supresión de la medula ósea; además, la pirimetamina es teratogénica y debe ser utilizado con precaución en pacientes embarazadas (1).

En felinos silvestres, la monensina y toltrazuril han sido eficaces contra las etapas intestinales, y tras el tratamiento prolongado. Con toltrazuril se ha demostrado reducir las etapas extraintestinales de toxoplasmosis, ha sido utilizado experimentalmente para el tratamiento de la toxoplasmosis neonatal en el gato manul (*Otocolobus manul*) (1).

El tratamiento para primates no está descrito, pero mientras tanto se sugiere la combinación de pirimetamina con sulfamida, tales como sulfadiazina o trisulfapirimidina; como las dosis para primates neotropicales no están establecidas se recomienda dosis pediátricas de seres humanos. Así como en las personas, la terapia está contraindicada durante la gestación por su efecto teratogénico y puede causar una depresión de la medula ósea por lo que se recomienda administrarlo junto con ácido fólico (1mg por día). Se puede utilizar Pirimetamina 2mg/kg/día con sulfadiazina 100mg/kg/día por 3 días y posteriormente 1 mg/kg/día suplementado con ácido fólico; clindamicina de 12,5 – 25mg/kg 2 veces al día. Sin embargo, el tratamiento es limitado en la fase crónica (cuando los quistes están en los tejidos del hospedero) (8).

## **2.2 Mamíferos silvestres**

Los mamíferos neotropicales de clase Mammalia se dividen por órdenes, entre los más representativos en el neotrópico tenemos al Orden Primate, Carnívora, entre otros.

## 2.2.1 Orden Primate

Los primates neotropicales pertenecen al grupo de los monos del nuevo mundo (Platyrrhini) que se caracterizan por fosas nasales muy separadas entre sí y apuntando a los lados, hocico chato, la cara pelada ojos grandes y dirigidos hacia delante, el pabellón de la oreja es corto, así como el cuello, miembros posteriores largos, dígitos largos y prensiles. Todos son arborícolas, descienden al suelo solo para atravesar espacios abiertos (58). Dentro de los primates que se distribuyen en el Perú tenemos al mono araña (*Ateles chamek*), mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*), mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*), mono choro (*Lagothrix lagothricha*), entre otros.

### 2.2.1.1 Mono araña (*Ateles chamek*)

La longitud de la cabeza-cuerpo es de 40 a 52 cm. Es grande, delgado con largas extremidades, una cola larga que tiene como longitud 80 a 88 cm, flexible y prensil, que se puede utilizar como una quinta extremidad. Las manos son en forma de gancho y una articulación del hombro altamente móvil ayudan a balancearse fácilmente debajo de las ramas. La cabeza es relativamente pequeña, con un prominente hocico negruzco. Los machos y hembra son similares en apariencia, aunque la hembra puede confundirse con un macho como resultado de un clítoris inusualmente alargado (59).

### 2.2.1.2 Mono aullador rojo (*Alouatta seniculus*)

La longitud cabeza-cuerpo es de 56 a 92 cm. Su cola, larga y delgada, puede superar la longitud de todo su cuerpo, y les es muy útil para mantener el equilibrio. También es prensil, es decir, con capacidad de agarre, así que un mono aullador puede sujetarse de una rama con su cola como si esta fuera una mano. Los machos son un poco más pesados que las hembras, por lo que se concluye que existe un ligero dimorfismo sexual (diferencias físicas entre los sexos) (59).

### 2.2.1.3 Mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*)

El nombre científico previo al actual fue *Sapajus apella* (60), el cual ha cambiado debido a avances moleculares. La longitud de la cabeza-cuerpo es de 35 a 49 cm, y posee una cola prensil 35 y 50 cm. El pelaje del cuerpo varía de castaño claro a castaño oscuro o marrón a rojizo, mientras en las extremidades y cola es de marrón oscuro a negro. En la frente presenta pelaje erizado, y el rostro puede presentar pelaje corto que se esparce sobre la piel negra. Los machos pesan alrededor de 3,7 kg, y las hembras aproximadamente 2,3 kg (59).

### 2.2.1.4 Mono machín blanco (*Cebus cuscinus*)

El nombre científico previo al actual fue *Cebus albifrons* (61), el cual cambio también se debe a avances moleculares. La longitud de la cabeza-cuerpo varía entre 35 a 46 cm, el torso delgado con los miembros largos y estrechos. La cola tiene una longitud de 40 a 47 cm y carece de porción desnuda ventral, presenta un pelaje de color marrón claro o leonado en el dorso y blanco cremoso en el vientre siendo de aspecto fino, moderadamente largo y algo denso (62). Viven en grupos de 15 o 20 individuos entre machos, hembras, adultos y juveniles. Es una especie arbórea que se alimentan de frutas e insectos. Los machos pesan alrededor de 3,4 kg y las hembras 2,9 kg aproximadamente (59).

### 2.2.1.5 Mono choro (*Lagothrix lagothricha*)

La longitud cabeza-cuerpo varía de 55 cm hasta 68,6 cm, el largo de la cola tiene 60 cm a 72 cm siendo muy prensil y funciona como un quinto miembro durante la locomoción. Es catalogado entre los primates neotropicales de mayor tamaño y peso, alcanza hasta 150 cm de longitud total (cabeza + cuerpo + cola). Las hembras tienen relativamente la cola más larga. Se caracterizan por la textura lanosa de su pelaje de aspecto rústico y corto, el cual varía desde gris claro hasta castaño oscuro. La cabeza es generalmente de una tonalidad marrón y más oscura a comparación del cuerpo, los machos pueden llegar a pesar hasta 10kg y las hembras un promedio de 8 kg (63).

## 2.2.2 Orden Carnivora

Son cinco las familias de carnívoros que se encuentran en bosques húmedos: Canidae, Ursidae, Procyonidae, Mustelidae y Felidae. Están adaptados para encontrar, atrapar y matar a su presa. Su rango de dieta es amplio, mientras que algunas especies son únicamente carnívoras, otras se alimentan de insectos, frutos e incluso hojas. Las especies que comen solo carne viven en densidades bajas a diferencia de los que se alimentan de insectos y frutos (58). Dentro de los carnívoros se distribuyen en el Perú están el puma andino (*Puma concolor*), puma yaguarundí (*Herpailurus yagouaroundi*), ocelote (*Leopardus pardalis*), margay (*Leopardus wiedii*), perro de orejas cortas (*Atelocynus microtis*) y oso andino (*Tremactos ornatus*), entre otros.

### 2.2.2.1 Puma andino (*Puma concolor*)

La longitud de cabeza-cuerpo es de 105 a 196 cm. Se caracteriza por tener un cuerpo y extremidades largas, adaptado para correr a alta velocidad y saltar. Tiene un cuello largo, una cabeza pequeña y ancha, orejas cortas y redondeadas que son de color negro en la espalda y una larga cola cilíndrica con una punta negra que mide de 67 a 78 cm de largo. La capa es de color uniforme, de ahí el nombre latín “concolor”, variable. Los gatitos jóvenes son manchados, con los ojos azules, la capa es generalmente más larga para aislar contra temperaturas extremas. Los machos pueden llegar a pesar de 53 a 72 kg y las hembras de 34 a 48 kg (59).

### 2.2.2.2 Puma yaguarundí (*Herpailurus yagouaroundi*)

Tiene una longitud de cabeza-cuerpo varía de 50 a 77 cm. Tiene la apariencia de una comadreja, el cuerpo es largo y delgado, con las piernas cortas, pequeña cabeza aplanada, orejas cortas redondeadas y una cola larga que mide de 33 a 61 cm. El pelo carece de manchas. Presenta dos morfo colores el oscuro y el rojo pálido Tiene al menos 13 llamadas distintas, incluyendo un ronroneo, silbido, entre otros. Pesa de 4,5 a 9 kg (59).

### 2.2.2.3 Ocelote (*Leopardus pardalis*)

Tienen una longitud de cabeza-cuerpo que varía de 55 a 101,5 cm. La piel corta, elegante varía en color de amarillo fucsia, rojizo y gris. La cabeza tiene puntos negros, dos rayas negras en cada mejilla y una mancha blanca prominente en la parte posterior de las orejas, ojos relativamente más pequeños. La cola mide de 27 a 45 cm de largo. Las partes inferiores son blancas, con una o dos barras negras en la parte interna de las piernas. Cada individuo tiene un patrón de capa único. La hembra pesa 6,6kg y el macho puede pesar hasta 18 kg (59).

### 2.2.2.4 Margay (*Leopardus wiedii*)

La longitud de cabeza-cuerpo varia de 42,5 a 79 cm. La piel es relativamente gruesa y suave, crece 'invertida' en la parte posterior del cuello, la capa se marca con filas de puntos oscuros y de rosetones abiertos. La cabeza, el cuello llevan líneas negras y el dorso de las orejas es negro con una mancha blanca central, las partes inferiores son blanquecinas. La cola mide 30 a 51 cm y es bastante ancha. La hembra y el macho son similares en tamaño y apariencia, pesando entre 2,6 a 9 kg (59).

### 2.2.2.5 Perro de orejas cortas (*Atelocynus microtis*)

Tiene una longitud cabeza-cuerpo de 72 a 100 cm. El hocico es largo esbelto, orejas cortas redondeadas, una cola oscura, espesa que mide de 24 a 35 cm de largo. El pelaje es denso típicamente de color marrón oscuro, con cabellos blancos dispersos en las partes superiores creando un aspecto canoso, el peso promedio es de 9 a 10 kg (59).

### 2.2.2.6 Oso andino (*Tremactos ornatus*)

La longitud de cabeza-cuerpo varía de 120 a 200 cm. Es el segundo mamífero terrestre más grande de América del Sur. Presenta marcas faciales blancas que rodean los ojos. La capa densa es de color marrón o negro, a veces con un tinte rojizo, y las marcas faciales blancas o cremas que se extienden sobre el cuello y el pecho. La cabeza es redondeada, el hocico es relativamente corto en comparación con otras especies de



osos. La cola es pequeña y mide hasta 7cm de largo. La hembra pesa de 60 a 80 kg, el macho tiende a ser más grande con un peso de 100 a 175 kg (59).

### **2.2.3 Estado conservación**

Muchos mamíferos silvestres se encuentran categorizados en listas de conservación a nivel internacional y nacional (64). La Lista Roja de la Unión Internacional para Conservación de la Naturaleza (IUCN), categoriza en peligro (EN) al mono araña (*Ateles chamek*) (65), en situación vulnerable (VU) al mono choro (*Lagothrix lagothricha*) (66) y al oso andino (*Tremarctos ornatus*) (67). Para la Legislación Peruana (DS 004-2004) *A. chamek*, *L. lagothricha*, *A. seniculus* entre otros, están en estado vulnerable y en peligro (68) (Anexo 4).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Espacio y tiempo

El estudio se llevó a cabo en el Centro de Conservación “Reserva Ecológica Taricaya” ubicado en la provincia de Tambopata, departamento de Madre de Dios. Esta reserva de 476 hectáreas está ubicada en la margen derecha del Río Madre de Dios, aproximadamente a una hora vía terrestre de la ciudad de Puerto Maldonado. El clima es húmedo subtropical, el tipo de bosque predominante dentro de la reserva es: *Bosque Aluvial Inundable*, que se caracterizan por ser bosques con el terreno plano y con depresiones. La temperatura media anual es de 38°C, con precipitaciones que oscila entre 1 500 y 3 000 mm anuales. La altura promedio del dosel es de 30 m. El centro se ubica en las coordenadas UTM 19 L 502110 E – 8615933 S en una altitud aprox. 190 msnm (69).

Las muestras colectadas fueron analizadas en el Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas, en la Ciudad de Lima, en el mes de abril del 2017.

#### 3.2 Población y muestra

La población de mamíferos silvestres del centro fue de 48 individuos, de los cuales se tomaron muestra a 44 animales de diferentes especies, sexo y estado de desarrollo. Se analizaron 34 individuos del orden Primate (*Ateles chamek*, *Alouatta seniculus*, *Sapajus macrocephalus*, *Cebus cuscinus*, *Cebus sp.* y *Lagothrix lagothricha*), y 10 individuos del orden Carnivora (*Puma concolor*, *Herpailurus yagouaroundi*, *Leopardus wiedii*, *Leopardus pardalis*, *Atelocynus microtis* y *Tremarctos ornatus*) (Anexo 5). No se

incluyeron en el estudio a dos osos andinos (*T. ornatus*), un mono araña (*A. chamek*) y un tapir (*T. terrestris*) porque se encontraban en cuarentena y/o tratamiento, haciéndose riesgoso la inmovilización físico química necesaria para el estudio.

El total de cada especie fue: 18 *A. chamek* (14 hembras y cuatro machos), siete *A. seniculus* (tres hembras y cuatro machos), cuatro *L. lagothericha* (un macho y tres hembras), dos *S. macrocephalus* (dos hembras), dos *Cebus sp.* (una hembra y un macho), un *C. cuscinus* (macho); dos *H. yagouaroundi* (una hembra y un macho), dos *L. wiedii* (dos hembras), un *P. concolor* (macho), un *A. microtis* (hembra), dos *L. pardalis* (2 machos) y dos *T. ornatus* (una hembra y un macho). *Cebus sp.* son crías híbridas nacidas en cautiverio de una hembra *S. macrocephalus* y un macho *C. cuscinus*.

Los animales estuvieron mantenidos en jaulas de metal y recintos cerrados con mallas metálicas. Los primates se encontraban separados por especie, en algunas jaulas de primates había divisiones con malla de nylon (“pescador”), techo alto, con puertas de metal, bebederos de cemento y contaba con un área para la contención. Los carnívoros como yaguarundí, margay y ocelote se encontraban en jaulas con puertas internas, contaban con bebederos hechos de cemento y un área con vegetación. El perro de orejas cortas se encontraba en una amplia jaula, con sustrato natural; el ambiente del oso andino se encontraba estaban separado, era muy amplio con sustrato natural, un iglú y una piscina de cemento como parte del enriquecimiento. El puma estaba en una amplia jaula de sustrato natural con una piscina de cemento y al lado cuenta con un área de contención (Anexo 6 y 7). Las medidas de las jaulas y alimentación brindada a los animales se indican en el Anexo 8, 9 y 10.

### **3.3 Diseño de la investigación**

Este estudio es de tipo no experimental descriptivo; se inició con la aprobación del proyecto y autorización correspondiente del Centro de conservación. Posteriormente se procedió a la captura y contención de los animales para obtener las muestras sanguíneas

requeridas, las cuales fueron enviadas a la ciudad de Lima, para finalmente analizar las muestras y llegar a las conclusiones pertinentes.

### 3.4 Equipos y procedimientos

#### 3.4.1 Materiales de Laboratorio

- Prueba Toxotest HAI (Inhibición de la hemaglutinación Indirecta, Wiener Lab®)

#### b) Sujeto de estudio

- Margay (*Leopardus wiedii*), puma andino (*Puma concolor*), puma yaguarundí (*Herpailurus yagouaroundi*), ocelote (*Leopardus pardalis*), oso andino (*Tremarctos ornatus*) y perro de orejas cortas (*Atelocynus microtis*).
- Mono machín negro (*Sapajus macrocephalus*), mono machín blanco (*Cebus cuscinus*), mono machín (*Cebus sp.*), mono aullador (*Alouatta seniculus*), mono araña (*Ateles chamek*) y mono choro (*Lagothrix lagothricha*).

#### 3.4.2 Procedimiento

##### a) Presentación y autorización del proyecto

- Se contó con la autorización escrita por parte del Centro de Conservación para realizar el estudio (Anexo 11).
- El Proyecto de tesis fue presentado a la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas, para su respectiva aprobación (N°053-2017-FCA-UAP).
- Además, se contó con el permiso del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) otorgado mediante la Resolución General N° 338- 2016-SERFOR/DGGSPFFS (Anexo 12).

##### b) Captura y contención de los animales

- Se procedió a la captura y contención física-química de los animales a cargo del médico veterinario y ayudantes del centro de conservación.
  - Para capturar a los Primates se realizó una contención física utilizando redes de captura (mallas), para luego proceder con la contención química utilizando como pre-anestésico: Xilacina (Dormi-Xyl®2 Agrovvet Market) a una dosis 0,2mg/kg, midazolam (Dormonid® Roche) a una dosis de 0,2-0,5mg/kg, Clorhidrato de Dexmedetomidina (DEXDOMITOR® Pfizer) a una dosis de 0,04mg, como anestésico Clorhidrato de ketamina (KET-A-100® Agrovvet Market) a una dosis 5-10mg/kg, y como anticolinérgico Atropina al 1% (PharmaGen) a una dosis 0,04mg/kg según el protocolo establecido por el centro de conservación.
  - Para la captura de los Carnívoros, se utilizó únicamente la contención química aplicado por vía intramuscular utilizando dardos y cerbatanas, previamente preparados con pre-anestésicos: Xilacina (Dormi-Xyl®2 Agrovvet Market) a una dosis 0,5- 2mg/kg, Clorhidrato de Dexmedetomidina (DEXDOMITOR® Pfizer) a una dosis 0,02mg/kg, anestésicos como: Clorhidrato de tiletamina y Clorhidrato de zolazepam (Zoletil®50 Virbac) a una dosis 4-5mg/kg, Ketamina (KET-A-100® Agrovvet Market) a una dosis 5-10mg/kg y como anticolinérgico Atropina al 1% (PharmaGen) a una dosis de 0,04mg/kg.
  - Los animales anestesiados fueron llevados al tópico para su evaluación exceptuando el puma y oso de anteojos, debido a tu tamaño y peso se evaluaron dentro de su recinto.
- c) Examen clínico de los animales
- Con el fin de evaluar el estado de salud de cada uno de los animales se realizó un breve examen clínico, además de realizar la biometría (medidas de la cabeza, cola, cuerpo y miembros) y se determinó su peso.
  - Se realizó el monitoreo de la anestesia evaluando las constantes fisiológicas: con el uso de un termómetro digital se tomó la temperatura, la frecuencia cardiaca y frecuencia respiratoria fue tomada con un estetoscopio, el llenado capilar se midió ejerciendo digitopresión sobre la mucosa de la cavidad oral (Anexo 13).
  - Los hallazgos se llenaron en una ficha de Historia Clínica, las principales observaciones se indican en el Anexo 14 y 15.

- d) Toma de muestra sanguínea de los animales
- Con el animal anestesiado se realizó la hemostasia y se procedió a desinfectar la zona de punción correspondiente a la vena femoral con alcohol etílico a 96°, con una jeringa de 3ml y aguja de 21G x 1½ pulgadas o 23G x 1½ pulgadas se tomó 1 ml de muestra sanguínea.
  - La muestra fue colocada inmediatamente en tubos al vacío sin anticoagulante (Vacutainer DB®) y conservadas a 4°C hasta su centrifugación.
  - Cada una de las muestras (tubos) fueron rotuladas con el código asignado para cada individuo.
  - Adicionalmente, se aplicaron vitaminas (Caloi®-NF Biomont), aminoácidos (Hematofos B12® Agrovvet Market) y antiparasitario (Dectomax® 1% Pfizer).
  - Según el protocolo utilizado, se utilizaron los antagonistas Clorhidrato de Yohimbina (Yohimbine VET UP Richmond Vet Pharma) a una dosis 0,05-0,5mg/kg o Clorhidrato de Atipamezol (ANTISEDAN® Pfizer) a una dosis 0,03-0,20mg/kg para revertir el efecto de la anestesia.
- e) Obtención del suero
- Se obtuvo el suero mediante centrifugación a 3 000 rpm por 10 minutos utilizando una Centrifuga portátil (MODEL GT119-100T - GREETMED).
  - El suero obtenido fue transferido utilizando una pipeta de 100-1000ul (LABMATEsoft®) a un frasco estéril de tipo eppendorf previamente identificado con el mismo número de tubo Vacutainer DB®, de origen.
- f) Conservación y transporte de las muestras
- Los sueros fueron conservados en congelación a -20°C, y enviadas por vía aérea la Ciudad de Lima.

g) Análisis de las muestras

- Las muestras fueron examinadas en Laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas en la ciudad de Lima.
- Para el análisis se utilizó la técnica de la Hemaglutinación Indirecta para la detección de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* (Wiener Lab®. Toxotest HAI, 2000). A continuación, se detalla el procedimiento recomendado por el laboratorio fabricante del producto (Anexo 16):

- a. Se colocó 25 ul, del diluyente de sueros HAI en todos los pocillos de la policubeta.
- b. Enseguida se colocó 25 ul de sueros controles y de las muestras a ensayar en los pocillos de la columna 1, donde se utilizaron tantas columnas horizontales como sueros se procesaron.
- c. Se realizó diluciones a partir de la columna 1 (dilución 1/2), pasando los microdilutores a la columna 2 (dilución 1/4) y así sucesivamente hasta la columna 6 (dilución 1/64).
- d. Luego se colocó en las columnas 1 y 2 (diluciones 1/2 y 1/4) 25 ul de GR no sensibilizados, para control de heterofilia.
- e. En el resto de los pocillos, se agregó 25 ul de Antígeno HAI.
- f. Se agitó la policubeta, durante 30 segundos.
- g. Se dejó en reposo al resguardo de vibraciones durante 90 minutos.
- h. Se realizó la lectura a partir de los 90 minutos (57).
- i. Lectura:
  - No reactivo: presencia de un sedimento en forma de botón o pequeño anillo de bordes regulares.
  - Reactivo: formación de una película o manto que cubre el 50% o más del fondo de los pocillos (Anexo 17).

- Se considerará expuestos al parásito, los animales cuyos sueros son reactivos en diluciones mayores o iguales a 1/32 (70).
- Los resultados fueron llenados en una ficha de resultados (Anexo 18 y 19).

### 3.5 Diseño estadístico

Se halló la seroprevalencia de *T. gondii* siguiendo la siguiente fórmula:

$$N = \frac{\text{Número de animales positivos}}{\text{Número total de animales evaluados}} \times 100\%$$

Se realizó de Prueba de Chi<sup>2</sup> para evaluar las posibles diferencias según el sexo de los primates estudiados, con un nivel confianza del 95% (p <0,05). Se utilizó el programa estadístico SPSS v21 2012 (SPSS Inc., Chicago, Illinois, USA).



#### IV. RESULTADOS

##### Porcentaje de *T. gondii* en mamíferos silvestres

En el cuadro 1 se observa que la prevalencia de *T. gondii* mediante la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI), encontrando un porcentaje global de 54,5% (24/44), la cual el 70% (7/10) fue para el Orden Carnivora y 50% (17/24) fue para el Orden Primate.

Cuadro 1. Seroprevalencia de *T. gondii* en mamíferos silvestres de un centro de Conservación en el departamento de Madre de Dios, año 2017 (n=44). (Anexo 20, 21, 22, 24 y 25)

N. común	Especie	Total	Positivo	
	N. científico		n	%
Orden Carnivora				
Familia Canidae				
Perro de orejas cortas	<i>Atelocynus microtis</i>	1	1	100
Familia Ursidae				
Oso andino	<i>Tremarctos ornatus</i>	2	2	100
Familia Felidae				
Puma yaguarundí	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	2	1	50
Ocelote	<i>Leopardus pardalis</i>	2	1	50
Margay	<i>Leopardus wiedii</i>	2	1	50
Puma andino	<i>Puma concolor</i>	1	1	100
<i>Subtotal</i>		10	7	70
Orden Primate				
Familia Atelidae				
Mono aullador rojo	<i>Alouatta seniculus</i>	7	4	57,1
Mono araña	<i>Ateles chamek</i>	18	10	55,6
Mono choro	<i>Lagothrix lagothricha</i>	4	0	0
Familia Cebidae				
Mono machín (híbrido)	<i>Cebus sp.</i>	2	0	0
Mono choro	<i>Lagothrix lagothricha</i>	4	0	0
Mono machín negro	<i>Sapajus macrocephalus</i>	2	2	100
<i>Subtotal</i>		34	17	50
<b>Total</b>		<b>44</b>	<b>24</b>	<b>54,5</b>

Porcentaje de *T. gondii* según el sexo en mamíferos silvestres del orden carnívora

En el cuadro 2 se muestran los resultados del porcentaje de *T. gondii* según el sexo de los carnívoros, no mostraron diferencia significativa mediante la prueba de Chi cuadrado ( $p < 0,05$ ).

Cuadro 2. Seroprevalencia de *T. gondii* en carnívoros según el sexo de un centro de Conservación en el departamento de Madre de Dios, año 2017 (n=10). (Anexo 23).

Especie		Macho			Hembras		
		Positivos			Positivos		
N. común	N. científico	N	n	%	N	n	%
Perro de orejas cortas	<i>Atelocynus microtis</i>	0	-	-	1	1	100
Oso andino	<i>Tremarctos ornatus</i>	1	1	100	1	1	100
Puma yaguarundí	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	1	0	0	1	1	100
Ocelote	<i>Leopardus pardalis</i>	2	1	50	0	-	-
Margay	<i>Leopardus wiedii</i>	0	-	-	2	1	50
Puma andino	<i>Puma concolor</i>	1	1	100	0	-	-
<b>Total</b>		<b>5</b>	<b>3</b>	<b>60</b>	<b>5</b>	<b>4</b>	<b>80</b>

Porcentaje de *T. gondii* según el sexo en mamíferos silvestres del orden primate

En el cuadro 3 se muestran los resultados del porcentaje de *T gondii* según el sexo de los primates, no mostraron diferencia significativa mediante la prueba de Chi cuadrado ( $p < 0,05$ ).

Cuadro 3. Seroprevalencia de *T. gondii* en primates según el sexo de un centro de Conservación en el Departamento de Madre de Dios, año 2017 (n=34). (Anexo 26)

Especie		Macho			Hembra		
		Positivos			Positivos		
N. común	N. científico	N	n	%	N	n	%
Mono aullador rojo	<i>Alouatta seniculus</i>	4	2	50	3	2	66,6
Mono araña	<i>Ateles chamek</i>	4	4	100	14	6	42,9
Mono choro	<i>Lagothrix lagothricha</i>	1	0	0	3	0	0
Mono machín blanco	<i>Cebus cuscinus</i>	1	1	100	0	-	-
Mono machín (híbrido)	<i>Cebus sp.</i>	1	0	0	1	0	0
Mono machín negro	<i>Sapajus macrocephalus</i>	0	-	-	2	2	100
<b>Total</b>		<b>11</b>	<b>7</b>	<b>63,6</b>	<b>23</b>	<b>10</b>	<b>43,5</b>

Porcentaje de *T. gondii* según el estado de desarrollo en el orden primate.

En el cuadro 4 se determinó la seroprevalencia de *T. gondii* en primates según su estado de desarrollo, hallando que el 23,5% (4/17) de juveniles, 75% (3/4) de subadultos y 76,9% (10/13) de adultos fueron positivos. No mostrando diferencia significativa mediante la prueba de Chi cuadrado ( $p < 0,05$ ). (Anexo 27)

Cuadro 4. Seroprevalencia de *T. gondii* en primates según el estado de desarrollo en un centro de Conservación en el Departamento de Madre de Dios, año 2017 (n=34).

Especie		Juvenil			Subadulto			Adulto		
		Positivos			Positivos			Positivo		
N. común	N. científico	N	n	%	N	n	%	N	n	%
Mono aullador rojo	<i>Alouatta seniculus</i>	2	0	0	-	-	-	5	4	80,0
Mono araña	<i>Ateles chamek</i>	10	4	40,0	4	3	75,0	4	3	75,0
Mono choro	<i>Lagothrix lagothricha</i>	3	0	0	-	-	-	1	0	0
Mono machín blanco	<i>Cebus cuscinus</i>	-	-	-	-	-	-	1	1	100
Mono machín (híbrido)	<i>Cebus sp.</i>	2	0	0	-	-	-	-	-	-
Mono machín negro	<i>S. macrocephalus</i>	-	-	-	-	-	-	2	2	100
<b>Total</b>		<b>17</b>	<b>4</b>	<b>23,5</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>75,0</b>	<b>13</b>	<b>10</b>	<b>76,9</b>

## V. DISCUSIÓN

La toxoplasmosis es una enfermedad parasitaria común y de amplia distribución geográfica, estudios serológicos en animales silvestres han demostrado altas prevalencias de este parásito. En el País existen reportes en animales mantenidos en cautiverio en la Ciudad de Lima (2, 51) e Iquitos (3). Este es el primer reporte de la presencia de anticuerpos contra *T. gondii* en el mono araña (*A. chamek*) y en el perro de orejas cortas (*A. microtis*) en el Centro de Conservación Taricaya, ubicado en el departamento de Madre de Dios, donde fue diagnosticado mediante la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI), siendo el aporte más significativo de esta investigación.

En el estudio se encontró un porcentaje de 54,5% (24/44), menor a lo reportado en la Ciudad de Lima donde se determinó una prevalencia del 84,2% (85/101) (2), siendo mayor a los estudios internacionales como China, donde se determinó una prevalencia del 35% (41/117) en animales silvestres en cautiverio (43). En la Ciudad de Lima el porcentaje fue mayor, estando asociada a la presencia de roedores (*Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*) que merodeaban los recintos de los animales silvestres, la cual capturaron y resultaron positivos a *T. gondii* (25,3%) (2). En China se analizaron una variedad de mamíferos y aves silvestres, diferentes a las especies analizadas en este estudio (exceptuando el *P. concolor*), lo cual pudo variar la prevalencia. Además, se debe considerar la presencia de roedores y aves infectadas, así como de felinos (5, 34) y otros factores medio ambientales (temperatura, humedad, entre otros) (39) que favorecen la presencia de *T. gondii* en el departamento de Madre de Dios.

La prevalencia de *T. gondii* en mamíferos del Orden Carnivora fue del 70% (7/10), similar a lo descrito en el Centro Binacional de Itaipu con 66,67% (48), en China con 69,4% (43), y en la Ciudad de Manaus con 75% (4). Pero otros reportaron mayores prevalencias como en México con 81,39% (50) y en Perú (Lima) con 87,8% (2). El alto porcentaje podría estar asociado a factores como la procedencia, ya que todos en un determinado periodo estuvieron en vida libre, el tipo de alimentación que es a base de carne (familia *Felidae*), o mixta: frutas, huevo y carne (familia *Canidae* y *Ursidae*) y la alta presencia de roedores que actúan como hospederos parátenicos de la enfermedad. Hay posibilidades de que la carne ofrecida a los animales esté contaminada con quistes tisulares (bradizoitos), además que es congelada a  $-8^{\circ}\text{C}$ , permitiendo a esta temperatura la supervivencia de los quistes tisulares que en animales en cautiverio son la forma de contagio más frecuente.

En la familia *Canidae*, se registra un perro de orejas cortas (*Atelocynus microtis*) donde resulto positivo a *T. gondii*. Se debe considerar que es el primer reporte en esta especie, teniendo en cuenta que es un animal de difícil supervivencia en cautiverio, por ello su importancia. En la familia *Ursidae* los dos osos andinos (*Tremarctos ornatus*) fueron positivos, siendo reportado la misma especie en México (50). Se puede decir que los animales estuvieron expuestos al parásito, considerando el tipo de alimentación y la procedencia (13, 35) donde pudieron adquirir la enfermedad ya sea en vida libre o cautiverio, donde se desconoce el manejo previo y otros factores que pudieron haber favorecido su infección al parásito (9, 14, 20,34).

En la familia *Felidae* se reporta que el 50% de felinos menores estuvieron expuestos al parásito *T. gondii* teniendo como individuos al yaguarundi (*H. yagouaroundi*) (1/2), al ocelote (*L. pardalis*) (1/2) y al margay (*L. wiedii*) (1/2), este porcentaje también lo demuestran otros estudios como en México (50), Brasil (47) y Centro Binacional de Itaipu

(48), pero con una mayor población de muestra. También, se halló positivo al único puma andino (*P. concolor*), igual a lo reportado en México (50), pero mayor a lo encontrado en Brasil con 48% (47). Este hallazgo es fundamental para el ciclo de vida de *T. gondii* en el centro de conservación. Cabe resaltar que las probabilidades que los félidos sean hospederos intermediarios es baja, considerado principalmente como hospedero definitivo, por lo tanto, la presencia de anticuerpos en estos animales es importante en el ciclo de vida, ya que actuarían como diseminadores de ooquistes y posiblemente con un nivel de estrés o inmunosupresión puedan volver a eliminar ooquistes en el medio ambiente (2, 33).

En cuanto a la variable sexo en el Orden Carnivora se halló mayor porcentaje de positividad en hembras (80%) que en machos (60%), esta variable no mostró diferencia significativa, lo que indicaría que tanto hembras como machos están expuestos igualmente a la infección en cautiverio. Sin embargo, un estudio señaló que los mamíferos machos de vida libre son más propensos a la infección, relacionado a la distancia de movilización y territorialidad, siendo lo contrario a lo que sucedería en animales en cautiverio, debido a que su comportamiento varía para adaptarse a su actual hábitat (71). Al parecer en el Orden carnívora mantenidos en cautiverio, el sexo no sería un factor de riesgo, como lo evidenciado en la Ciudad de Lima al estudiar carnívoros y primates (2). Todos los carnívoros fueron adultos, por lo tanto, no se analizó el estado de desarrollo como factor de riesgo.

En mamíferos del Orden Primate, se halló un porcentaje de 50%, similar a lo reportado en Costa Rica con 60% (49) y menor a lo observado en la Ciudad de Manaos con 63,27% (4), en México con 66,6% (50) y en Lima (Perú) con 80,8% (2) y 90,3% en *S. macrocephalus* (51). Pero mayor a lo reportado en China con 25% (43) y Guyana Francesa con 2% (44), en la cuenca del Paraná en *Cebus sp.* (30,2%) y *A. caraya*

(17,6%) (45), así como en Iquitos (Perú) 5,83% (3). En los reportes encontrados nos indicarían que las prevalencias estarían asociadas a diversos factores como la procedencia, presencia de felinos silvestres y domésticos positivos en los lugares de estudio (13) y el tipo de alimentación, dado que ciertos primates son frugívoros y otros tienen el hábito de ingerir insectos como escarabajos, cochinillas, tenebrios la cual pueden actuar como vectores mecánicos de *T. gondii*, e incluso el calzado podría ser un medio de transporte para los ooquistes (35, 20). Como lo descrito en la Ciudad de Manaus donde la alta prevalencia en felinos silvestres y domésticos, explicaría la permanencia de los ooquistes en el medio ambiente y así la posibilidad de infectar a los primates. También, se debe considerar que el bajo porcentaje puede deberse a la ausencia o baja prevalencia en felinos, como en el caso de China donde solo resultó positivo el único *Puma concolor*, y en Guyana Francesa donde no se estudiaron felinos (44), pudiendo haber menos riesgo de infección.

Se ha observado que en la familia *Atelidae* resultaron positivos solo la especie de mono araña (*A. chamek*) con un porcentaje del 57,1% (10/18), y la especie del mono aullador rojo (*A. seniculus*) con el 57,1% (4/7). En comparación a la especie del mono choro (*L. lagothricha*) donde resultaron negativos los cuatro individuos, esto podría deberse a que ellos no se encuentran con otras especies y están alejados de los recintos de felinos. Considerando que el mono choro es especialmente susceptible a *T. gondii* (72, 73). este resultado es diferente a lo descrito en la Ciudad de Lima (Perú) donde se halló un porcentaje del 80% para *L. lagothricha* y *A. belzebuth* (2).

Cabe mencionar que no se reporta estudios previos para la especie de mono araña (*A. chamek*), sin embargo, hay reportes en otras especies del mismo género, siendo similar a la hallada en Costa Rica con 59,1% en el mono geoffroy (*A. geoffroyi*) (49) y mayor en México con 100% (50). Así mismo en la especie *A. seniculus* (mono aullador rojo) se encontró positivos el 57,1% (4/7), mayor a lo descrito en Guyana Francesa con 2% (44)



y en la cuenca del Paraná con 17,6% en *A. caraya* (45). La prevalencia en el género *Ateles* aparenta ser alta, lo que resulta sorprendente tomando en cuenta su comportamiento arbóreo (frugívoro), como en el caso del género *Alouatta* que responde al mismo comportamiento (arbóreo y herbívoro), esta característica evita la exposición a ooquistes excretados en heces de felinos, comparada con el forrajeo en el suelo y la dieta carnívora (49, 35). En la Cuenca del Paraná mencionaron que en el área de estudio se encontraban felinos silvestres (*L. wiedii*) que pudieron ser fuente de infección (45).

En la familia *Cebidae*, se halló un porcentaje del 100% en el *C. cuscinus* (mono machín blanco) y a los dos individuos de *S. macrocephalus* (mono machín negro), este resultado es similar en la Ciudad de Lima (Perú) con 96,2% (2) y 90,3% solo en la especie *S. macrocephalus* (51). En el género *Cebus* la infección de *T. gondii* induce altos y persistentes niveles de anticuerpos IgG, con presentación clínica leve y los animales raramente mueren (74). Además, su comportamiento más terrestre lo expone a los ooquistes presentes en heces de felinos (45) y sumado a la persistencia de anticuerpos que favorecería la infección y posterior diagnóstico en comparación a otras especies. A pesar que el porcentaje de positividad en nuestro estudio está sujeta a la cantidad individuos, este género sería un buen hospedero intermediario para *T. gondii*. Las razones a la variabilidad de respuesta o infecciones de *T. gondii* en primates no está del todo clara, pero podría deberse parcialmente, a las diferentes características ecológicas y comportamentales (74).

En cuanto a la variable sexo en el Orden Primate se halló menor porcentaje en hembras (43,5%) en comparación a los machos (63,3%); esta variable no mostró diferencia significativa. Similar a los estudios realizados en Costa Rica (50) y en la Ciudad de Lima (51), donde no se observó predisposición de machos o hembras para la infección. Al evaluar la edad como factor de riesgo para infección de *T. gondii* se halló un menor porcentaje en juveniles (23,5%) en comparación a los subadultos (75%) y adultos

(76,9%). Por lo tanto, no se analizó el estado de desarrollo como un factor de riesgo. Así mismo en el estudio realizado en Lima en *S. macrocephalus* no se halló diferencias significativas según la edad de los individuos positivos (51). Teóricamente, la seroprevalencia se incrementa con la edad, al estar más expuesto los animales presentarían mayores niveles de anticuerpos en vida libre (9, 36). Sin embargo, la edad o estado de desarrollo en primates en cautiverio no parece ser un factor de riesgo importante.

Es importante mencionar, que en la presente investigación cuatro de las cinco especies estudiadas de primates son omnívoras y frugívoras, la cual pudo favorecer la ingestión de ooquistes por vía oral (13). Además, tanto para primates como carnívoros, es necesario considerar otros factores relacionados con el hospedero, medio ambiente y el parásito, como las condiciones climáticas (temperatura cálida y húmeda) (38), vectores mecánicos (artrópodos y anélidos) (20), hospederos paratenicos como los roedores que están presentes en el lugar de estudio la cual pueden actuar como hospederos paratenicos para la familia *felidae* (carnivorismo).

Existen otros factores importantes como el continuo estrés a la que están expuestos los animales propios al manejo en cautividad, debido a la contención física- química usando redes (primates) y jaulas y su posterior sedación con dardos sobre todo en felinos, para control de sanidad, limpieza de heridas, entre otros. Teóricamente los animales mantenidos en cautiverio son más susceptibles a enfermedades de algún agente oportunista (75), los animales de este estudio han demostrado ser resistentes a *T. gondii.*, por no presentar signos clínicos. La fuente de agua utilizada, puede ser otro medio de contaminación y diseminación del parásito, en especial si no ha recibido un tratamiento que destruya los ooquistes (76). En el centro de conservación la fuente de agua es bombeada del río a una poza artesanal, la cual solo era filtrada para retener el

sedimento. Este mismo se utiliza para el lavado de las frutas y para dar de beber a todos los animales del centro. No se puede asegurar que el agua sea la fuente de contaminación en este estudio.

Por último, el rol de los animales silvestres en la transmisión de *T. gondii* a los humanos y otros animales no ha sido totalmente estudiada (77). Sin embargo, en este estudio el alto porcentaje en felinos es importante, porque ellos pueden estar eliminando ooquistes y así contribuyen con la dispersión de *T. gondii* en el ambiente (43). Un brote de toxoplasmosis humana fue relacionado con una fuente de agua presumiblemente contaminada por un puma que se encontraba en el área (78). Los primates y otros carnívoros, al ser hospederos intermediarios, son importantes en el ciclo biológico al mantener activo al parásito en el ambiente. Por lo cual, en el centro de Conservación, los cuidadores deben conocer los procedimientos necesarios para reducir el potencial zoonótico de *T. gondii*, en especial al entrar en contacto con los felinos silvestres.

## VI. CONCLUSIONES

- La seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en mamíferos silvestres mantenidos en cautiverio fue de 54,5% (24/44).
- En el orden Primate y Carnivora se obtuvo que el 50% (17/34) y 70% (7/10) fueron positivos, respectivamente
- El estudio reporta por primera vez como reservorio intermediario al mono araña (*Ateles chamek*).
- En primates el sexo no fue un factor de riesgo para la infección de *T. gondii*.

## VII. RECOMEDACIONES

- Capacitar a los cuidadores sobre los procedimientos necesarios para reducir el potencial zoonótico de *T. gondii*, en especial al entrar en contacto con los felinos silvestres.
- Implementar un programa de desratización con un control integrado, según las condiciones ambientales del centro.
- Congelar a  $-20^{\circ}\text{C}$  la carne antes de ofrecerla a los animales del centro.
- Realizar estudios en el personal que se encuentren en contacto con felinos silvestres, así como en las fuentes de agua utilizadas.
- Realizar estudios con poblaciones mayores de primates y carnívoros tanto en cautiverio como en vida libre.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Fowler M, Miller E. Zoo and Wild Animal Medicine. 5a ed. Philadelphia: Elsevier; 2003.
2. Navarro MD, Chávez VA, Pinedo VR, Muñoz DK. Factores de Riesgo Asociados a la Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en Mamíferos del orden Carnivora y Primates mantenidos en Cautiverio. Rev Inv Vet Perú. 2015;26(3):497-508.
3. Samamé H, Gozalo A, Montoya E, Villavicencio E, Romaina A, Moro J. Anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en primates neotropicales. Rev Cienc Veter. 1995;3:5-8.
4. Ferraroni JJ, Celio De la Almeida MM. Prevalência da infecção pelo *Toxoplasma gondii* em animais domésticos, silvestres e grupamentos humanos da Amazônia. Mem Inst Oswa Cruz. 1980;75(1-2):99-109.
5. Cordero del Campillo M. Parasitología Veterinaria. 1a ed. Barcelona: McGraw-Hill, Interamericana; 1999.
6. Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW. Parasitologia Veterinaria. 2a ed. Zaragoza: Acribia; 2001.
7. Llop H.A. Microbiología y Parasitología Médicas, 3t. La Habana: Ciencias Médicas; 2001.
8. Cubas Z.S., Ramos S.J., Catão D.J. Tratado de Animais Selvagens. 1a ed. São Paulo: Roca Ltda; 2006.
9. Dubey JP. Reexamination of resistance of *Toxoplasma gondii* tachyzoites to pepsin digestion. Parasitol. 1998;116:43-50.
10. Quiroz R H. Parasitología. 1a ed. México: Limusa; 1990.
11. Gómez F. Estudio sobre la toxoplasmosis en Andorra y el Alto Urgel. [Tesis doctoral]. Barcelona: Univ. de Barcelona, Facultad de Biología; 2004.
12. Morisaki J, Heuser JF, Sibley LD. Invasión of *Toxoplasma gondii* occurs by active penetration of the host cell. J Cell Sc. 1995;108:2457-2464.
13. Tenter A, Heckeroth A, Weiss L. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. Int J Parasitol Parasites. 2000;30:1217-1258.

14. Meireles L. Estudo das fontes de Infecção da Toxoplasmose Humana em diferentes localidades do Estado de São Paulo. [Tesis de maestría]. São Paulo: Universidade de São Paulo, Departamento de parasitología; 2001.
15. Silva J, Ogassawara S, Marvulo MF, Ferreira J, Dubey JP. *Toxoplasma gondii* antibodies in exotic wild felids from Brazilian Zoos. J Zoo Wildl Med. 2001;32(3):349-351.
16. De Camps S, Dubey JP, Saville W. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* in Zoo Animals in selected Zoos in the Midwestern United States. J Parasitol. 2008;94(3):648-653
17. Langoni H, A Silva, K Cabral, E Cunha, A Cutolo. Prevalência de toxoplasmose em gatos dos Estados de São Paulo e Paraná. Braz J vet Res Anim Sci. 2001;38(5):243-244.
18. Vitaliano S, Silva D, Mineo T, Ferreira R, Bevilacqua, Mineo J. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in captive maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) from southeastern and midwestern regions of Brazil. Vet Parasitol. 2004;122:253-260
19. Fuchs L, Baldone V, Rojas M, Fort M, Bedotti, D Venturini, et al. Prevalencia serológica a Toxoplasmosis y Neosporosis en el Zorro Gris Pampeano (*pseudalopex gymnocercus*) en la Provincia de la Pampa (Argentina). INTA-EEA Cuenca del Salado, Facultad de Ciencias Veterinarias, Univ Nac de la Plata.
20. Dubey JP. Toxoplasmosis of animals and humans. 2a ed. Maryland: CRC Press. 2010.
21. Schares G, Vrhovec MG, Pantchev NC, Herrmann DC, Conraths FJ. Occurrence of *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* oocysts in the faeces of cats from Germany and other European countries. Vet. Parasitol. 2008;152:34–45.
22. Caños F, Pacheco A, Gennari S. *Toxoplasma gondii* in small neotropical wild felids. Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci. 2013;50(1):50-67.
23. Chinchilla M, González C, Valerio I, Gutiérrez G, Apéstegui A. Salud de Felinos Silvestres en cautiverio-Estudio integral en el Centro de Rescate para la Vida Silvestre La Marina-Costa Rica. Brenesia. 2009; 71-72:13-20.
24. Dubey J, Frenkel JK. Cyst-induced toxoplasmosis in cats. J Protozool. 1972;19:155–177.

25. Dubey J, Frenkel J. Feline toxoplasmosis from acutely infected mice and the development of *Toxoplasma* cysts. *J Protozool.* 1976;23:537-546.
26. Lindsay D, Dubey J. Long-term survival of *Toxoplasma gondii* sporulated oocysts in seawater. [abstracts]. *J Parasitol.* 2009;95(4):1119-1120.
27. Lindsay D, Phelps K, Smith S, Flick G, Dubey J. Removal of *Toxoplasma gondii* oocysts from seawater by Eastern oysters (*Crassostrea virginica*). *J Eukaryot Microbiol.* 2001;197S-198S.
28. Epiphanio S, Sinhorini I, Catão J. Pathology of Toxoplasmosis in Captive New World Primates. *J. Comp. Path.* 2003;129:196-204.
29. Greene C. Enfermedads infecciosas en perros y gatos. 2a ed. México: McGraw-Hill, Interamericana; 1993.
30. Basso W, Edelhofer R, Zenker W, Mostil K, Kuber-Heiss A, Prosl H. Toxoplasmosis in Pallas's cats (*Otocolobus manul*) raised in captivity. *Parasitol.* 2005;130(3):293-299.
31. Mehlhorn H, Piekarski G. Fundamentos de parasitología, parásitos del hombre y de los animales domésticos. 3a ed. Zaragoza: Acribia; 1993.
32. Afonso E, Thulliez P, Gilot-Fromont E. Transmission of *Toxoplasma gondii* in an urban population of domestic cats (*Felis catus*). *Int J Parasitol.* 2006;36:1373-1382.
33. Oishi L. Caracterização biológica e genotípica de isolados de *Toxoplasma gondii* de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) do Estado de São Paulo. [Tesis doctoral]. Brasil: Universidade de São Paulo, facultad de Medicina Veterinária; 2007.
34. Soulsby E. Parasitología y enfermedades Parasitarias en los animales domésticos. 7a ed. México: McGraw-Hill, Interamericana; 1987.
35. Smith D, Frenkel J. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in wild mammals of Missouri and east central Kansas: biologic and ecologic considerations of transmission. *Journal of Wildlife Diseases.* 1995;31(1):15-21.
36. Dabritz H, Miller M, Gardner I, Packham A, Atwill E, Conrad P. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in wild rodents from central coastal California and a review of *T. gondii* prevalence in rodents. *J parasitol.* 2008;94:675–683.
37. Dubey J, Speer C, Shen S, Kwok OCH, Blixt J. Oocyst-induced murine toxoplasmosis: life cycle, pathogenecityt, and stage conversion in mice fed *Toxoplasma gondii* oocysts. *J Parasitol.* 1997;83:870-882.



38. Martín-Hernández I, García-Izquierdo M. Toxoplasmosis en el hombre. *Bioquímica*. 2003;28(3):19-27.
39. Afonso E, Thulliez P, Gilot-Fromont E. Local meteorological conditions, dynamics of seroconversion to *Toxoplasma gondii* in cats (*Felis catus*) and oocyst burden in a rural environment. *Epidemiol Infect*. 2010;138:1105-1113.
40. Frenkel JK, Ruiz A, Chinchilla M. Soil survival of *Toxoplasma* oocysts in Kansas and Costa Rica. [abstracts]. *Am. J. Trop. Med. Hyg*. 1975;24(3):439-43.
41. Webster JP. Prevalence and transmission of *Toxoplasma gondii* in wild brown rats, *Rattus norvegicus*. *J Parasitology*. 1994;108:407-11.
42. Lappin M, Jacobson E, Kollias G, Powell C, Stover J. Comparison of serologic assays for the diagnosis of toxoplasmosis in nondomestic felids. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. 1991;22:169–174.
43. Shu-Yi Zhang, Mei-Xiong Wei, Zhong-Yong Zhou, Jian-Yi Yu, Xin-Quan Shi. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in the sera of rare wildlife in the Shanghai Zoological Garden, People's Republic's of China. *Parasit Inter*. 2000;(49):171-174.
44. De Thoisy B, Demar M, Aznar Ch, Carme B. Ecologic Correlates of *Toxoplasma gondii* Exposure in Free-ranging Neotropical Mammals. *J Wild Dis*. 2003;39(2):456-459.
45. Garcia JL, Kühn WS, Lazaros Ch, Souza ML, Massaaki Sh, Moraes A, et al. Sero-epidemiological survey for toxoplasmosis in wild New World monkeys (*Cebus spp.*; *Alouatta caraya*) at the Paraná river basin, Paraná State, Brazil., *Vet Parasit*. 2005;(133):307–311.
46. Ramos J, Ogassawara S, Harumi C, Ferreira F, Gennari S, Dubey J, Soares J. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. *Vet Parasitol*. 2001;(102):217-224.
47. Ramos J, Vianna MF, Dias A, Ferreira F, Amaku M, Harumi A, et al. Risk factors associated with sero-positivity to *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. *Prev Vet Med*. 2007;(78):286-295.
48. Ullmann L, Da Silva R, Moraes W, Cubas Z, Dos Santos L, Hoffmann J, et al. Serological survey of *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Southern Brazil. *Vet Parasit*. 2010;172:144-146.

49. Niehaus C. Exposición a *Toxoplasma gondii* en Primates Neotropicales de Costa Rica y su relación con factores ambientales. [Tesis doctoral]. Costa Rica: Univ. Nacional, Posgrado Regional en Ciencias Veterinarias Tropicales; 2016.
50. Cosme E, Gayoso EA, Villena I. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in captive mammals in three zoos in México city, México. J Zoo Wildl Med. 2013;44(3):803–806.
51. Muñoz DE, Chávez VA, Casas AE, Suárez AF, Gavidia ChC, Muñoz DK, et al. Frecuencia de Anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en Monos *Cebus apella* Criados en Cautiverio. Rev Inv Vet Peru. 2005; 16(2): 163-168.
52. Kottwitz J, Preziosi D, Miller M, Vara J, Maggs D, Bonagura J. Heart Failure Caused by Toxoplasmosis in a Fennec Fox (*Fennecus zerda*). J Am Anim Hosp Assoc. 2004;40:501-507.
53. Cunningham A, Buxton D, Thomson K. An Epidemic of Toxoplasmosis in a Captive Colony of Squirrel Monkeys (*Saimiri sciureus*). J. Comp. Path. 1992;107:207-219.
54. Ian R. Tizard. Introducción a la Inmunología Veterinaria. 8a ed. Barcelona: Elsevier; 2009.
55. Cerro L. Frecuencia de *Toxoplasma gondii* en gatos en Lima Metropolitana y concordancia entre las técnicas de inmunofluorescencia indirecta y hemaglutinación indirecta. [Tesis]. Lima: Universidad Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2007.
56. Jacobs L, Lunde M. A hemagglutination test for toxoplasmosis. J Parasitol. 1957; 43: 308-314.
57. Toxotest – Wiener Lab. [base de datos en internet] Rosario Argentina: Wiener Lab 2000- [Acceso 14 de noviembre del 2016]. Disponible en [www.wienerlab.com.ar/VademecumDocumentos/Vademecum%20espanol/toxotest\\_hai\\_sp.pdf](http://www.wienerlab.com.ar/VademecumDocumentos/Vademecum%20espanol/toxotest_hai_sp.pdf).
58. Louise H. Emmons. Neotropical Rainforest Mammals. 2ª ed. London: University of Chicago 1997.
59. Arkive - Discover the world's most endangered species [base de datos en internet]. USA: Wildscreen – [Acceso 26 de marzo del 2017]. Disponible en [www.arkive.org/](http://www.arkive.org/)
60. The IUCN Red List of Threatened Species [base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016 – *Cebus albifrons*

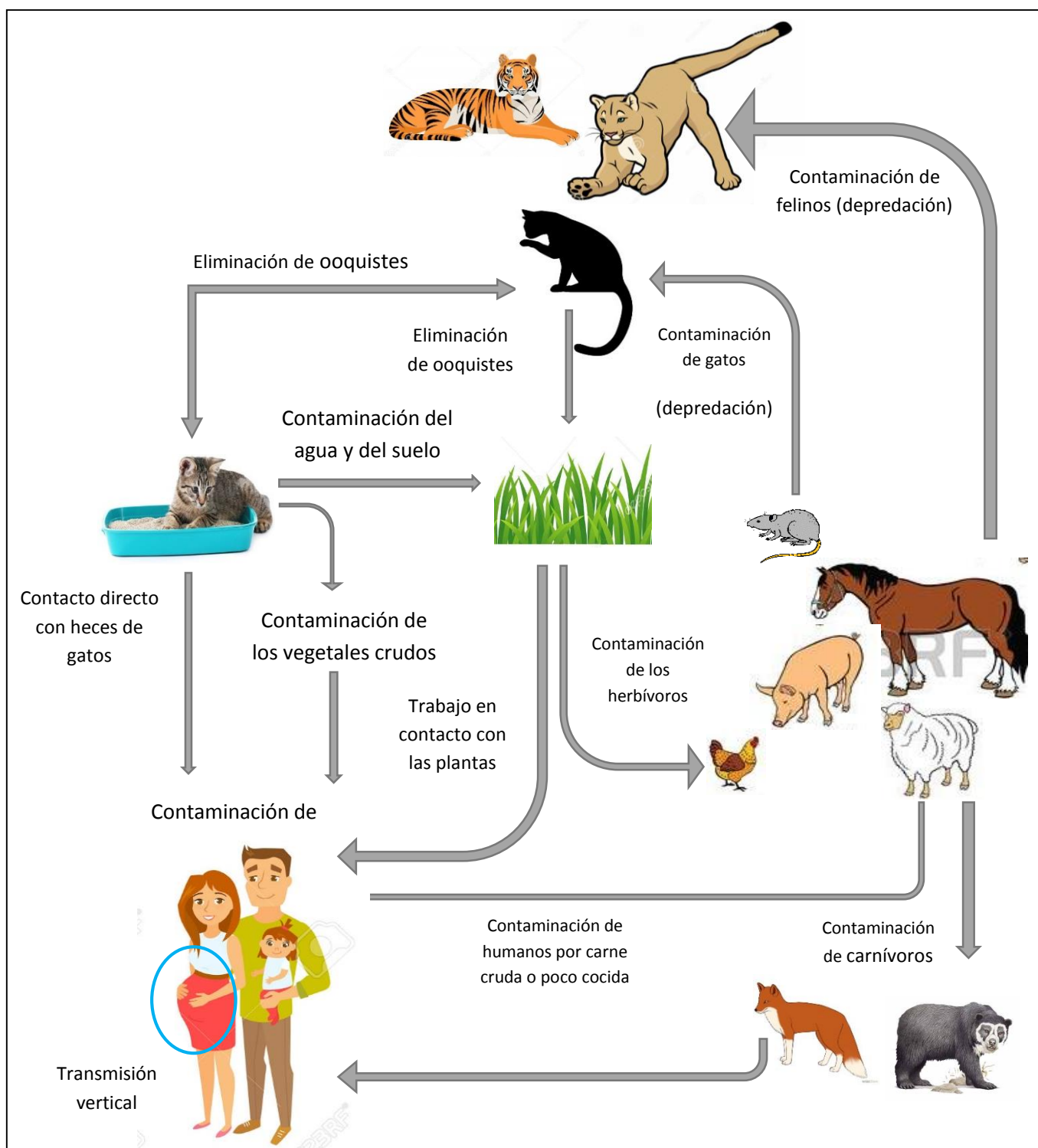
- [Acceso 27 de junio del 2017]. Disponible en <http://www.iucnredlist.org/details/39951/0>
61. The IUCN Red List of Threatened Species [base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016 – *Sapajus apella* - [Acceso 27 de junio del 2017]. Disponible en <http://www.iucnredlist.org/details/39949/0>
62. Quevedo M. Descripción anatómica de los músculos del miembro posterior y cola del mono machín blanco (*Cebus albifrons*). [Tesis]. Lima: Universidad Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2007.
63. Rodríguez K. Valores hematológicos y de bioquímica sérica del mono choro común (*Lagothrix lagotricha*) criado en semicautiverio en lagunas, Loreto. [Tesis]. Lima: Universidad Mayor de San Marcos. Facultad de Medicina Veterinaria; 2012.
64. Convención sobre el comercio internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestres [base de datos en internet]. Perú: Apéndices I, II, III; 2016 – [Acceso 14 de noviembre del 2016]. Disponible en [www.cites.org/sites/default/files/eng/app/2016/S-Appendices-2016-03-10.pdf](http://www.cites.org/sites/default/files/eng/app/2016/S-Appendices-2016-03-10.pdf)
65. The IUCN Red List of Threatened Species [base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016 – *Ateles Chamek* - [Acceso 21 de mayo del 2017]. Disponible en [www.iucnredlist.org/details/41547/0](http://www.iucnredlist.org/details/41547/0)
66. The IUCN Red List of Threatened Species [base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016 – *Lagothrix lagotricha* - [Acceso 21 de mayo del 2017]. Disponible en <http://www.iucnredlist.org/details/11175/0>
67. The IUCN Red List of Threatened Species [base de datos en internet]. France: Unión internacional para la Conservación de la Naturaleza 2016 – *Tremarctos ornatus* - [Acceso 21 de mayo del 2017]. Disponible en <http://www.iucnredlist.org/details/22066/0>
68. Agricultura y Riego. Decreto supremo que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas, N° 004-2014 – MINAGRI. Diario El Peruano, (08-04-2014).
69. Bello R, Timson S, Rosemberg F, Escate W. Establecimiento de un grupo de monos araña reintroducidos, como parte del programa de rehabilitación y reintroducción

de monos arañas, *Ateles chamek* (Humboldt, 1812), en el Sureste de la Amazonia Peruana. Puerto Maldonado-Perú. 2013.

70. Jones T, Bienz K, Peter E. In Vitro Cultivation of *Toxoplasma gondii* Cysts in Astrocytes in the Presence of Gamma Interferon. *Infect Immun.* 1986;51(1):147-156.
71. Miller M, Gardner I, Kreuder C, Paradies D, Worcester K, Jessup D, et al. Coastal freshwater runoff is a risk factor for *Toxoplasma gondii* infection of southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*). *Int J Parasitol Parasites.* 2002;32:997-1006.
72. Bouer A, Werther K, Catão J, Nunes A. Outbreak of Toxoplasmosis in *Lagothrix lagotricha*. *Folia Primatol.* 1999;70:282–285.
73. Heugten K, Timmer S, Jansen L, Verstegen M. Nutritional and Health Status of Woolly Monkeys. *Int J Primatol.* 2008;29:183-194.
74. Catão J, Epiphanyo S, Martins M. Neotropical Primates and Their Susceptibility to *Toxoplasma gondii*: New Insights for an Old Problem. In: Brinkworth J, Pechenkina K editors. *Primates, Pathogens, and Evolution. Developments in Primatology: Progress and Prospects.* New York. Springer; 2013. p. 253-289.
75. Fowler M, Miller E. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine.* 1a ed. Philadelphia: Elsevier; 2012. p. 669.
76. Payment P, Plante R, Cejka P. Removal of indicator bacteria, human enteric viruses, *Giardia* cysts, and *Cryptosporidium* oocysts at a large wastewater primary treatment facility. *Can. J. Microbiol.* 2001;47:188-193.
77. Dubey J, Humphreys J, Thulliez P. Prevalence of Viable *Toxoplasma gondii* Tissue Cysts and Antibodies to *T. gondii* by Various Serologic Tests in Black Bears (*Ursus americanus*) from Pennsylvania. *J. Parasitol.* 1995;81(1):109-112.
78. Aramini J, Stephen C, Dubey J. *Toxoplasma gondii* in Vancouver Island Cougars (*Felis concolor vancouverensis*): Serology and Oocyst Shedding. *J. Parasitol.* 1998;84(2):438-440.

## **ANEXOS**

## ANEXO 1

Figura 1: Ciclo de Vida *T. gondii*

Fuente: Elaboración propia, 2017-Adaptado de JP Dubey, 2010 (20).

## ANEXO 2

Cuadro 1: Seroprevalencia de *T. gondii* en primates.

Familia /Especie	Nombre común	Lugar	Método	N°	Prevalen global	Ref.
<i>Cebus sp</i>	Mono machín	Brasil - Paraná	MAT	43	30,2 %	45
<i>Alouatta caraya</i>	Mono aullador dorado			17	17,6 %	
<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador rojo	Guayana Francesa	Aglutinación directa	50	2%	44
<i>Saguinus midas</i>	Mono titi dorado			50		
<i>Saimiri sp</i>	Mono ardilla	Brasil - Manaus	HAI	49	63,27%	4
<i>Lemur catta</i>	Lemur			2		
<i>Erythrocebus patas</i>	Lono rojo	China - Shangai	MAT	2	25,0%	43
<i>Hylobates hoolock</i>	Gibones hoolock			2		
<i>Saguinus mystax</i>	Titi de mustacho			62		
<i>Saguinus fuscicollis</i>	Mono bebeleche	Perú - Iquitos (IVITA)	HAI	12		3
<i>Saimiri sciureus</i>	Mono ardilla			128		
<i>Aotus sp</i>	Micos nocturnos			55	5,83%	
<i>S. macrocephalus</i>	Machín negro	Perú – Lima	HAI	62	90,3%	51
Cebidae						
<i>S. macrocephalus</i>	Machín negro			22		
<i>C. cuscinus</i>	Capuchino frente blanca			5		
Atelidae						
<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro			3		
<i>Ateles belzebuth</i>	Mono araña amarillo	Perú -Lima	HAI	2	80,8%	2
Pitheciidae						
<i>Pithecia monachus</i>	Huapo negro			8		
Aotidae						
<i>Aotus nancymae</i>	Mono lechuza			6		
<i>Ateles geoffroyi</i>	Mono geoffroy			2		
<i>Cebus capucinus</i>	Capuchino cabeza blanco	México	MAT	1	66,6%	50

HAI: Hemaglutinación Indirecta, MAT: Técnica de Aglutinación Modificada

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 3

Cuadro 2: Seroprevalencia de *T. gondii* en carnívoros.

Nombre científico	Nombre común	Lugar	Método	N°	Prevalencia	Ref.
<i>Canis lupus</i>	Lobo			10		
<i>Caracal caracal</i>	Lince del desierto	China – Shangai	MAT	1	69,4%	9
<i>Puma concolor</i>	Puma			1		
<i>Panthera tigris</i>	Tigre de bengala			2		
<i>Ursus arctos</i>	Oso pardo			1		
<i>Felis sp</i>	Gato silvestre			4		
<i>Canis familiaris</i>	Perro doméstico	Brasil – Manaus	HAI	19	68,43%	4
<i>Felis catus</i>	Gato doméstico			32	90,63%	
<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	Perú – Lima	HAI	3	87,8%	2
<i>Ursus arctos</i>	Oso pardo			3		
<i>Ursus americanus</i>	Oso negro			2		
<i>Puma concolor</i>	Puma			1		
<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote			1		
<i>H. yagouaroundi</i>	Yaguarundi			Sao Paulo		
<i>L. pardalis</i>	Ocelote	168	57,7%			
<i>L. wiedii</i>	Margay	63	55,5%			
<i>P. concolor</i>	Puma andino	172	48,3%			
<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	México	MAT	1	81,39%	50
<i>Lynx rufus</i>	Lince			2		
<i>Panthera onca</i>	Jaguar			13		
<i>Panthera tigris</i>	Tigre			3		
<i>L. pardalis</i>	Ocelote	Centro Binacional del Fauna Silvestre	MAT	14	71,43%	48
<i>H. yagouaroundi</i>	Yaguarundi			3	66,67%	
<i>L. wiedii</i>	Margay			17	58,82%	

HAI: Hemaglutinación Indirecta. MAT: Técnica de Aglutinación Modificada.

Fuente : Elaboración propia, 2017.



## ANEXO 4

Cuadro 3. Estado de conservación de algunos mamíferos neotropicales, según la Lista Roja, CITES y el DS 004-2014.

<b>Nombre científico</b>	<b>Lista roja IUCN</b>	<b>CITES</b>	<b>DS 004-2014</b>
<i>Ateles chamek</i>	En peligro	Apendice II	En peligro (En)
<i>Sapajus macrocephalus</i>	Preocupación menor	Apendice II	-
<i>Cebus cuscinus</i>	Preocupación menor	Apendice II	-
<i>Cebus sp.</i>	-	Apendice II	-
<i>Alouatta seniculus</i>	-	Apendice II	Vulnerable (Vu)
<i>Lagothrix lagothricha</i>	Vulnerable	Apendice II	En peligro (En)
<i>Leopardus wiedii</i>	Casi amenazado	Apendice I	Datos Insuficientes (DI)
<i>Puma Concolor</i>	Preocupación menor	Apendice II	Casi Amenazado (NT)
<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Preocupación menor	Apendice I	-
<i>Leopardus pardalis</i>	Preocupación menor	Apendice I	-
<i>Tremarctos ornatus</i>	Vulnerable	Apendice I	Vulnerable (Vu)
<i>Atelocynus microtis</i>	Casi amenazado	-	Vulnerable (Vu)

Fuente : Elaboración propia, 2016.

## ANEXO 5

Cuadro 4. Población de mamíferos silvestres en el Centro de Conservación.

<b>Nombre científico</b>	<b>Nombre común</b>	<b>Total de individuos</b>
<b>Orden Carnivora</b>		
<i>Puma concolor</i>	Puma andino	1
<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Puma yaguarundi	2
<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote	2
<i>Atelocynus microtis</i>	Perro de orejas cortas	1
<i>Tremactos ornatus</i>	Oso andino	2
<i>Leopardus wiedii</i>	Margay	2
<b>Sub total Carnivora</b>		10
<b>Orden Primate</b>		
<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	18
<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machín negro	2
<i>Cebus cuscinus</i>	Mono machín blanco	1
<i>Alouatta seniculus</i>	Mono aullador rojo	7
<i>Cebus sp.</i>	Mono machín	2
<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	4
<b>Sub total Primates</b>		34

Fuente : Elaboración propia, 2016.

## ANEXO 6



Figura 2: Jaulas del orden Primate. **(a1)** *A. Seniculus*; **(a2)** *L. lagotricha*; **(a3)** *A. chamek*; **(a4)** *S. macrocephalus*, *C. cuscinus* y *Cebus sp.*

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 7



Figura 3: Jaulas del Orden Carnívora **(b1)** *H. yagouaroundi*, *L. wiedii* y *A. microtis*; **(b2)** *P. concolor*; **(b3)** *L. pardalis*; **(b4)** *T. ornatus*.

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 8

Cuadro 5. Medidas de jaulas de primates y carnívoros.

<b>Ambiente</b>	<b>Ambientes Medidas (m)</b>	<b>Observaciones</b>
<b>Machines</b>	5 x 9.7 x 2.5	Ambiente divisible (5 monos)
<b>Choros Grupo de monos</b>	4.8 x 6.2 x 2.3 40x4x3	4 monos 4 ambientes divisibles (18 monos arañas separados en 2 jaulas y 7 aulladores separados en 2 jaulas )
<b>Ambiente Perro</b>	6x 10 x 2.5	Jaula de contención + ambiente de enriquecimiento (1 perro)
<b>Grupo de Felinos</b>	15x6x3.5	Ambientes divisibles + jaulas de contención (2 felinos en cada ambiente)
<b>Ambiente Ocelotes</b>	3.5 x 6 x 2.8	Ambientes divisibles (2 felinos)
<b>Ambiente Puma</b>	12x8x6	Jaula de contención + ambiente de enriquecimiento (1 puma)
<b>Ambiente de Osos</b>	15 x 20 x 4.2	Techo abierto (1 oso)
<b>Ambiente de Osos</b>	15 x 20.5 x 4.2	Techo abierto (1 oso)

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 9

SPIDER MONKEYS AND WOOLLY MONKEYS			CAPUCCIN MONKEYS			HOWLER MONKEYS		
AM: En base a una dieta para individuo adulto			AM: En base a una dieta para indiv adulto			AM: En base a una dieta para individuo adulto		
Item	Presentation	1 ind	Item	Presentation	1 ind	Item	Presentation	1 ind
Apple	pieces/slices	120	Apple	pieces/slices	80	Sweet banana	slices with skin	150
Cucumber	slices	50	Cucumber	slices	50	Papaya	pieces	100
Carrot	slices	50	Carrot	slices	50	Cucumber	slices	50
Beetroot	slices	50	Beetroot	slices	50	Carrot	slices	60
Papaya	pieces	200	Papaya	pieces	140	Beetroot	slices	60
Banana	whole with skin	300	Banana	whole with skin	150	Green beans	whole	50
Egg	cook with shell	2 U	Egg	cook with shell	1 U	Eggs	cook without shell	1 U
PM: En base a una dieta para individuo adulto			PM: En base a una dieta para individuo adulto			PM: En base a una dieta para individuo adulto		
Orange	half slices with skin	100	Orange	half slices with skin	100	Banana	slices with skin	100
Cucumber	slices	50	Cucumber	slices	30	Cucumber	slices	100
Cabbage	pieces	50	Cabbage	pieces	10	Carrot	slices	60
Banana	whole with skin	300	Banana	whole with skin	80	Beetroot	slices	60
Dog Chow		50	Dog Chow		20	Apple	pieces/slices	80
OFRECER SIEMPRE HOJAS DE PLATANO FRESCO, PACHACO, MACISA, SHIMBILLO, KUDZU ACELGA, ESPINACA Y/O ALFAFA EN CADA RACION OFRECIDA								

Figura 4. Dieta del Orden Primate

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 10

Osos	Macho		Hembra	
	AM	PM	AM	PM
Manzana	600qr	300qr	150qr	300qr
Granadilla/ Maracuyá	100qr	100qr	100qr	
Pera	130qr	130qr	130qr	130qr
Uvas		200 qr	70qr	
Sandia	600qr	1000 qr	700qr	300qr
Melón/Pepino dulce	400qr		400qr	
banana	200qr	200 gr	100qr	100qr
Mandarina /Orange	200qr	200qr	300qr	200qr
Mango		200qr	150qr	
Piña		500 qr	150qr	150qr
Cholo		1/2 U	1/2U	1/2U
Camote	400qr		250qr	100qr
Pollo/ Carne		350qr		300qr
Dog chow	2 tazas	50qr	1 taza	
Huevo cocido	200qr		200qr	
Hojas verdes/Vainitas	100 qr		100 qr	
Yuca	300qr		300qr	
Papaya	400qr	250qr	250qr	200qr
zanahoria	300qr		300qr	
Pepino	200qr		200qr	

Item	Presentation	Yaguarondi			Margay		
		Base (gr)	Ginger	Ronnie	base (gr)	Sandy (gr)	Lucky
Meat	Pieces	35	35	40	30	30	40
Heart	Pieces	48	50	55	70	70	90
Chicken	Pieces with bones	280	280	310	200	200	240
Organs	Only Mondays	30	30	33	30	30	40

Ocelote				Puma		
Item	Presentation	Base (gr)	Cristal	Item	Presentation L-M-V	Simba (kg)
Meat	Pieces	50	55	Meat	With bones	2
Heart	Pieces	68	80	Chicken	With bones	1
Chicken	Pieces with bones	400	450	Organs	Only Mondays	300 qr
Organs	Only Mondays	50	50			

Perro de orejas cortas					
AM	Presentation	Base gr	PM	Presentation	gr
Banana	Without skin	100	Chicken	Half cooked	200
Grape	unidades	5 U	Heart	Half cooked	100
Papaya	Without skin	50	Meat	Half cooked	50
Cat chow		15			

Figura 5. Dieta del Orden Carnivora

Fuente : Elaboración propia, 2017.


**ANEXO 11**

Figura 6: Autorización para el estudio por parte del Centro de Conservación.

Fuente: Centro de Conservación Taricaya, 2017.



## ANEXO 12



**REPÚBLICA DEL PERÚ**

**RESOLUCIÓN DE DIRECCIÓN GENERAL**  
**N° 338 -2016-SERFOR/DGGSPFFS**

Lima, **21 OCT. 2016**

**VISTO:**

La solicitud presentada el 27 de septiembre del 2016 por la señora Nancy Victoria Carlos Erazo, y el Informe Técnico N° 0885-2016-SERFOR/DGGSPFFS-DGSPFFS de fecha 18 de octubre de 2016;

**CONSIDERANDO:**

Que, el artículo 66° de la Constitución Política del Perú, establece que los recursos naturales, renovables y no renovables, son patrimonio de la Nación. El Estado es soberano en su aprovechamiento; asimismo, en su artículo 68° establece que es obligación del Estado promover la conservación de la diversidad biológica;

Que, la Ley N° 26821, Ley Orgánica para el Aprovechamiento Sostenible de los Recursos Naturales, establece en su artículo 9°, referido a la investigación científica, que el Estado promueve la investigación científica y tecnológica sobre la diversidad, calidad, composición, potencialidad y gestión de los recursos naturales. Asimismo, promueve la información y el conocimiento sobre los recursos naturales. Para estos efectos, podrán otorgarse permisos para investigación en materia de recursos naturales;

Nombres y Apellidos	Nacionalidad	Documento	Cargo	Número
Claudia del Pilar Villalva Saldarriaga	Peruana	DNI	Colaboradora	45169703
Linda Coraly Gómez Quiñones	Peruana	DNI	Colaboradora	71337815
Ingrid Pamela Dávila Ludeña	Peruana	DNI	Colaboradora	46868605

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

Figura 7: Resolución N°338-2016-SERFOR/GGSPFFS

Fuente: SERFOR, 2016

## ANEXO 13



Figura 8: Toma de las constantes fisiológicas. Temperatura rectal de (a) mono maquisapa y (b) ocelote. Frecuencia cardiaca en (c) mono aullador (d) puma andino y (e) oso andino. Llenado capilar en (f) perro de orejas cortas.

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 14

Cuadro 6. Principales observaciones clínicas en el orden Primate.

N°	Cód	Nombre	Nombre científico	Nombre común	Edad		Sexo	Peso	Biometría (cm)				LLCC	CC. 1-5	Observaciones
					Estado de desarrollo				Lc	Ac	C	Lp			
1	M-1	Charlie	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto		M	8,1 kg	61	10,5	69,5	15,6	2 seg	2,5	Ninguno
2	M-2	Django	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto		M	5,7 kg	58,6	10	67,1	15	2 seg	2,5	Ninguno
3	M-3	Saru	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Juvenil		H	3,2 kg	49	9	64	24	2 seg	1,5	Lesiones en la piel
4	M-4	Moka	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Juvenil		M	2,3 kg	47	8	62	12	3 seg	2	Diarreas
5	M-5	Salsa	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto		H	4,2 kg	51	8	60	12	2 seg	2,5	Sututo
6	M-6	Gary	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto		M	5,7 kg	63,2	9,7	64,3	14,4	2 seg	2,5	Ninguno
7	M-7	Muñeca	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto		H	4,7 kg	56,3	10	52,2	13,8	2 seg	2,5	Ninguno
8	M-8	Maruja	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto		H	6,6 kg	48,6	12	76,5	17,6	2 seg	2,5	Ninguno
9	M-9	Pacha	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto		H	7,3 kg	49	14	60,5	20,5	2 seg	2,5	Ninguno
10	M-10	Peque	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	3,4 kg	47	8	62	12	2 seg	2,5	Ninguno
11	M-11	Lluvia	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	4,6 kg	43,5	12,5	66,5	17,4	2 seg	2,5	Ninguno
12	M-12	Rayo	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto		M	7,7 kg	55	14	93	20	2 seg	2,5	Ninguno
13	M-13	Karla	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	5,3 kg	12	13	70	18	2 seg	2,5	Ninguno
14	M-14	Choche	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		M	5,9 kg	50	13	75,5	19	2 seg	2,5	Ninguno
15	M-15	Juana	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	3,5 kg	43	12,6	64	16	2 seg	2,5	Ninguno
16	M-16	Lupuna	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	4,5 kg	46,5	13	69,4	18	2 seg	2,5	Ninguno
17	M-17	Sofi	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	4 kg	42,5	12	71,1	15,2	2 seg	2,5	Ninguno
18	M-18	Sharmin	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	3,4 kg	44,5	11,5	57,5	14	2 seg	2,5	Ninguno
19	M-19	Mora	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	2,5 kg	38	11	52	13	2 seg	2,5	Ninguno
20	M-20	Shaki	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		H	3,2 kg	41,5	12	62,8	15,5	2 seg	2,5	Ninguno
21	M-21	Nena	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto		H	6,2 kg	53	11,5	84,5	18	2 seg	2,5	Ninguno
22	M-22	Maki	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto		H	7,1 kg	57,5	13,5	77	19,8	2 seg	2,5	Ninguno
23	M-23	Luciano	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto		M	10 kg	47	8	62	12	2 seg	2,5	Ninguno
24	M-24	Lili	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto		H	7,4 kg	58,3	13,5	77	19,9	2 seg	2,5	Ninguno
25	M-25	Wallie	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto		M	9,1 kg	54	13,5	73	18,5	2 seg	2,5	Ninguno
26	M-26	Yaku	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil		H	3,3 kg	46,5	12,5	56	13	2 seg	2,5	Ninguno
27	M-27	Diego	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil		M	5 kg	47,5	12,7	68,5	16,5	2 seg	2,5	Ninguno
28	M-28	Morocha	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil		H	4,3 kg	50,5	11,5	62,4	14,3	2 seg	2,5	Ninguno
29	M-29	Yohan	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Adulto		H	5,4 kg	44,6	12	50,6	13	2 seg	2,5	Ninguno
30	M-30	Marly	<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machín negro	Adulto		H	2,6 kg	42,5	9,8	42,4	12,7	2 seg	2,5	Ninguno
31	M-31	Toffe	<i>Cebus sp.</i>	Mono machín	Juvenil		M	2,2 kg	44	8	45	12,8	2 seg	2,5	Ninguno
32	M-32	Coffe	<i>Cebus sp.</i>	Mono machín	Juvenil		H	1,7 kg	38	7,5	46,6	12,4	2 seg	2,5	Ninguno
33	M-33	Tabata	<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machín negro	Adulto		H	2,5 kg	42,5	9,1	42,7	11,7	2 seg	2,5	Ninguno
34	M-34	Gringo	<i>Cebus cuscinus</i>	Mono machín blanco	Adulto		M	3,6 kg	50	11	49	14	2 seg	2,5	Ninguno

\*Lc= Longitud cabeza cuerpo; Ac=Ancho de cabeza; C= Largo de cola; Lp= Largo de la pata; \*LLcc= Llenado capilar; CC= Condición corporal.

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 15

Cuadro 7. Principales observaciones clínicas en el orden Carnívora.

N°	Código	Nombre	Nombre científico	Nombre común	Edad	Sexo	Peso	Biometría (cm)				LLCC	CC. 1-5	Observaciones
								Lc	Ac	C	Lp			
1	C-1	Ronie	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Puma yaguarundí	3 años	M	10,2 kg	84	8	56	15,8	2 seg	2,5	Ninguno
2	C-2	Ginger	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Puma yaguarundí	8 años	H	9 kg	74	8	46	15	2 seg	2,5	Ninguno
3	C-3	Sandy	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay	9 años	H	4,5 kg	63	9	41,3	13	2 seg	2,5	Ninguno
4	C-4	Lucky	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay	6 años	H	6,9 kg	64	8	46,5	14	2 seg	2,5	Ninguno
5	C-5	Simba	<i>Puma concolor</i>	Puma	4 años	M	54 kg	132	14	80	24	2 seg	2,5	Ninguno
6	C-6	Kira	<i>Atelocynus microtis</i>	Perro de monte	8 años	H	12,7 kg	48,6	6	24	11,4	2 seg	2,5	Antecedentes de <i>Leptospira canicola</i>
7	C-7	Cristal	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote	3 años	M	13,3 kg	88	10,5	39	16	2 seg	2,5	Ninguno
8	C-8	Chitaro	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote	1 año	M	8,3 kg	37	9,5	80	15	2 seg	2,5	Ninguno
9	C-9	Lucho	<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	10 años	M	105,51kg	-	-	-	-	2 seg	2,5	Ninguno
10	C-10	Sabina	<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	10 años	H	61 kg	-	-	-	-	2 seg	2,5	Ninguno

\*Lc= Longitud cabeza cuerpo; Ac=Ancho de cabeza; C= Largo de cola; Lp= Largo de la pata; \*LLcc= Llenado capilar; CC= Condición corporal.

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 16

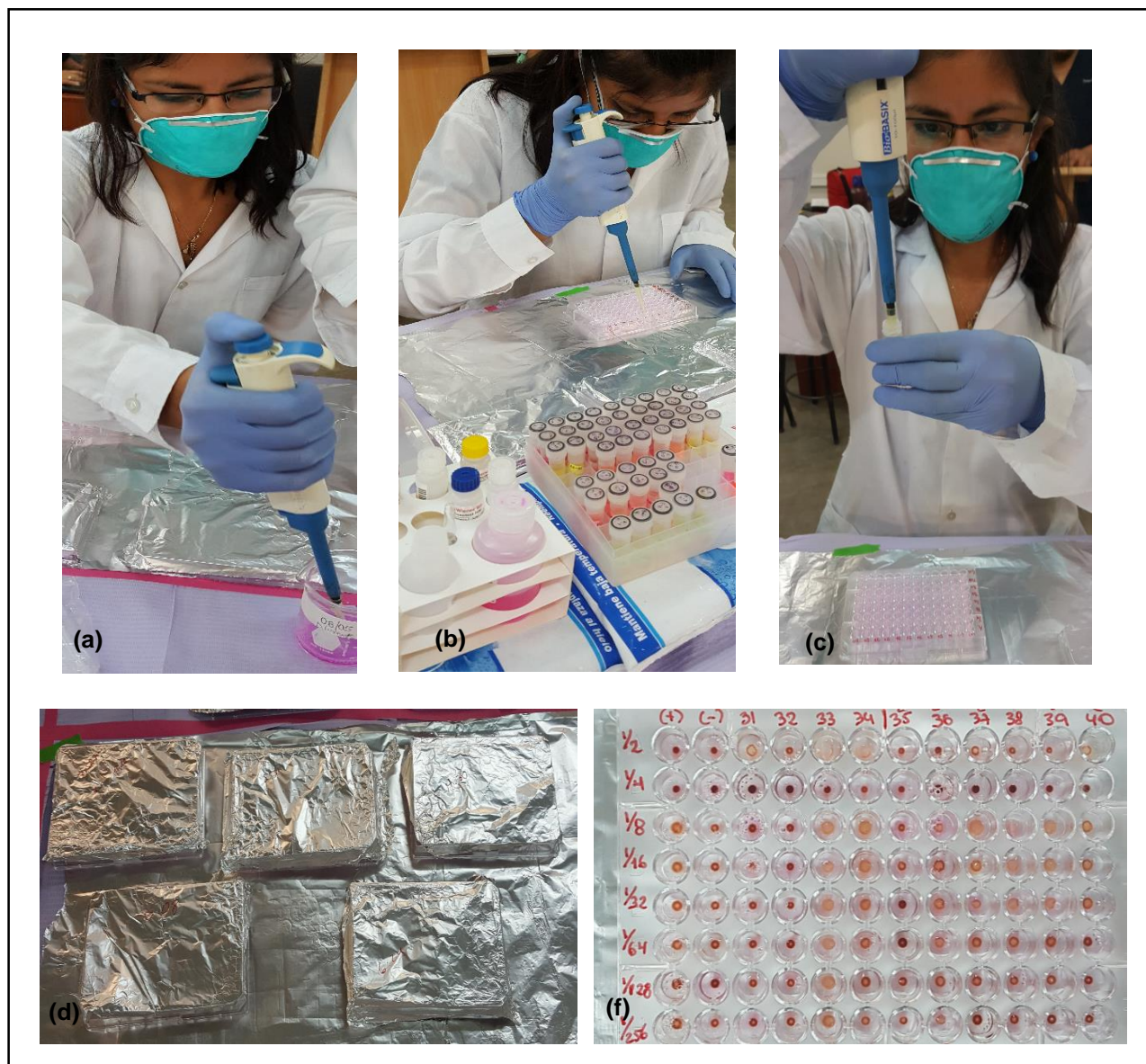


Figura 9: Procedimiento de la Prueba de Hemaglutinación Indirecta para la detección de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*: **(a)** Recogiendo 25 µl de diluyente de suero HAI. **(b)** Colocando 25 µl de suero HAI en todos los pocillos de la policubeta. **(c)** Recogiendo 25 µl de muestra de suero para colocarlo en el pocillo correspondiente. **(d)** Policubetas en reposo durante 90 minutos sobre una superficie plana y sin vibraciones. **(f)** Lectura de los resultados.

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 17

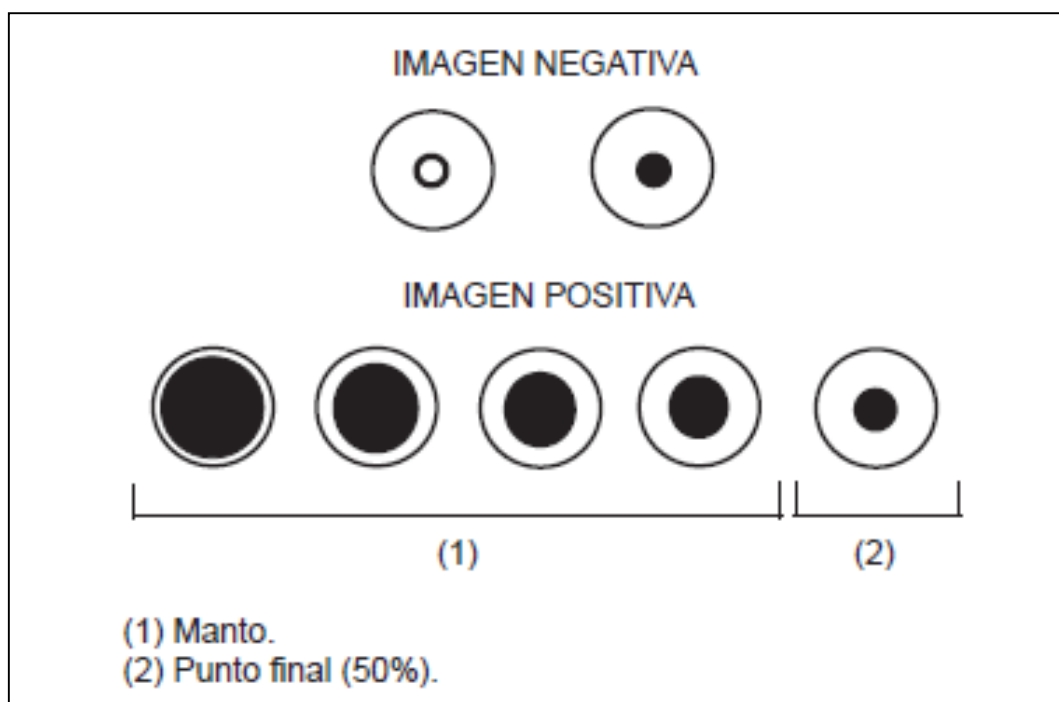


Figura 10: Se observan los resultados de la Prueba de Hemaglutinación Indirecta para la detección de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*. Kit de Toxotest HAI.

Fuente : Wiener Lab. Toxotest HAI, 2000.

## ANEXO 18

Cuadro 8. Resultados de análisis Toxotext HAI del orden Primate.

N°	Cód	Nombre	Nombre científico	Nombre común	Edad	Sexo	Resultado	Titulaciones			
					Estado de desarrollo			1:32	1:64	1:128	1:256
1	M-1	Charlie	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto	M	Positivo	+	+	+	+
2	M-2	Django	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto	M	Negativo	-	-	-	-
3	M-3	Saru	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
4	M-4	Moka	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Juvenil	M	Negativo	-	-	-	-
5	M-5	Salsa	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto	H	Positivo	+	-	-	-
6	M-6	Gary	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto	M	Positivo	+	+	+	+
7	M-7	Muñeca	<i>Alouatta Seniculus</i>	Mono aullador	Adulto	H	Positivo	+	-	-	-
8	M-8	Maruja	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto	H	Negativo	-	-	-	-
9	M-9	Pacha	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto	H	Positivo	+	+	+	+
10	M-10	Peque	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
11	M-11	Lluvia	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Positivo	+	+	+	+
12	M-12	Rayo	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto	M	Positivo	+	+	+	+
13	M-13	Karla	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Positivo	+	-	-	-
14	M-14	Choche	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	M	Positivo	+	+	+	+
15	M-15	Juana	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
16	M-16	Lupuna	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Positivo	+	+	+	+
17	M-17	Sofi	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
18	M-18	Sharmin	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
19	M-19	Mora	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
20	M-20	Shaki	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Juvenil		Negativo	-	-	-	-
21	M-21	Nena	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Subadulto	H	Positivo	+	+	+	+
22	M-22	Maki	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto	H	Positivo	+	+	+	+
23	M-23	Luciano	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto	M	Positivo	+	+	+	+
24	M-24	Lili	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto	H	Negativo	-	-	-	-
25	M-25	Wallie	<i>Ateles chamek</i>	Mono araña	Adulto	M	Positivo	+	+	+	-
26	M-26	Yaku	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
27	M-27	Diego	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil	M	Negativo	-	-	-	-
28	M-28	Morocho	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
29	M-29	Yohan	<i>Lagothrix lagotricha</i>	Mono choro	Adulto	H	Negativo	-	-	-	-
30	M-30	Marly	<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machin negro	Adulto	H	Positivo	+	+	+	+
31	M-31	Toffe	<i>Cebus sp.</i>	Mono machin	Juvenil	M	Negativo	-	-	-	-
32	M-32	Coffe	<i>Cebus sp.</i>	Mono machin	Juvenil	H	Negativo	-	-	-	-
33	M-33	Tabata	<i>Sapajus macrocephalus</i>	Mono machin negro	Adulto	H	Positivo	+	+	+	+
34	M-34	Gringo	<i>Cebus cuscinus</i>	Mono machin blanco	Adulto	M	Positivo	+	+	-	-

Fuente : Elaboración propia, 2017.

## ANEXO 19

Cuadro 9: Resultados de análisis Toxotext HAI del orden Carnívora.

N°	Cód	Nombre	Nombre científico	Nombre común	Edad	Sexo	Resultado	Titulaciones			
								1:32	1:64	1:128	1:256
1	C-1	Ronie	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Puma yaguarundí	3 años	M	Negativo	-	-	-	-
2	C-2	Ginger	<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Puma yaguarundí	8 años	H	Positivo	+	-	-	-
3	C-3	Sandy	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay	9 años	H	Negativo	-	-	-	-
4	C-4	Lucky	<i>Leopardus wiedii</i>	Margay	6 años	H	Positivo	+	-	-	-
5	C-5	Simba	<i>Puma concolor</i>	Puma	4 años	M	Positivo	+	-	-	-
6	C-6	Kira	<i>Atelocynus microtis</i>	Perro de monte	8 años	H	Positivo	+	-	-	-
7	C-7	Cristal	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote	3 años	M	Positivo	+	+	+	+
8	C-8	Chitaro	<i>Leopardus pardalis</i>	Ocelote	1 año	M	Negativo	-	-	-	-
9	C-9	Lucho	<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	10 años	M	Positivo	+	+	+	+
10	C-10	Sabina	<i>Tremarctos ornatus</i>	Oso andino	10 años	H	Positivo	+	+	+	+

Fuente : Elaboración propia, 2017



