



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

**TESIS**

**AGENTES INTESTINALES PARASITARIOS EN PERROS (*Canis familiaris*) DE  
UN ALBERGUE DEL DISTRITO DEL CALLAO**

**PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE  
MEDICO VETERINARIO**

**LIZBETH VANESSA CALLE LAYA  
BACHILLER EN MEDICINA VETERINARIA**

**LIMA – PERÚ**

**2019**

## **DEDICATORIA**

A mis abuelos Benedicta y Roberto que de donde estén estarán orgullosos de mí.

## **AGRADECIMIENTO**

A todos mis profesores por sus conocimientos que contribuyeron a mi formación como profesional en la medicina veterinaria.

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en la provincia constitucional del Callao, del departamento de Lima, en el mes de noviembre del 2018, el cual tuvo como objetivo determinar la presencia de huevos y ooquistes de parásitos intestinales pertenecientes a nematodos, cestodos y protozoarios en un albergue del mencionado distrito. Se recolectaron muestras de 22 caninos, las que fueron analizadas mediante cuatro métodos los cuales fueron flotación, sedimentación, McMaster y tinción Ziehl-Neelsen. Del total de perros evaluados se observó que el 36.36% son cachorros, el 45.45% son adultos y el 18.18% son seniles. En cuanto al sexo el 77.27% fueron hembras y el 22.73% fueron machos. Del total de heces evaluadas, 11 de ellos presentaron parásitos, siendo 9 caninos monoparasitados de los cuales se encontró el 18,29% *Toxocara canis*, 4,54% *Dipylidium caninum*, 13,64% *Isospora spp.* y 4,54% *Cryptosporidium spp.* y 2 animales biparasitados los cuales fueron 4,54% *Giardia spp.* e *Isospora spp.*, 4,54% *Giardia spp.* y *Dipylidium caninum*. En el análisis inferencial no se encontró relación significativa de los parásitos con edad, sexo y raza. Concluyendo que se debe tomar medidas preventivas para evitar que estos parásitos se transmitan hacia los animales y así mismo evitar el riesgo de contagio hacia las personas.

Palabras claves: parásitos intestinales, huevos, heces, perros, albergue, Callao

## ABSTRACT

The present research work was carried out in the constitutional province of Callao, department of Lima, in the month of November 2018., which aimed to determine the presence of eggs and oocysts of intestinal parasites belonging to nematodes, cestodes and protozoans in a shelter of the mentioned district. Samples were collected from 22 canines, which were analyzed by four methods, which were flotation, sedimentation, McMaster and Ziehl-Neelsen staining. Of the total number of dogs evaluated, 36.36% are puppies, 45.45% are adults and 18.18% are senile. Regarding sex, 77.27% were males and 22.73% were females. Of the total feces evaluated, 11 of them presented parasites, of which 9 were single-parasitized canines, of which 18.29% were *Toxocara canis*, 4.54% *Dipylidium caninum*, 13.64% *Isospora spp.* and 4.54% *Cryptosporidium spp.* and 2 biparasitized animals which were 4.54% *Giardia spp.* and *Isospora spp.*, 4.54% *Giardia spp.* and *Dipylidium caninum*. In the inferential analysis, no significant relationship was found with age, sex and race. Concluding that preventive measures must be taken to prevent these parasites from being transmitted to the animals and also avoid the risk of contagion to people.

Keywords: intestinal parasites, eggs, feces, dogs, shelter, Callao

## INDICE

	Pag.
Dedicatoria.....	i
Agradecimiento.....	ii
Resumen.....	iii
Abstract.....	iv
I. Introducción.....	1
II. Marco Teórico.....	2
III. Materiales y métodos.....	23
IV. Resultados.....	28
V. Discusión.....	31
VI. Conclusiones.....	35
VII. Recomendaciones.....	36
VIII. Bibliografía.....	37
Anexos.....	48

## I. INTRODUCCIÓN

Desde tiempos remotos las mascotas, en especial los caninos, han tenido un vínculo afectivo con las personas, razón por la cual, muchas de estas, en la medida de sus posibilidades, recogen animales y crean refugios con el objetivo de protegerlos y curarlos contra varias enfermedades en las que se incluyen las parasitosis.

Las parasitosis intestinales causan infecciones que afectan a mascotas de cualquier edad, sexo, raza, entre otros aspectos. De los principales parásitos en caninos pertenecientes a los grupos de nematodos, cestodos y protozoos, sabemos que 4 de ellos son de importancia en salud pública ya que tienen riesgo zoonótico.

En el Perú no existen estudios previos que aporten este tipo de información en cuanto a albergues, que es el lugar de estudio. Los perros que habitan en estos lugares se encuentran confinados y conviven en un área común, lo cual trae como consecuencia la transmisión de estos parásitos entre ellos pudiendo así generarse hasta una parasitosis mixta.

El presente trabajo tuvo como objetivo determinar la presencia de huevos y oquistes de parásitos intestinales presente en heces caninas en un albergue de la provincia Constitucional del Callao.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 Clasificación de los parásitos

En cada filo del reino animal se encuentran parásitos. Aquellos pertenecen a los grupos artrópodos, nematodos, acantocéfalos, trematodos, cestodos y protozoos (1). Las especies parasitarias intestinales más comunes en perros se encuentran dentro de los principales grupos:

#### 2.1.1 Nematodos

Los nematodos también llamados nematelmintos o gusanos cilíndricos son invertebrados de cuerpo de forma cilíndrica, los cuales poseen, una cavidad central de su cuerpo llamada pseudoceloma, y un aparato digestivo dotado de boca y ano (1). Estos están cubiertos por una cutícula que es resistente cuando hay digestión intestinal, estos generalmente tienen carácter crónico y muchos de estos interfieren en el buen crecimiento. Se localizan en la mayoría de los órganos, pero en el tracto digestivo es donde la mayoría de sus especies se encuentran. Pueden tener un ciclo evolutivo directo o indirecto y algunos de ellos son zoonóticos (2).

##### 2.1.1.1 Clasificación

###### 2.1.1.1.1 *Toxocara canis*

###### 2.1.1.1.1.1 Clasificación taxonómica

Reino: Animalia  
Phylum: Nematelminthes  
Clase: Nematoda  
Orden: Ascaridia



Familia: Ascarididae

Género: *Toxocara*

Especie: *canis* (3)

#### **2.1.1.1.2 Morfología**

**Huevo.** – De color marrón oscuro, forma subglobular, tiene una cascara gruesa y rugosa y finamente granulada (4). Miden de 85 a 95 por 75 a 90 micras (2).

**Adulto.** – El macho mide de 4 a 10 cm por 2 a 2.5 mm de diámetro y la hembra 5 a 18 cm de largo por 2.5 a 3 mm de diámetro. Presentan tres labios, en el extremo anterior posee a las cervicales que le dan aspecto de punta de flecha. En el extremo posterior del macho se observan de 20 a 30 papilas preanales, cinco postanales y un estrechamiento terminal en forma de apéndice (2).

#### **2.1.1.1.3 Ciclo biológico**

Este es complejo y puede efectuarse cuatro formas de transmisión: directo, transplacentaria, lactogénica y mediante hospedador paraténicos (5).

La transmisión directa consta de dos migraciones una traqueal y una somática, en la etapa adulta del parasito liberan huevos no embrionarios los cuales se eliminan junto con las heces, luego desarrollan una larva infectante en el medio ambiente. Los hospedadores naturales y paraténicos ingieren los huevos larvados donde después en el intestino de estos, los huevos eclosionan y las larvas van por vía sanguínea hacia todo el cuerpo (6).

Migración traqueal: en los animales jóvenes, después de la ingestión de huevos infectantes, las larvas eclosionan en el intestino delgado, luego pasan por vía sanguínea y llegan al hígado y luego a los pulmones. Luego sucede la muda para el tercer estado larvario en pulmón, tráquea y esófago y al ser deglutidas llegan al intestino donde se realiza la cuarta larva, aquí crece, copula y de 4 a 5 semanas después los huevos salen en las heces (6).

Migración somática: en animales adultos, disminuye las posibilidades que las larvas logren desarrollarse por completo, las que no penetran las paredes de los alveolos inician una migración somática, donde estas se quedan en los tejidos de forma enquistada y tienen función como larvas hipobioticas en el equilibrio inmunitario con el hospedero (6).

La transmisión transplacentaria o prenatal: se lleva a cabo a través de la reactivación de las larvas hipobioticas y latentes, que se encuentran en los diversos órganos de la perra, entre los 40 a 42 días de gestación, estas traspasan la placenta y el feto queda infectado, luego estas van al hígado. Posteriormente con las dos semanas del nacimiento del cachorro, las L3, se dirigen a los pulmones para luego ser ingeridas, para alrededor de la tercera semana de edad llegar al intestino y alcanzar su madurez sexual (5).

La transmisión lactogénica: tiene origen de las larvas que se reactivan a partir de las 40 – 42 días de gestación, las cuales migran a las glándulas mamarias y pasan al calostro y leche. Las madres transmiten al cachorro las larvas por la leche desde el primer día hasta 5 semanas después (5).

La causa de una transmisión mediante hospederos paraténicos es debida por el hábito predador del perro, que ingiere una diversidad de hospederos paraténicos o de transporte (aves, roedores, gusanos de tierra, insectos, etc.) los cuales están infectados con L2 de *Toxocara canis*. En el intestino entre 2 a 3 semanas después, las larvas liberadas pasan a su estado adulto. Los hospederos paraténicos son vertebrados o invertebrados que ingieren directa o indirectamente huevos infectivos de *Toxocara*, en el cual la L3 se enquista en sus tejidos (5).

#### **2.1.1.1.4 Tratamiento**

Las sales de piperacina (adipato, citrato, difofato) son bien aceptadas por los cachorros a dosis de 110 – 200 mg/kg de igual manera estas son eficientes frente a los adultos intestinales. También son eficaces el pamoato de pirantel a 5mg/kg para toxocaras juveniles. Se recomienda en cachorros varias desparasitaciones con

un periodo de descanso siendo así realizarlas a las 2, 4, 6 y 8 semanas. En hembras en su último tercio de gestación se recomienda aplicación diaria de 50 mg/kg de fenbendazol para disminuir la transmisión prenatal y galactógena de *T. canis* (3).

#### **2.1.1.1.1.5 Control y prevención**

Se basa en tratar a los perros infectados, especialmente a cachorros y madres, para que con esta medida se reduzca y elimine los huevos de este parasitado evitando la contaminación medioambiental. Conjuntamente, es necesario descartar las heces caninas, realizar limpiezas con más frecuencia y a fondo para eliminar los huevos, la única manera de inactivar los huevos es mediante condiciones de desecación por lo cual se debería flamear los suelos directamente (3).

#### **2.1.1.1.1.6 Epidemiología**

Su distribución geográfica es cosmopolita con alta incidencia, patogenicidad e importancia. La prevalencia de *T. canis* en los perros es muy alta debido, sobre todo, a la eficacia de la transmisión prenatal, por lo que la mayoría de los cachorros nacidos tendrán este parasito. Muchas encuestas dan tasas de positividad desde el 5% hasta más del 80%, estos resultados dependen de la edad, procedencia de los animales, condiciones higiénico-sanitarias e incluso de las diferencias en los procedimientos diagnóstico (3). Las prevalencias más altas se han encontrado en caninos de menos de seis meses de edad (4).

La prevalencia de esta entidad varía de acuerdo con el nivel socioeconómico y ubicación geográfica del país; así se reportan seroprevalencias de 3,7% en Japón, 13,9% en Estados Unidos, 47,5% en Colombia y 92,8% en la Isla de La Reunión - Océano Índico. En el Perú se han realizado distintos estudios de seroprevalencia tanto en Lima como provincias encontrándose seroprevalencias de 7,33% en Lima, 22,5% en tres comunidades rurales del distrito de Canta, 279% en el distrito Perené, 32,4% en niños del distrito de Mórrope y 46,7% en niños de instituciones educativas en el distrito de San Juan de Lurigancho (40).

El principal factor de riesgo referido para la infección de *T. canis*. A los humanos lo constituye la presencia de huevos larvados en el suelo debido a la contaminación con heces de perros. La alta prevalencia de *T. canis*. En perros y gatos, el gran número de huevos que estos eliminan y su gran resistencia al medio ambiente (principalmente en suelos húmedos), favorecen su persistencia y consecuente contaminación del suelo, convirtiéndolo en la principal fuente de infección para el hombre (39). Estudios realizados en parques públicos, áreas de recreación y jardines, los rangos de contaminación pueden ser tan pequeños como 0% o tan elevados como 68.3% (41).

En el Perú, los primeros estudios realizados por Guerrero en 1975 en parques públicos de Lima Metropolitana dieron un resultado de 24%. Estudios posteriores señalaron niveles de contaminación del 37% de los parques de la Provincia Constitucional del Callao (42).

La toxocariosis humana fue descrita por primera vez en 1950 por Wilder (43), quien identificó un nemátodo de especie desconocida en un granuloma de retina de un niño en los Estados Unidos de América el cual por el cuadro clínico presentado se llamó síndrome de larva migrans ocular (SLMO) u oftalmítis granulomatosa, mientras que en el Perú en 1999 por Miranda (43) fue reportado el primer caso de este síndrome en el cual uno de los hallazgos más remarcables de tal estudio fue el tiempo promedio de enfermedad de 6 años. Esta enfermedad se presenta usualmente en niños algo mayores, entre 5 y 10 años (45). En cuanto al síndrome de larva migrans visceral (SLMV) fue descrito inicialmente en el sur de los Estados Unidos de América por Beaver *et al.* en 1952 (46). En el Perú Maguiña *et al.*, 1991 (46) reportaron los primeros casos de este síndrome hechos entre 1987 y 1989 el cual se presentó en tres niños menores de 5 años con antecedente de comer tierra. Este es usualmente una enfermedad de niños de 1 a 5 años, los cuales tienen antecedentes de geofagia o pica (46).

#### **2.1.1.1.1.7 Salud pública**

La toxocariosis constituye una de las zoonosis más importantes al ser una amenaza para el hombre y sobre todo para niños hasta 4 -5 años por sus hábitos de pica o geofagia (3). En el hombre después de la ingestión de huevos embrionados, estos por vía linfática pasan al duodeno y por vía sanguínea las L2 comienzan la migración hística, afectando así al hígado, pulmones, cerebro y ojos lo que genera el síndrome de larva migrans viscera (LMV) (7). Si las larvas afectan al ojo dan origen al síndrome de larva migrans ocular (LMO). El riesgo de estos síndromes se reduciría al mínimo si se mantienen alejado los perros de parques y zonas de recreo de los niños y evitando el contacto estrecho de estos con perros sin el adecuado control parasitario (3).

#### **2.1.2 Cestodos**

Son vermes aplanados del filum Platyhelminthes. Estos gusanos están desprovistos de intestino, boca y divertículo interno (8). Se les identifica por su cuerpo blando, blanco, largo, delgado y segmentado, y su localización en el intestino delgado (1). Presenta tres regiones bien diferenciadas la primera es el escólex, el cual está en el extremo anterior del cuerpo y tiene los elementos de fijación; la segunda es el cuello, continuidad del escólex, este es estrecho, no está segmentado y forma el área germinativa donde se originan los segmentos del cuerpo; y por último el estróbilo, este representa la mayor parte del cuerpo y está formado por segmentos llamados proglótides (6).

#### **2.1.2.1 Clasificación**

##### **2.1.2.1.1 *Dipylidium caninum***

##### **2.1.2.1.1.1 Clasificación taxonómica**

Reino: Animalia

Phylum: Platyhelminthes

Clase: Cestoidea  
Orden: Cyclophyllidea  
Familia: Dipylidiidae  
Género: *Dipylidium*  
Especie: *caninum* (3)

#### 2.1.2.1.1.2 Morfología

**Huevo.** – son redondos u ovals con cubierta delgada e hialina, miden 35-60 micras de longitud y 2 – 3 de anchura, presenta una capsula ovígea que contiene 8 – 15 huevos (2).

**Oncosfera.** - llamado también hexacanto, es ciliada, esférica y esta provista de seis ganchos (9).

**Cisticercoide.** - Es un organismo sólido que tiene una especie de cola y una pequeña vesícula donde se encuentra un escólex (9).

**Adulto.** – Mide 50 cm de largo, color blanco ligeramente amarillo rojizo (2). El escólex es romboidal de 0.5 mm de ancho, dotado de cuatro ventosas y un rostelo con 3 – 4 coronas de ganchos. Continúa con un largo cuello el cual llega al estróbilo, el cuerpo consta de 100 proglotis entre inmaduros, maduros y grávidos. Los proglotis terminales están llenos de capsulas ovígea en la cual están los huevos (10).

#### 2.1.2.1.1.3 Ciclo biológico

Los perros y gatos diseminan las proglótides y los huevos de este parásito mediante sus heces (2) o emergen de la región perianal del hospedador (48); estos cuando están en contacto con el medio ambiente se desecan y los huevos de *Dipylidium caninum* son ingeridos por el hospedador intermediario que son las larvas de pulgas *Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis* y *Pulex irritans* (2). Luego se libera la oncosfera en el intestino delgado de las larvas. La oncosfera penetra la pared

intestinal, invade el hemocele del insecto (cavidad) y se desarrolla la larva cisticercoide. Se desarrolla en el estadio y la pulga adulto alberga el cisticercoide infectante. El hospedador vertebrado se infecta por la ingestión de la pulga adulta que contiene al cisticercoide. El perro es el principal hospedador definitivo de *Dipylidium caninum*. Otros hospedadores potenciales incluyen a los gatos, zorras y humanos (principalmente niños). Los humanos adquieren la infección al ingerir a la pulga contaminada con el cisticercoide. Esto se puede dar por el contacto estrecho entre niños y sus mascotas infectadas. En el intestino delgado del hospedador definitivo el cisticercoide se desarrolla en el gusano plano adulto, que alcanza su madurez aproximadamente 1 mes después de la infección. Los gusanos planos adultos (miden hasta 60 cm de largo y 3 mm de ancho) residen en el intestino delgado del hospedador donde están adheridos por su escólex. Estos producen proglótidos (o segmentos) que presentan dos poros genitales (de ahí su nombre). Los proglótidos maduran, se vuelven grávidos, se separan del gusano adulto y migran hacia el ano o se excretan en las heces (48).

#### **2.1.2.1.1.4 Tratamiento**

El uso de antihelmínticos como el praziquantel 5mg/kg se puede disponer por vía oral y/o intramuscular. Basta con un solo tratamiento para eliminar todas las formas adultas de *D. caninum* y el uso pulguicidas locales (3).

#### **2.1.2.1.1.5 Control y prevención**

El control por infecciones por *Dipylidium caninum* debe ir de forma conjunta con el tratamiento, puesto que no tiene sentido eliminar los cestodos adultos del animal si persisten los ectoparásitos que actúan como reservorio. Es importante tratar con insecticidas la cama de los caninos y los ligares donde permanece habitualmente para eliminar los estadios inmaduros de las pulgas (4).

#### **2.1.2.1.1.6 Epidemiología**

La infección por *Dipylidium caninum* es muy frecuente y puesto que depende de la presencia constante de ectoparásitos, es mas prevalente en animales abandonado, aunque también puede afectar a perros y gatos bien cuidados (4).

Descrita por Linneo en 1758 como *Taenia canina*, no fue hasta 1892 que Railliet la inscribe por el nombre que mantiene hasta nuestros días (2).

Estudios en Ica Perú (24), halló un porcentaje de 8,64% positivo a esta especie en la población de perros evaluados. Estudio retrospectivo de entre 2008- 2012 (49) mostraron un 7,6% de esta especie. En Piura, Deza halló el 58,3%. (50) Estudios fuera de Perú como el realizado por Ramon (25) en Ecuador halló el 0,26% de prevalencia de esta especie.

La presencia de esta zoonosis se asocia a malas condiciones higiénicas y contacto estrecho con mascotas. Los niños se infectan cuando son lamidos por un perro o gato con pulgas infectadas, las que pueden ser ingeridas accidentalmente o ser tragadas cuando se encuentra en pisos o patios. En Brasil en 1998 se reportaron dos casos positivos de un niño de 3 años y su madre (51). En el 2012 en Cuba se presentó un caso positivo en una joven de 15 años (52). En Venezuela reportaron 3/159 casos en niños de un año en el 2014 (53).

#### **2.1.2.1.1.7 Salud pública**

Aunque esta zoonosis afecta con poca frecuencia a humanos ya que la única forma en que el hombre puede adquirir esta parasitosis es a través de la ingestión de pulgas infestadas, tiene que ser de vital importancia los cuidados y la higiene que se deben mantener con los animales domésticos, con el fin de evitar la transmisión de enfermedades zoonóticas (11).



### 2.1.3 Protozoos

Son organismos unicelulares de morfología y biología variada (1). Estos tienen uno o más núcleos y poseen de un citoplasma con varios organoides los cuales cumplen distintas funcionalidades importantes (6).

#### 2.1.3.1 Clasificación

##### 2.1.3.1.1 Flagelados

Llamados también Mastigoforos, son protozoos que se movilizan por una a varias pestañas móviles llamadas flagelos (2). Aquí encontramos la siguiente especie:

###### 2.1.3.1.1.1 *Giardia spp.*

###### 2.1.3.1.1.1.1 Clasificación taxonómica

Reino: Protista

Subreino: Protozoa

Phylum: Metamonada

Clase: Anaxostylea

Orden: Diplomonadida

Género: *Giardia* (3)

###### 2.1.3.1.1.1.2 Morfología

Puede ser hallada en su estadio parasitario como trofozoíto y en su estadio de resistencia y transmisión como quiste (6):

**Trofozoíto.** - Tiene forma de pera y está aplanada dorsoventralmente (12). Mide 12 a 15  $\mu\text{m}$  de largo y 5 a 9  $\mu\text{m}$  de ancho. El citoesqueleto incluye un cuerpo medio cuatro pares de flagelos y un disco suctor ventral responsable de la adherencia del

parasito a la pared intestinal. Tienen dos núcleos que están localizados anteriormente y son simétricos y en el citoplasma se encuentran las vacuolas lisosomales, así como los gránulos ribosomales y de glicógeno (3).

**Quiste.** - Es la forma en la cual resiste, se propaga en el ambiente y se transmite; este es de forma ovalada y mide de 8 a 17  $\mu\text{m}$  de largo por 7 a 10  $\mu\text{m}$  de ancho. Esta cubierto por una pared y compuesta de una capa filamentosa exterior y una capa membranosa interna con dos membranas (3). Tiene dos trofozoítos formados en su interior, que no están separados por completo, lo que permite diferenciar hasta cuatro núcleos, flagelos, dos axonemas y cuerpos parabasales (6).

#### **2.1.3.1.1.1.3 Ciclo biológico**

Es directo, los trofozoítos se reproducen en forma asexual por fusión binaria longitudinal, se localizan e infectan el intestino delgado adherido al ribete en cepillo de los enterocitos, de ahí se transportan a otro mediante los flagelos, lo cual frecuentemente cambian de ubicación. Los quistes son eliminados mediante las heces del hospedador y seguidamente ya son infectantes. Luego cuando otro hospedador ingiere estos, los jugos gástricos y enzimas pancreáticas funcionan como un buen medio para el desenquistamiento en el duodeno proximal, liberándose dos trofozoítos por cada quiste, los cuales comenzaran a multiplicarse (6).

Los dos procesos en el ciclo de vida este parásito es:

La exquistacion, en donde luego de pasar por el ambiente de ácido del estómago y ya en el duodeno, el quiste se expone a las proteasas pancreáticas, activándose también las proteasas derivadas del parásito, cisteína y calmodulina. Estas condiciones promueven la apertura de la pared quística, y la liberación del parásito como un trofozoíto de cuatro núcleos, el cual se subdivide en dos trofozoítos binucleados que maduran, y se fijan al borde en cepillo del epitelio veloso colonizando la superficie intestinal. El parásito se multiplica por fisión binaria y puede alcanzar un número considerable (13).

La enquistación, se inicia en el yeyuno, cuando el contenido intestinal avanza en el tubo digestivo y comienza a deshidratarse exponiéndose a un pH alcalino de 7,8, a conjugados de sales biliares y ácidos grasos. En estudios realizados in vitro, la enquistación se inicia cuando se cultiva al parásito en reducidas concentraciones de sales biliares y colesterol seguida de un cultivo con elevada concentración biliar y pH alcalino (13).

La edad constituye el factor más importante, independientemente de la raza y el sexo, los animales entre 1 y 8 meses son los más propensos a la infección por *Giardia* (1).

#### **2.1.3.1.1.1.4 Tratamiento**

Los perros pueden tratarse con metronidazol a una dosis de 25 mg/kg cada 12 horas por 5 a 7 días, 25 mg/kg de albendazol cada 12 horas por 2 días o fenbendazol a 50 mg/kg diario por 3 días (1).

#### **2.1.3.1.1.1.5 Control y prevención**

Consiste en evitar la contaminación fecal de los alimentos y aguas de bebida. Una adecuada higiene ambiental (eliminación de excretas y suministros de agua potable) y educación sanitaria (1).

En los criaderos de perros se debe recoger las heces frecuentemente, antes de que tengan tiempo de dispersarse y contaminar el ambiente. Las soluciones desinfectantes de amonio cuaternario matan los quistes en 1 minuto a 20°C; el lisol y las soluciones domesticas de hipoclorito de sodio se demoran un poco más (1).

#### **2.1.3.1.1.1.6 Epidemiología**

La *Giardia* es cosmopolita, distribuidas por todo el mundo, pero su presentación más frecuente en zonas tropicales y subtropicales que en las de climas frío. Su incidencia es variable en todas las regiones. Debido a que la transmisión de *Giardia* requiere de la ingestión de quistes del parásito, los niveles de sanidad ambiental son inversamente proporcionales a la prevalencia de la enfermedad (54). Es frecuente

su presencia en las perreras y criaderos, donde la población afectada puede alcanzar al 100% de los individuos (3). Esta se puede desarrollar tanto de forma endémica (afectando fundamentalmente a la población infantil, con frecuentes reinfecciones) 2 o de forma epidémica (brotes que afectan a comunidades cerradas o viajeros que visitan zonas endémicas) (55).

Su frecuencia varía de acuerdo al nivel educativo de la gente y de las condiciones sanitarias y climatológicas de cada región (54). Su incidencia varía entre 0,5 a 50%; con prevalencia de 20 a 30% en países en desarrollo y de 2 a 5% en países industrializados (56). Se estima que cerca de 200 millones de personas se infectan anualmente por *Giardia lamblia* en Asia, África y América Latina (57). La infección puede transmitirse mediante el agua, alimentos y transmisión fecal oral directa. Los grupos de riesgo son: familias de niños con giardiasis por infección intrafamiliar, en las que se encontraron trofozoítos en las heces con frecuencia de 25% 6, pacientes con tratamiento de inmunosupresores, inmunodeficiencias como la deficiencia de IgA secretoria con prevalencia de giardiasis de 29 a 71% y pacientes con SIDA (58).

Los brotes a través del agua fueron descritos por primera vez en los Estados Unidos en los años 60. El 64% de los brotes reportados por contaminación de agua, han tenido su origen en la infiltración de aguas negras hacia las tuberías de suministro de agua potable. (59).

La transmisión mediante alimentos se ha reportado en restaurantes, hospitales psiquiátricos, casas de reposo e iglesias. Estos se han producido por la ingestión de alimentos crudos como ensaladas, pescados y carnes frías. (60)

La transmisión por vía fecal oral directa se puede presentar en instituciones que atienden pacientes psiquiátricos, pacientes con deficiencia mental y orfanatorios (61) Este tipo de transmisión también se presenta en parejas homosexuales o heterosexuales que practican contacto sexual oro anal. En población homosexual activa, los estudios reportan prevalencias del 20% (62).

A nivel del Perú la prevalencia de Giardiasis está alrededor de 15 a 18%; señalando para la Costa 17,8%, Sierra 15,4% y una baja frecuencia para la selva de alrededor del 5% (63). Según Valdivia *et al.* (64), la prevalencia de infección en la población general de la costa sur del Perú está en alrededor del 25,5%. En el 2006 en Arequipa Perú se determinó 25.96% de prevalencia de Giardiasis en los niños que acuden a las guarderías los cuales provenían de zonas rurales donde había mala disposición de excretas y basura (65). En el 2008 se hizo un estudio en una comunidad campesina de Puno, donde se evaluaron 130 heces de caninos y niños, en la que se encontró una prevalencia del 14,6% en canes y de 28,5% en niños (66).

#### **2.1.3.1.1.1.7 Salud pública**

La infección en el humano ocurre por ingestión de los quistes mediante contaminación fecal en alimento o agua y a través de manos contaminadas. El pasaje del protozoo de animales a personas a través del agua de bebida ha sido comprobado en personas que acampan en ambientes silvestres, pero no se sabe su importancia en la vida cotidiana. La evidencia epidemiológica sugiere que la mayoría de las infecciones del humano son adquiridas a partir de otro humano, más bien que de animales (1).

#### **2.1.3.1.2 Apicomplejos**

Antiguamente llamados Esporozoos, son protozoos que no tienen órganos de locomoción visibles (2). Aquí encontramos las siguientes especies:

##### **2.1.3.1.2.1 *Isospora spp.***

##### **2.1.3.1.2.1.1 Clasificación taxonómica**

Reino: Protista

Subreino: Protozoa

Phylum: Apicomplexa

Clase: Conoidasida  
Orden: Eucoccidiorida  
Familia: Sacocystidae  
Género: *Isospora* (3)

#### **2.1.3.1.2.1.2 Morfología**

**Ooquiste.** - Son ovalados, de tamaño variable (36-30  $\mu\text{m}$ ), con una doble pared delgada, infrecuentemente con una abertura (micropila) y una tapa en un extremo. La mayoría abandona el intestino como ooquistes inmaduros que contienen un cigoto (1). Después de la exposición a temperaturas y humedad ambiental cálidas, los ooquistes esporulan, forman dos esporoquistes, dentro de cada esporocisto hay cuatro porozoítos (14). Las fases evolutivas básicas son los esporozoítos, los merozoítos, los gametos y el cigoto (2).

#### **2.1.3.1.2.1.3 Ciclo biológico**

Los perros son huéspedes definitivos y se infectan mediante la ingestión de ooquiste esporulados o roedores pequeños que obran como hospederos paraténico. Los ooquistes ingeridos en presencia de bilis dejan en libertad a esporozoítos que infectan las células epiteliales del intestino delgado donde ocurren 2 a 4 generaciones de reproducción asexual antes de que la gametogonia redunde en el desarrollo de las microgametas y macrogametas. Después de la fertilización se forma un cigoto que queda encerrado en un quiste. Los ooquistes son liberados de las células infectadas y eliminados en las heces sin esporular. En el ambiente externo los ooquistes experimentan la esporulación y se vuelven infeccioso para la iniciación de otro ciclo de infección y replicación. Los esporozoítos libres pueden penetrar la pared intestinal y formar quistes monozoicos en los tejidos extraintestinal ya sea en el huésped definitivo o en el paraténico (15).

#### **2.1.3.1.2.1.4 Tratamiento**

La sulfaguanidina a dosis de 150-200 mg/kg diario por 5 días, nitrofurazona a 9-22 mg/kg cada 8 horas por 10 días, son comunes para *Isospora* (1).

#### **2.1.3.1.2.1.5 Control y prevención**

En los criaderos de perros se recomienda agregar 55 mg de sulfadimetoxina y 11 mg de ormetoprim por kg de ración por 3 o más semanas cuando hay hacinamiento, clima inclemente, y otras condiciones que favorecen la presentación de la enfermedad (1). Además, una adecuada eliminación, en forma diaria, de las heces de los animales, evitar la congregación de animales en espacios húmedos reducidos, mal ventilados y contaminados con material fecal y eliminación de ratones, moscas, cucarachas, etc., los cuales pueden actuar de hospederos paraténico o mecánicos (16).

#### **2.1.3.1.2.1.6 Epidemiología**

Una primera infección puede dejar suficiente inmunidad como para abolir la mayor parte de los síntomas de una segunda infección. Infecciones subsecuentes aumentan la inmunidad hasta que el animal se hace resistente a la infección misma. Sin embargo, ciertos animales adultos pueden pasar ooquistes de estas infecciones pasajeras o pueden ser portadores de la infección, de modo que constituyen un peligro constante de contaminación ambiental (1).

#### **2.1.3.1.2.1.7 Salud pública**

Esta especie no tiene implicación en la salud pública ya que no es zoonótica, porque es específica para su hospedador, en este caso; en los caninos que estén expuestos a lugares que existen quistes de este parásito, corren un alto riesgo de contagio, pero no va a transmitirse al ser humano (17)

### 2.1.3.1.2.2 *Cryptosporidium spp.*

#### 2.1.3.1.2.2.1 Clasificación taxonómica

Reino:	Protista
Subreino:	Protozoa
Phylum:	Apicomplexa
Clase:	Conoidasida
Orden:	Eucoccidiorida
Familia:	Sacocystidae
Género:	<i>Cryptosporidium</i> (3)

#### 2.1.3.1.2.2.2 Morfología

**Ooquiste:** Son sub esféricos, muy pequeños (3 a 5  $\mu\text{m}$ ), esporulados cuando son expulsados (con 4 esporozoítos y sin esporoquistes), con un cuerpo residual grande que se ve como una mancha refringente (1).

Las fases evolutivas básicas son los esporozoítos, los merozoitos y los gametos (2).

#### 2.1.3.1.2.2.3 Ciclo biológico

Tras la ingestión de ooquistes excretados en las heces de animales se produce la esquizogonia o fase de reproducción donde se liberan los esporozoítos que se adhieren a las células epiteliales y las invaden transformarse en trofozoítos que se multiplican en la zona apical de las vellosidades y se diferencian a merontes que contienen 6-8 merozoitos tipo 1 que son liberados por ruptura celular e invaden nuevas células manteniendo un ciclo responsable de autoinfección. Estos merozoitos tipo 1 son capaces de diferenciarse a nuevos merontes tipo 1 o a merontes tipo 2, que tras la maduración contienen 4 merozoitos tipo 2. Luego sucede la gametogonia donde se produce la diferenciación en microgametocitos y



macrogametocitos. De los microgametocitos se liberan microgametos que fertilizan a los macrogametocitos y forman un cigoto que se diferencia a ooquiste. (18) Y por último sucede la esporogonia, la cual tiene lugar 'in situ' y conduce a la formación de ooquistes esporulados que contienen 4 esporozitos desnudos, existiendo unos ooquistes de pared delgada que se desenquistan dentro del hospedador. Dando lugar a la autoinfección endógena o retroinfección, y ooquistes de pared gruesa, los cuales se excretan al medio externo (67).

La enfermedad es más prevalente en los animales jóvenes, particularmente lactantes (1).

#### **2.1.3.1.2.2.4 Tratamiento**

No hay un tratamiento concreto, por lo que se opta por un tratamiento sintomático como con el uso de fármacos para las diarreas, así como la fluidoterapia para tratar casos de deshidratación (3). La espiramicina a dosis de 50–100 mg/kg por 6 días podría utilizarse en la criptosporidiasis de los carnívoros (1).

#### **2.1.3.1.2.2.5 Control y prevención**

Los ooquistes de *Cryptosporidium* son muy resistentes a las condiciones ambientales, se necesitan 30 minutos de exposición para matarlos a una temperatura de 65°C, hipoclorito de sodio al 70% o amoníaco al 50%. Es difícil prevenir la exposición de los animales a la contaminación fecal, pero se pueden tomar medidas como poner comederos y bebederos en alto, se debe remover las heces diariamente y mantener una buena higiene (1).

#### **2.1.3.1.2.2.6 Epidemiología**

La prevalencia de este microorganismo es variable, en función de las características socioeconómicas de la población, ya que es más frecuente en los lugares con problemas de infraestructura en las canalizaciones de agua potable, en las piscinas, en la eliminación de aguas residuales o con estrecho contacto con animales (68). Los factores climáticos que se asocian a elevadas concentraciones de ooquistes en

el agua son la temperatura (incrementan su supervivencia las bajas temperaturas) y los aguaceros. El tipo de clima ha sido considerado, hipotéticamente, como un factor mayor en la transmisión de la criptosporidiosis (69)

La primera descripción de *Cryptosporidium* la realizó Tyzzer en 1910 donde aisló un parásito en glándulas gástricas de ratón de laboratorio al que llamo *C. muris*. En 1912 encontró en intestino de ratón otra nueva especie a la que denominó *C. parvum*. En 1971 *C. parvum* cobró interés al descubrirse que también producía diarreas en el ganado vacuno. En 1976 se relacionó con enfermedad en el hombre, pero no se reportaron más casos (70), hasta que en el 1982-1983 se le asoció con severas diarreas en pacientes inmunocompetentes. Más tarde, la emergencia del síndrome de inmunodeficiencia adquirida (VIH/Sida) hizo más evidente el problema que representaba este parásito. Los pacientes inmunocompetentes e inmunodeficientes no respondían al tratamiento antidiarreico conocido hasta entonces, y por esa causa morían. Este nuevo problema atrajo la atención de investigadores médicos (71). Las infecciones en humanos son causadas por *C. parvum*, frecuentemente encontrado en vacuno y ovino, causando la infección en muchas otras especies de mamíferos. La infección puede transmitirse de animal a persona, de persona a persona, a través del agua y los alimentos contaminados con material fecal, o por contacto con superficies medioambientales contaminadas (70).

Criptosporidiasis es una zoonosis y las primeras epidemias en humanos ocurrieron en estudiantes de veterinaria en un granjero en contacto con vacunos. (1). La epidemia más grande registrada afectó a casi medio millón de personas en Wisconsin en 1993, donde la combinación de una primavera muy lluviosa y el deshielo, con fallos en los procesos de floculación y filtración en una planta de tratamiento de aguas residuales llevaron a la contaminación del Lago Michigan, provocando 403.000 casos aproximadamente y 67 muertes (72).

Los grandes brotes se han asociado fundamentalmente al agua, ya sea aguas potables (de grifo, lagos, arroyos) o por contacto con aguas de recreo. Se han demostrado pocos brotes por ingesta de alimentos y sólo un brote en Maine, EE.

UU., fue definitivamente asociado con jugo fresco de manzana. En otros brotes alimenticios se ha implicado a los manipuladores de éstos. En contraste con los escasos datos epidemiológicos que implican a los animales domésticos como fuente de criptosporidiosis en humanos, la transmisión de *C. parvum* desde ganado bovino es inequívoca; se estima que el 50% de los becerros de las vaquerías excretan ooquistes y que el parásito está presente en más del 90% de los establos. (73)

La incidencia en la población ha sido descrita entre 0,6 y 20% según el área geográfica. En Asia, Australia, África y Sudamérica es más prevalente, mientras que en Estados Unidos se ha asociado con el 0,4-1% de los casos de diarrea (74), unos 10 millones de casos por año. En Inglaterra y Gales e Irlanda del Norte, se reportan anualmente unos 6000 casos de infecciones por este parásito. De estos casos, casi el 50% se dan en niños menores de 9 años. En Irlanda del Norte es la segunda causa de gastroenteritis de esta región, afectando en más de un 50% de los casos a los niños menores de 4 años (75). En Escocia, en 1998, se reportó un incremento en el número de casos en humanos (76). En Dinamarca, son pocos los casos notificados, siendo 39 en el año 2000, 84 en el 2001 y 38 en el 2002 (77). En países en vías de desarrollo, se ha descrito que la prevalencia entre individuos inmunocompetentes está entre el 20 y el 30 % (78).

En Trujillo Perú en el 2015 se determinó la presencia de *C. parvum* en el agua potable de viviendas, parques e instituciones en el cual dio un valor de 28% de 50 muestras evaluadas (79). En Ica, se encontró 1.5% de este parasito de 425 muestras de heces evaluadas de pacientes entre 3 meses y 70 años (80). En el San Juan de Miraflores, Lima se encontró 58% de prevalencia de este parásito en 150 niños de hasta 2 años (81). Beltrán *et al.* hallaron prevalencia de 8,6% de *C. parvum* de 58 pacientes con diarreas en 4 hospitales (82).

#### **2.1.3.1.2.2.7 Salud pública**

La infección no solo se transmite por contacto directo con heces de vacunos infectados, sino que también por beber agua de arroyos que han sido contaminados con estas heces arrastradas por las aguas de lluvia. (1).

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1 Espacio y tiempo**

Se realizó en el albergue canino "Mi refugio" en el mes de Noviembre del 2018, el espacio cual cuenta con dos zonas, uno al aire libre de una medida aproximada de 7 metros de largo por 4 metros de ancho, las paredes son de ladrillo sin tarrajear, el suelo es de cemento y tierra, aquí la mayoría de caninos reciben su alimento en recipientes, también es el área donde defecan y miccionan, el otro espacio es cerrado de aproximadamente 3 metros de largo por 4 metros de ancho, su suelo es de cemento, las paredes son tarrajeadas y pintadas, aquí algunos caninos reciben también su alimento para evitar grescas con otros perros, en general usan esta zona para dormir en camas. Todos están sueltos, no hay presencia de caniles, les realizan baño una vez por mes.

#### **3.2 Población y muestra**

Se trabajó con los 22 animales pertenecientes al albergue en los cuales se clasificaron en tres grupos de acuerdo a la edad: cachorros, de 0 a 12 meses de edad; adultos, mayores de 1 año hasta 7 años; y gerontes, mayores de 7 años (19).

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

La investigación fue no experimental dado que se analizó los fenómenos en su contexto natural, es decir no se manipularon las variables. Por otra parte, la investigación fue descriptiva porque se identificaron los principales agentes intestinales parasitarios en perros, también fue transversal porque se realizó en un tiempo determinado.

#### **3.4 Procedimientos**

##### a) Autorización del albergue

Se realizó la petición de la autorización al albergue 'Mi refugio' para poder hacer uso de la instalación y los objetos de estudio. (Anexo 1)

b) Autorización de laboratorio

Se realizó la petición de la autorización al laboratorio de la Universidad Nacional Agraria La Molina para poder hacer uso de la instalación y los materiales. (Anexo 2)

c) Reconocimiento de las mascotas

Estos fueron identificados mediante un collar con un número.

d) Llenado de datos de cada perro

Se llenó un cuadro con los datos principales de todas las mascotas, entre estos se colocó su número, nombre, edad, sexo, raza y foto. (Anexo 3).

e) Toma de muestras

Se procuro que los canes defecaran sobre papel periódico para evitar una contaminación cruzada, y de los que defecaron sobre el suelo se tomó como muestra solo la parte externa de estas e inmediatamente se colocaron en bolsas estériles rotuladas con el número de identificación de la mascota (9). Las muestras fueron almacenadas dentro de una caja de poliestireno expandido con geles refrigerantes a una temperatura de 4°C para conservarlas hasta el traslado al laboratorio y su procesamiento.

f) Procesamiento de la muestra

Las muestras fueron analizadas por los métodos:

➤ Flotación

Primero se tomó y peso de 3g de heces, luego se colocó en un becker al cual se le añadió de 15ml de solución de sal y azúcar y se disolvió con la ayuda de una baja lengua hasta que se homogenizó. Segundo, la solución se filtró con cuatro capas de gasa y se pasó a un becker limpio. Tercero, se llenó un tubo falcón de 50 ml con la solución filtrada en el cual al borde se le dejó un menisco convexo y se le colocó un cubreobjeto sobre este. Luego se esperó 10 min, el tubo se mantuvo en una

gradilla para evitar caídas. Cuarto, se sacó cuidadosamente el cubreobjeto y se colocó sobre un portaobjetos. Por último, en el microscopio a un objetivo de 10x se observó (12), se tomó fotos de los huevos observados y se anotó en un cuadro. (Anexo 4)

➤ Sedimentación

Se colocó 3g de heces en un becker de 100 ml, se adicionó 28 ml de agua destilada y se homogenizó. Luego con cuatro capas de gasa se filtró hacia otro becker, la solución se vació a un tubo falcón de 15 ml, de dejó sedimentar en una gradilla por 10min, luego se descartó el sobrenadante. Por último, se colocó el sedimento en una placa petri y se hecho 1 gota de azul de metileno, se tomó una muestra y se colocó en un portaobjeto y se observó al microscopio a 40x (12), luego se tomo foto a los observado y se anotó el resultado en un cuadro. (Anexo 4)

➤ Tinción de Ziehl – Neelsen modificada

Primero se preparó un frote con espécimen fecal sobre un portaobjetos, y se dejó secar al medio ambiente. Luego se fijó el frote pasándolo 3 veces, de forma rápida, por encima de un mechero y se dejó enfriar sobre un puente de coloración. Luego se tiñó con carbol fucsina y se dejó reposar 5 minutos. Luego brevemente se lavó con agua destilada y se escurrió. Seguido se colocó alcohol ácido y se dejó reposar por 30 segundos, seguido se lavó con agua destilada y se dejó escurrir. Seguidamente se tiñó con el colorante de contraste azul de metileno y se dejó reposar 30 segundos y después se lavó con agua destilada y se dejó escurrir y secar al medio ambiente. Por último, se le colocó una gota de aceite de inmersión y se observó a un objetivo de 100x (14). Luego se fotografió lo observado y se anotó el resultado en un cuadro. (Anexo 4)

➤ McMaster

Se pesó 2g de heces y se colocó dentro de un becker de plástico de 100 ml, se le adicionó 28 ml de la solución de sal y azúcar, el cual fue medido en una probeta, luego se mezcló hasta su homogenización. La solución filtrada con cuatro capas de

gasa se vació a un becker limpio. Una vez esto, con la ayuda de una baja lengua se movió la mezcla y con una pipeta Pasteur, en movimiento, se tomó parte de la solución. Se humedeció con agua corriente las cámaras de la lámina de McMaster para evitar la presencia de burbujas y con la pipeta Pasteur se llenó una cámara de la lámina de McMaster con la solución. Luego se regresó el contenido sobrante de la pipeta Pasteur al becker con la solución y se realizó este último paso de nuevo. Cada cámara de la lámina fue llenada con la solución en dos eventos independientes, la cual cada cámara tenía capacidad para 0.15 ml. Por último, se dejó reposar la lámina unos minutos y se procedió a observar en el microscopio (12). Los huevos observados se fotografiaron y el resultado se anotó en un cuadro (Anexo 14), luego lo observado en cada área demarcada de cada cámara fueron contabilizados aplicando la fórmula de cálculo de recuento (Anexo 5).

Cálculo de recuento:

Huevo por gramo = Número de huevos observados x Factor

Donde:

$$\text{factor} = \frac{\text{volumen total}}{\frac{\text{volumen de lámina}}{\text{gramos de heces}}}$$

Desarrollando la ecuación del factor:

$$\text{factor} = \frac{\text{cantidad de heces usadas} + \text{volumen de solución usada}}{\frac{\text{volumen de cámara 1} + \text{volumen de cámara 2}}{\text{gramos de heces}}}$$

$$F = \frac{(2\text{g} + 28\text{ml})}{\frac{(0.15\text{ml} + 0.15\text{ml})}{2\text{g}}}$$

$$F = \frac{30}{0.3}$$

$$F = 50$$



#### g) Reconocimiento de especies

Para el reconocimiento taxonómico de lo encontrado se basó en las características morfológicas y en las mediciones biométricas de los huevos y ooquistes en un microscopio Leica DM500 (Anexo 6), así mismo se tuvo el apoyo del laboratorio de la universidad Nacional Agraria La Molina y de los libros Parasitología y enfermedades parasitarias de Héctor Quiroz (2), las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina de Omar Barriga (1), y del atlas Fundamentos de parasitología en animales de compañía de Maggie Fisher y John McGarry (37). También se contó con el apoyo del profesor Daniel Zárate de la Facultad de Zootecnia de la Universidad Nacional Agraria La Molina y la asistente de investigación del laboratorio de parasitología de la UNAM Andrea Briones.

### **3.5 Diseño estadístico**

Se utilizó estadísticos descriptivos y frecuencias para describir las variables en estudio.

#### IV. RESULTADOS

##### Población canina según grupo etareo y sexo

**Tabla N° 1:** Frecuencia de caninos según edad y sexo

		<b>Frecuencia</b>	<b>Total</b>
<b>Grupo etareo</b>	Cachorros	8	36,36%
	Adultos	10	45,45%
	Seniles	4	18,18%
	<b>Total</b>	22	100%
<b>Sexo</b>	Hembra	17	77,27%
	Macho	5	22,73%
	<b>Total</b>	22	100%

La tabla N°1 muestra que dentro del grupo etareo hay 8 caninos que son cachorros, 10 son adultos y 4 son seniles. Las hembras son un total de 17 mientras que los machos son 5, mientras que toda la población es mestiza. Siendo así la población un total de 22 caninos.

## Frecuencia de caninos parasitarios

**Tabla N° 2:** Frecuencia de caninos positivos a especies parasitarias

Agentes parasitarios	Frecuencia	Total positivos
<b>Monoparasitismo</b>		
<i>Toxocara canis</i>	4	18,20%
<i>Dipylidium caninum</i>	1	4,54%
<i>Isospora spp.</i>	3	13,64%
<i>Giardia spp.</i>	0	0,00%
<i>Cryptosporidium spp.</i>	1	4,54%
<b>Biparasitismo</b>		
<i>Giardia spp.</i> + <i>Isospora spp.</i>	1	4,54%
<i>Giardia spp.</i> + <i>Dipylidium caninum</i>	1	4,54%
<b>TOTAL</b>	11	50,00%

En la tabla 2 se determina que, de las heces de los 22 animales analizadas, 11 de ellos resultaron positivos el cual corresponde al 50% de la población parasitada.

## Frecuencia de especies parasitarias según edad y sexo

**Tabla N°3:** Especies encontradas pertenecientes a cada grupo etareo y sexo

	CACHORRO		TOTAL	ADULTO		TOTAL	SENIL		TOTAL	TOTAL
	H	M	POSITIVOS	H	M	POSITIVOS	H	M	POSITIVOS	
<i>Toxocara canis</i>	1	0	7,69%	1	0	7,69%	0	2	15,39%	30,77%
<i>Dipylidium caninum</i>	2	0	15,39%	0	0	0%	0	0	0%	15,39%
<i>Isospora spp.</i>	1	0	7,69%	2	0	15,39%	0	1	7,69%	30,77%
<i>Giardia spp.</i>	1	0	7,69%	1	0	7,69%	0	0	0%	15,38%
<i>Cryptosporidium spp.</i>	0	0	0%	1	0	7,69%	0	0	0%	7,69%
	<b>TOTAL</b>									100%

La tabla N°3 indica que el nematodo *Toxocara canis* se encontró en un ejemplar cachorro hembra, uno en un adulto hembra y dos de estos en perros seniles machos. El cestodo *Dipylidium caninum* fue encontrado en dos caninos cachorros hembras. Y los protozoarios *Isospora spp.* en una cachorra hembra, en dos adultos hembras y en un senil macho, mientras que *Giardia spp.* fue encontrada en una cachorra y una adulta ambas hembras y por último *Cryptosporidium spp.* solo fue encontrado un ejemplar en una canina adulta hembra.

## V. DISCUSIÓN

En el Perú, si bien hay muchos estudios en cuanto a la parasitología, no se han realizado trabajos que impliquen el lugar de estudio que en este caso fue un albergue canino.

En la presente investigación, se reportó una prevalencia del 50% de perros positivos a al menos una especie parasitaria, a diferencia del 42,5% encontrado por Correa en un estudio de 120 muestras de 10 criaderos de Santiago de Chile en el 2014 (20) donde estas fueron al azar y se consideró lugares con buena higiene del ambiente y que no hayan sido desparasitados al menos 15 días previos al examen, otro estudio hecho en Chile en el 2006 por López *et al.*, 2006 (21) halló el 70,5% donde se consideraron deposiciones diarreicas. Estas diferencias entre estudios puede ser a causa de varios factores que beneficiaban la presentación de varios parásitos, como el confinamiento canino, buena o mala higiene, mala alimentación, desparasitaciones no frecuentes y/o no dar la cantidad o el antiparasitario adecuado, falta de exámenes al introducir una nueva mascota entre otros y algunos perros muestreados presentaban signología gastrointestinal marcada, mientras que en este estudio se tomaron las heces sin ninguna característica a elegir.

El único nematodo y uno de los parásitos de mayor frecuencia encontrado fue *Toxocara canis*., Xinou en un estudio en Grecia de un caso humano de neurotoxocariasis en el 2003 (22) fundamenta y considera como áreas de alto riesgo aquellas que tienen más de 7% de canes infectados por *T. canis*, por eso los resultados de este estudio (véase tabla n°6) son importantes debido a la enfermedad que podría causar este parásito. Soulsby, 1987 (23) menciona que el huevo de este requiere estar entre 10 a 15 días en el ambiente para ser infectante; el estudio ya mencionado hecho por Correa (20) encontró 1,67% de *T. canis*, la cual

podría deberse a que se tomaron muestras directas del recto por lo que así baja el riesgo de reinfección en el ambiente por parte de los perros, considerando que para dicho estudio se hizo en áreas de buena higiene, mientras que en este estudio las muestras fueron tomadas de otra manera y en condiciones ambientales diferentes obteniéndose así el 30,77% de este parásito.

*Dipylidium caninum* fue el único cestodo encontrado; un trabajo hecho en Ica, Perú por Trillo *et al*, 2003 (24), evaluó heces de caninos de diferente raza, edad y sexo con dueños, halló un porcentaje de 8,64% positivo a esta especie en la población de perros evaluados, al igual que el realizado por Ramon, 2012 (25) en la ciudad de Cuenca, Ecuador, halló el 0,26% de prevalencia de esta especie; estos estudios resultan tener un porcentaje bajo ya que las heces evaluadas pertenecían a mascotas las cuales tenían dueños y vivían en casas, las cuales pueden tener control de ectoparásitos, este estudio en el cual se obtuvo el 15,39% representó un porcentaje mayor en comparación a los mencionados; esto podría deberse a que el dueño del albergue no aplique algún producto para controlar esta parasitosis o no lo haga con regularidad.

El protozoo *Isospora spp.* fue uno de los que más se encontró con un 30,77%, este resultado tiene concordancia como con el de Correa en el 2014 (20) en criaderos de Chile, donde demostró que fue el segundo parásito más encontrado representando el 13,33%, así como el realizado por Vega *et al.*, 2014 (38) en cachorros provenientes de la venta en el Cercado de Lima representó la especie más parasitada con el 98,78%, de este se tomó las heces del suelo de los caniles donde estos estaban; estos valores altos se pueden deber a la resistencia a diferentes condiciones medioambientales como lo menciona Leguía, 2002 (5) sea a 32-35° de temperatura o un alto grado de humedad que son beneficiosos para que se mantengan en el ambiente haciendo que la posibilidad de reinfección incremente, sumado a esto el poco uso de tratamientos antiprotozoarios y la insuficiente realización de análisis coproparasitarios básicos como lo indica Alarcón *et al.*, 2005 (26).

Otro protozoario encontrado fue *Giardia spp.*, un estudio en el Callao, Perú, por Araujo, 2014 (27) en la cual solo evaluaron la presencia de *Giardia*, encontraron una prevalencia del 9,4% en una sola muestra de heces de canes aparentemente sanos, tomadas al azar. Otro estudio hecho por Zarate *et al*, 2003 (28) en el cono sur de Lima encontró 16% de prevalencia en animales domésticos. Otro estudio hecho en un refugio en Arequipa, Perú por Quispe (29) se halló un 16% de positividad a este parásito en la cual se tomaron muestras seriadas. Estos estudios fueron realizados mediante la técnica de sedimentación espontanea, la cual Vera *et al.*, 1996 (39) menciona como la técnica que ofrece mayores ventajas, tanto en practicidad como en sensibilidad. En este estudio se encontró dos ejemplares de *Giardia spp.* en biparasitismo hallados en técnica de sedimentación (véase tabla nº5), pero a diferencias de los otros estudios no se realizaron exámenes coprológicos seriados los cuales mejoran la sensibilidad al parásito como lo menciona Hall *et al*, 2007 (30).

Otro parasitado encontrado fue *Cryptosporidium spp.* Barriga, 2002(1) menciona que la presencia de este parásito se atribuye al tener contacto directo con ooquistes que proceden de la especie vacuna, ovina y caprina, los cuales son más susceptibles a este parásito; esta puede ser una razón por la cual no se encontraron más muestras positivas ya que en el área de estudio solo habitaban caninos. Estudio como el de Minaya, 2016 (31) encontró una positividad del 92,5% de este en 97 muestras, una razón de esta diferencia es este último fue hecho en una sociedad agrícola de Junín. Otro estudio que evaluaron 300 muestras, en Lima por Sotelo *et al*, 2013 (32) encontró una prevalencia del 29,7% en perros domésticos, esto podría deberse según Robertson *et al*, 2001 (33) a la presencia de áreas verdes rociadas con aguas usadas, siendo otro elemento de contaminación ya que este se difunde mejor en medio hídricos. Esto suma otra posible razón al ejemplar encontrado ya que se desconoce la procedencia.

Puntos tratados en todos los estudios mencionados como el protocolo de muestreo (toma de heces rectales, recojo de heces del suelo, una o varias muestras por canino), técnicas usadas (flotación, sedimentación espontanea, tinciones, etc.), procedencia de los caninos muestreados (domésticos, callejeros, albergues,

criaderos), la cantidad de número de animales muestreados (variable dependiendo el lugar de estudio), zona de estudio y condiciones ambientales de estos ( diferentes países, ciudades, humedad, temperatura), entre otros, es lo que en resumen genera una marcada variación de los resultados que se obtienen y divergen con la de este estudio.

El presente estudio no se encontraron diferencias demostrativas de ninguna de las variables: edad, sexo o raza. Un estudio en el departamento de Iquitos Perú por Alegría en el 2016 (34) como uno en Venezuela por Carzola *et al.* en el 2013 (35) arroja que no existe asociación entre las variables sexo y edad; por el contrario, este insinúa que todos los caninos se hallan expuestos en similares condiciones de riesgo. Sin embargo, muchos autores como Radman *et al.*, 2006 (36), Cordero del Campillo, 1999 (3) indican que la edad de los perros juega un rol importante dentro de la determinación de la enfermedad, ya que los menores a un año tienen un sistema inmune poco desarrollado lo cual los hace más susceptibles a enfermarse. Por otro lado, las parasitosis pueden presentarse en cualquier sexo y raza.



## VI. CONCLUSIONES

1. En la mitad de los caninos presentes se encontró una variabilidad de especies parasitarias como *Toxocara canis*, *Dipylidium caninum*, *Isospora spp.*, *Giardia spp.* y *Cryptosporidium spp.*
2. Los parásitos de mayor frecuencia de este albergue fueron el nematodo *Toxocara canis* y el protozooario *Isospora spp.*
3. El parásito de menor frecuencia fue *Cryptosporidium spp.*
4. No se encontró relación significativa entre las variables.

## VII. RECOMENDACIONES

1. La propietaria del albergue debería mejorar sus prácticas de higiene antes y después de manipular las heces, mediante el uso de bolsas, guantes entre otros, por posibles riesgos zoonótico.
2. Evaluar periódicamente mediante exámenes coprológicos las heces de las mascotas habitantes del albergue para conocer la carga parasitaria de estos.
3. Realizar un programa sanitario de desparasitación interna para eliminar, controlar y prevenir parasitosis.
4. Controlar los ectoparásitos mediante baños y/o productos químicos a toda la población canina del albergue.
5. Mejorar los protocolos de limpieza, para que los animales convivan en una zona limpia y a su vez evitar el desarrollo de parásitos que trae consigo contagio hacia las mascotas.
6. Eliminar y/o controlar la presencia de plagas como roedores, moscas, etc., para prevenir la diseminación de parásitos.

## VIII. BIBLIOGRAFIA

1. Barriga O. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago de Chile: Editorial Germinal; 2002.
2. Quiroz H. Parasitología y enfermedades parasitarias. México D.F: Editorial Limusa; 2005.
3. Cordero del Campillo M., Rojo Vásquez F. Parasitología Veterinaria. Madrid: Editorial McGraw-Hill-Interamericana de España; 2000.
4. Urquhart G. Parasitología veterinaria. 2 ed. Zaragoza España: Editorial Acribia S.A.; 2001.
5. Leguía G. Enfermedades parasitarias de perros y gatos. 2a ed. Lima: Editorial Del Mar; 2002.
6. Vignau M., Venturini L., Romero J., Eiras D., Basso W. Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Buenos Aires Argentina: Universidad Nacional de la Plata; 2005.
7. De la fe P., Dumenigo B., Brito E., Aguiar J. *Toxocara canis* y Síndrome Larva Migrans Visceralis. Revista electrónica de veterinaria REDVET. 2006; 7:1-42. [Revista en internet]. [Consultado el 12 de abril del 2019]. En: <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n040406/040612.pdf>
8. Macpherson C., Meslin F., Wandeler A. Dogs, zoonoses and public health. 2da ed. Canada: Editorial Reviews; 2013.
9. Guerrero J., Vollmer N. Enfermedades causadas por helmintos en perros y gatos. Buenos Aires: Editorial Inter médica; 2010.
10. Padilla F., Cuesta A. Zoología aplicada. Madrid España: Editorial Ediciones Diaz de Santos; 2003.

11. Botero D., Restrepo M. Parasitosis humana. 2da ed. Medellín: Corporación para Investigaciones Biológicas; 1994.
12. Charles M., Ed R. Diagnostic parasitology for veterinary technicians. 4ta ed. United States: Editorial Elsevier; 2012.
13. Barr S. Infecciones entéricas protozoáricas. En: Enfermedades infecciosas en perros y gatos. 2da ed. México: Editorial McGraw-Hill Internacional; 1998.
14. Greene C. Infectious diseases of the dog and cat. 4ta ed. United States: Editorial Elsevier; 2012.
15. Beers M. El manual Merck de veterinaria. 5 ed. Barcelona España: Editorial Océano; 2000.
16. Fernández M. Helmintos gastrointestinales zoonóticos en caninos de una zona urbano marginal del distrito de Ate. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario]. Lima, Perú: Universidad Alas Peruanas; 2018.
17. Vásquez R. Prevalencia de protozoarios gastrointestinales (*Cystoisospora canis*, *Giardia lamblia*) en caninos, mediante exámenes coprológicos parasitarios. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario Zootecnista]. Cuenca, Ecuador: Universidad Politécnica Salesiana; 2018.
18. Abrahamsen M. Complete Genome Sequence of the Apicomplexan, *Cryptosporidium parvum*. *Science*. 2004; 304:441-445. [Revista en internet]. [Consultado el 9 de febrero del 2019]. En: <https://pdfs.semanticscholar.org/b580/baf526489b875d016aaf7efd91c7e7e16607.pdf>
19. Debraekeleer, J. Animales pequeños. En: Hand M., Thatcher C., Remillard R., Roudebush P. Nutrición Clínica en Pequeños Animales (Small Animal Clinical Nutrition). Buenos Aires: Inter-Medica; 2000. Pp. 255-311.
20. Correa M. Fauna parasitaria gastrointestinal en perros de criaderos en la región metropolitana de Santiago, Chile. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario]. Santiago de Chile: Universidad de Chile; 2014.

21. López J., Abarca K., Paredes P., Inzunza E. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en Salud Pública. Revista Médica Chile. 2006; 134:193-200. [Revista en internet]. [Consultado el 9 de febrero del 2019]. En: [https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0034-98872006000200009](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-98872006000200009)
22. Xinou E., Lefkopoulos A., Gelagoti M., Drevelegas A., Diakou A., Milonas I., & Dimitriadis A. CT and MR imaging findings in cerebral toxocaral disease. American journal of neuroradiology 2003;24(4):714-718. [Revista en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: <http://www.ajnr.org/content/24/4/714>
23. Soulsby E., Parasitología y enfermedades parasitarias. 7ma ed. España: Editorial Interamericana McGraw Hill, 1987.
24. Trillo M., Carrasco A., Cabrera R. Prevalencia de helmintos enteroparásitos zoonóticos y factores asociados en *Canis familiaris* en una zona urbana de la ciudad de Ica, Perú. Parasitología Latinoamericana. 2003;58(3-4):136-141. [Revista en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: [https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0717-77122003000300009](https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0717-77122003000300009)
25. Ramón L. Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales (Cestodos y Nematodos) en caninos de la ciudad de Cuenca. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario Zootecnista]. Cuenca, Ecuador: Universidad de Cuenca; 2012.
26. Alarcón, M.; Beltrán, M.; Cárdenas, M.; Campos, M. Recuento y determinación de viabilidad de *Giardia spp.* y *Cryptosporidium spp.* en aguas potables y residuales en la cuenca alta del río Bogotá. Biomédica. 2005;25(3):353–365. [Revista en internet] [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-41572005000300011&script=sci\\_abstract&tlng=es](http://www.scielo.org.co/scielo.php?pid=S0120-41572005000300011&script=sci_abstract&tlng=es)
27. Araujo, W. Prevalencia de *Giardia sp.* en *canis familiaris* de la provincia constitucional del Callao. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario]. Lima, Perú: Universidad Nacional Mayor de San Marcos; 2004.

28. Zárate, D.; A. Chávez; E. Casas; N. Falcón. Prevalencia de *Giardia sp.* en canes de los distritos del Cono Sur de Lima Metropolitana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 2003;14(2):134-139. [Revista en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019] En: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172003000200006](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172003000200006)
29. Quispe M. Prevalencia de *Giardia sp.* En perros (*Canis lupus*) del refugio huellitas en busca de amor, ubicado en el distrito del cercado, provincia y departamento de Arequipa – 2015. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario y Zootecnista]. Arequipa, Perú: Universidad Católica de Santa María; 2016.
30. Feldman E. Tratado de medicina interna veterinaria: Enfermedades del perro y gato. 6ta ed. Madrid España: Editorial Elsevier; 2009.
31. Minaya A. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en canes de la SAIS Túpac Amaru en el distrito de Canchayllo, Jauja, Perú. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario Zootecnista]. Lima, Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia; 2016.
32. Sotelo H., Chaves A., Casa E., Pinedo V., Falcón N. Giardiasis y criptosporidiasis en caninos de los distritos del cono oeste de Lima Metropolitana. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*. 2013;24(3):353-359. [Revista en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172013000300012](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172013000300012)
33. Robertson L., Gjerde B. Occurrence of *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in raw waters in Norway. *Scandinavian Journal of Public Health*. 2001;29(3):200-207. [Artículo en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: <https://journals.sagepub.com/doi/abs/10.1177/14034948010290030901>
34. Alegría L., Imuna S. Enteroparásitos de perros domésticos y factores socio-epidemiológicos en el distrito de San Juan Bautista, Iquitos- Perú 2016. [Tesis

- para optar el grado de Biólogo]. Iquitos, Perú: Universidad Nacional de la Amazonia Peruana; 2016.
35. Carzola D., Morales P. Parásitos intestinales de importancia zoonótica en caninos domiciliarios de una población rural del estado Falcón, Venezuela. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*. 2013;53(1):19-28. [Revista en internet]. [Consultado el 10 de febrero del 2019]. En: [https://www.researchgate.net/publication/262590495\\_Parasitos\\_intestinales\\_de\\_importancia\\_zoonotica\\_en\\_caninos\\_domiciliarios\\_de\\_una\\_poblacion\\_rural\\_del\\_estado\\_Falcon\\_Venezuela](https://www.researchgate.net/publication/262590495_Parasitos_intestinales_de_importancia_zoonotica_en_caninos_domiciliarios_de_una_poblacion_rural_del_estado_Falcon_Venezuela)
  36. Radman N., Archalli S., Burgos L., Fonrouge R., Valle G. *Toxocara Canis* en Caninos. Prevalencia en la ciudad de La Plata. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*. 2006;40(1):41-44. [Revista en internet]. [Consultado el 9 de febrero del 2019]. En: [http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0325-29572006000100007](http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0325-29572006000100007)
  37. Fisher M., McGarry J. *Fundamentos de parasitología en animales de compañía*. Buenos Aires: Inter Medica; 2007.
  38. Vega S., Serrano E., Grandez R., Pilco M., Quispe M. Parásitos gastrointestinales en cachorros caninos provenientes de la venta comercial en el Cercado de Lima. *Salud tecnología veterinaria*. 2014;2:71-7. [Revista en internet]. [Consultado el 9 de febrero del 2019]. En: <http://www.upch.edu.pe/vrinve/dugic/revistas/index.php/STV/article/download/242/2213>
  39. Vera L., Tello R., Terashima A., Álvarez H. Evaluación en campo de la técnica de sedimentación espontánea para el diagnóstico de enteroparasitosis. IX Jornadas Estudiantiles "Carlos Monge Casinelli". *Rev. Médica Herediana*. 1996. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <http://www.cirbiomedicas.uady.mx/revbiomed/pdf/rb061722.pdf>
  40. Breña J., Hernandez R., Hernandez A., Catañeda R., Espinoza Y., Roldan W., Ramirez C., Maguiña C. Toxocariosis humana en el Perú: aspectos epidemiológicos, clínicos y de laboratorio. *Acta medica peruana*. 2011:28.

- [Artículo en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1728-59172011000400010](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1728-59172011000400010)
41. Giacometti A., Cirioni O., Fortuna M., Osimani P., Antonicelli L., Del prete M., Riva A., Derrico M., Petrelli E., Scalise G., Environmental and serological evidence for the presence of toxocariasis in the urban area of Ancona, Italy. *European Journal of Epidemiology*. 2000;16:1023-1026. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11421470>
  42. Despommier D. Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology and molecular aspects. *Clínica Microbiológica Rev.* 2003;16:65-72. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC153144/>
  43. Wilder H. Nematode endophthalmitis. *American Academy of Ophthalmology and Otolaryngol.* 1950;55:99-109.
  44. Miranda A., Alzamora B., Maguiña C., Tobaru L., Yarleque C., Terashima A. & Gotuzzo E. Primer reporte en el Perú de Toxocariasis ocular: Análisis de 21 Casos. *Bol. Soc. Per. Med. Int.* 1999;12:20-28. [Artículo en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: [http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/spmi/v12n1/pri\\_reporte.htm](http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/spmi/v12n1/pri_reporte.htm)
  45. Ibañez S, Verdaguer J, Sapunar J. Toxocariasis ocular. *Arch Chile Oftalmol* 1981;38: 47-50. [Artículo en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <https://accessmedicina.mhmedical.com/Content.aspx?bookid=1445&sectionid=96522973>
  46. Beaver P., Snyder C., Carrera G., Dent J., Lafferty J. Chronic eosinophilia due to visceral larva migrans; Report of three cases. *Pediatrics* 1952;9: 7-19. [Artículo en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/14911260>
  47. Maguiña C., Hernández H., Gotuzzo E., Mendoza D., Echevarria J. & Miranda P. Larva migrans visceral. Primer reporte en el Perú. *Rev. Med. Hered.* 1991;2: 14-17. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En:



- <http://www.upch.edu.pe/vrinve/dugic/revistas/index.php/RMH/article/viewFile/297/264>
48. Molina C., Ogburn J., Adegboyeda P., Infection by *Dipylidium caninum* in an infant. Arch Pathol Lab Med. 2003;12: 157-159.
  49. Serrano E., Tantalean M., Castro V., Quispe M., Casas G. Estudio retrospectivo de frecuencia de parásitos en muestras fecales en análisis rutinarios de laboratorio. Rev. Investig. Vet. Perú. 2014;25. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/veterinaria/article/view/8476/7358>
  50. Deza Z. Helminthiasis intestinal y lesiones en *Canis familiaris* atendido en el laboratorio de técnicas quirúrgicas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú. [Tesis para optar el grado de Médico Veterinario y Zootecnista]. Piura, Perú: Universidad Nacional de Piura; 2014.
  51. Deberá R., Campos F. Dipilidiasis humana. Revista Biomédica. Brasil. 1998;9:44-45. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <http://www.cirbiomedicas.uady.mx/revbiomed/pdf/rb98918.pdf>
  52. Ayala I., Domenech I., Rodríguez M., Urquiaga A. Parasitismo intestinal por *Dipylidium caninum*. Revista Cubana de Medicina Militar. La Habana, Cuba. 2012;41. [Revista en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <http://scielo.sld.cu/pdf/mil/v41n2/mil10212.pdf>
  53. Figueredo C., Figueredo L. *Dipylidium caninum*. Presentación de un caso. Venezuela. 2013;17. [Artículo en internet]. [Consultado el 27 de abril del 2019]. En: <http://www.revmultimed.sld.cu/index.php/mtm/article/view/300/406>
  54. Enriquez B., Scheneider R. Síndrome del intestino irritable y otros trastornos relacionados. México: Editorial Medica Panamericana;2019.
  55. Baker C. Red book: atlas de enfermedades infecciosas en pediatría. Buenos Aires: Editorial Medica Panamerica;2009.
  56. Farthing M. The molecular pathogenesis of Giardiasis. Journal Pediatric Gastroenterol Nutri.1997;24. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del

- 2019]. En:  
[https://journals.lww.com/jpgn/fulltext/1997/01000/the\\_molecular\\_pathogenesis\\_of\\_giardiasis.18.aspx/?trendmd\\_shared=0](https://journals.lww.com/jpgn/fulltext/1997/01000/the_molecular_pathogenesis_of_giardiasis.18.aspx/?trendmd_shared=0)
57. Sullivan P., Lunn P., Northrop C., Farthing M. Parasitic infection of the gut and protein losing enteropathy. *Journal Pediatr Gastroenterol Nutr* 1992;15:404-407. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/1469520>
  58. Flanagan P. *Giardia* - diagnosis, clinical course and epidemiology. A review *Epidemiol. Infect* 1992; 109:1-22. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/1499664>
  59. Gunther F., Waterborne Giardiasis in the United States: A Review. *American Journal of Public Health*. Washington, D. C. 1979:69.817-819. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://ajph.aphapublications.org/doi/pdf/10.2105/AJPH.69.8.817>
  60. Smith H., Nichols R. Zoonotic protozoa-food for thought. *Periódico oficial de la sociedad italiana de parasitología*. 2006: 48:101-104. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://europepmc.org/abstract/med/16881407>
  61. Blam M., Alim G. Enteric disease in San Francisco. *The Lancet Medical Journal UK*. 1977:8:306-309. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: [https://www.thelancet.com/journals/lancet/article/PIIS0140-6736\(77\)90998-9/fulltext](https://www.thelancet.com/journals/lancet/article/PIIS0140-6736(77)90998-9/fulltext)
  62. Quin C. Síndrome intestinal del homosexual. *Tribuna Médica*. 1986:41:7-10. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.redalyc.org/html/342/34211305006/>
  63. Eliot A., Cáceres I. *Introducción a la parasitología media del Perú*. 3era ed. Lima-Perú. 2002.
  64. Valdivia L., Córdova E., Neira M., Vargas V. *Parasitismo intestinal en la costa sur del Perú*. Resúmenes X congreso latinoamericano y VII Congreso Peruano de microbiología, Trujillo-Perú. 1987

65. Martines E. Cerpa L., Liu M. Prevalencia de giardiasis en guarderías de Tiabaya-Arequipa. *Neotropical Herminthology*.2006:5:5257-264. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://sisbib.unmsm.edu.pe/bvrevistas/neoHEL/v5n2/pdf/a12v5n2.pdf.pdf>
66. Pablo O. Chaves A., Suarez F., Pinedo R. Falcon N. Giardia spp en caninos y niños de comunidades campesinas de tres distritos de Puno, Perú. *Rev. Investig. Vet. Perú*. 2012:23. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172012000400009](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172012000400009)
67. Current W., Haynes T. Complete development of *Cryptosporidium* in cell culture. *Science*.1984:224:603-605. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/6710159>
68. Rodríguez J., Royo G. *Cryptosporidium* y criptosporidiosis. Control calidad seimc. Universidad Mifuel Hernández. Elche, España. Disponible en: <https://www.seimc.org/contenidos/ccs/revisionestematicas/parasitologia/crypto.pdf>
69. Fayer, R. Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. *Int. J. Parasitol.* 2000:30;1305–1322. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11113257>
70. Barer M., Wright A. *Cryptosporidium* and water. *Lett. Appl. Microbiol.*1990:11: 271-277. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1472-765X.1990.tb00180.x>
71. Millard P., Gensheimer K., Addiss D., Sosin D., Beckett G., Houck-Jankoski A., and Hudson A. An Outbreak of *Cryptosporidiosis* from Fresh-pressed Apple Cider. *Jour. Am. Med. Assoc.* 1994:272:1592-1596. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: [https://www.researchgate.net/publication/15232109\\_An\\_Outbreak\\_of\\_Cryptosporidiosis\\_From\\_Fresh-Pressed\\_Apple\\_Cider](https://www.researchgate.net/publication/15232109_An_Outbreak_of_Cryptosporidiosis_From_Fresh-Pressed_Apple_Cider)

72. Mackenzi W., Hoxie N., Proctor M., Gradus M., Blair K., Peterson D., Kazmierczak J., Addiss D., Fox K., Rose J, Davis J. A massive outbreak in Milwaukee of *Cryptosporidium* infection transmitted through the public water supply. *N Engl J Med* 1994; 331: 161-67. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/7818640>.
73. LeChevallier M. Norton W. *Giardia and Cryptosporidium* in raw and finished water. *J. Am. Water Works Assoc.*1995;87:54–68. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://awwa.onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/j.1551-8833.1995.tb06422.x>
74. Rose J., Slifko T. *Giardia, Cryptosporidium and Cyclospora* and Their Impact on Foods: A Review. *Journal of Food Protection*, 1999;62:1059-1070. [Revista en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://jfoodprotection.org/doi/pdf/10.4315/0362-028X-62.9.1059>
75. Health Protection Agency. (May *Cryptosporidium* – Epidemiological data. 2003. Disponible en: [https://www.who.int/water\\_sanitation\\_health/diseases/zoonosessect4.pdf](https://www.who.int/water_sanitation_health/diseases/zoonosessect4.pdf)
76. Christie P. Increased cases of *Cryptosporidium* infection in central Scotland. *Eurosurveillance Weekly*. 1998: 2. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <https://www.eurosurveillance.org/content/10.2807/esw.02.19.01220-en>
77. Ministry of Food, Agriculture and Fisheries Annual Report on Zoonosis in Denmark: 2000, 2001 y 2002. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: [https://www.food.dtu.dk/-/media/Institutter/Foedevareinstituttet/Publikationer/Pub-2001/annual\\_report\\_zoonoses\\_2000.ashx?la=da&hash=CD83AC62AF9AB5AC6FCC886D3C52AE0A6CF1D7CE](https://www.food.dtu.dk/-/media/Institutter/Foedevareinstituttet/Publikationer/Pub-2001/annual_report_zoonoses_2000.ashx?la=da&hash=CD83AC62AF9AB5AC6FCC886D3C52AE0A6CF1D7CE)
78. Duffy G. *Cryptosporidium parvum* – an Emerging Pathogen in the Water and Food Industry. Irish Agriculture and Food Development Authority. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En:

<https://www.teagasc.ie/media/website/publications/2003/CryptosporidiumParvumInFoodandWater.pdf>

79. Bazan P., Nureña L., Quiroz S., Rubio R., Sanchez A. Incidencia y viabilidad de *Cryptosporidium parvum* en el agua potable del distrito de Victor Larco Herrera-Trujillo. 2015:4. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://revistas.ucv.edu.pe/index.php/CIENTIFI-K/article/download/1095/869/>
80. Estrada A, Huamán A, Villanueva C. Cryptosporidiosis y cyclosporiasis en pobladores del Pueblo Joven Sebastián Barranac, Ica. Res 4to Cong Peru Parasitol, Lima. 2000:40. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://mrojas.perulactea.com/2008/05/22/cryptosporidium-somera-revision-de-estudios-peruanos/>
81. Castillo R, Miranda E, Gilman R. Infección por *Cryptosporidium parvum* y evaluación del estado nutricional en niños menores de dos años de edad. Res 4to Cong Perú Parasitol, Lima. 2000:10. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://www.bvs.hn/TMH/pdf/TMH2/pdf/TMH2.pdf>
82. Beltrán M, Ortega S, León I, Ibáñez G. Evaluación de *Cryptosporidium parvum* de muestras coprológicas en pacientes con diarrea en 4 establecimientos de Lima. Res 4to Cong Peru Parasitol, Lima. 2000:14. [Artículo en internet]. [Consultado el 28 de abril del 2019]. En: <http://mrojas.perulactea.com/2008/05/22/cryptosporidium-somera-revision-de-estudios-peruanos/>

## **Anexos**

## Anexo 1

### Formato 1. Carta de autorización

Lima, 28 de noviembre del 2018

Srta. Giovana Puccoy

Albergue Mi Refugio

Yo, Bachiller en Medicina Veterinaria Lizbeth Vanessa Calle Laya ex alumna de la Universidad Alas Peruanas de Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria, solicito permiso para la realización de la tesis titulada 'Agentes intestinales parasitarios en perros (*Canis familiaris*) de un albergue del distrito del Callao; con la finalidad de obtener el título profesional de Médico Veterinario, en su albergue Mi Refugio.

---

Calle Laya, Lizbeth Vanessa

## Anexo 2

### Formato 2. Autorización al laboratorio

Lima, 28 de noviembre del 2018

Dr. Daniel Zarate

Laboratorio Universidad Nacional Agraria La Molina

Yo, Bachiller en Medicina Veterinaria Lizbeth Vanessa Calle Laya ex alumna de la Universidad Alas Peruanas de Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria, solicito permiso para hacer uso de la instalación y materiales requeridos del laboratorio, para la realización de la tesis titulada 'Agentes intestinales parasitarios en perros (*Canis familiaris*) de un albergue del distrito del Callao; con la finalidad de obtener el título profesional de Médico Veterinario.

---

Calle Laya, Lizbeth Vanessa



### Anexo 3

**Tabla 4.** Llenado de datos de cada perro

NÚMERO	NOMBRE	EDAD	SEXO	RAZA	FOTO
1	SAM	9 AÑOS	MACHO	MESTIZO	
2	LUNA	2 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
3	CARAMELO	2 AÑOS	MACHO	MESTIZO	
4	NEGRA	6 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
5	ESPERANZA	5 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
6	YAGER	9 AÑOS	MACHO	MESTIZO	

NÚMERO	NOMBRE	EDAD	SEXO	RAZA	FOTO
7	RUSTO	9 AÑOS	MACHO	MESTIZO	
8	CANELA	2 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
9	DULCE	3 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
10	GEICHA	5 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
11	GENESIS	1 AÑO	HEMBRA	MESTIZO	
12	BLANQUITA	3 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	

NÚMERO	NOMBRE	EDAD	SEXO	RAZA	FOTO
13	CUTA	6 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
14	KERRY	10 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
15	ALMENDRA	4 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
16	MIMI	5 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
17	PANDORA	2 AÑOS	HEMBRA	MESTIZO	
18	MATIAS	8 AÑOS	MACHO	MESTIZO	

NÚMERO	NOMBRE	EDAD	SEXO	RAZA	FOTO
19	BEBE	2 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
20	BEBITA	2 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
21	NOAH	4 MESES	HEMBRA	MESTIZO	
22	ADELAIDA	8 MESES	HEMBRA	MESTIZO	

## Anexo 4

Tabla 5. Parásitos según técnica usada

#	Nombre	Técnica: Flotación	Técnica: Sedimentación	Técnica: McMaster	Técnica: Tinción Zihl Neeigen
1	Sam	<i>Isospora c.</i>	-	-	-
2	Luna	-	-	-	-
3	Caramelo	-	-	-	-
4	Negra	-	-	-	-
5	Esperanza	-	-	-	-
6	Yager	<i>Toxocara c.</i>	-	-	-
7	Rusto	-	-	<i>Toxocara c.</i>	-
8	Canela	-	-	-	-
9	Dulce	-	-	-	Positivo a <i>Cryptosporidium spp.</i>
10	Geicha	-	<i>Giardia spp.</i>	<i>Isospora spp.</i>	-
11	Genesis	<i>Toxocara c.</i>	-	-	-
12	Blanquita	-	-	-	-
13	Cuta	<i>Isospora spp.</i>	-	<i>Isospora spp.</i>	-
14	Kerry	-	-	-	-
15	Almendra	-	<i>Dipylidium c.</i>	<i>Dipylidium c.</i>	-
16	Mimi	-	-	-	-
17	Pandora	-	-	-	-
18	Matías	-	-	-	-
19	Bebe	<i>Toxocara c.</i>	-	-	-
20	Bebita	-	<i>Giardia spp.</i>	<i>Dipylidium c.</i>	-
21	Noah	-	-	-	-
22	Adelaida	-	-	<i>Isospora spp.</i>	-


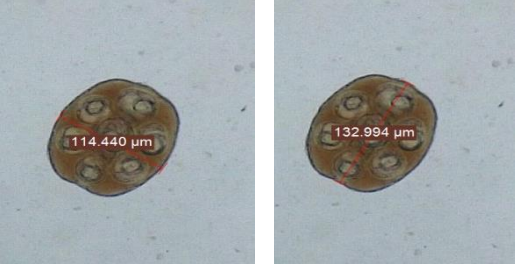
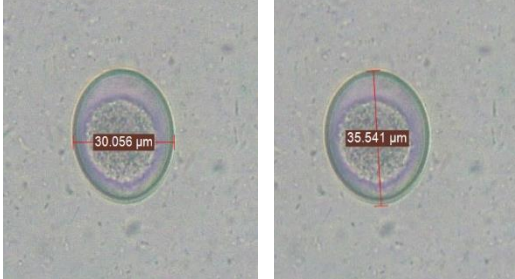
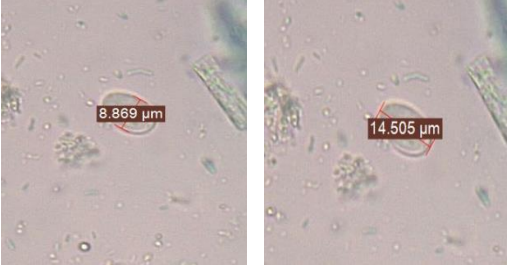
## Anexo 5

**Tabla 6.** Análisis cuantitativo del cálculo de McMaster

Cálculo de recuento de la técnica McMaster						
# de muestra	Huevos observados	Ooquistes observados	F (factor)	HPG (Huevo por gramo)	OPG (Ooquiste por gramo)	Especie encontrada
1						-
2						-
3						-
4						-
5						-
6						-
7	11 (alta)		50	550		<i>Toxocara c.</i>
8						-
9						-
10		1 (leve)	50		50	<i>Isospora spp.</i>
11						-
12						-
13		3 (leve)	50		150	<i>Isospora spp.</i>
14						-
15	2 (leve)		50	100		<i>Dipylidium c.</i>
16						-
17						-
18						-
19						-
20	2 (leve)		50	10		<i>Dipylidium c.</i>
21						-
22		1 (leve)	50		50	<i>Isospora spp.</i>

## Anexo 6

Tabla 7. Huevos y ooquistes con su medidas

ESPECIE	IMAGEN	
<i>Toxocara canis</i>		
<i>Dipylidium caninum</i>		
<i>Isospora spp.</i>		
<i>Giardia spp.</i>		
<i>Cryptosporidium spp.</i>	