

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y

ZOOTECNIA



**“PREVALENCIA DE HELMINTOSIS GASTROINTESTINAL EN
PERROS PASTORES DE ALPACAS EN LA COMUNIDAD DE
TINGABAMBA - SICUANI”**

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. WILBER CONDORI VILCA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

TITULO:

“PREVALENCIA DE HELMINTOSIS GASTROINTESTINAL EN
PERROS PASTORES DE ALPACAS EN LA COMUNIDAD DE
TINGABAMBA- SICUANI”

PRESENTADO POR EL BACHILLER:
Wilber Condori Vilca

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PRESIDENTE:


Dr. MÁXIMO MELO ANCCASI

PRIMER MIEMBRO:


MVZ. GODOFREDO MAMANI CHOQUE

SEGUNDO MIEMBRO:


Mg. Sc. NUBIA L. CATACORA FLORES

DIRECTOR DE TESIS:


Mg. Sc. JULIO MÁLAGA APAZA

ÁREA : Salud animal

TEMA : Enfermedad parasitaria

Dedicatoria

Esta tesis se la dedico a mi Dios quien supo guiarme por el buen camino, darme fuerzas para seguir adelante.

A mis queridos padres Eusebio Condori y Valeriana Vilca por su apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles, y por ayudarme con los recursos necesarios para estudiar.

A mis hermanos Jorge y Roger por estar siempre presentes, acompañándome para poderme realizar.

A mi sobrino Jhon Lizardo quien ha sido y es una motivación, inspiración y felicidad se que llegaras lejos y tendrás todo mi apoyo incondicional.

A Helen, mi eterno amor, que has sido fiel amiga y compañera, que me has ayudado a continuar, haciéndome vivir los mejores momentos de mi vida. Gracias a ti por tu cariño y comprensión, porque sé que siempre contaras conmigo "Te quiero mucho". A ellos este proyecto, que sin ellos, no hubiese podido ser.

Wilber Condori Vilca

“La tesis es un camino que se recorre sólo pero nunca en soledad”

Agradecimiento

Agradezco a mi director de tesis Mg Sc. Julio Málaga Apaza gracias por haber confiado en mi persona, por su paciencia, comprensión y su amistad.

A mis jurados Dr. Máximo Melo Ancasí, M.V.Z. Godofredo Mamani Choque y Mg Sc. Nubia Catacora Flores gracias por el tiempo prestado para la revisión del presente trabajo de investigación.

A mis docentes de la gloriosa facultad de medicina veterinaria y zootecnia, que con sus conocimientos contribuyeron en mi formación profesional, aquellos que me dieron consejos de todo lo que se puede hacer en la vida cuando eres constante y responsable especialmente al Dr. Victor Zanabria, Dr. Zacarías Condemayta, Dr. Domingo Ruelas, Dr. Juan Zevallos, Oscar Espezua, Bernardo Roque, Joel Flores, Clemente Vilca, Oscar Carreón, Hugo Cotacallapa.

A la universidad nacional del altiplano, mi alma mater.

A mis amigos y compañeros; Henry Blanco, Olger Checmapocco, Frich Condori, Alain Díaz, Rolando Ojeda, Maritza Ramos, Karina Tune; en especial a ti Margoth Nina gracias por tu amistad y a quienes recién se sumaron a mi vida para hacerme compañía con sus sonrisas de ánimo; Gladys Ramos Berdusco, Norma, Ruth margoth; porque a lo largo de nuestra formación profesional aprendimos que nuestras diferencias se convierten en riqueza cuando existe respeto y verdadera amistad.

A mis amigos técnicos responsables de los laboratorios; Samuel Yucra, Román Quispe, Angel, Miguel, Froilán, Severo, Félix, Marcelino.

A la clínica veterinaria “HUESITOS”.

A la asociación de criadores de camélidos sudamericanos Tingabamba.

Gracias a todos ustedes.

CONTENIDO

RESUMEN

Pág.

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1. Marco conceptual.....	3
2.2. Marco teórico.....	4
2.3. Marco referencial.....	34
III. MATERIALES Y METODOS.....	38
3.1. Lugar de estudio.....	38
3.2. Material experimental.....	38
3.3. Materiales y equipos.....	39
3.4. Metodología.....	41
3.5. Indicador epidemiológico.....	45
3.6. Análisis estadístico.....	45
IV. RESULTADOS Y DISCUSION.....	46
4.1. Prevalencia general.....	46
4.2. Prevalencia de nematodos.....	48
4.3. Prevalencia de cestodos.....	51
V. CONCLUSIONES.....	54
VI. RECOMENDACIONES.....	55
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	56
ANEXOS.....	60

RESUMEN

Los helmintos gastrointestinales que afectan a los perros pastores de la región altoandina del Perú, constituyen uno de los principales agentes transmisores de diversas enfermedades que afectan a los animales y el hombre; por lo cual, el objetivo de nuestro estudio fue determinar la prevalencia de los cestódos y nemátodos en perros pastores de alpacas de la comunidad de Tingabamba – Sicuani. Las muestras de heces fueron evaluadas en el Laboratorio de parasitología de la FMVZ - UNA - PUNO, empleando la técnica de flotación (método de los 50). Los datos fueron procesados mediante la prueba estadística de Ji-cuadrada. Del total de las muestras fecales evaluadas, el 86.96 % resultaron positivas a uno o más helmintos gastrointestinales. La prevalencia de nemátodos gastrointestinales en perros machos fueron 29.63, 14.81, 14.81, 11.11 y 14.81 % para *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp.* y *Trichuris spp.*; mientras en hembras fueron 21.05, 26.32, 10.53, 10.53 y 15.79 % de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp.* y *Trichuris spp.*; la prevalencia de nemátodos gastrointestinales en perros cachorros mostraron 66.67, 33.33, 16.67, 00.00, y 16.67 % de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp.* y *Trichuris spp.*; en los jóvenes se encontró 15.38, 23.08, 00.00, 23.08 y 15.38 % de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp.* y *Trichuris spp.*; y las adultas mostraron 22.22, 14.81, 18.52, 7.41 y 14.81 % de *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp.* y *Trichuris spp.* La prevalencia de cestódos gastrointestinales en perros machos fueron 51.85 y 14.81 % de *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum*; en hembras fueron 57.89 y 15.79 % de *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum*; la prevalencia de cestódos en perros cachorros fue 16.67 y 33.33 % de *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum*; en jóvenes reflejaron 61.54 y 15.85 % de *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum* y los adultos mostraron 59.26 %, y 11.11 % de *Taenia spp.*, y *Dipylidium caninum*. Por lo tanto, concluimos que la prevalencia encontrada en perros pastores de alpacas en la comunidad de Tingabamba – Sicuani, fue de 86.96 %.

PALABRAS CLAVES: Prevalencia, Helmintos, Perros pastores.

I. INTRODUCCIÓN

La crianza de camélidos sudamericanos (CSA) constituye una actividad pecuaria representativa del Perú, habiendo alrededor de 4'898,765 alpacas y 1'204,677 llamas (INEI, 2012). Esta actividad se desenvuelve de manera armónica en las zonas altoandinas, donde se aprovecha los pastizales naturales para la crianza, la producción de fibra y carne de CSA. No obstante, estas ventajas se ven limitadas por diversos factores que inciden negativamente en la producción, donde las enfermedades parasitarias transmitidas por los perros, provocan bajos rendimientos productivos como: Reducidos incrementos de peso en la etapa de crecimiento, fibra deficiente en cantidad y calidad; ocasionando pérdidas económicas que afectan la escasa economía de los productores dedicados a esta actividad (Leguía, 1996).

El grupo más vulnerable a sufrir enfermedades gastrointestinales son los cachorros, de este grupo las enfermedades parasitarias se encuentran como agentes primarios o predisponentes de enfermedades intestinales donde los parásitos gastrointestinales causan una amplia gama de alteraciones digestivos, los que están relacionados directamente al estado nutricional y la carga parasitaria (López, 2006).

Desde el punto de vista de la salud pública, los perros son importantes reservorios de parásitos gastrointestinales. Las enfermedades zoonóticas causadas por los perros afectan al hombre que convive con estas mascotas, produciendo enfermedades graves, como las infecciones por nemátodos de las especies *Ancilostoma spp* y *Toxocara canis* (Leguía, 1996). Los niños son especialmente vulnerables, porque están en contacto directo con los perros y el

ambiente en el cual viven los perros. La ingestión accidental de los huevos del *Toxocara canis* que habitan en el intestino delgado de los perros, produce la toxocariosis humana (Michael, 2006).

En nuestro país no se conoce con exactitud el problema sobre la prevalencia de helmintosis gastrointestinal en perros pastores de zonas alto andinas, desde esta perspectiva surge la necesidad de realizar esta investigación con la finalidad de identificar y cuantificar las diferentes formas parasitarias que eliminan diariamente los perros infectados a través de sus heces, provocando la contaminación de áreas de pastoreo en donde los animales y personas están en contacto directo con las diferentes formas parasitarias, ocasionándoles a futuro problemas parasitarios peligrosos para la salud pública.

Los resultados del presente estudio podrán contribuir al diseño de un programa de control de parasitosis canina y las enfermedades que constituyen problemas de la salud pública en esta parte alto andina de la región. Lo que contribuirá a disminuir las pérdidas económicas que ocasiona esta parasitosis, mejorando la aceptabilidad, nivel de consumo, precio de la carne y sus derivados; logrando así mejorar el nivel y estilo de vida de los productores alpaqueros.

De esta manera, dada la importancia que tienen las enfermedades parasitarias de esta especie animal para la salud pública es que se ha realizado el presente trabajo con los siguientes objetivos: Determinar la prevalencia de helmintosis gastrointestinal (Cestodos y Nemátodos) en perros pastores de alpacas en la Comunidad de Tingabamba – Sicuani; así como el efecto de las variables sexo y edad en su presentación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MARCO CONCEPTUAL

2.1.1. GENERALIDADES SOBRE PARASITISMO INTESTINAL

Las parasitosis intestinales constituyen entidades clínicas frecuentes en nuestro medio y que pueden pasar desapercibidas si no las incluimos en el diagnóstico diferencial de todo paciente que sea llevado a la consulta con sintomatología gastrointestinal. El tracto digestivo del perro es capaz de albergar una gran variedad de parásitos, como protozoarios, nemátodos y cestódos (Dunois, 2005).

2.1.2. PREVALENCIA

La prevalencia se define como el número total de casos de una enfermedad específica existentes en una población dada en un momento determinado (Borchert, 1981). Número de casos de enfermedad o infección existente en un momento dado, con relación a la unidad de población en que ocurren. Es una medida estática en comparación en la medida dinámica incidencia (Thrusfield, 1990).

2.1.3. PARASITISMO

Relación entre dos seres de distinta especie, en la cual el parásito daña o vive a expensas del hospedador, el parásito depende metabólicamente del hospedador. Esta relación implica un intercambio de moléculas y es imprescindible sólo para el parásito, estimulando inflamación, respuesta inmunitaria o simplemente absorción de nutrientes (Roberts y Janovy, 2009).

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. CESTÓDOS

Endoparásitos alargados sin canal alimenticio y sin epidermis ciliada, generalmente dividido en segmentos. Parásitos del canal alimenticio de los vertebrados, ciclo evolutivo con dos o más huéspedes (Schantz, 1989). Están formados por una cadena de unidades productoras de huevos, llamados proglotidos vulgarmente anillos o segmentos, que se desarrollan del extremo distal del escólex o cabeza (Blood, 1993). Los cestódos, cuyo cuerpo es aplanado dorso ventralmente y está dividido en segmentos, viven en estado sexualmente maduro, salvo pocas excepciones, como en endoparásitos en el intestino de vertebrados, y en sus fases larvianas, en los tejidos o en las cavidades orgánicas de vertebrados e invertebrados que les sirven de hospederos intermediarios (Blood, 1993). Los cestódos o gusanos parecidos a una cinta, pertenecen al Phylumm Platelmines. Representa a un importante grupo de parásitos internos, los estados adultos se localizan en el tracto digestivo de sus huéspedes intermediarios, vertebrados e invertebrados (Quevedo, 1970).

Estos cestódos han sido ampliamente considerados como no patógenos sin embargo los cestódos pueden causar enfermedades ocasionalmente en animales y humanos; llegando a casos dramáticos en la hidatidosis humana y la coenurosis en el ovino (Rojas, 2003).

Las especies *Dipylidium caninum* y *Taenia* spp son las especies más comúnmente reportadas, sin embargo otros géneros como *Echinococcus*

tienen gran importancia en la salud pública y son más prevalentes en animales adultos (*Canis lupus familiaris*) de zonas rurales y periurbanas de nuestra región.

2.2.1.1. *Taenia* spp.

a) Etiología

Las tenías son parásitos bilateralmente simétricos, aplanados, alargados y carecen de tubo digestivo por lo que los alimentos digeridos se absorben a través de su tegumento. Cada parásito adulto posee una cabeza globular o escólex que posee cuatro ventosas para su fijación a la pared intestinal, un róstelo no retráctil armado de dos filas de ganchos y un cuello no segmentado, seguido por un estróbilo segmentado (Soulsby, 1988).

b) Características del parásito

Taenia pisiformis

Se encuentra en el intestino delgado de perros, rara vez en gatos; mide de 15 a 60 cm de largo, incluso hasta 2 metros, y de 5 a 6 mm de ancho, posee aproximadamente 4.000 proglótidos, el borde posterior de los segmentos maduros es más amplio que el anterior dando a la tenía una apariencia dentada. Tiene una cabeza pequeña que posee cuatro ventosas y un róstelo con una doble fila de 34 a 48 ganchos, pero sin cuello. Los huevos de tiene un tamaño de 38µm por 32µm (Cordero et al., 1999).

Taenia hydatigena

Se localiza en el intestino delgado de perros, gatos y otros carnívoros silvestres; mide de 75 a 500 cm de largo. El róstelo tiene de 26 a 44 ganchos en una corona doble, los ganchos grandes miden de 0.17 a 0.22 mm de largo, los pequeños de 0.11 a 0.16 mm. Los proglótidos grávidos miden de 10 a 14 por 4 a 7 y el útero presenta entre cinco a diez ramas sobre uno y otro lado. Los huevos son elípticos y miden entre 38 a 39 por 34 a 35 micras (Soulsby, 1988).

Taenia ovis

Se encuentra en el intestino delgado de perros, zorras y otros carnívoros silvestres. Alcanza una longitud de 1 metro. El róstelo tiene una doble corona de ganchos en número de 24 a 36, los grandes miden 0.156 a 0.188 mm de largo y los pequeños de 0.096 a 0.128 mm; el útero en los proglótidos grávidos tiene 20 a 25 ramas laterales sobre uno y otro lado. Los huevos son ovales miden de 19 a 31 x 24 a 26 micras de diámetro (Cordero et al., 1999).

Taenia serialis

Se encuentra en el intestino delgado de perros, coyotes y otros carnívoros silvestres en muchos países del mundo. Llega a medir 70 cm de largo, el escolex tiene doble corona de ganchos en número de 26 a 32. Los ganchos grandes miden de 0.135 a 0.175 mm de largo y los pequeños de 0.078 a 0.12 mm; los proglótidos grávidos tienen de 20 a 25 ramas laterales sobre uno y otro lado. Los huevos son elípticos y miden de 31 a 34 por 29 a 30 micras (Larrieu et al., 2004).

Taenia múlticeps

Se encuentra en el intestino delgado de perros, coyotes y otros carnívoros silvestres en muchas partes del mundo. Mide de 40 a 100 cm de largo, el escólex 0.8 mm de diámetro. El rostelo con una doble corona de ganchos, en número de 22 a 32, los grandes miden 0.15 a 0.17 mm de largo y los pequeños de 0.09 a 0.13 mm. Los proglótidos cuando están grávidos miden de 8 a 12 por 3 a 4 mm y el útero tiene 9 a 26 ramas dobles. Los huevos miden 29 a 37 micras de diámetro (Soulsby, 1988).

Echinococcus granulosus

Se encuentra en el intestino delgado de perros, coyotes, zorras y otros. El parásito adulto mide de 4 a 7 mm de longitud y está compuesto de cabeza o escólex, cuello y estróbilo. La cabeza posee una doble corona de ganchos y cuatro ventosas que constituyen el aparato de fijación del parásito a la pared intestinal. El estróbilo está formado por tres anillos o proglótidos en los cuales se aloja el aparato genital que es hermafrodita, en el tercer anillo se acumulan los huevos o embrióforos. Cada huevo mide de 30 a 40 μm de diámetro, alojan en su interior el embrión hexacanto u oncósfera (Larrieu et al., 2004).

c) Ciclo biológico

Los parásitos adultos se localizan en el intestino delgado de los hospedadores definitivos. La mayoría de las tenías son hermafroditas, cada proglótido contiene uno o dos conjuntos de órganos masculinos y femeninos para ajuste estructural. Después de la fecundación los huevos salen del hospedador definitivo en segmentos maduros en las heces. Los hospedadores intermediarios se infectan mediante la ingestión de los huevos en el agua o los

alimentos contaminados, la eclosión de los huevos se produce en el intestino del huésped intermediario de la tenía, la oncósfera se adhiere en la pared intestinal por medio de sus ganchos y llega a su lugar de predilección por el torrente sanguíneo, en él las oncósferas forman un metacéstodo, quiste o vesícula que es el segundo estadio larvario de la tenía. Cuando el segundo estadio larvario se transfiere al hospedador definitivo por la ingestión de los hospedadores intermediarios infectados, la vesícula es digerida, el escólex se fija en la mucosa del intestino delgado y desde el cuello empiezan a brotar segmentos para formar el estróbilo. Los huevos aparecen en la materia fecal de 6 a 9 semanas después de la ingestión del segundo estadio larvario (Soulsby, 1988).

d) Signos clínicos.

Taenia pisiformis

Normalmente las infecciones leves de parásitos adultos en los hospedadores definitivos no producen síntomas, pero infecciones masivas pueden causar diarrea. El hospedador intermediario puede sufrir de disturbios digestivos y hasta serias pérdidas de la condición corporal donde hay daño hepático (Quiroz, 2005).

Taenia hydatígena

Las infecciones masivas pueden causar traumatismos agudos como hepatitis, cisticercus y peritonitis, la patología y los síntomas son iguales a los de la fasciolosis crónica. Raramente la muerte puede ocurrir en cerdos jóvenes y ovejas (Del Valle et al., 2002).

Taenia ovis

No se observan normalmente signos clínicos en los animales infectados. Los parásitos adultos en perros raramente producen signos clínicos a menos que las infecciones sean masivas cuando la diarrea puede estar presente (Quiroz, 2005).

Taenia serialis

En general no hay síntomas clínicos en los hospedadores definitivos, en infecciones fuertes puede estar presente la diarrea. En los hospedadores intermediarios los quistes subcutáneos son palpables y más comunes en los conejos salvajes que en los domésticos (Quiroz, 2005).

Taenia múlticeps

La larva se localiza en el SNC y los signos clínicos están relacionados con el crecimiento de los quistes en el cerebro. Las ovejas infectadas con un *Coenurus* en el hemisferio cerebral pueden caminar en círculos en una dirección opuesta al lado del cerebro en el cual la larva está localizada; la visión la postura y la marcha también pueden verse afectadas, la parálisis de los cuartos puede ocurrir si el *Coenurus* está en el cordón espinal (Del Valle et al., 2002).

Echinococcus granulosus

El quiste hidatídico causa síntomas dependientes de tres factores básicos: El número de quistes hidatídicos presentes en un mismo individuo; la localización de dichos quistes y el tamaño que estos quistes pueden alcanzar dentro de

dicho órgano. El quiste crecen alrededor de 1 cm por año y puede alcanzar un diámetro de hasta 20 cm; en su desarrollo puede, fisurarse, infectarse y raramente romperse en el peritoneo y vías biliares. Esto produce un cuadro de dolor abdominal agudo acompañado de fiebre, prurito y aparición de una erupción urticariforme o de una reacción anafiláctica; a partir de los escólices liberados se forman nuevos quistes y al cabo de 3 a 4 años el paciente puede presentar una hidatidosis peritoneal (González et al., 2001).

e) Diagnostico

El diagnóstico clínico se basa en primer lugar en la observación de proglótidos en las heces o en la región periana. Los proglotidos de las especies de *Taenia* se diferencian por la presencia de huevos aislados con un embrioforo grueso y estriado radialmente. El diagnóstico coproparasitario mediante las técnicas de sedimentación o flotación permite encontrar huevos y las cápsulas ovígenas para su identificación. En los hospedadores intermediarios el diagnóstico se realiza mediante las lesiones post mortem durante la necropsia (Soulsby, 1988).

2.2.1.2. Dipilidiosis

a) Etiología

Es una teniasis intestinal ocasionada por *Dipylidium caninum* que se aloja en el intestino delgado del perro, gato, zorro y a veces en el hombre especialmente en los niños, su forma larvaria *Cysticercoides* se halla en los artrópodos vectores como las pulgas. Este parasito tiene una distribución geográfica cosmopolita (Borchert, 1981).

b) Características del Parásito

Este cestodo llega a tener de 15 - 40cm. De longitud, el escólex, que tiene forma esférica o cónica, es de aproximadamente 0.5mm de ancho tiene cuatro ventosas y un róstelo retráctil con 3-4 coronas de ganchos en forma de espinas. En cada proglótido existen dos juegos de órganos genitales además el ovario y las vitelógenas forman una masa en cada lado de aspecto de racimo y los poros genitales están situados a los costados. Los órganos sexuales no se ven en los proglótidos grávidos o terminales ya que estos están totalmente llenos de capsulas ovígeras de 200 x 120um. Conteniendo de 8 – 30 huevos con 34 – 40um de diámetro. Los proglótidos maduros y particularmente los grávidos tienen una forma alargada, oval el cual da un aspecto de pepita de calabaza y puede desplazarse mediante contracciones en las heces o en la zona perianal y así quedando en libertad las capsulas ovígeras (Borchert, 1981).

c) Ciclo biológico

Todos los cestodos tienen un ciclo biológico indirecto, requieren un hospedero intermedio específico. Los perros y gatos infectados con la tenía adulta arrojan proglótidos cargados con huevos en sus heces. Cuando el hospedador intermedio (*Ctenocephalides canis*, *C. felix*), consume estos huevos el embrión hexacanto contenido en el huevo origina una larva cisticercoide que se incorpora en el celoma del hospedador intermedio, dicha larva y se transforma en cisticercoide, a medida que esta evoluciona hacia pupa y luego a pulga adulta. El ciclo de la tenía continua cuando la pulga es tragada por el perro o el gato que luego de ser digerida, deja libre el cisticercoide, el mismo

que evagina su escólex y se adhiere a la mucosa intestinal para iniciar su desarrollo como tenia adulta. Posterior a la ingestión del cysticercoide el periodo pre patente podría durar de 1 a dos meses (Rojas, 2003).

El *Dipylidium caninum* mediante reproducción sexual produce miles de huevos hexacantos cubiertos con una membrana vitelina dentro de las capsulas ovígeras u ovisacos, a razón de 3 – 30 por capsula, que son excretadas con las heces generalmente dentro de proglótidos grávidos (similares a un grano de arroz) (Soulsby, 1988).

Los proglótidos pueden ser vistos en la región perineal o en las heces de esta manera existe la presencia de huevos en el ambiente donde habita como en el dormitorio y el pelaje de la misma mascota. La presencia de estos proglótidos en las mascotas o en la casa puede dañar o romper el vínculo humano animal (Borchert, 1981).

d) Fisiopatología

Por lo general solo se presenta prurito anal debido a la motilidad de los proglótidos grávidos en la región perianal (Soulsby, 1988). Si bien con frecuencia no hay síntomas o son poco específicos (Mehlhorn et al., 1993).

e) Signos clínicos

Adelgazamiento, pelaje sin brillo o hirsuto, oclusión total del intestino, cólico, diarrea, dolor a la presión abdominal externa, parásitos pasados por el recto, vomito o regurgitación (Gates y Nolan, 2009).

f) Diagnóstico

Los datos generados por flotación fecal generalmente subestiman la frecuencia la infección por *Dipylidium caninum* y de otras especies de tenías. Porque los proglótidos y los huevos están focalmente distribuidos en el material fecal, una muestra fecal podría aparentar ser negativa por la ausencia de proglótidos o capsulas ovigeras aun siendo positiva (Borchert, 1981).

Mediante coproscopia, la visualización de huevos en las capsulas ovígeras es de gran certeza. Macroscópicamente se puede observar en la materia fecal o en la región perianal, partículas blanquecinas del tamaño de un arroz, que vienen a ser proglótidos libres (Rojas, 2003 y Mehlhorn et al., 1993).

2.2.2. NEMÁTODOS

Los nematodos son cilíndricos y alargados, de simetría bilateral y trirradiada en el extremo anterior. Sus dimensiones varían desde los que apenas se perciben a simple vista hasta un metro de longitud (Blood, 1993). Los nematodos o “gusanos redondos” tienen un cuerpo cilíndrico no segmentado que las distinguen con facilidad de los otros helmintos (Rojas, 2003). El Phylum nematodo incluye el grupo más numeroso de parásitos de los animales domésticos y del hombre, su cuerpo es cilindroide no segmentado con un tracto intestinal y una cavidad general, son de forma redonda en sección transversa y están cubiertas por una cuticula más o menos resistente a la digestión intestinal (Quevedo, 1970). Son las cilíndricos, constituye un amplio grupo de vermes que poseen un cuerpo cilíndrico no segmentado y extremos afilados (Tarazona, 1973).

La parasitosis intestinal por nematodos en perros es muy común sin embargo la distribución relativa y frecuencia de los parásitos intestinales más frecuentes (*Toxocara*, *Ancylostoma*, y *Trichuris*) no está estudiada en su totalidad en las diferentes regiones geográficas del Perú (Cordero et al., 1999).

En nuestro medio el desconocimiento acerca de las enfermedades parasitarias hace que no esté muy difundido el uso de antihelmínticos en perros y gatos. Por lo que la contaminación ambiental con estadios infectivos de helmintos intestinales está muy difundida así mismo es alto el riesgo de reinfección de las mascotas, particularmente si a estas se les permite vagar libremente por zonas contaminadas. La infección por helmintos gastrointestinales trae resultados adversos para la salud de los perros y gatos, y la presencia de estadios infecciosos en el medio ambiente representa un riesgo zoonótico para la salud de las personas (Rojas, 2003).

2.2.1.3. Ascariosis

a) Etiología

La toxocariosis en perros y gatos es una infestación debida a la presencia y acción de varias especies de nematodos de los géneros *Toxocara canis* y *Toxascaris leonina*. Clínicamente se caracteriza por disturbios entéricos provocados por el estadio adulto y por alteraciones viscerales. La transmisión se realiza por tierra, y la infestación es por vía oral mediante depredación e ingesta de huevos, por leche y vía transplacentaria. La presencia de larva migrans en varios animales y en el hombre es un importante problema de salud pública (Quiroz, 2005).

b) Características del Parásito

Se encuentra en el intestino delgado de perros zorros y lobos; el macho mide de 4 a 10cm por 2 a 2.5 mm de diámetro y la hembra de 5 a 18cm de largo por 2.5 a 3mm de diámetro. Presenta tres labios, en el extremo anterior presenta 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. Los huevos son subesféricos tienen una cubierta gruesa, finamente granulada y miden de 85 a 95 por 75 a 90 micras (Quiroz, 2005).

c) Ciclo biológico

Los huevos de *Toxocara canis* salen con la heces y se dispersan; y en condiciones óptimas de temperatura, humedad y oxígeno se desarrolla la segunda larva o infestación dentro del huevo; de 3.5 a 5 días a 30°C o de 9 a 11 días a 24°C, o a 37°C se mueren antes de llegar al estado infectante, los perros se infestan por ingestión de huevos con la segunda larva; esta eclosiona en el intestino y penetra la pared intestinal; la subsecuente migración está determinada por edad, sexo, estado reproductivo e infestaciones previas (Borchert, 1981).

En los cachorros menores de tres meses, las larvas pasan por vía linfática o sanguínea a ganglios linfáticos o al hígado, continúan al corazón y pulmones, la mayoría pasa por bronquios tráquea, faringe y es deglutida. La muda para el tercer estado larvario es en pulmón tráquea y esófago. En el intestino se realiza la siguiente muda. Que da lugar a la cuarta larva, crece copula y de 4 a 5 semanas después los huevos salen en las heces. En perros adultos la mayoría

de las larvas no llegan al intestino, sino que pasan a la circulación general y permanecen en diferentes tejidos. Cuando una perra con larvas tisulares inicia un periodo de gestación, las larvas emigran así a la placenta y se produce una infestación fetal. Por otra parte, si la perra no había tenido ninguna infestación y se infesta durante la gestación, las larvas emigran al feto pero llegan al intestino de la perra para alcanzar su madurez sexual. Los cachorros infestados por vía transplacentaria después de dos o tres semanas del nacimiento eliminan huevos del parásito en las heces (Quiroz, 2005).

d) Fisiopatología

Los signos clínicos ocurren en animales jóvenes seguidos a la ingestión de los huevos, las migraciones que realizan las larvas de estos ascáridos corresponden a la entero-neumo-traqueo-enteral y la migración entero-neumo-somática en reinfestaciones y animales adultos generalmente no presentan signos clínicos. El *Toxocara canis* causa la larva migrante visceral, ocular, encubierta y la toxocariosis asintomática. La eliminación de excreciones y secreciones, ejercen acción antigénica que pueden causar una respuesta inmune positiva y ocasionar efectos anafilácticos y alérgicos (Bowman, 2009).

La enfermedad relacionada con el *T. canis* y *T. cati* es más severa en animales jóvenes. Los signos clínicos se desarrollan en respuesta a la migración de la larva o por la gran cantidad de ascáridos adultos en el intestino delgado. La migración de la larva a través de los pulmones induce la inflamación pulmonar; los animales afectados pueden desarrollar una tos leve acompañada por una descarga mucopurulenta y un mal olor oral característico. Un gran número de larvas migrando a través de los pulmones en animales jóvenes podría resultar

en un edema pulmonar severo, hemorragia y regularmente la muerte pocos días después de nacidos. Los nemátodos adultos en el intestino delgado de cachorros y gatitos pueden inducir una enteritis con presencia de mucus la cual podría estar asociada con una diarrea leve. La aparición de un abdomen abultado característico podría desarrollarse en animales fuertemente infectados. Los nemátodos adultos podrían migrar del intestino delgado hacia el estómago donde irritan la mucosa gástrica e inducen al vomito. Nematodos adultos intactos son a menudo encontrados en el vómito o en las heces de animales infectados. Los cachorros mayores pueden vomitar grandes masas de nemátodos vivos, espontáneamente o después del tratamiento antihelmíntico, hecho que causa un gran malestar en los clientes (Rojas, 2003).

T. canis es importante no solo por su capacidad de producir la enfermedad primaria en perros sino también por su capacidad de producir severas enfermedades extraintestinales, síndromes conocidos como "larva migrans" en muchos hospedadores incluido el ser humano. Cuando la ingestión de huevos embrionados resultan en migración y daño de órganos internos, el síndrome se refiere a la larva migrante visceral (LMV). La (LMV) es observada más a menudo en niños menores a tres años de edad. El enquistamiento de las larvas induce la formación de nódulos en órganos como hígado, pulmones, riñones y cerebro. Tales infecciones generalmente se manifiestan con una marcada eosinofilia, pneumonitis y hepatomegalia. Los estudios serológicos consideran que la exposición a la larva varía de un 3% a un 23% en los Estados Unidos, lo cual dependió del grupo socioeconómico evaluado. En niños comprendidos entre las edades de 3 a 13 años, la larva aparentemente tiene más predilección por la cámara posterior del ojo. Resultando en la retinitis granulomatosa

síndrome conocido como la larva migrante ocular (LMO). LMO puede resultar en un severo daño ocular y subsecuente separación de la retina, pérdida de la visión y eventualmente ceguera. Interesantemente, la LMO puede ocurrir con la completa ausencia de eocinofilia y signos evidentes en la LMV. Un ejemplo gráfico del potencial que posee el *Toxocara* spp. Para causar enfermedad ocular fue un reporte proveniente de Atlanta el cual indicaba que un 37% (41 casos) de enfermedad retinal en niños observados en un periodo de 18 meses fueron causados por *Toxocara* spp (Blagburn, 2008).

e) Signos Clínicos

Distensión Abdominal, pigmentación de retina anormal, aborto o recién nacidos débiles, anorexia, cólico, tos, constipación, deshidratación, diarrea, hiperestesia, masas intraoculares, peso y desarrollo disminuido, heces mucosas, dolor a la presión abdominal externa, mucosas pálidas, parásitos por el recto, pelaje opaco y desordenado, taquicardia, bajo de peso, vomito o regurgitación (Schnitzler, 2012).

f) Diagnóstico

Mediante la identificación microscópica de huevos se puede establecer el diagnóstico específico, facilitándose por medio de concentración con soluciones hipertónicas. Sin embargo, la ausencia de huevos en las heces no excluye la presencia de parásitos. El diagnóstico de la infestación prenatal puede realizarse por la historia clínica y los signos clínicos que muestran los cachorros, algunas veces se observan ascárides en las heces que se han eliminado en forma espontánea (Quiroz, 2005).

2.2.1.4. Ancilostomiosis

a) Etiología

Son procesos parasitarios relativamente frecuentes en los carnívoros domésticos y silvestres, causados por nematodos de la familia Ancylostomatidae, los que se localizan en el intestino delgado y se caracterizan por ser hematófagos. Se distinguen dos familias, Ancylostomatidae y la Bunostominae que incluye al género Uncinaria y a la especie Uncinaria stenocephala que es de los canidos y félidos. Su distribución de estos parásitos es cosmopolita, aunque son más frecuentes en las regiones tropicales y más o menos frecuentes en las regiones cálidas, a diferencia de Uncinaria que es un parásito de zonas templadas y frías (Schnitzler, 2012).

b) Características del Parásito

Las Uncinarias son gusanos relativamente poco patógenos, succionador de sangre, de color grisáceo – blanquecino, no superan 1cm (hembras 7- 12mm y machos 5- 8.5mm de longitud), en el borde ventral de la capsula bucal llevan dos placas redondeadas, cortantes, grandes y quitinosas en lugar de dientes; la bolsa copuladora del macho está bien desarrollada, presenta un lóbulo dorsal corto y dos laterales amplios y separados; los huevos son similares a los de Ancylostoma aunque ligeramente más alargados y estrechos (35 – 58um de ancho por 71 – 92um de largo) (Cordero et al., 1999).

c) Ciclo biológico

Los parásitos adultos viven adheridos al intestino delgado succionando sangre, las hembras maduras, depositan sus huevos y estos se excretan con las

heces. Bajo condiciones adecuadas de temperatura, humedad, sombra y oxígeno, los huevos desarrollan y liberan una L1 de vida libre y que a su vez muda a una L2, la cual da origen a una L3 que es el estadio infectante, miden 630um estas larvas son muy activas, este proceso demora 1- 2 semanas (Rojas, 2003).

Vía oral. La L3 puede ser ingerida con el alimento o agua contaminada, penetran a la mucosa gástrica o intestinal donde se desarrolla a L4 en 3 -4 días, y retornan al lumen del intestino delgado para alcanzar el estadio adulto. Unos pocos pueden migrar a través de los tejidos del cuerpo y finalmente migran a la tráquea para ser deglutidos y completar su desarrollo en el intestino (Rojas, 2003).

Vía percutánea. La L3 libre penetra en el cuerpo (a veces vía folículo piloso), migran por el torrente sanguíneo hacia los pulmones y alveolos y allí mudan a L4 a las 48 horas de infección, luego migran a la tráquea, llegando a la faringe y luego son deglutidos con el mucus bronquial para llegar al intestino delgado donde realiza la siguiente muda a adulto al 6to día de infección. Se adhieren a la mucosa y a la tercera semana post infección empiezan a aparecer los huevos en las heces. Los gusanos viven por 6. 12 meses (Rojas, 2003).

d) Fisiopatología

Los ancylostomidos son potencialmente hematófagos, estos parásitos durante su desarrollo pueden no afectar la salud del animal, sin embargo pueden desarrollar rápidamente y producir una anemia hemorrágica de carácter agudo o crónico dependiendo de la intensidad de la infección. La *U. stenocephala* es

la menos patógena de todas, y el *A caninum* es el más patógeno porque chupa más sangre ya que consume de 0.05 – 0.1ml de sangre por día. La actividad de los parásitos en los intestinos es la más dañina; los gusanos muerden y digieren porciones del epitelio intestinal mientras chupan sangre y dejan úlceras sangrantes cuando se mueven a un nuevo lugar. Antes de la patencia sobreviene una anemia que es hemorrágica (normocítica y normocrómica), y a medida que se agotan las reservas de hierro, sobre todo en animales muy jóvenes, se hace ferropriva (microcítica e hipocrómica). La pérdida de sangre disminuye poco después de la patencia probablemente por un efecto inhibitorio de la inmunidad sobre los parásitos. A la larga la infección por ancilostómidos produce atrofia de las vellosidades intestinales, mala absorción e hipoproteinemia, la cual se debe a la pérdida de proteínas sanguíneas por la succión de sangre por los parásitos, las úlceras sangrantes y la hiperpermeabilidad del intestino a las proteínas plasmáticas debido a la atrofia de las vellosidades (Cordero et al., 1999).

e) Diagnóstico

La enfermedad se sospecha por los signos clínicos ya que el trauma de las mordeduras de estos parásitos en el intestino y la inflamación sub siguiente pueden causar diarreas con estrías de sangre o francamente sanguinolentas; los animales sufren de anorexia y presentan pérdida de peso. El diagnóstico se confirma mediante la identificación de huevos por coproscopia (método de flotación) (Cordero et al., 1999).

2.2.1.5. Tricuriosis

a) Etiología

En los perros la tricurirosis es ocasionada por el *Trichuris vulpis*. Estos nemátodos viven con la parte anterior filamentosa en medio del sincitio celular dentro de la mucosa del ciego y del colon mientras el borde posterior está libre fuera del lumen. En perros con infecciones leves, los gusanos son usualmente encontrados en el ciego. Una baja cantidad de gusanos generalmente no causan signos notables. Sin embargo cuando el número de gusanos adultos se incrementa aproximadamente a centenares, los nemátodos tienden a invadir la mucosa del colon. La infección masiva causa la enfermedad manifiesta la cual cursa inicialmente con enteritis aguda que podría estar asociada con la presencia de sangre, deshidratación y anemia (Bowman, 2009).

a) Características del Parásito

Además de la membrana vitelina, poseen una cubierta triple, una externa amarillenta, una transparente interna y la más externa impregnada de bilis. El macho mide 30 a 45mm de longitud, tiene el extremo caudal enrollado hasta 360° o más, y sus órganos genitales están formados por un testículo largo y saculado, un vaso deferente y un conducto eyaculador que se vacían en la cloaca. Una espícula lanceolada sobresale a través de una vaina retráctil de extremo bulboso cubierta de muchas espinas pequeñas y curvas y la hembra mide de 35 a 50 mm y presenta un extremo posterior, romo y redondeado. Sus órganos genitales están formados por un solo ovario, un oviducto y una bolsa uterina. El número de huevos producidos diariamente por una hembra se ha calcula de 3000 a 10000. Los huevos miden de 50 a 54 por 23 micras, tiene

aspecto de limón con dos prominencias polares, translúcidas semejantes a tapones. Presentan una cubierta amarillenta externa y transparente interna. Los huevos fertilizados no presentan segmentación en la ovoposición. Los huevecillos tienen forma característica de barril, bolillo o aspecto de limón (Bowman, 2009).

b) Ciclo biológico

Los gusanos adultos viven de meses a años, y las hembras producen entre 4000 y 8000 huevos por día, de esta manera los huevos contaminan el medio ambiente y en los 21 días posteriores el embrión completa su desarrollo en el medio ambiente. Cuando el huevo infectivo es ingerido los tapones polares se digieren y se libera la larva la cual entra en la mucosa del intestino delgado específicamente en la criptas de Lieberkuhn después de la penetración de las criptas los gusanos empiezan a desarrollar un túnel de la parte inferior del epitelio hacia la superficie luminal por un lapso de 8 a 10 días antes de reincorporarse al lumen intestinal y dirigirse al ciego, donde terminara de desarrollarse. La larva migra y luego entra en la mucosa del ciego donde se queda hasta su madurez. El periodo prepatente dura aproximadamente de 70 a 100 días (Roberts y Janovy, 2009).

c) Fisiopatología

Los perros con infecciones leves de *T. vulpis* generalmente son asintomáticos y los gusanos adultos se encuentran en pocas cantidades poblando la mucosa del ciego, sin embargo cuando el número de gusanos adultos se torna masivo se produce la invasión de la mucosa del colon la cual produce la enfermedad

manifiesta que cursa inicialmente con enteritis aguda que podría estar asociada con la presencia de sangre, deshidratación y anemia. Cada tricocéfalo adulto consume al día 0,005 ml de sangre y las cargas muy altas de este parásito producen una fuerte anemia (Bowman, 2009).

d) Signos Clínicos

Anorexia, heces con sangre, hematoquezia, bradicardia, cólico, disminución o heces ausentes, constipación, deshidratación, diarrea, hipotermia, disminución en el peso y crecimiento, heces mucosas, dolor a la presión abdominal externa, mucosas pálidas, polidipsia, pelo maltratado, taquicardia, tenesmo, temblor, bajo de peso, vomito o regurgitación (Schnitzler, 2012).

e) Diagnóstico

El diagnóstico de tricuriasis suele ser sencillo utilizando la técnica de flotación con solución azucarada (Sheather). La tricuriasis es más frecuente en animales que superan los 6 meses de edad. Generalmente cursa de manera asintomática, aún en animales con alta carga parasitaria. En otros casos la tricuriasis se manifiesta con sintomatología intestinal (Bowman, 2009).

2.2.1.6. Capillariasis

a) Etiología

Son infecciones causadas por la presencia y acción de varias especies del género capillaria. Las especies más comunes de Capillaria que infectan a los perros son parásitos de las membranas mucosas de los aparatos respiratorio y urinario. *Capillaria boehmi* se localiza en los conductos nasales y senos

paranasales, *Capillaria aerophila* en el árbol traqueobronquial y *Capillaria plica* en las vías urinarias. *Capillaria hepatica* es esencialmente un parásito de los roedores y solo ocasionalmente alcanza la madurez en el parénquima hepático de los perros (Georgi y Georgi, 1994).

b) Características del parásito

Este parásito se encuentra sobre todo en perros gatos, roedores y aves, aunque se han divulgado casos en seres humanos. El cuerpo de los adultos es pequeño se parece hasta cierto punto a *Trichuris* sp. La destacada semejanza morfológica que debe mencionarse aquí con *Trichuris* es su esófago esticosoma, la cual se encuentra incrustada en una membrana mucosa (Bronquiales o vesicales), o en el tejido (Hígado) en la que su presencia provoca la formación de un sincitio de células del hospedador que aparentemente están destinadas a la nutrición del parásito. Los parásitos adultos de *Capillaria* son filiformes el macho mide de 13 a 30 mm, y la hembra de 30 a 60 mm. Los huevos tienen una forma típica en forma de tonel, similares a los de *Trichuris*, y miden unas 63 – 68 por 24 – 27 μm (Quiroz, 2005).

c) Ciclo biológico

Los parásitos adultos de *Capillaria aerophila* residen en el epitelio de la extensión traqueobronquial de varios animales. La infestación tiene lugar por vía oral, la larva eclosiona en el intestino y emigra por vía sanguínea a los pulmones, en donde alcanza la madurez sexual en 40 días. El periodo patente es de 8 a 11 meses. Las lombrices pueden actuar como huéspedes transportadores (Quiroz, 2005).

Los huevos de *Capillaria plica* salen en la orina, las lombrices *Lumbricus rubellus* y *L. terrestres* son los huéspedes intermediarios que adquieren el parásito al ingerir los huevos larvados en el suelo. Los perros y otros huéspedes se infestan al ingerir lombrices. La primera larva muda en el intestino y la segunda atraviesa la pared intestinal y por vía sanguínea llega a la vejiga urinaria en donde aparece la tercera larva. El periodo prepatente es de 58 a 63 días (Georgi y Georgi, 1994).

Los parásitos adultos de *Capillaria hepática* se localiza en el parénquima hepático, los huevos permanecen en este órgano hasta que son liberados por un depredador, rata-gato, rata-perro. Los huevos salen con las heces del depredador y en el suelo evolucionan y llegan al estado de segunda larva; este proceso es lento, tarda 7 semanas a 23°C, o 4 semanas a 30°C. El huésped se infesta al ingerir huevos embrionados, la segunda larva eclosiona en el intestino, penetra por la mucosa intestinal y pasa al hígado por vía portal. El periodo prepatente es de 21 a 28 días (Quiroz, 2005).

d) Fisiopatología

El poder patógeno de las Capillariasis varía de intensidad según las diversas especies hospedadoras, así la especie de *Capillaria aerophila* ejerce una acción traumática a nivel intestinal y posteriormente en capilares y alvéolos. En la *capillariasis hepatica* en infestaciones fuertes la acción mecánica (por presión y obstructiva), la irritativa (toxica y antigénica) debida a productos metabólicos de secreción y excreción así como la esfoliatriz (principalmente la histófaga), tienen como consecuencia una marcada cirrosis (Quiroz, 2005).

e) Signos clínicos

Las infestaciones por *C. plica* se asocian con dolor en la micción y durante la cópula cuando se presenta una infección bacteriana secundaria con cistitis grave acompañada de pielonefritis ascendente. La mayoría de los casos de infestación por *C. boehmi* probablemente no presentan signos clínicos, pero en las infestaciones masivas puede ser evidente una rinitis. Los signos clínicos causados por un número muy elevado de adultos de *C. aerophila* incrustados en las membranas mucosas de las vías aéreas de los zorros de granja son jadeo y estertores, episodios de tos, debilidad, escaso crecimiento, pelo enmarañado y muda de pelo inadecuada (Georgi y Georgi 1994).

2.2.1.7. Métodos de examen fecal para parásitos intestinales en perros

Los factores que afectan la precisión del examen fecal se encuentran principalmente: en la etapa de colección y conservación del espécimen y en el procesamiento del espécimen o etapa de laboratorio. En la etapa de **colección y conservación del espécimen** se debe tener en cuenta: 1) Tamaño de muestra y coordinación con el cliente, 2) Consistencia de muestra, y 3) Preservación del espécimen. En la etapa de laboratorio o de **procesamiento del espécimen** se debe tener en cuenta: 1) Bioseguridad 2) Examen macroscópico 3) Solución de flotación, 4) La centrifugación y 5) Examen riguroso de la lámina.

a) Colección y conservación del espécimen

1. Cantidad, identificación de la muestra y coordinación con el cliente

A diferencia de las grandes especies en animales menores pueden colectarse también del suelo (Vignau et al., 2005). La instrucción correcta del propietario de la mascota es de suma importancia debido a que una muestra deteriorada por una mala conservación, resultara en falsos negativos, de igual forma la remisión de una muestra fresca y correctamente identificada debe de coincidir con la disponibilidad del laboratorio (coordinación). Para obtener un buen tamaño de muestra se debe de dirigir o indicar a los criadores que el tamaño de muestra debe contener al menos un gramo de heces cuando estas son formadas y consistentes (Bowman, 2009).

2. Consistencia de muestra

El tamaño de muestra debe contener al menos un gramo de heces cuando estas son formadas, (un centímetro cubico o un cubo de alrededor de media pulgada por lado) cuando las muestras son semisólidas se deben de procesar dos gramos. Para heces líquidas se deben de procesar muestra fecal seis gramos. Un tamaño de muestra inadecuado podría resultar en falsos negativos. Si un animal fue tratado con preparaciones antidiarreicas que contienen bismuto o Kaolin, aceite mineral, materiales de contraste para radiología administrados por vía oral o antibióticos, todos estos materiales podrían flotar y los parásitos podrían ser difíciles o imposibles de encontrar por lo cual se recomienda repetir a prueba cinco días después, respecto a la cantidad de material fecal esta debe de contener más de tres gramos debido a que el porcentaje de agua aumenta (Bowman, 2009).

3. Preservación del espécimen

Las heces deben ser colectadas en frascos herméticos para prevenir la desecación. Preferentemente las heces deben de ser procesadas inmediatamente después de que el animal haya defecado sin embargo si el examen fecal presentara retrasos la muestra debería ser:

- Refrigerada a (4°C) pero no congelada lo cual conservara la muestra por varios días. (no recomendada para la técnica de Baerman). Las muestras pueden ser refrigeradas por varios días a una semana sin afectar a la mayoría de los parásitos (Blagburn, 2008).
- Utilizar un fijador como el formol salino preparado al 10% en una proporción de 3:1 y mezclar bien (no recomendada para la técnica de Baerman) (Vignau et al., 2005).

b) Procesamiento del espécimen

1. Bioseguridad

El trabajo de laboratorio con especímenes fecales presentan riesgos potenciales los cuales incluyen la ingestión de huevos de parásitos u ooquistes, la penetración epitelial por larvas infectivas y la infección por agentes no parasitarios encontrados en las heces. Las medias de seguridad deben de ser tomadas en cuenta inclusive cuando se trabaja con muestra conservadas en fijador porque estas aún pueden ser infecciosas. Los huevos de *Toxocara canis* continúan desarrollándose y los huevos de *Echinococcus granulosus* pueden continuar siendo infectivos en fijadores como el formol.

Estos riesgos pueden ser minimizados si se adoptan las precauciones necesarias como:

- El uso de gafas de seguridad, guantes quirúrgicos y mandil de laboratorio cuando se esté procesando especímenes fecales.
- El uso de cabinas de bioseguridad si fuera necesario.
- No comer, beber, fumar o manipular maquillaje en el área de trabajo.
- Descontaminar la superficie del área de trabajo después de haber trabajado con material potencialmente infeccioso.
- Cubrir las heridas epiteliales con bandas adhesivas.
- Desechar los guantes quirúrgicos y lavarse las manos después de terminada la tarea de laboratorio (Vignau et al., 2005).

2. Examen macroscópico

Se deben de catalogar siempre el color y la consistencia de las heces. La importancia de la examinación de la muestra fecal en bruto radica en que muchas investigaciones encontraron una alta relación entre el parasitismo y los cuadros diarreicos, por ello la examen fecal comienza con la inspección macroscópica de la muestra fecal en la cual se debe de observar: 1) La Consistencia de la muestra fecal si las heces son; blandas, sueltas o acuosas, 2) El Color, 3) La presencia o ausencia de sangre, 4) La presencia o ausencia de mucus 5) La presencia de tenias u otros parásitos en las heces (Blagburn 2008).

3. Solución de flotación

Las técnicas de flotación (mayormente usadas son: sulfato de zinc o la solución de Sheather) usan soluciones las cuales tienen una alta gravedad específica, por ello las diferencias de gravedades hacen que los organismos floten hasta la parte superior y los restos fecales se vayan hasta el fondo. La densidad (gravedad específica) de las soluciones está determinada por la concentración de las sales o el azúcar en el agua. Las densidades de la mayoría de soluciones están entre 1.18 y 1.20. Las densidades de la mayoría de huevos de parásitos enlistados en el cuadro son menores a 1.18 lo cual sugiere que estas probablemente podrían ser recuperados utilizando dichas soluciones.

TABLA 1

Gravedad específica de las diversas soluciones de flotación empleadas para el análisis de muestras parasitológicas en animales de compañía.

Solución de flotación	Densidad (Gravedad específica)
Sodium nitrate (338g/L de agua)	1.18 – 1.20
Zinc sulfate (331g/L de agua)	1.18 – 1.20
Sheather sucrose (454g/355 ml de agua)	1.25 – 1.27
Sodium chloride (350g/L de agua)	1.18 – 1.20
Magnesium sulfate (450g/L de agua)	1.20

(Ettinger y Feldman, 2009)

TABLA 2

Gravedad específica de parásitos gastrointestinales en animales de compañía.

Huevo de parásito	Densidad (Gravedad específica)
<i>Taenia spp</i>	1.23
<i>Toxocara canis</i>	1.09
<i>Toxocara cati</i>	1.10
<i>Ancylostoma spp</i>	1.06
<i>Trichuris spp</i>	1.15

(Ettinger y Feldman, 2009)

Algunas de las preguntas más frecuentes se refieren a: ¿Por qué las soluciones no se preparan con las densidades más altas? Principalmente se debe a que las soluciones con altas densidades flotan otros restos fecales oscureciendo el campo visual de la lámina y por ende es mucho más difícil de analizar. También la flotación fecal realizada con soluciones de altas densidades a menudo dañan y distorsionan huevos y ooquistes razón por la cual se recomienda la centrifugación con soluciones de flotación con gravedades específicas entre 1.18 y 1.27 para la recuperación óptima de huevos y ooquistes de parásitos. A pesar de todo se recomienda el uso de los hidrómetros para medir la densidad de la solución. La mayoría de las soluciones Salinas se secan muy rápido, la cristalización de la solución en las láminas oscurecen la observación de las mismas (Blagburn, 2008).

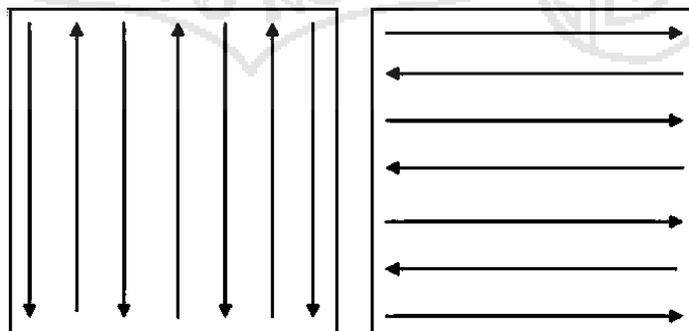
4. La centrifugación

La centrifugación es mucho más sensible que la flotación pasiva en la detección de especímenes fecales. La razón es simple, la fuerza centrífuga

aplicada a la solución de flotación hace que los especímenes parasitarios contenidos en los tubos floten por diferencias de gravedades. Muchas investigaciones confirmaron que la flotación con centrifuga es más efectiva que la flotación simple en la recuperación de los especímenes parasitarios (Blagburn 2008).

5. Examen riguroso de la lámina

Antes de la preparación de la lámina húmeda, el microscopio debe de estar calibrado. Protozoarios, trofosoitos, quistes, ooquistes, huevos de helmintos y larvas podrían ser identificados utilizando las técnicas que impliquen montajes de láminas húmedas. El cubreobjetos debe de ser examinado sistemática y minuciosamente, es importante de recordar que la preparación del extendido fecal es tridimensional. Lo que significa que esta tiene una longitud, ancho y profundidad. Así mismo es importante limpiar las láminas cubre y porta objetos, asegurarse que estos estén libres de polvo u otros contaminantes. Para iniciar el examen del extendido fecal se debe, empezar de una esquina de la lámina cubreobjetos con el objetivo de 10 aumentos y moverse sistemáticamente de la forma indicada en la figura. La identificación de los parasitos se basó en sus características morfológicas, tamaño y descripciones realizadas en los textos.



Enfocarse la lámina con el objetivo de diez aumentos de arriba a abajo reconociendo los especímenes parasitarios de ser así se cambiara al objetivo de 40x para confirmar las características las distintas especies parasitarias mas comunes, el objetivo de 100 x (aceite de inmersión) no se utiliza para examinar las láminas parasitarias (Ettinger y Feldman, 2009).

2.3. Marco referencial

2.3.1. Prevalencia de parasitismo intestinal en perros en nuestro país y latinoamérica.

La prevalencia general en Latinoamérica de helmintos gastrointestinales en caninos es del 22.2% al 76.5%, la amplia variación se debe a que las condiciones de vida y medioambientales de los animales son muy diversas en cada país. La prevalencia general registrada para *Toxócara canis* es de 19.75%, *Ancylostoma caninum* 9.26%, *Dipylidium caninum* 8.64%, *Toxascaris leonina* 6.17% y *Taenia* sp. 4.32% (Rodríguez-Vivas et al., 2001).

Estudios realizados en Chile reportan una frecuencia de helmintos del 24%, donde *Toxócara canis* fue el más frecuente en perros menores de 6 meses (López, 2006). También en Chile cinco especies de helmintos, cuatro correspondieron a nemátodos y una a cestódos así: *Toxócara canis* (9.1%), *Trichuris vulpis* (8.6%), *Ancylostomideos* (5.3%), *Toxascaris leonina* (2.4%) y *Dipylidium caninum* (2.1%) siendo el grupo de edad de 3 a 6 meses quien mostró mayor cantidad de parasitismo (Gorman et al., 2006).

En un trabajo sobre parásitos intestinales en caninos con cuadros digestivos en Santiago de Chile se reportó que los que el 79% de las muestras fecales

positivas tenían quistes u ooquistes de parásitos, 18,6% de huevos de nemátodos y 2,4% huevos de cestodos (López et al., 2002).

Estudios realizados en Chile se han encontrado prevalencias entre 4.5 a 51.9%, en Brasil entre 0.7 a 23.6%, Argentina de 5 a 18% y México de 0.7 a 37.3%. En el Perú la mayoría de estudios sobre helmintos gastrointestinales se han realizado en Lima siendo importante señalar al estudio sobre helmintos gastrointestinales en Ica donde encontraron una prevalencia de 40.12% (Trillo-Altamirano et al., 2003).

Estudios realizados en la ciudad de Lima en diferentes distritos se tuvieron los siguientes resultados (García, 2001) hizo un estudio de prevalencia de helmintos gastrointestinales en perros (*Canis lupus familiaris*) de un distrito de Lima (San Juan de Lurigancho), encontrando 27,7% de 112 animales estudiados. En el interior del país también hay estudios: en Chiclayo, 40 % de prevalencia, en Chincha, 47 %; lugares donde seguramente no hay una cultura de desparasitación. De lo citado, es evidente que los mayores dispersores y contaminadores son los cachorros (Rojas, 2003).

En un estudio realizado en la ciudad de Chiclayo encuentra una prevalencia de 87.5% en donde se identificaron los siguientes especies *Toxócaro canis* 40.0% *Toxascaris leonina* 7.5%, *Dipylidium caninum* 72.5% (Alva, 2000)

En un trabajo realizado sobre parásitos gastrointestinales en la ciudad de Puno entre los meses de Mayo a Junio de 1992 se realizó la evaluación de 209 canes mediante el examen del tracto intestinal, flotación y raspaje de mucosa intestinal encontrándose una prevalencia general de 98% de parasitismo intestinal donde: *Toxócaro canis* 39.3%, *Toxascaris leonina* 7.0%, *Ancylostoma*

caninum 1.8%, *Trichuris vulpis* 14%, *Echinococcus granulosus* 28%, *Dipylidium caninum* 42%, *Taenia hydatigena* 25%, *Taenia pisiformis* 21% (Sanchez et al., 1992).

Se reporta un 94% de 40 caninos parasitados en la ciudad de Puno, de los cuales las especies parasitológicas reportadas con: *Dipylidium caninum* 66%, *Toxocara canis* 46%, *Taenia hydatigena* 30%, *Taenia pisiformis* 18%, *Echinococcus granulosus* 16% (Quevedo, 1970).

En un trabajo sobre prevalencia de parásitos gastrointestinales en caninos de la ciudad de Puno durante los meses de agosto a diciembre del 2001 se realizó la evaluación de 84 perros mediante necropsias donde encontraron una prevalencia general de 85.71% de donde; *Toxocara canis* 25.00%, *Toxascaris leonina* 15.48%, *Dipylidium caninum* 21.45%, *Taenia hydatigena* 40.5%, *Taenia multiceps* 33.33%, *Echinococcus granulosus* 11.90% (Apaza, 2002).

En otro trabajo realizado sobre prevalencia de enteroparasitosis en cachorros (*canis lupus familiaris*) comercializados en la ciudad de Puno de un total de 172 cachorros encontraron una prevalencia general de 52.32% de donde *Dipylidium caninum* 4.1%, *Toxocara canis* 33.1%, *Toxascaris leonina* 3.5%, *Ancylostoma caninum* 4.1%, *Trichuris* sp 1.2%, *Capillaria* sp 1.3% (Enriquez, 2012).

En el Perú estudios sobre helmintosis gastrointestinal en perros pastores de zonas alto andinas son escasos y sólo se tiene el estudio sobre parasitosis gastrointestinal en perros pastores de comunidades alpaqueras del Cusco quienes determinaron una prevalencia 68.7% de donde; *Taenia* spp 39.4%, *Toxascaris leonina* 29.3% (Ticona et al., 2007). Otro estudio se tiene sobre helmintiasis gastrointestinal en perros pastores de comunidades ganaderas de

Puno, en donde encontraron una prevalencia de 20.5%, halándose huevos de *Taenia sp* 14.5%, *Trichuris vulpis* 2.6%, *Capillaria spp* 0.9%, mientras tanto para *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina* y *Ancylostoma spp* hallaron 1.4% (Cruz, 2010).



III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de estudio

El presente estudio de investigación se realizó en la comunidad campesina de Tingabamba, Distrito de Sicuani, Provincia de Canchis, Departamento del Cusco, ubicada a 14° 23' 10" latitud sur y a 71° 9' 10" longitud oeste, además se encuentra a 4392 metros de altitud (SENAMHI, 2012). Los análisis de muestras fecales fueron procesadas y evaluadas en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno entre los meses de Julio del 2013 a Octubre del 2013.

3.1.1. Clima

El clima en la comunidad de Tingabamba se caracteriza por ser puna húmeda, uno de los factores que influyen directamente en la humedad ambiental. La temperatura máxima es de 14°C – 16.3°C en la época de lluvia y la mínima de -4.46°C en época de invierno (SENAMHI, 2012).

La distribución de la precipitación, define una estación corta con intensas lluvias desde diciembre a marzo, una estación con ausencia de lluvias entre mayo a agosto y una estación con lluvias ocasionales entre setiembre a noviembre (SENAMHI, 2012).

3.2. Material experimental.

3.2.1. Material biológico

Los animales sometidos al proceso de investigación fueron el total de perros que poseen las familias de la comunidad de Tingabamba según padrón;

se ha considerado edad y sexo de los animales aparentemente sanos que son utilizados en el pastoreo y cuya función radica básicamente en el cuidado de las alpacas.

TABLA 3

DISTRIBUCIÓN DE CANINOS PARA LA INVESTIGACIÓN EN LA COMUNIDAD DE TINGABAMBA - REGIÓN CUSCO.

SEXO			
EDAD	MACHOS	HEMBRAS	TOTAL
Cachorros	3	3	6
Jóvenes	7	6	13
Adultos	17	10	27
TOTAL	27	19	46

En cuanto a la edad se consideró tres rangos que son:

- 0 – 6 meses (Cachorros)
- 6 – 12 meses (Jóvenes)
- >12 meses (Perros adultos) (Rojas, 2003).

3.3. Materiales y equipos

3.3.1. Materiales requeridos para la colección y conservación de la muestra

- Hielo
- Caja de tecnopor
- Solución de Formol al 10%
- Bolsas pasticas

3.3.2. Materiales requeridos para la bioseguridad

- Mandil blanco
- Guantes quirúrgicos
- Barbijo
- Jabón carbólico

3.3.3. Materiales requeridos para la técnica de examinación fecal

- Guantes quirúrgicos
- Mortero y su respectivo mango
- Tubo de centrifuga
- Gradilla
- Laminas cubre y portaobjetos
- Vasos de precipitados
- Varilla de vidrio
- Embudo con malla metálica
- Lugol
- Lápiz
- Detergente (desinfección y limpieza)

3.3.4. Equipos

- Microscopio óptico
- Balanza digital
- Centrifuga
- Cámara fotográfica
- Cuaderno de campo

3.3.5. Solución:

- Agua desmineralizada
- Solución azucarada saturada

3.4. Metodología

3.4.1. Colección de muestra:

- Se evaluaron muestras fecales obtenidas de perros de diferentes edades y de ambos sexos.
- Las muestras fueron recolectadas en bolsas pasticas debidamente rotuladas, registrándose los siguientes datos: fecha de muestreo, sexo, edad y lugar de procedencia.
- La cantidad recogida fue aproximadamente de 5 a 10 g. a partir del recto por estímulo digital, o heces del suelo recientemente eliminadas, se evitó tomar la parte que está en contacto con el suelo.
- Las muestras recolectadas fueron preservadas con formol al 10% y depositadas en una caja de tecnopor con hielo para su conservación.
- Luego fueron transportados al laboratorio de parasitología veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno donde fueron procesados.

3.4.2. Análisis coproparasitológico de las muestras:

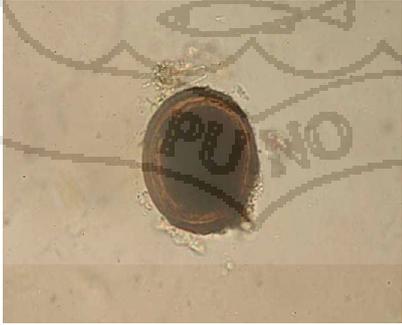
Para el análisis coproparasitológico se empleó la técnica de flotación “Método de los 50” (Melo y Catacora, 2011).

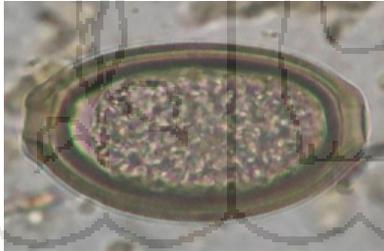
- Para el manejo de la muestra fecal se extrajo aproximadamente 2 a 3 gramos de la muestra fecal y fue depositada en el mortero.
- Se agregó en el mortero 15 a 20 ml de agua desmineralizada luego mezclamos con una bagueta para facilitar la homogenización.
- Seguidamente se filtró el contenido a través de un embudo con malla metálica, hacia un vaso de precipitado.
- Se vertió el filtrado en un tubo de centrifuga de 15 ml.
- Luego se llevó a la centrifuga a 2 000 rpm durante dos minutos.
- Se eliminó el sobrenadante y se resuspendió el sedimento con 15 ml de solución azucarada saturada en tres partes, luego se homogenizó hasta eliminar el sedimento completamente.
- Se completó el tubo de centrifuga, formando un menisco convexo en el borde superior del tubo seguidamente se colocó una laminilla cubre objeto.
- Se llevó nuevamente a la centrifuga a 2000 rpm durante dos minutos.
- Se retiró cuidadosamente la laminilla, luego agregamos una gota de lugol para colorear y en seguida colocamos en una lámina portaobjeto.

3.4.3. Examen de la muestra

- a) Se examinó de manera sistemática y minuciosa todo el cubreobjetos utilizando un objetivo de 10X para la identificación de huevos de parásitos y seguidamente se utilizó el objetivo de 40X para determinar sus características morfológicas.
- b) Se registraron los helmintos gastrointestinales (Cestodos y Nemátodos) encontrados en heces de perros.

**IDENTIFICACIÓN DE HUEVOS DE HELMINTOS GASTROINTESTINALES
(CESTÓDOS Y NEMÁTODOS) EN HECES DE PERROS**

ESPECIE	MORFOLOGÍA	CARACTERÍSTICAS
<p>Huevo de <i>Taenia</i> spp.</p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 30-40 micras • Son color marrón • Son sub esféricos o sub-globulares • El embrioforo es estriado radialmente • El embrión hexacanto, tiene tres pares de ganchos
<p>Huevo de <i>Dipylidium caninum</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 26-50 micras • Capsulas ovigeras de 0.2-0.3 micras • Son esféricos o sub esféricos. • Posee una sola capa externa o cáscara, pero en su interior alberga varios embriones hexacantos (12-16) y cada uno de ellos, posee otra cáscara que los protege individualmente y de forma circular. • Flotan en soluciones de alta gravedad.
<p>Huevo de <i>Toxocara canis</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 75-90 micras • Forma sub esférica. • Cáscara gruesa con superficie irregular y en el interior tenemos unas estructuras conocidas como focetas. • En su interior se puede observar una mórula, que ocupa casi la totalidad de cáscara

<p>Huevo de <i>Toxascaris leonina</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 75-85 micras • Son grandes, sub esférico o helicoidal. • Superficie externa algo más lisa que el de toxocara. • Es ligeramente ovoide. Posee de 1 a 2 mórulas dejando espacios vacíos en el interior del huevo. La masa celular protoplasmática ocupa la región media.
<p>Huevo de <i>Ancylostoma spp.</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 34-47 micras • Es similar a los huevos tipo strongylos • El polo anterior es redondeado y el posterior aguzado. • Contiene alrededor de 8 células cuando salen con las heces • Posee cascara fina y sin rugosidades
<p>Huevo de <i>Capillaria spp.</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 60-75 micras • Muy parecido al trichuris, pero es un poco más ensanchado y los polos aplanados. • Es de tipo cilíndrico, con poco espacio dentro del huevo, porque está ocupado por la masa celular protoplasmática
<p>Huevo de <i>Trichuris spp.</i></p>		<ul style="list-style-type: none"> • Mide de 50-90 micras • Cáscara gruesa. • Forma de limón. -Color marrón. • Superficie lisa y dos tapones polares prominentes. • Una sola célula que llena completamente la cáscara

3.5. Indicador epidemiológico

Para determinar la prevalencia de helmintosis gastrointestinal se utilizó la siguiente fórmula: (Thrusfield, 1990).

$$\text{Prevalencia} = \frac{\text{Nº de casos positivos a helmintosis gastrointestinal}}{\text{Total de casos observados}} \times 100$$

3.6. Análisis estadístico

Las variables sobre la frecuencia de animales positivos y negativos a helmintosis gastrointestinal por efecto de factores sexo y edad, fueron analizados por la prueba de Chi – cuadrado cuya fórmula fue el siguiente: (Ibáñez, 2000).

$$X_c^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(O_i - e_i)^2}{e_i}$$

Dónde:

X_c^2 = Ji cuadrado calculada.

K = Numero de proporciones (sexo, edad)

O_1 = Valor observado de la iesima clase.

E_1 = Valor esperado de la iesima clase.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Prevalencia general

Del estudio realizado en 46 muestras fecales de los caninos evaluados mediante coproparasitología, resultaron una prevalencia general de 86.96 % de helmintosis gastrointestinal (nematodos y cestodos) en perros pastores de alpacas de la comunidad de Tingabamba – Sicuani, Provincia de Canchis, Región Cusco, se muestra en la tabla 4.

TABLA 4

PREVALENCIA GENERAL DE HELMINTOSIS GASTROINTESTINAL EN PERROS PASTORES DE ALPACAS – TINGABAMBA – SICUANI - CUSCO.

NUMERO MUESTRA	POSITIVOS	PREVALENCIA
46	40	86.96 %

De un total de 46 muestras fecales de perros pastores de alpacas en la comunidad de Tingabamba – Sicuani de la provincia de Canchis, se han observado 40 muestras positivas a la presencia de huevos de helmintos, lo que representa una prevalencia de 86.96 % de helmintosis gastrointestinal (nemátodos y cestódos). Estos resultados fueron superiores a los reportes de Enríquez (2012) quién encontró 52.32% en 172 cachorros comercializados en la ciudad de Puno; Cruz (2010) que encuentra un valor inferior de 20.5 % de prevalencia general de helmintos en perros pastores de la provincia de Lampa y Carabaya; Ticona, y col., (2007) para Cusco reporta 68.7 % y Trillo-altamirano y col., (2003) reporta para Ica 40.12 % de prevalencia general de helmintos.

Esta diferencia en las prevalencias encontradas en diferentes lugares posiblemente sea a que los autores mencionados trabajaron en pisos ecológicos diferentes a lo nuestro como la altitud y humedad. El otro factor sería a que nuestras muestras fueron procesadas mediante un método de enriquecimiento por flotación (método de los 50), el mismo que ha demostrado tener una efectividad mayor al 95%, sin embargo otros autores trabajaron con el método de enriquecimiento por flotación simple, donde la efectividad para un análisis es de 33.33%, estos factores hacen que nuestros resultados sean diferentes a los autores mencionados.

Sin embargo, el resultado del presente trabajo fue similar a los reportados por Apaza (2002) donde encuentra una prevalencia de 85.71% en 84 perros necropsiados en el Hospital Regional “Manuel Nuñez Butrón” de la ciudad de Puno; Alva (2000) quienes encuentran una prevalencia de 87.5 % en caninos de la ciudad Chiclayo. Sánchez y col., (1992) reportan una prevalencia general de 98 % en perros de la ciudad de Puno; y Quevedo (1970) que registra 94 % de prevalencia general en caninos de la ciudad de Puno. Esta similitud de nuestros resultados con los autores anteriormente indicados se debería que nosotros trabajamos con un método de análisis superior al 95% de efectividad y los otros autores determinaron prevalencias en base a necropsias de animales sacrificados. De esta manera, se demuestra que el método de enriquecimiento por flotación “método de los 50”, que hemos utilizado tienen una alta efectividad, con lo cual los resultados de los análisis coparazitológicos son reales. Otro factor que favoreció la similitud de nuestros resultados con los otros autores es que en ambos grupos de animales no se practican programas de control de los parásitos, favoreciendo el desarrollo de esta parasitosis en los perros en general.

4.2. Prevalencia de nematodos

4.2.1. Factor sexo

TABLA 5

PREVALENCIA DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN SEXO Y NEMATODOS.

SEXO	MACHOS			HEMBRAS		
	n	Positivos	%	n	Positivos	%
<i>Toxócara canis</i>	27	8	29.63	19	4	21.05
<i>Toxascaris leonina</i>	27	4	14.81	19	5	26.32
<i>Ancylostoma spp</i>	27	4	14.81	19	2	10.53
<i>Capillaria spp</i>	27	3	11.11	19	2	10.53
<i>Trichuris spp</i>	27	4	14.81	19	3	15.79

($P \geq 0.05$).

n= Número de casos evaluados

%= Casos positivos expresados en porcentajes

En la tabla 5, observamos número y porcentaje de nematodos gastrointestinales en perros pastores de alpacas de la comunidad de Tingabamba - Sicuani; en el cual, de un total de 27 perros machos se encontró 29.63%, 14.81%, 14.81%, 11.11% y 14.81 % de *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente; mientras en 19 hembras se encontraron 21.05%, 26.32%, 10.53%, 10.53% y 15.79 % de *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente; los mismos al ser analizado mediante la prueba de Ji-cuadrado no mostraron diferencia significativa para cada una de las prevalencias por influencia del factor sexo como es entre machos y hembras ($P \geq 0.05$) en perros pastores de alpacas de la comunidad de Tingabamba - Sicuani.de la provincia de Canchis.

quién encuentra para perros machos 22.1 % y para hembras 14.1 % de prevalencia de helmintos en perros pastores de la provincia de Lampa y Carabaya ($P \geq 0.05$). Asimismo para los nematodos reporta 1.4 % para la prevalencia de *Toxócaro canis*, *Toxascaris leonina* y *Ancylostoma spp*, 0.9 % de *Capillaria sp* y 2.6 % de *Trichuris spp*. Sin embargo Apaza (2002), estudió en 84 caninos necropsiados en el Hospital Regional “Manuel Nuñez Butrón” de la ciudad de Puno, en el cual encuentra para *Toxócaro canis* y *Toxascaris leonina* 25.0% y 15.48%, respectivamente; Enríquez (2012) estudió en 172 cachorros comercializados en la ciudad de Puno, donde encuentra 33.1%, 3.5%, 4.1%, 1.3% y 1.2%, para *Toxócaro canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp.*, respectivamente. Alva (2000) encuentra *Toxócaro canis* 40.0% y *Toxascaris leonina* 7.5% en caninos de la ciudad Chiclayo; Sanchez y col., reporta para *Toxócaro canis* 39.3%, *Toxascaris leonina* 7.0%, *Ancylostoma spp* 1.8%, y *Trichuris spp* 14.0% en perros de la ciudad de Puno.

Esta diferencia de prevalencias se podrían atribuir a diferentes métodos utilizados entre los autores mencionados, que algunos utilizaron necropsias y otros coproparasitología; otro factor que influye es el tamaño de muestra empleada que varían de 44 hasta 172 animales; los lugares de estudio como son pertenecientes a Lima y Puno, donde varía la humedad y temperatura ambiental que van a favorecer y limitar la viabilidad del parasitismo.

TABLA 6

PREVALENCIA DE NEMATODOS GASTROINTESTINALES EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN CLASE Y NEMATODOS.

EDAD	Cachorros			Jóvenes			Adultos		
	n	Posit.	%	n	Posit.	%	n	Posit.	%
<i>Toxócara canis</i>	6	4	66.67	13	2	15.38	27	6	22.22
<i>Toxascaris leonina</i>	6	2	33.33	13	3	23.08	27	4	14.81
<i>Ancylostoma spp</i>	6	1	16.67	13	0	0.00	27	5	18.52
<i>Capillaria spp.</i>	6	0	0.00	13	3	23.08	27	2	7.41
<i>Trichuris spp.</i>	6	1	16.67	13	2	15.38	27	4	14.81

($P \leq 0.05$).

n= Número de casos evaluados

%= Casos positivos expresados en porcentajes

La tabla 6, muestra número y porcentaje de nematodos gastrointestinales en perros pastores de alpacas; en el cual, de 06 perros cachorros resultaron 66.67, 33.33, 16.67, 00.00, y 16.67 % de *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente; en 13 perros jóvenes encontramos 15.38, 23.08, 00.00, 23.08 y 15.38% de *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente; y en 27 adultas mostraron 22.22, 14.81, 18.52, 7.41 y 14.81 % de *Toxócara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente. Cabe indicar que solamente para la prevalencia del nematodo *Toxocara canis* mostró diferencia significativa ($P \leq 0.05$) por efecto de edad y/o clase animal. Mientras los otros evidenciaron semejanza ($P \geq 0.05$), por efecto del factor edad. Los resultados del presente trabajo fueron similares al reporte Cruz (2010) quién encuentra para cachorros, jóvenes y adultos 22.2, 19.0 y 23.8 % de prevalencia de helmintos en perros pastores de la provincia de Lampa y Carabaya. Enríquez (2012) investigó en

parásito más frecuente fue *Toxócaro canis* con 33.1%; Quevedo (1970) de 46% para *Toxócaro canis*, asimismo reporta Sanchez y col., (1992) 39.9 % para *Toxócaro canis*, y 7 % para *Toxascaris leonina*. Mientras valores inferiores encuentra Alva (2000) para *Toxócaro canis* 40 % y 7.5 % para *Toxascaris leonina*. Esta diferencia por efecto del factor clase y/o edad se debe a que los cachorros y los animales jóvenes todavía no han completado su desarrollo del sistema retículo endotelial, donde se produce los glóbulos blancos para contrarrestar las infecciones parasitarias, frente a los adultos que su fisiología está bien desarrollado, es por ello la baja prevalencia y la otra razón de que, los cachorros y los perros jóvenes todavía no han recibido desparasitaciones. Además, la semejanza y la diferencia probablemente se debe a diversos factores como ocurre en la costa, donde la temperatura, humedad y altitud es 23°C, 79% y 500 msnm., mientras en la sierra la temperatura, humedad y altitud oscila de 9° - 10°C, 29% y de 3800 a 4400 msnm., respectivamente.

4.3. Prevalencia de cestodos

4.3.1. Factor sexo

TABLA 7

PREVALENCIA DE CESTODOS GASTROINTESTINALES EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN SEXO Y CESTODOS.

SEXO	MACHOS			HEMBRAS		
	n	Positivos	%	n	Positivos	%
<i>Taenia</i> spp.	27	14	51.85	19	11	57.89
<i>Dipylidium caninum</i>	27	4	14.81	19	3	15.79

($P \leq 0.05$).

n= Número de casos evaluados

%= Casos positivos expresados en porcentajes

En la tabla 7, observamos número y porcentaje de cestodos gastrointestinales en perros pastores de alpacas; en el cual, de un total 27 perros machos se encontró 51.85 y 14.81 % de *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum*, respectivamente ($P \leq 0.05$); y de un total 19 hembras resultaron 57.89 y 15.79 % de *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum*, respectivamente ($P \geq 0.05$). Los resultados del presente trabajo fue superior al reporte de Apaza (2002) estudió en 84 caninos necropsiados en el Hospital Regional “Manuel Nuñez Butrón” de la ciudad de Puno, donde para *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum* 40.45% y 21.43%, respectivamente. Ticona y col., (2007) reporta para *Taenia* sp 39.4 % en perros pastores de las comunidades alpaqueras del cusco. Cruz (2010) reporta para *Taenia* sp 14.5 % en perros pastores de comunidades ganaderas de puno. Quevedo (1970) encuentra para *T. hydatigena* 30.0% y *E. granulosus* 16.0% en 40 perros parasitados en la ciudad de Puno; las diferencias posiblemente se debe a diversos factores como temperatura, humedad y altitud, que en la costa la temperatura es 23° C, humedad 79 % y de altitud a 500 msnm., mientras en las partes altas de sierra es de menos a 9° a 20° C, 29% de humedad y altitudes que varían de 3800 a 4400 msnm., y dada la relación estrecha entre los perros con rumiantes domésticos de las zonas altoandinas de nuestras regiones de Cusco y Puno, favorece la infección permanente de esta parasitosis e incluso constituye problemas de enfermedades zoonóticas, como riesgo a la salud pública.

TABLA 8

PREVALENCIA DE CESTODOS GASTROINTESTINALES EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN CLASE Y CESTODOS.

EDAD	Cachorros			Jóvenes			Adultos		
	n	Posit.	%	n	Posit.	%	n	Posit.	%
<i>Taenia</i> spp.	6	1	16.67	13	8	61.54	27	16	59.26
<i>Dipylidium caninum</i>	6	2	33.33	13	2	15.38	27	3	11.11

($P \geq 0.05$).

n= Número de casos evaluados

%= Casos positivos expresados en porcentajes

En la tabla 8, observamos número y porcentaje de cestodos gastrointestinales en perros pastores de alpacas; en el cual, de 06 perros cachorros resultaron 16.67 y 33.33 % de *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum*, respectivamente); en 13 perros jóvenes encontramos 61.54 y 15.38 % de *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum*, respectivamente; y de 27 perros adultos se encontró 59.26 y 11.11 % de *Taenia* spp., y *Dipylidium caninum*, respectivamente ($P \geq 0.05$). Los resultados del presente trabajo de investigación fueron superiores al reporte de Apaza (2002) quién registra 21.43 para *Dipylidium caninum*; mientras Cruz (2010) encuentra para *Taenia* spp 14.5 % de prevalencia de helmintos en perros pastores de la provincia de Lampa y Carabaya. Esta diferencia de prevalencias se debería a diferentes periodos tiempo que se estudiaron, el método de análisis de las muestras fecales, número de animales que constituyen la muestra, por desconocimiento de enfermedades en caninos por los criadores y no aplicación de programas de control y prevención de esta enfermedades parasitarias.

La prevalencia para nemátodos gastrointestinales en perros pastores del sexo machos fueron 29.63, 14.81, 14.81, 11.11 y 14.81 % y en hembras 21.05, 26.32, 10.53, 10.53 y 15.79 % para *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente; para cestódos *Taenia spp.* y *Dipylidium caninum*; en perros machos fue 51.85 y 14.81%, para hembras 57.89 y 15.79%, respectivamente ($P \geq 0.05$).

Para nemátodos entre edad, los cachorros fueron 66.67, 33.33, 16.67, 0.0% y 16.67 %; jóvenes 15.38, 23.08, 00.00, 23.08 y 15.38 % y adultos 22.22, 14.81, 18.52, 7.41 y 14.81 % para *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Ancylostoma spp*, *Capillaria spp* y *Trichuris spp*, respectivamente, ($P \leq 0.05$). La prevalencia de cestódos en cachorros, jóvenes y adultos fueron 16.67, 61.54 y 59.26 % para *Taenia spp.*, y para *Dipylidium caninum* 33.33, 15.38 y 11.11 %, respectivamente ($P \geq 0.05$).

Implementar programas de sensibilización para los criadores de alpacas sobre las enfermedades parasitarias causadas por nemátodos y cestódos en perros pastores de alpacas.

Planificar y evaluar programas de control y prevención de helmintosis gastrointestinal en perros pastores de alpacas para reducir las altas prevalencias y evitar enfermedades zoonóticas en los criadores alpaqueros.



- Alva, R. 2000. "Prevalencia e identificación de Ectoparasitos y endoparasitos en caninos de la ciudad de Chiclayo" Libro de resúmenes de IV Congreso de Parasitología Lima Peru.
- Apaza, H. 2002. Prevalencia Parasitosis gastrointestinal en caninos de puno [Tesis de Médico Veterinario y zootecnista]. Universidad nacional del altiplano. Puno, Perú.
- Borchert, A. 1981. Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia. Zaragoza, España.
- Bowman, D. 2009. *Toxocara canis* and *Trichuris vulpis* – Common dog parasites (Proceedings) Editado por CVC In Baltimore Proceedings.
- Blagburn, B. 2008. Zoonotic diseases (Proceedings) CVC In San Diego Proceedings.
- Blood, D.C. 1993. "Diccionario veterinario" editorial interamericana Mc. Graw – Hill.
- Cordero, D.C.M., V.F. Rojo, F.A. Martínez, A.M. Sánchez, R.S, Hernández, L. Navarrete, R.H. Quiroz y V.M. Carvallo, 1999. Parasitología Veterinaria. Madrid: McGraw-Hill.
- Cruz T. 2010. Helmintiasis gastrointestinal en perros pastores de comunidades ganaderas de Puno. [Tesis de Médico Veterinario]. Lima: Univ Nac Mayor de San Marcos. Lima, Perú.
- Del Valle, G.M., E.N. Radma, L. Burgos, D.R. Fonrouge y M.S Archelli, 2002. *Toxocara canis*: migración larval y eosinofilia en el hospedador paraténico. Parasitol latinoam.
- Dunois, U. 2005. Prevalencia de nematodos intestinales en canes de la ciudad de Cochabamba, Facultad de Ciencias Veterinarias, UAGRM.

- familiaris) comercializados en la ciudad de puno. [Tesis de Médico Veterinario y zootecnista]. Universidad nacional del altiplano. Puno, Perú.
- Ettinger, S.J y E.C. Feldman, 2009. Textbook of Veterinary Internal Medicine, 7th Edition. Editorial Elsevier. Los Angeles, California.
- García, E. 2001. Prevalencia de Helmintos gastrointestinales en Canis familiaris en el distrito de Lurigancho, Chosica, Dpto. de Lima. [Tesis Bachiller en Medicina Veterinaria]. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima.
- Gates, M y T. Nolan, 2009. Risk factors for endoparasitism in dogs: retrospective case-control study of 6578 veterinary teaching hospital cases. *Journal of Small Animal Practice*; 50:636-640 [Web Reference].
- Georgi, J. y M. Georgi, 1994. *Parasitología en Clínica Canina*. Editorial. McGraw-Hill, México.
- González, N.I., J.M. Díaz, N.F. Ángel y D.O. González, 2001. Infección por *Echinococcus granulosus* (quiste hidatídico): Reporte de un caso. *Rev Cubana Med Trop*.
- Gorman, T., A. Soto y H. Alcaino, 2006. Parasitismo gastrointestinal en perros de comunas de Santiago de diferente nivel socioeconómico. *Rev. Parasitología Latinoamericana*. Chile.
- Ibáñez, V.Q. 2000. *Aplicaciones estadísticas en ganadería*. Primera edición universitaria, facultad de ingeniería estadística y informática. UNA – puno.
- INEI, 2012. Instituto nacional de estadística e informática “Compendio estadístico departamental de puno”.

Epidemiology and control in South America. Rev Parasitol Latinoam.

Leguía, G. 1996. Enfermedades Parasitarias de perros y gatos. Lima: De Mar EIRL.

López, D. 2006. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Consideraciones en salud pública. Rev. Med. Chile.

López, J y K. Abarca. 2002. Parásitos intestinales en caninos y felinos con cuadros digestivos en Santiago, Chile. Editado por; Revista Médica de Chile.

Melo, M. y N. Catacora. 2011. Guía de prácticas de laboratorio de parasitología. Facultad de Medicina Veterinaria y zootecnia. UNA – Puno.

Mehlhorn, H., D. Duwel, and W. Reather, 1993. Manual de Parasitología Veterinaria. Editorial. Presencia Ltda Bogota.

Michael, P. 2006. Pet Owners indifferent to parasite risk Nov 27, DVM NEWSMAGAZINE.

Quevedo, F. C. 1970. "Fauna parasitaria del perro (*Canis familiaris*) de la ciudad de Puno" Tesis F.M.V.Z. UNA. Puno.

Quiroz, H. 2005. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. Editorial. LIMUSA. S. A. México. Pp. 145 –148.

Rojas, M. 2003. Nosoparasitosis de perros y gatos peruanos. Lima.

Rodríguez-Vivas R, L. Cob-Galera y J. Domínguez, 2001. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en México.

New York: editorial Mg Graw Hill.

Sanchez, C., F, Vilca, D. Yucra y V. Chambilla, 1992. "Parasitismo intestinal en canes de la ciudad de puno" XI Congreso de ciencias veterinarias puno.

Schnitzler, B. 2012. Confirmation of the efficacy of a combination tablet of spinosad and milbemycin oxime against naturally acquired infections of canine intestinal nematode parasites. *Veterinary Parasitology* 184: 279 - 283 [Web Reference].

SENAMHI, 2012. Disponible en: http://www.senamhi.gob.pe/main_mapa.php?t=dHi.

Soulsby, E. 1988. *Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos*. 7º Edición. Nueva Editorial Interamericana, S.A. de C.V. México D.F, México.

Tarazona, J.M. 1973. "Manual de tecnicas de Parasitologia Veterinaria" Editorial; Acribia Zaragoza España.

Ticona, D, A. Chávez, V. Leyva, J. Choque y S. Panez, 2007. Parasitosis gastrointestinal en perros pastores de asociaciones alpaqueras del distrito de Maranganí, Cusco. En: XX Reunión ALPA. Cusco: XXX Reunión APPA.

Trillo-Altamirano, M, A. Carrasco y R. Cabrera, 2003. Prevalencia de helmintos enteroparásitos zoonóticos y factores asociados en Canis familiares en una zona urbana dela ciudad de Ica, Perú. *Parasitol Latinoam*.

Thrusfield, M.1990. *Epidemiología veterinaria*. Zaragoza, España. Acribia.

Vignau M, L. Venturini, J. Romero, y U. Basso, 2005. *Parasitología practica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos* 1º edición. La Plata, Buenos Aires. Argentina.



Anexos

TABLA 1: PRUEBA DE JI CUADRADO PARA LA PREVALENCIA DE *Toxocara canis* EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN SEXO.

SEXO DETALLE	MACHOS		HEMBRAS		TOTAL
	O _i	e _i	O _i	e _i	
POSITIVOS	8	7.0	4	5.0	12
NEGATIVOS	19	20.0	15	14.0	34
TOTALES	27		19		46

$$X^2c = 0.96$$

$$X^2t = 0.05, 1 = 3.84$$

TABLA 2: PRUEBA DE JI CUADRADO PARA LA PREVALENCIA DE *Toxascaris leonina* EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN SEXO.

SEXO DETALLE	MACHOS		HEMBRAS		TOTAL
	O _i	e _i	O _i	e _i	
POSITIVOS	4	5.3	5	3.7	9
NEGATIVOS	23	21.7	14	15.3	37
TOTALES	27		19		46

$$X^2c = 0.96$$

$$X^2t = 0.05, 1 = 3.84$$

TABLA 3: PRUEBA DE JI CUADRADO PARA LA PREVALENCIA DE *Toxocara canis* EN PERROS PASTORES DE ALPACAS SEGÚN EDAD.

EDAD DETALLE	CACHORROS		JOVENES		ADULTOS		TOTAL
	O _i	e _i	O _i	e _i	O _i	e _i	
POSITIVOS	4	1.6	2	3.4	6	7.0	12
NEGATIVOS	2	4.4	11	9.6	21	20.0	34
TOTALES	06		13		27		46

$$X^2_c = 8.54$$

$$X^2_t = 0.05, 2 = 5.99$$



FOTOGRAFÍAS

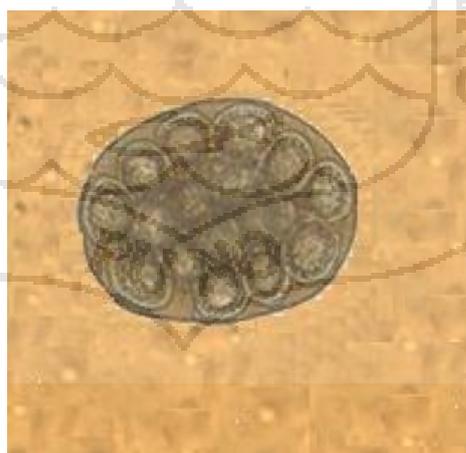
CESTODOS

- *Taenia spp*



Fotografía 1.

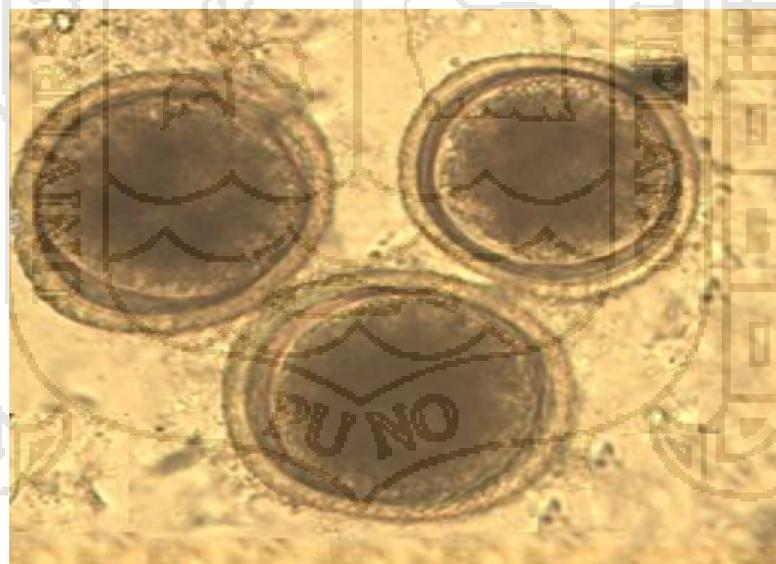
- *Dipylidium caninum*



Fotografía 2.

NEMATODOS

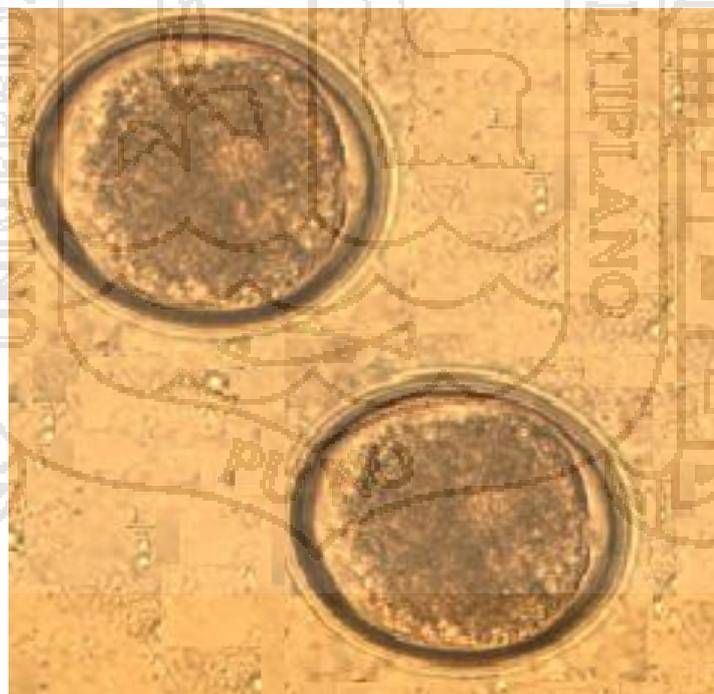
- *Toxocara canis*

**Fotografía 3.****Fotografía 4.**

- *Toxascaris leonina*

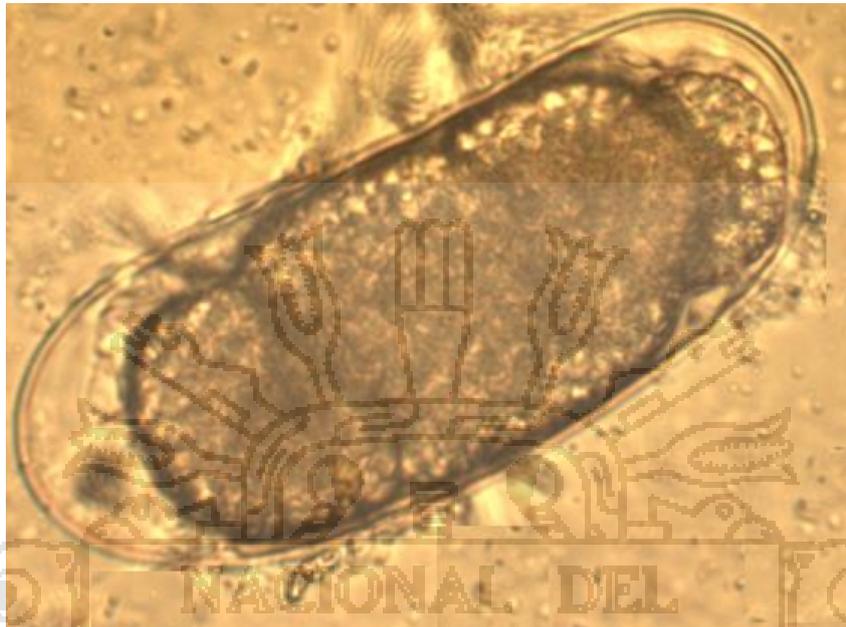


Fotografía 5.



Fotografía 6.

- *Ancylostoma spp*



Fotografía 7.

- *Trichuris spp*



Fotografía 8

- *Capillaria spp*



Fotografía 8

