



Universidad
Nacional
de Loja

Universidad Nacional de Loja

Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables

Carrera de Medicina Veterinaria

Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en el bosque seco de la provincia de Loja.

Trabajo de Integración Curricular,
previo a la obtención del título de Médica
Veterinaria

AUTOR:

Yuleydi Abigail Saraguro Guamán

DIRECTOR:

Dr. Galo Fabricio Pérez González Mg. Sc

Loja – Ecuador

2024

Certificación

Loja, 25 de abril de 2024

Dr. Galo Fabricio Pérez González Mg. Sc

DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

CERTIFICO:

Que he revisado y orientado todo el proceso de elaboración del Trabajo de Integración Curricular denominado: **Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en el bosque seco de la provincia de Loja**, previo a la obtención del título de **Médica Veterinaria**, de la autoría de la estudiante **Yuleydi Abigail Saraguro Guamán**, con **cédula de identidad Nro.1719152579**, una vez que el trabajo cumple con todos los requisitos exigidos por la Universidad Nacional de Loja, para el efecto, autorizo la presentación del mismo para su respectiva sustentación y defensa.



Firmado electrónicamente por:
**GALO FABRICIO PEREZ
GONZALEZ**

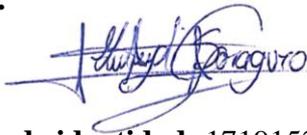
Dr. Galo Fabricio Pérez González Mg. Sc

DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Autoría

Yo, **Yuleydi Abigail Saraguro Guamán**, declaro ser autora del presente Trabajo de Integración Curricular y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos y acciones legales, por el contenido del mismo. Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja la publicación de mi Trabajo de Integración Curricular, en el Repositorio Digital Institucional – Biblioteca Virtual.

Firma:



Cédula de identidad: 1719152579

Fecha: 26 de abril del 2024

Correo electrónico: yuleydi.saraguro@unl.edu.ec

Teléfono: 0985413307

Carta de autorización por parte de la autora, para consulta, reproducción parcial o total y/o publicación electrónica del texto completo del Trabajo de Integración Curricular.

Yo, **Yuleydi Abigail Saraguro Guamán**, declaro ser autora del Trabajo de Integración Curricular denominado: **Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en el bosque seco de la provincia de Loja**, como requisito para optar por el título de **Médica Veterinaria**, autorizo al sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que, con fines académicos, muestre la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido en el Repositorio Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el Repositorio Institucional, en las redes de información del país y del exterior con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia del Trabajo de Integración Curricular o de Titulación que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los veintiséis días del mes de abril de dos mil veinticuatro.

Firma:



Autor/a: Yuleydi Abigail Saraguro Guamán

Cédula: 1719152579

Dirección: Barrio los Ciprés,

Correo electrónico: yuleydi.saraguro@unl.edu.ec

Teléfono: 0985413307

DATOS COMPLEMENTARIOS:

Director/a del Trabajo de Integración Curricular: Dr. Galo Fabricio Pérez González Mg. Sc.

Dedicatoria

A mis padres Sdrubal Saraguro y María Guamán, les dedico este y todos mis logros, por ser guías y brindarme su apoyo incondicional en los buenos y malos momentos. Gracias por haberme enseñado todos los valores, principios y ser las personas que me inspiran para seguir adelante para ejercer mi profesión.

A mis hermanos Dayanara y Liam, que son motor fundamental para seguir adelante, por brindarme sonrisas, apoyo moral y ánimos cuando más los necesito.

A mi prima Verónica por alentarme y brindarme ayuda en esta etapa de formación, a mi prima Ammy quien es un gran apoyo en mi estancia en Loja y no dejarme rendir nunca.

A mi familia en general que siempre estuvo allí, dándome una palabra de aliento, fortaleza y brindarme palabras de apoyo para seguir adelante.

Yuleydi Abigail Saraguro Guamán

Agradecimiento

A la Universidad Nacional de Loja, a toda la Carrera de Medicina Veterinaria, a cada uno de mis docentes que con sus enseñanzas me ayudaron a mi formación profesional.

A mi familia, por haberme dado la oportunidad y el apoyo durante todo el proceso académico.

Al Dr. Galo Pérez por ser un excelente tutor, por sus orientaciones, recomendaciones y ser guía para el desarrollo de este trabajo de investigación, y por compartir de sus enseñanzas y conocimiento.

Al Dr. Lenin Aguirre por permitirme formar parte del proyecto de investigación, por impartir conocimiento, sabiduría y orientación. A todos los integrantes que forman parte del proyecto “El perro “Ganacho” un recurso genético del bosque seco del Ecuador, como parte del manejo extensivo de la cabra “Chusca lojana” por ser grandes personas y permitir la culminación de esta investigación.

Yuleydi Abigail Saraguro Guamán

Índice de contenidos

Portada	i
Certificación	ii
Autoría	iii
Carta de autorización por parte de la autora, para consulta, reproducción parcial o total y/o publicación electrónica del texto completo del Trabajo de Integración Curricular...	iv
Dedicatoria.....	v
Agradecimiento.....	vi
Índice de Contenidos	vii
Índice de Tablas.....	xi
Índice de Figuras	xi
Índice de Anexos.....	xii
1. Título	1
2. Resumen.....	2
Abstract	3
3. Introducción	4
4. Marco Teórico	6
4.1. Perro Cuidador de Ganado	6
4.1.1. Perro “Ganacho”.....	6
4.1.2. Antecedentes Históricos	6
4.1.3. Adiestramiento e Impronta.....	6
4.1.4. Diferencia entre Perro Cuidador de Ganando y Pastor	6
4.1.5. La Responsabilidad del Perro “Ganacho” Sobre la Protección de las Cabras	7
4.2. Parásitos Gastrointestinales.....	7
4.3. Hospedador	7
4.3.1. Tipos de Hospedadores	7
4.4. Ciclo Evolutivo (Ciclo de Vida)	8
4.4.1. Fisión Binaria	8
4.4.2. Ciclo Directo o Monoxeno	8
4.4.3. Ciclo Indirecto o Heteroxeno	8
4.5. Forma de Reproducción.....	8
4.5.1. Sexuada	8
4.5.2. Asexuada	9

4.6. Vías de Entrada al Hospedador	9
4.7. Cestodos.....	9
4.7.1. Taxonomía.....	9
4.7.2. Estructura	9
4.7.3. Ciclo de vida.....	10
4.7.4. Géneros de interés en perros	10
4.7.4.1. Taenia spp.....	10
4.7.4.2. Echinococcus granulosus.....	11
4.7.4.3. Dipylidium caninum	12
4.8. Nematodos	13
4.8.1. Taxonomía.....	13
4.8.2. Estructura	13
4.8.3. Ciclo de vida.....	14
4.8.4. Géneros de interés en perros	15
4.8.4.1. Ancylostoma spp	15
4.8.4.2. Strongyloides stercoralis.....	16
4.8.4.3. Ascaridos spp.....	16
4.8.4.4. Trichuris vulpis.....	17
4.9. Trematodos.....	18
4.9.1. Taxonomía.....	18
4.9.2. Estructura	18
4.9.3. Ciclo de vida.....	19
4.9.4. Géneros de interés en perros	19
4.10. Protozoarios.....	19
4.10.1. Taxonomía.....	19
4.10.2. Estructura	19
4.10.3. Ciclo de vida.....	19
4.10.4. Géneros de interés en perros	20
4.10.4.1. Giardia spp.....	20
4.10.4.2. Coccidias.....	20
4.10.4.3. Crytosporidium spp.....	21
4.11. Técnicas para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en perros	22
4.11.1. Colecta de muestra	22
4.11.2. Transporte, conservación y envío de muestras.....	22

4.11.3.	Técnicas de análisis coprológicos	23
4.11.3.1.	Técnica macroscópica directa	23
4.11.3.2.	Técnica de tamizado.....	24
4.11.3.3.	Técnica microscópica directa simple o frotis simple	24
4.11.3.4.	Técnica de Baermann.....	25
4.11.3.5.	Cultivo larvario	25
4.11.3.6.	Técnica de flotación pasiva.....	25
4.11.3.7.	Técnica de Sedimentación	26
4.11.3.8.	Técnica de McMaster.....	26
4.12.	Área de estudio	27
4.12.1.	Cantón Zapotillo.....	27
4.12.2.	Cantón Paltas	28
4.12.3.	Cantón Calvas	28
4.12.4.	Cantón Gonzanamá	29
4.12.5.	Cantón Olmedo	30
4.12.6.	Cantón Chaguarpamba	31
5.	Metodología	33
5.1.	Delimitación del Área de Estudio.....	33
5.2.	Procedimiento	33
5.2.1.	Enfoque metodológico	33
5.2.2.	Diseño de la investigación.....	33
5.2.3.	Tamaño de la Muestra y Tipo de Muestreo.....	34
5.2.4.	Fases del estudio y manejo de muestras	34
5.2.4.1.	Fase de Campo.....	34
5.2.4.2.	Fase de Laboratorio.	34
5.2.5.	Recolección, conservación y transporte de las muestras.....	34
5.2.6.	Técnicas de laboratorio	35
5.2.6.1.	Método de flotación.....	35
5.2.6.2.	Cultivo larvario.....	35
5.3.	VARIABLES DE ESTUDIO.....	36
5.4.	Elaboración del Mapa Parasitológico	36
5.5.	Procesamiento y Análisis de la Información	36
6.	Resultados	37
6.1.	Información General	37

6.2.	Resultados de laboratorio	37
6.3.	Identificación de los géneros de parásitos gastrointestinales.....	38
6.4.	Factores asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales.....	39
6.5.	Factores asociados a la presencia de diferentes géneros de parásitos gastrointestinales	39
6.6.	Mapa parasitológico	40
7.	Discusión	43
7.1.	Identificación de parásitos gastrointestinales	43
7.2.	Presencia de parásitos gastrointestinales según factores asociados	46
7.3.	Factores asociados con los géneros de parásitos gastrointestinales presentes. ..	48
8.	Conclusiones	49
9.	Recomendaciones	50
10.	Bibliografía	51
11.	Anexos.	60

Índice de Tablas

Tabla 1.	<i>Clasificación taxonómica de los cestodos más importantes en perros</i>	9
Tabla 2.	<i>Taxonomía de los nematodos comunes en perros</i>	13
Tabla 3.	<i>Clasificación taxonómica de los trematodos</i>	18
Tabla 4.	<i>Clasificación taxonómica de los protozoos</i>	19
Tabla 5.	<i>Información general de los perros “Ganacho” muestreados (n=57)</i>	37
Tabla 6.	<i>Resultados de laboratorio en perros “Ganacho” muestreados (n=57)</i>	38
Tabla 7.	<i>Género de parásitos gastrointestinales en 34 casos positivos de perros “Ganacho”</i>	38
Tabla 8.	<i>Factores asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales en 57 muestras de perros “Ganacho” analizados.</i>	39
Tabla 9.	<i>Asociación entre los géneros de parásitos gastrointestinales y factores asociados en 34 muestras positivas de perros “Ganacho”.</i>	40

Índice de Figuras

Figura 1.	Ciclo de vida de <i>Taenia</i> spp. en perros.	11
Figura 2.	Ciclo de vida de <i>Echinococcus granulosus</i>	12
Figura 3.	Ciclo de vida <i>Dipylidium caninum</i>	13
Figura 4.	Secciones longitudinales de un nematodo generalizado. (a) Sistema digestivo, excretor y nervioso. (b) Sistema reproductor de un nematodo hembra. (c) Sistema reproductor de un nematodo macho.....	14
Figura 5.	Ciclo de vida de <i>Ancylostoma</i> spp., en perros.....	15
Figura 6.	Ciclo de vida de <i>Strongyloides stercoralis</i>	16
Figura 7.	Ciclo de vida de <i>Toxocara canis</i>	17
Figura 8.	Ciclo de vida de <i>Trichuris vulpis</i>	18
Figura 9.	Ciclo de vida de <i>Giardia</i> spp.	20
Figura 10.	Ciclo de vida de Coccidias.....	21
Figura 11.	Ciclo de vida de <i>Cryptosporidium</i> spp.....	22
Figura 12.	Heces de perro con <i>Dipylidium caninum</i>	24
Figura 13.	Técnica de tamizado.....	24
Figura 14.	Técnica de Baermann.....	25
Figura 15.	Técnica de flotación.....	26
Figura 16.	Técnica de Sedimentación	26

Figura 17. Equipo McMaster.....	27
Figura 18. Mapa de relieve del Cantón Zapotillo.....	27
Figura 19. Mapa base del Cantón Paltas	28
Figura 20. Mapa base del Cantón Calvas	29
Figura 21. Mapa base del Cantón Gonzanamá.....	30
Figura 22. Mapa base del Cantón Olmedo	31
Figura 23. Mapa base del Cantón Chaguarpamba.....	32
Figura 24. Mapa del Bosque Seco en la provincia de Loja.....	33
Figura 25. Mapa del área de estudio con resultados positivos	41
Figura 26. Distribución espacial de los géneros de parásitos hallados.	42

Índice de Anexos

Anexo 1. Perros “Ganachos”	60
Anexo 2. Recolección de muestras fecales.....	60
Anexo 3. Técnica de flotación.....	61
Anexo 4. Cultivo larvario.	61
Anexo 5. Huevos de parásitos. A. huevos de Ancylostoma spp., B. huevos de Strongyloides spp., C huevo de Toxocara spp., D. huevo de Ascaris spp, E. ooquistes de Isospora spp. Vista de microscopio 40x.	62
Anexo 6. Larvas de parásitos. Derecha: larva de Ancylostoma spp., Izquierda Larva de Strongyloides spp.	62
Anexo 7. Organización de datos.....	63
Anexo 8. Certificado de traducción del resumen.....	64

1. Título

Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en el bosque seco de la provincia de Loja

2. Resumen

La utilización de perros para cuidar las cabras es una práctica muy frecuente entre los capricultores del bosque seco de la provincia de Loja. La escasa información acerca de los parásitos gastrointestinales que aquejan la salud de estos perros ha hecho que el presente estudio sea de gran importancia dentro del conocimiento del aspecto sanitario de estos animales. La presente investigación tuvo como finalidad determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en el bosque seco de la provincia de Loja, identificar géneros parasitarios y conocer los factores que podrían estar asociados a su presencia, para lo cual, se recolectaron 57 muestras de heces de caninos; mismas que fueron analizadas mediante la técnica de flotación con solución salina y diferenciadas a través del cultivo larvario. Se determinó que un 59,7% (34/57) de los animales presentaban parásitos gastrointestinales. Así mismo, se identificó la presencia de cinco géneros *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Ascaris* spp., *Isospora* spp., y *Toxocara* spp., siendo *Strongyloides* spp 41,2% (14/34) y *Ancylostoma* spp 35,3% (12/34) los más encontrados. Utilizando la prueba estadística Chi cuadrado se determinó una relación estadísticamente significativa ($p < 0,05$) de la presencia de parásitos de los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp y parasitismo mixto con el factor convivencia con otras especies animales. Los perros adultos y hembras se relacionaron estadísticamente con la presencia de parásitos del género *Strongyloides* spp., mientras que los cachorros presentan una significancia estadística con la presencia de parásitos del género *Toxocara* spp. Por lo tanto, factores como la edad, sexo, alimentación y convivencia con otras especies pueden relacionarse a la presencia de parásitos gastrointestinales, también se determinó que no hay una especificidad de los géneros encontrados con el lugar, encontrándose los mismos en toda el área de estudio.

Palabras clave: Perros “Ganacho”, Parásitos gastrointestinales, Factores asociados, Flotación, Cultivo larvario

Abstract

The use of dogs to take care of goats is a very common practice among goat farmers in the dry forest of the province of Loja. The limited information about the gastrointestinal parasites that affect the health of these dogs has made this study of great importance in the knowledge of the health aspect of these animals. The purpose of this investigation was to determine the presence of gastrointestinal parasites in “Ganacho” dogs in the dry forest of the province of Loja, identify parasitic genera and know the factors that could be associated with their presence, for which 57 samples were collected from canine feces; which were analyzed using the flotation technique with saline solution and differentiated through larval culture. It was determined that 59.7% (34/57) of the animals had gastrointestinal parasites. Likewise, the presence of five genera *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Ascaris* spp., *Isospora* spp., and *Toxocara* spp. were identified, with *Strongyloides* spp 41.2% (14/34) and *Ancylostoma* spp 35.3% (12/34) the most found. Using the Chi square statistical test, a statistically significant relationship ($p < 0.05$) was determined between the presence of parasites of the genera *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp and mixed parasitism with the factor coexistence with other animal species. Adult and female dogs were statistically related to the presence of parasites of the genus *Strongyloides* spp., while puppies presented a statistical significance with the presence of parasites of the genus *Toxocara* spp. Therefore, factors such as age, sex, diet and coexistence with other species can be related to the presence of gastrointestinal parasites. It was also determined that there is no specificity of the genera found with the place, with the same ones being found throughout the area of study.

Keywords: “Ganacho” dogs, Gastrointestinal parasites, Associated factors, Flotation, Larval culture.

3. Introducción

Las enfermedades parasitarias representan un riesgo para la salud, tanto de humanos como de animales, estas son causadas por organismos que viven a expensas de un organismo mayor, afectando a diversos sistemas ya sea a nivel gastrointestinal, pulmonar, circulatorio e incluso problemas de piel (Bowman, 2011). Debido a su gran impacto, el reconocimiento e identificación de la especie parasitaria atacante resulta esencial para la elección del tratamiento adecuado y control de las parasitosis (Beuget, Halos & Guillot, 2018).

Los parásitos gastrointestinales son muy frecuentes en perros que viven bajo condiciones de escaso cuidado y pueden representar un problema para la salud propia del animal como para el mismo ser humano y su producción (Mirani, Naem & Yakhchali, 2016). En zonas del bosque seco del Sur del Ecuador, es común observar a la mayoría de la población del sector rural dedicada a la producción de cabras en un sistema de manejo de tipo extensivo (Pesántez & Sánchez, 2021), donde optan como medida de protección y vigilancia de las cabras, el uso de perros conocidos coloquialmente como “Ganacho” o perros guardianes (VerCauteren et al., 2012; Zevallos, 2020). Por consiguiente, los capricultores al encontrarse en contacto directo con el perro y superficies u objetos situados alrededor de su entorno pueden facilitar la transmisión de enfermedades parasitarias, sobre todo en estos caninos donde la tenencia, manejo y reproducción no es controlada (Arauco et al., 2014).

El perro “Ganacho” brinda un servicio a los capricultores del bosque seco de la provincia de Loja, no obstante, ha sido muy poco estudiado y actualmente no se cuenta con información sobre los parásitos gastrointestinales que aquejan la salud de este perro local. Por ello, al existir una gama diversa de parásitos gastrointestinales, su identificación es una necesidad para obtener estrategias específicas de prevención y tratamiento (Guzmán et al., 2020; Luna, L., & Kyvsgaard, 2005), además de colaborar con la conservación de este ejemplar en particular. Entre los reportes más habituales de parásitos gastrointestinales, en perros sin un manejo técnico se reportan *Ancylostoma spp.*, *Toxocara canis*, *Taenia spp* e infecciones mixtas (Mirani et al., 2016).

Recalcando que identificar los parásitos gastrointestinales es útil para los propietarios, médicos veterinarios e incluso encargados de la salud pública en la elaboración y ejecución de estrategias para prevención y control de enfermedades zoonóticas producto de los parásitos. Para el cumplimiento del presente trabajo de investigación se consideró los siguientes objetivos:

- Identificar los parásitos gastrointestinales presentes en la población de perros “Ganacho” mediante métodos coprológicos.
- Determinar la relación existente entre los diferentes géneros de parásitos gastrointestinales de los perros “Ganacho” con las variables edad, sexo, tipo de alimentación, procedencia, convivencia con otras especies y el tipo de agua que consume el animal.
- Elaborar un mapa parasitológico de los tipos de parásitos presentes en los perros “Ganacho” del bosque seco de la provincia de Loja.

4. Marco Teórico

4.1. Perro Cuidador de Ganado

4.1.1. Perro “Ganacho”

“Ganacho” se deriva de la palabra ganado, la cual es utilizada por productores locales de la provincia de Loja y en sectores rurales de Perú para hacer referencia al perro que cuida de su ganado (Hora32, 2023; Zevallos, 2020). El perro “Ganacho” o cuidador de ganado son canes criados para proteger a un grupo de animales dedicados a la producción de carne, leche, lana, pelo u otros recursos que sirven para la subsistencia del ser humano. Estos canes defienden al ganado con lealtad y gran dedicación logrando que su sola presencia pueda ahuyentar a los depredadores (Núñez, 2022).

4.1.2. Antecedentes Históricos

El uso de perros para proteger el ganado es una práctica milenaria desde hace más de 2 mil años y se ha extendido por todo el mundo y se ha vuelto parte importante de múltiples culturas. Los primeros registros de este método ganadero datan del año 150 a.C. en Roma, donde diversos autores como Aristóteles y Virgilio mencionan a sus escritos el uso de perros guardianes de ganados por los molosos en la antigua región de Epiro. Desde entonces hasta el día de hoy esta práctica se mantiene vigente (Núñez, 2022).

4.1.3. Adiestramiento e Impronta

La capacidad que tienen los perros guardianes de ganado para proteger su manada es principalmente instintiva, ya que el perro es unido al rebaño desde una edad temprana. Sin embargo, hay un proceso que es fundamental para lograr que estos canes sean capaces de realizar de forma eficaz la tarea para los cuales fueron seleccionados es “la impronta”.

- **Impronta**

La impronta es un proceso de socialización donde el cachorro se acostumbra a convivir con el ganado que debe proteger. En este periodo se aprovechan los periodos críticos de socialización en la vida del cachorro para lograr un apego total y permanente hacia las ovejas de tal manera formen un fuerte vínculo e indisoluble entre el perro y el rebaño (Núñez, 2022).

4.1.4. Diferencia entre Perro Cuidador de Ganado y Pastor

Los perros guardianes conviven con el rebaño o manada de forma permanente, comportándose como un miembro más que se encarga de vigilar y marcar territorio y el perro pastor controlan el movimiento del ganado (Núñez, 2022).

4.1.5. La Responsabilidad del Perro “Ganacho” Sobre la Protección de las Cabras

El sector caprino es una de las más empleadas por los productores que viven en zonas con escasa biomasa forrajera, debido a que esta especie se ha adaptado muy bien a condiciones adversas del medio (Pesántez & Sánchez, 2021).

El sistema de producción caprina en el Ecuador es manejado generalmente al pastoreo libre, lo que genera que el ganado caprino sea más susceptible a la depredación (Pesántez & Sánchez, 2021). Tal es el caso, de la producción de cabras en la provincia de Loja, donde los capricultores, crían en su mayoría a la cabra Chusca lojana por poseer diversas características que permiten una adaptación idónea a las condiciones climáticas de los diversos sectores de la provincia de Loja, ya que poseen un dimorfismo sexual marcado y buena capacidad torácica para recorrer topografías irregulares (Aguirre et al., 2020).

Ante la amenaza constante que viven estas cabras los productores han tomado medidas más confiables como el uso de perros para la protección contra los depredadores silvestres como es el puma andino, este hecho se ha visto eficaz desde la antigüedad, dado que en Europa y Asia durante miles de años el uso de perros ganaderos ha minimizado la depredación de los rumiantes menores (VerCauteren et al., 2012).

4.2. Parásitos Gastrointestinales

Parásito se denomina a cualquier organismo de menor tamaño que vive a expensas de otro organismo más grande, utilizándolo como medio de subsistencia causando efectos negativos en el hospedador (Bowman, 2011). Los parásitos gastrointestinales también denominados endoparásitos son aquellos que habitan dentro de los hospedadores infestando principalmente sistema digestivo u otros órganos adyacentes, estos organismos parasitarios comprometen la salud de los caninos, pues en ellos transcurre la vida adulta del parásito y realizan procesos de reproducción (Bowman, 2011; Espinoza & Ramos, 2013).

4.3. Hospedador

También conocido como hospedero o parasitífero, es todo ser vertebrado o invertebrado que proporciona las condiciones adecuadas para garantizar la evolución y supervivencia de cualquier estadio parasitario (Pardo & Buitrago, 2005).

4.3.1. Tipos de Hospedadores

- **Hospedador Definitivo o Final:** Organismo donde el parásito alcanza su forma adulta o se multiplica sexualmente (Pardo & Buitrago, 2005).

- **Hospedador Intermediario:** Organismo vertebrado o invertebrado que aloja estadios en desarrollo (forma larval) o en el cual realizan la reproducción asexual (Llop, Dapena & Zuazo, 2001).
- **Hospedador de Transporte o Reservorio:** Es un organismo accidental que le permite la movilidad al parásito sin que este tenga un tipo de desarrollo o evolución, sirviendo como medio de difusión (Pardo & Buitrago, 2005).

4.4. Ciclo Evolutivo (Ciclo de Vida)

Es el estudio que describe el desarrollo de los estadios de vida que emplea el parásito para llegar al hospedador, alcanzar su forma adulta y reproducirse para obtener formas infectantes que permitan la subsistencia del parásito, es decir desde el momento que se fecunda hasta su muerte (Llop et al., 2001; Pardo & Buitrago, 2005).

4.4.1. Fisión Binaria

Son aquellos parásitos que se dividen y multiplican dentro del hospedador para aumentar el número de ejemplares y formar estadios infectantes para nuevos hospedadores. Este ciclo es el más simple y no requiere de circunstancias ambientales, ni otros hospedadores para evolucionar, se da principalmente en los protozoarios (Llop et al., 2001).

4.4.2. Ciclo Directo o Monoxeno

Desarrollo de vida del parásito en dos ambientes uno externo (fuera del hospedador) determinado por las circunstancias ambientales y otro interno que se efectuará en el hospedador definitivo (Pardo & Buitrago, 2005). En este ciclo de vida, solo existe la intervención de un solo hospedador (Llop et al., 2001).

4.4.3. Ciclo Indirecto o Heteroxeno

Es aquel parásito que necesita de un medio externo (fuera del hospedador) y de uno o más medios internos (hospedadores) para desarrollar sus etapas de vida, dentro del cual va a tener un hospedador definitivo y uno o más hospedadores intermediarios (Llop et al., 2001).

4.5. Forma de Reproducción

La reproducción de los parásitos puede ser en dos formas sexual y asexual, y dependiendo de la especie, pueden variar. Algunas de las formas de reproducción de los parásitos incluyen:

4.5.1. Sexuada

- **Singamia:** fusión de dos células sexuales haploides para desarrollar el cigoto.
- **Dioicos:** necesita de dos ejemplares sexualmente diferenciados (macho y hembra) para realizar la fecundación de la hembra y produzca huevos (ovípara) o larvas (vivípara) (Llop et al., 2001).

4.5.2. Asexuada

- **Fisión binaria:** división celular que da dos células hijas iguales a la célula madre
- **Fisión múltiple (esquizogonia):** el núcleo se divide numerosas veces para formar esquizontes que contienen varios merozoitos.
- **Endodiogenia:** las células hijas brotan internamente dentro de la célula madre, hasta que está desaparece (Llop et al., 2001).

4.6. Vías de Entrada al Hospedador

Dentro de las más comunes en parasitismo gastrointestinal en perros encontramos:

- **Vía feco-oral:** hace referencia al ingreso de organismos parasitarios a través de la boca por medio de alimentos o agua contaminada con material fecal infectado.
- **Vía respiratoria:** se adquiere a los parásitos por medio de la inhalación de formas infestantes.
- **Vía cutánea:** ingreso de los parásitos por la penetración de la piel.
- **Vías transplacentarias (congénitas):** se transmiten por medio de la placenta, es decir, de madre a feto.
- **Por vectores:** requiere de artrópodos hematófagos que introduzcan al parásito a través de picaduras (Llop et al., 2001).

4.7. Cestodos

4.7.1. Taxonomía

Tabla 1. Clasificación taxonómica de los cestodos más importantes en perros

Reino	Phylum	Clase	Orden	Familia	Género
Animalia	Platyhelminthes	Cestoda	Cyclophyllidea	Taeniidae	<i>Taenia</i>
					<i>Echinococcus</i>
			Pseudophyllidea	Dilepididae	<i>Dipylidium</i>
					<i>Amoebotaenia</i>
		Diphyllobothriidae	<i>Diphyllobothrium</i>		
				<i>Spirometra</i>	

Nota. Adaptado de Taylor, Coop & Wall. (2007).

4.7.2. Estructura

Los cestodos son vermes planos que en su forma adulta están constituidos por tres partes bien definidas la cabeza o escólex donde se encuentran los órganos de fijación (ganchos, ventosas o botridios) que facilitan la fijación en la pared intestinal, el cuello y el cuerpo o estróbilo que está dividido por segmentos o proglótides (Muro et al., 2010.). No poseen sistema digestivo ni circulatorio y la alimentación la realizan por osmosis (Llop et al., 2001).

Son hermafroditas constituidos por órganos masculinos (uno o varios testículos, vaso aferente, vaso deferente, vesícula seminal, cirro) y femeninos (ovario, ootipo, glándulas vitelogenas, receptáculo seminal, conducto vaginal y útero) (Pardo, 2007).

4.7.3. Ciclo de vida

El ciclo de vida es indirecto con uno o varios hospedadores intermediarios y una reproducción de autofecundación.

Los huevos o segmentos son expulsados a través de las heces, el hospedador intermediario consume el embrión hexacanto y activan la oncosfera misma que al poseer ganchos desgarran la mucosa y va a sistema circulatorio hasta llegar a su lugar predilecto una vez aquí se convierte en metacestodos como:

- **Cisticerco:** Quiste lleno de líquido que contiene un escólex invaginado.
- **Coenurus:** Similar a un cisticerco, pero con numerosos escólex invaginados.
- **Hidátide:** Quiste lleno de líquido revestido de epitelio germinal posee los escólex, cápsulas de cría y quistes hijos.
- **Cisticercoide:** pequeño quiste sólido con un solo escólex evaginado (Taylor, Coop & Wall, 2007).

4.7.4. Géneros de interés en perros

4.7.4.1. *Taenia* spp

Pertenecientes al orden *Cyclophyllidea*, son dos grupos de *Taenia* que pueden infestar a los perros: las *Taenia* con larvas tipo cisticercos clasificadas en *Taenia pisiformis* (Hígado de conejos), *Taenia hydatigena* (Hígado y peritoneo de herbívoros u omnívoros), y *Taenia ovis* (músculo de rumiantes menores) y las *Taenia* con larvas tipo coenurus como *Taenia multiceps* (sistema nervioso de ovejas) y *Taenia serialis* (tejido subcutáneo de conejos) (Beugnet, Halos & Guillot, 2018).

Las formas adultas son segmentadas con medidas de 60 centímetros hasta 2 metros de longitud (Beugnet et al., 2018), poseen un escólex de cuatro ventosas y con ganchos como órgano de fijación, los fragmentos que constituyen su cuerpo son rectangulares y se desarrollan a partir del cuello (Bowman, 2011). Los huevos son ovalados miden aproximadamente 30- 45 μm , poseen una capa gruesa y en su interior se encuentra un embrión hexacanto, por otra parte, algunas especies son capaces de eliminar segmentos en las heces en vez del huevo previamente mencionado (Beugnet et al., 2018).

El ciclo de vida es indirecto llegando a infectarse del parásito mediante el consumo de vísceras o carne cruda de las presas del canino. El ciclo empieza con la salida de los huevos o segmentos grávidos en las heces del hospedador definitivo, estos son ingeridos por los hospedadores intermediarios y su evolución dependerá de la especie involucrada, al final se formaran larvas de tipo cisticercoide o de coenurus en el órgano predilecto; el hospedador definitivo al consumir material orgánico infectado adquiere al parásito, los cuales en el tracto digestivo se liberan y comienzan a transformarse en la fase adulta (Beugnet et al., 2018).

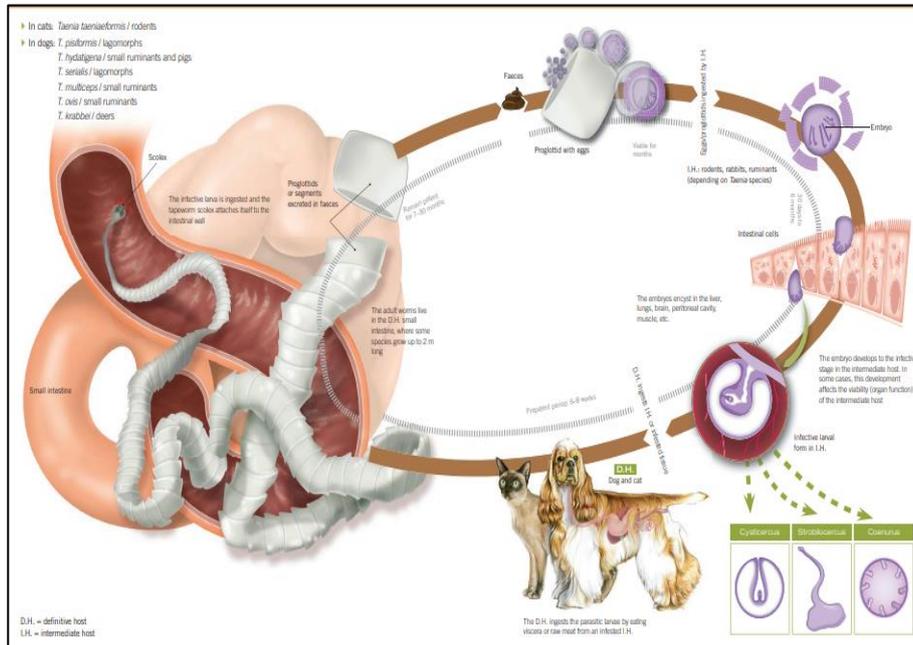


Figura 1. Ciclo de vida de *Taenia* spp. en perros.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedía, S.L.

4.7.4.2. *Echinococcus granulosus*

Las formas adultas se caracterizan por ser más pequeños y tener solo entre cuatro a cinco segmentos (Bowman, 2011). Los huevos son esféricos de 30 a 35 micras con un hexacanto en el interior rodeado por una capa gruesa estriada (Beugnet et al., 2018).

El ciclo de vida es indirecto caracterizado por la salida de los huevos a través de las heces, el hospedador intermediario (oveja) consume el material contaminado y se forman quistes hidraticos mismos que al ser digeridos por el perro (consumo de vísceras) adquieren la infección del parásito (Bowman, 2011; Tuasa, 2015).

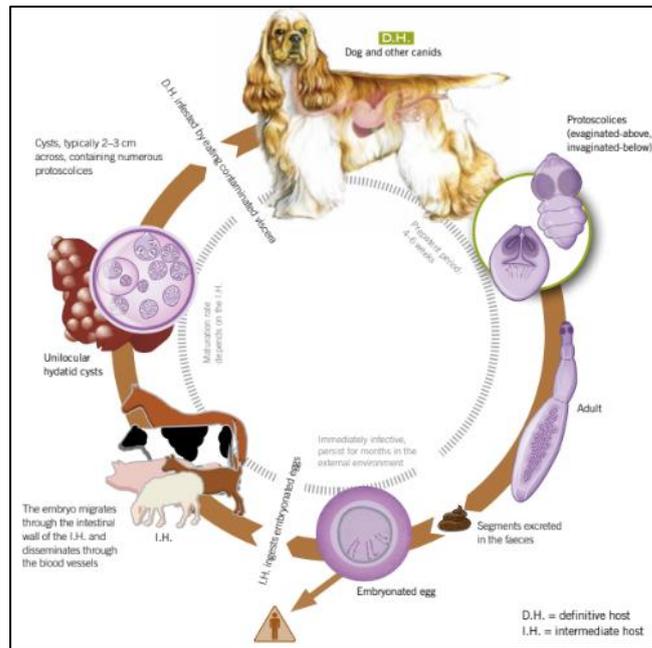


Figura 2. Ciclo de vida de *Echinococcus granulosus*
 Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.7.4.3. *Dipylidium caninum*

También denominado tenia del perro, es de distribución mundial afectando comúnmente a perros y gatos. Los ejemplares adultos son aplanados y segmentados, adquieren una tonalidad blanca ligeramente amarillo rojizo, con cuatro ventosas en el escólex y un rostelo retráctil como órgano de fijación (Bowman, 2011). Los huevos son ovalados anchos de cápsula gruesa, en su interior se visualiza huevecillos con ganchos y mide de 40 x 35 micras.

Poseen un ciclo de vida indirecto con transmisión por vía oral, generalmente el contagio se debe al consumo de artrópodos como pulgas y piojos que actúan como hospedadores intermediarios. Empieza cuando las pulgas o piojos ingieren cualquier desecho contaminado con las proglótides de *Dipylidium* mismos que en su interior forman el cisticercoide (fase infestante), una vez el hospedador definitivo consume el artrópodo infectado con el cisticercoide, este se libera en el intestino y se transforma en cestodo adulto en 4 a 6 semanas, para finalmente reproducirse y así mantener la supervivencia de la especie parasitaria (Beugnet et al., 2018; Bowman, 2011).

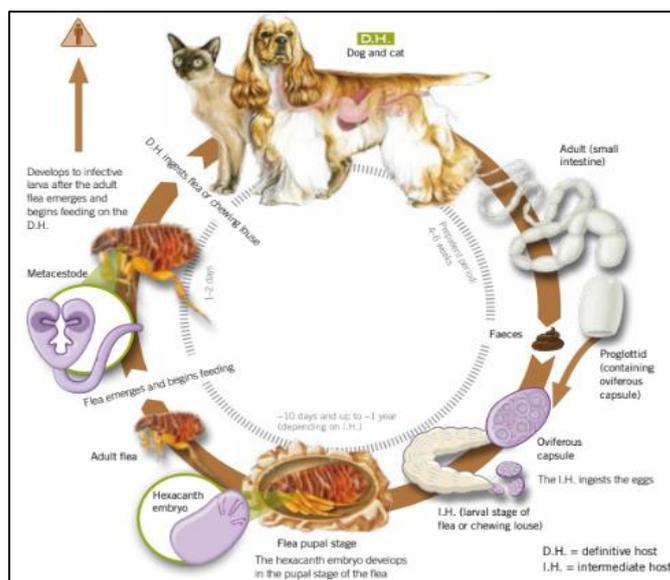


Figura 3. Ciclo de vida *Dipylidium caninum*.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.8. Nematodos

4.8.1. Taxonomía

Tabla 2. Taxonomía de los nematodos comunes en perros

Reino	Phylum	Clase	Orden	Familia	Género
			Strongylida	Trichostrongyloidea	<i>Trichostrongylus</i>
				a	<i>Haemonchus</i>
				Strongyloidea	<i>Strongylus</i>
					<i>Stephanurus</i>
					<i>Deletrocephalus</i>
				Ancylostomatoidea	<i>Ancylostoma</i>
					<i>Uncinaria</i>
					<i>Necator</i>
Animalia	Nematoda	Secernentea		Metastrongyloidea	<i>Metastrongylus</i>
			Rhabditida	Rhabditoidea	<i>Strongyloides</i>
					<i>Rhabdias</i>
			Ascaridida	Ascaridoidea	<i>Ascaris</i>
					<i>Toxocara</i>
				Diectophymatoidea	<i>Diectophyma</i>
		Adenophorea	Enoplida	Trichuroidea	<i>Trichuris</i>
		a			<i>Capillaria</i>
				Trichinelloidea	<i>Trichinella</i>

Nota. Adaptado de Taylor, Coop & Wall. (2007).

4.8.2. Estructura

En su mayoría poseen un cuerpo compacto, cilíndrico, alargado con los extremos estrechos (Taylor, Coop & Wall, 2007). Todo el cuerpo de estos parásitos está recubierto por una cutícula, secretada por la hipodermis de características incolora, translúcida y lisa (Pardo, 2007).

El aparato digestivo es completo compuesto por boca, cavidad bucal, esófago, intestino y orificio anal (Pardo, 2007), es tubular y la boca la mayoría de nematodos es un orificio simple con dos o tres labios. En otros casos, como los *Strongiloides*, es grande y se abre en una cápsula bucal, que puede contener dientes (Taylor et al., 2007).

La mayoría de los ejemplares son dioicos con dimorfismo sexual, es decir hay ejemplares hembras constituidas por un solo ovario, oviducto, receptáculo seminal, un útero y vagina; mientras que los machos poseen testículos, vesícula seminal, vaso deferente y conducto eyaculador (Tuasa, 2015).

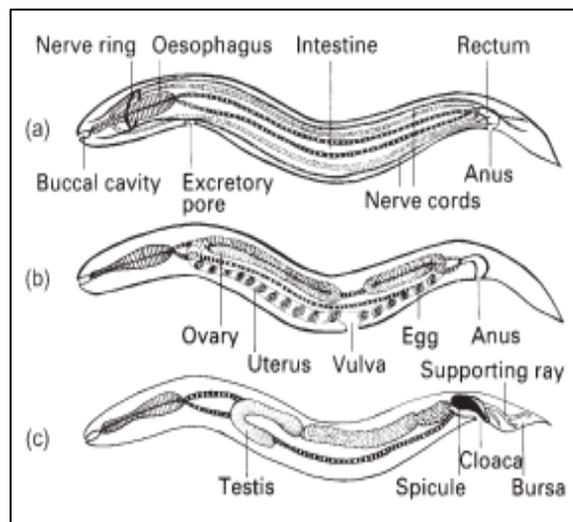


Figura 4. Secciones longitudinales de un nematodo generalizado. (a) Sistema digestivo, excretor y nervioso. (b) Sistema reproductor de un nematodo hembra. (c) Sistema reproductor de un nematodo macho.

Nota. Adaptado de *Veterinary Parasitology*. 3ra ed, por MA., Taylor, RL., Coop, & RL., Wall, 2007, Blackwell Publishing.

4.8.3. Ciclo de vida

La mayoría de nematodos poseen un ciclo de vida directo con una reproducción sexual dioica fecundando un huevo, huevo larvado o una larva (Espinoza & Ramos, 2013). En menor cantidad se presentan nematodos con ciclo indirecto donde intervienen uno o más hospedadores intermediarios para el desarrollo de los estadios larvares y nematodo autoheteroxeno en donde el hospedador definitivo actúa también como hospedador intermediario (Navone et al., 2011).

Durante su evolución muda en cuatro estadios larvales llamados L1, L2, L3, L4 quien desencadena en el quinto estadio la L5 o nemátodo adulto. El L3 es la forma infectante (Taylor et al., 2007).

4.8.4. Géneros de interés en perros

4.8.4.1. *Ancylostoma spp*

Nematodos pertenecientes al orden Strongylida cuyas especies de interés en caninos son: *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma brasiliense* y *Uncinaria stenocephala*, provocando signos clínicos desde trastornos digestivos, estado general afectado y rara vez afecciones a nivel de piel y vías respiratorias (Beugnet et al., 2018).

Se caracterizan por ser redondos y pequeños con un color blanco, además de poseer capsulas bucales bien desarrollados con ganchos (*Ancylostoma*) o placas cortantes (*Uncinaria*) siendo estos de carácter hematófagos (Beugnet et al., 2018), tienen una bolsa copuladora y las espículas de los machos suelen ser largas, delgadas y flexibles (Bowman, 2011).

Los huevos de *Ancylostoma* se visualizan de forma oval, cápsula delgada con una medida aproximadamente de 80 x 50 micras, mientras que los huevos de *Uncinaria* son de forma semiovalada con medidas de 65 x 40 micras.

El ciclo de vida es directo los huevos son expulsados al medio ambiente a través de las heces del hospedador definitivo, bajo condiciones adecuadas y favorables muda a L1 y L2 de vida libre y la fase larvaria L3 como forma infectante (Bowman, 2011). El contagio se da de dos formas al ingerir las larvas (frecuencia en *Uncinaria*), o las larvas pueden penetrar en la piel (especialmente en *Ancylostoma*), al ser infestado de forma cutánea ingresa a sistema linfático, seguido por el sistema cardiovascular donde llegarán a pulmones y mudarán a L4, misma que subirá por la tráquea para ser deglutida y alcanzar el órgano de predilección (intestino) y desarrollarse en un estado adulto (Beugnet et al., 2018).

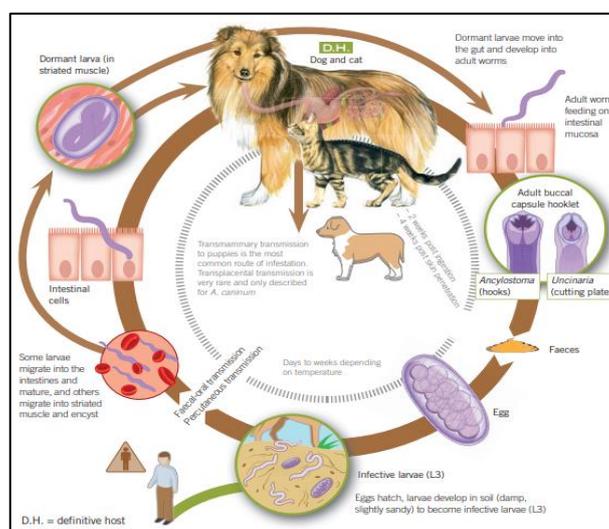


Figura 5. Ciclo de vida de *Ancylostoma spp.*, en perros.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.8.4.2. *Strongyloides stercoralis*

Es una especie de carácter zoonótico que infecta perros, gatos y humanos causando una enteritis severa, es endémico de zonas tropicales y subtropicales (Mühlhauser & Rivas, 2013). En su morfología se pueden distinguir varios estadios parasitarios la hembra adulta que es la única forma que habita en el intestino del hospedador definitivo, mide 2 mm de largo, con un cuerpo transparente y esófago cilíndrico, su reproducción es por partenogénesis lo que le permite producir huevos fértiles; el macho adulto y hembra adulta de forma libre miden aproximadamente 1 mm de largo y se reproducen por dimorfismo sexual; los huevos son de forma ovalada midiendo 55 x 35 micras, cubiertas por una capa delgada y en su interior se observa un blastómero (Hernández, 2014).

Las hembras arrojan huevos al ambiente, estos se desarrollan en etapas rhabdiformes convirtiéndose en machos y hembras de vida libre, mismas que se aparean y colocan huevos que eclosionan en L1, L2 y L3 que es la forma infecciosa. Ingresan por ingestión o por la piel que es la forma más común alcanzan sistema circulatorio para llegar a pulmones ascender por la tráquea y ser deglutidas para alcanzar el intestino donde se desarrollan en larvas hembras adultas (Beugnet et al., 2018).

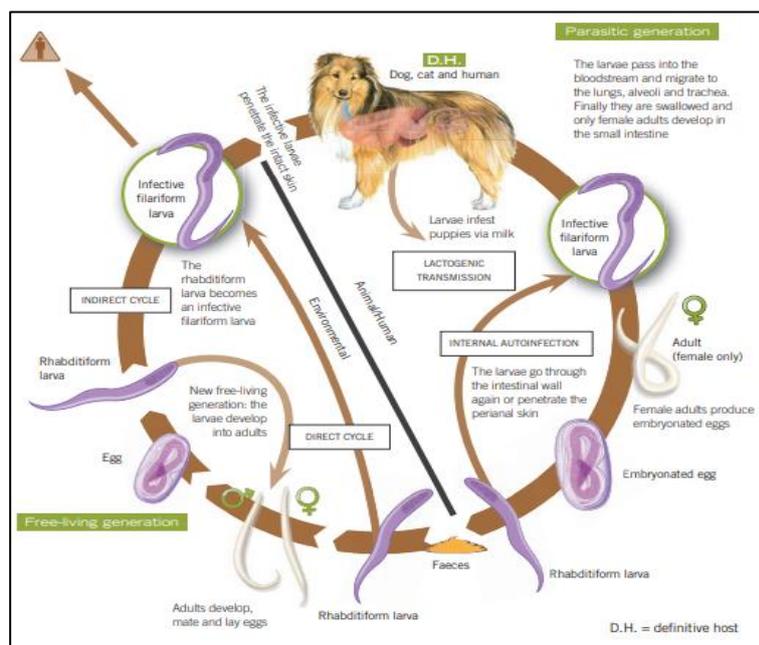


Figura 6. Ciclo de vida de *Strongyloides stercoralis*

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.8.4.3. *Ascaridos spp*

Dentro de este orden encontramos a la especie *Toxocara canis*, cuya familia es Toxocaridae. En su forma adulta son gusanos de color blanco y opacos con labios que rodean la abertura de

la boca, mide de 4 a 6 cm el macho y la hembra de 6 a 10 cm (De la Fé Rodríguez et al., 2006; Taylor et al., 2007). El huevo se puede observar de forma esférica con una capa delgada irregular, mide de 85 x 65 micras, caracterizado por tener un aspecto granuloso en el protoplasma y de color marrón oscuro (Tuasa, 2015).

El ciclo de vida es por varias formas en las que el canino se puede infectar se encuentra la migración transplacentaria que se da de forma vertical de madre a crías, por ingestión de larvas viables ya sea a través de la leche o alimentos contaminados con huevos embrionados y por el consumo de hospedadores paraténicos que poseen larvas en sus tejidos (De la Fé Rodríguez et al., 2006). El ciclo de vida es directo pues el hospedador definitivo se infecta al consumir los huevos larvados que se encuentran en el ambiente, una vez ingresan al intestino del animal liberan las larvas y penetran a la pared intestinal.

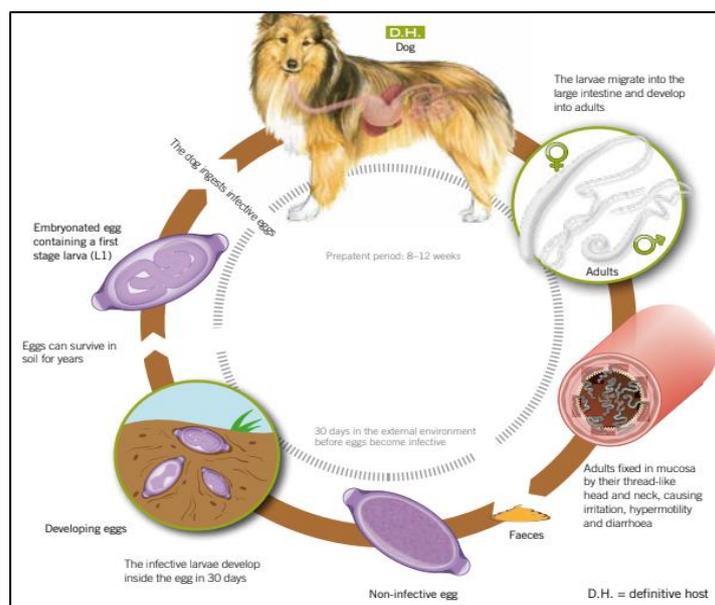


Figura 7. Ciclo de vida de *Toxocara canis*.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.8.4.4. *Trichuris vulpis*

Pertenecientes al orden Trichurida, son helmintos que poseen en su forma adulta un cuerpo de látigo, con el extremo anterior fino de color amarillento, poseen un pelo. Los huevos tienen forma de limón con dos tapones definidos, mide 80x 89 micras con un color amarillo pálido a café (Bowman, 2011).

El ciclo de vida es directo, donde la expulsión de los huevos es a través de las heces y su infestación es por el consumo de un huevo larvado el mismo que se libera solo al ser consumido por el hospedador definitivo (Bowman, 2011).

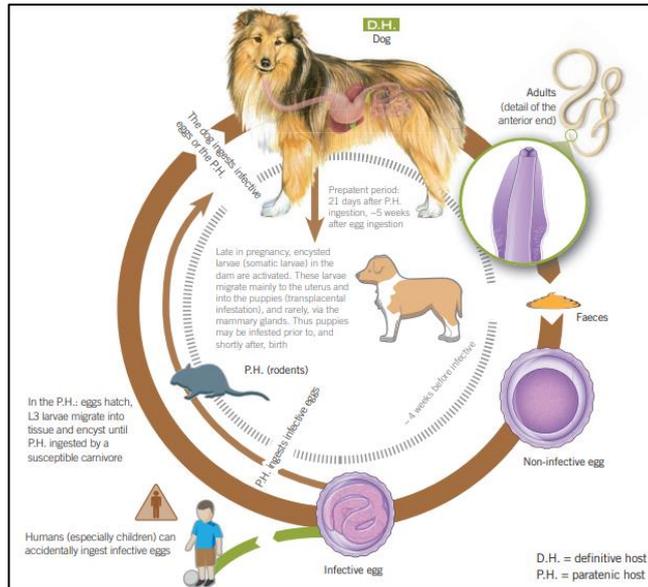


Figura 8. Ciclo de vida de *Trichuris vulpis*.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.9. Trematodos

4.9.1. Taxonomía

Tabla 3. Clasificación taxonómica de los trematodos

Reino	Phylum	Clase	Orden	Familia	Género
				Fasciolidae	<i>Fasciola</i>
			Echinostomatid a	Paramphistomatidae	<i>Paramphistomum</i>
				Echinostomatidae	<i>Echinostoma</i>
				Notocotylidae	<i>Notocotylus</i>
Animali a	Platyhelminth es	Trematod a	Plagiorchida	Dicrocoeliidae	<i>Dicrocoelium</i>
				Collyriclidae	<i>Collyriclum</i>
				Nanophyetidae	<i>Nanophyetus</i>
				Collyriclidae	<i>Collyriclum</i>
				Paragonimidae	<i>Paragonimus</i>
			Strigeidida	Schistosomatidae	<i>Schistosoma</i>
				Diplostomatidae	<i>Alaria</i>

Nota. Adaptado García, Muñoz, Aguirre, Polo, García & Refoyo. (2008).

4.9.2. Estructura

Son vermes aplanados de tamaños variables, con ventosas como órgano de fijación, poseen un tubo digestivo incompleto y son hermafroditas es decir poseen tanto órganos masculinos (dos testículos, vasos eferentes, vaso deferente, vesícula seminal y cirro) como femeninos un ovario, oviducto, conductos vitelinos, glándulas vitelógenas, receptáculo seminal y útero) (García et al., 2008).

4.9.3. Ciclo de vida

Poseen un ciclo de vida indirecto con hospedadores intermediarios variables que pueden ser moluscos, artrópodos y raramente vertebrados. Comienza con los huevos que son expulsados por las heces, se desarrolla en miracidio, ingresan al hospedador intermediario y se transforma en esporocisto, redia y cercaria este sale del huésped y se enquista en metacercaria forma infectante para ser ingerido por el hospedador definitivo (García et al., 2008).

4.9.4. Géneros de interés en perros

Dentro de esta clase las especies se encuentran más en zonas de Asia, América del Norte y Europa. En nuestro medio se menciona a la *Alaria alata*, *Alaria marciana*, *Alaria americana* que son trematodos que poseen un extremo achatado y son pequeños que tienen ventosas como órganos de fijación, los huevos son grandes de 100 x 60 micras Poseen un ciclo de vida indirecto con anfibios o reptiles como hospedador intermediario (Beugnet et al., 2018).

4.10. Protozoarios

4.10.1. Taxonomía

Tabla 4. Clasificación taxonómica de los protozoos

Reino	Phylum	Orden	Familia	Género
Protista	Sarcomastigophora	Diplomonadida	Hexamitidae	<i>Giardia</i>
		Amoebida	Entamoebidae	<i>Entamoeba histolytica</i>
	Apicomplexa	Eucoccidiida	Eimeriidae	<i>Eimeria</i> sp. <i>Cystoisospora</i>
			Cryptosporidiidae	<i>Cryptosporidium</i> spp.
		Sarcocystidae	<i>Sarcocystis</i> sp. <i>Neospora caninum</i>	

Nota. Adaptado de Taylor, Coop & Wall. (2007).

4.10.2. Estructura

Los protozoos son organismos que poseen una sola célula (eucariotas simples), retículo endoplasmático, mitocondrias, cuerpo de Golgi, lisosomas y cilios o uno o varios flagelos para la movilización. La alimentación la realizan por procesos de pinocitosis o fagocitosis expulsando los productos metabólicos a través de la membrana celular, mientras que la reproducción es en la mayoría de manera asexual por fisión binaria también la pueden realizar de manera sexual cuando los esporozoos realizan la gametogonia (Taylor et al., 2007).

4.10.3. Ciclo de vida

Poseen ciclos de vida directo o indirecto con reproducción sexual o asexual

El hospedador se infecta al ingerir esporoquistes que son liberados por las heces de animales contaminados con el protozoo, el esporozoíto penetra células epiteliales y pasa a llamarse

trofozoíto el cual se divide por fisión múltiple para formar la merogonia. La merogonia producirá merozoitos con gametos masculinos y femeninos quienes por reproducción sexual formaran los ooquistes (Taylor et al., 2007).

4.10.4. Géneros de interés en perros

4.10.4.1. *Giardia spp*

Poseen un cuerpo piriforme con dos núcleos y cuatro pares de flagelos, la reproducción la realizan por fisión binaria y forman quistes ovales o elípticos (Pardo, 2005). Los quistes miden de 9 a 14 micras de largo y se las observa con cuatro núcleos en su interior (Pardo & Buitrago, 2005). Los trofozoítos de *Giardia* tiene forma de lágrima, con un lado cóncavo para formar un disco de succión lo que le permite adherirse a la pared intestinal (Bowman, 2011).

El ciclo biológico es de tipo se divide por fisión binaria para producir trofozoítos, mismos que se enquistas y son eliminados por las heces, el ciclo se repite con el consumo de los quistes (Taylor et al., 2007).

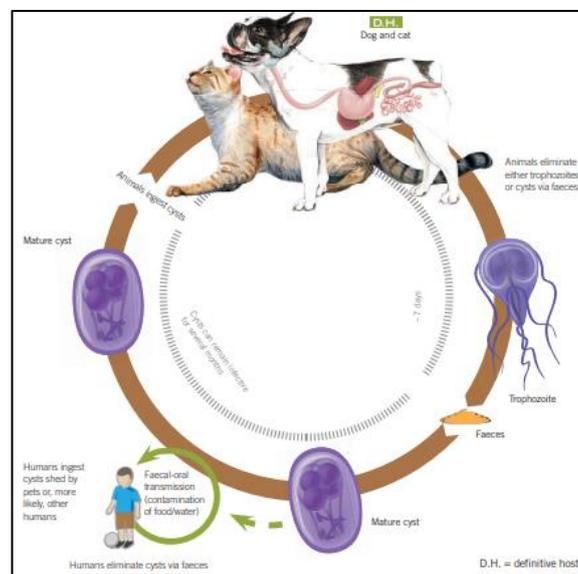


Figura 9. Ciclo de vida de *Giardia* spp.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.10.4.2. *Coccidias*

Comprende a las *Eimerias spp.* y las *Isosporas spp.* Se diferencian por el número de esporoquistes en cada ooquiste y el número de esporozoitos en cada esporoquiste, En caninos son común las especies de *Cystoisospora canis*, *Cystoisospora ohioensis* y *Cystoisospora burrowsi* en perros, y *Cystoisospora felis* y *Cystoisospora rivolta* (Bowman, 2011).

La *Eimeria* contiene cuatro esporoquistes en los ooquistes, cada uno con dos esporozoitos; mientras que la *Isospora* contiene dos esporoquistes en los ooquistes y cuatro esporozoitos (Taylor et al., 2007).

La entrada del protozoo se da por vía fecal-oral, se diferencian tres fases principales esporogonia que se caracteriza por el proceso de maduración de los esporozoitos y se da de manera exógena, merogonia que es la reproducción asexual y gametogonia de reproducción sexual estas ocasionadas dentro del hospedador definitivo. Culminando con la expulsión de los ooquistes (Pardo & Buitrago, 2005).

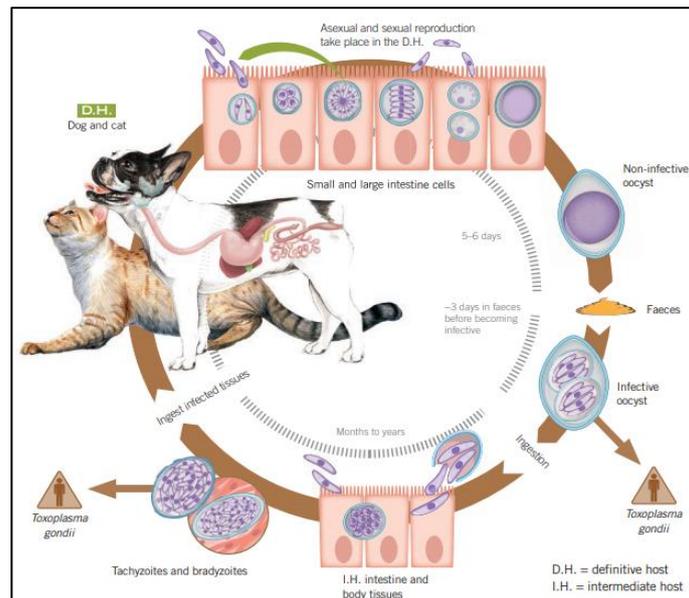


Figura 10. Ciclo de vida de Coccidias.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.10.4.3. *Cryptosporidium spp.*

Son protozoos intracelulares obligados pertenecientes a la clase Coccidea y a la familia Cryptosporidae caracterizado por producir una sintomatología gastrointestinal en animales jóvenes (Beugnet et al., 2018). La forma infecciosa es en su estado exógeno correspondiente al ooquiste que en su interior contiene cuatro esporozoitos vermiformes a diferencia de las coccidias que poseen esporoquistes (Chacín, 2007), este es ovoide con una medida de 4,5 y 5,9 micras de diámetro recubierta por una pared que puede ser fina o gruesa la que se encuentra relacionada con la vía de entrada para causar la infestación (Del Coco, Córdoba & Basualdo, 2009).

El ciclo de vida es monoxeno similar al de las coccidias cursando por tres fases esporogonia, merogonia y gametogonia (reproducción sexual), sin embargo, dependiendo de la pared de los ooquistes la vía de entrada será vía oral en el caso de pared gruesa, por su parte ooquistes de pared delgada se encargan de autoinfección (Del Coco et al., 2009).

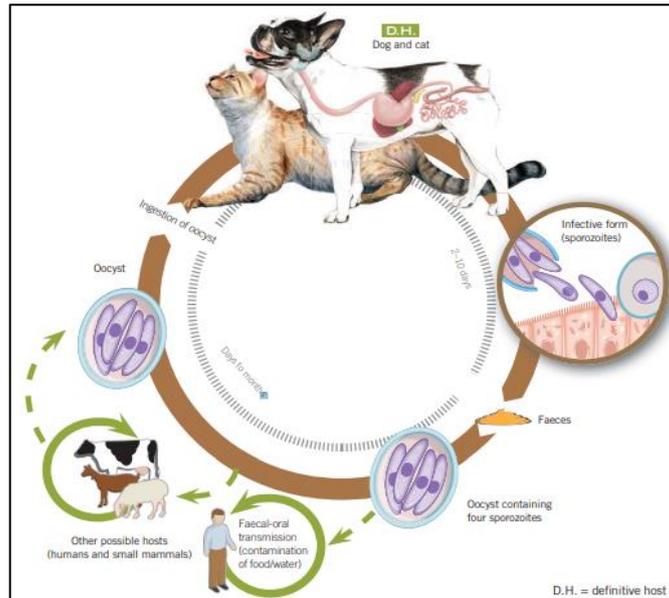


Figura 11. Ciclo de vida de *Crytosporidium* spp.

Nota: Adaptado de *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats* por F., Beugnet, L., Halos, J., Guillot, 2018, Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L.

4.11. Técnicas para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales en perros

4.11.1. Colecta de muestra

La colecta de muestras dependerá de la edad y facilidad de manejo del animal, en perros adultos dóciles, las muestras pueden ser recolectadas directo del recto del animal, a través de guantes quirúrgicos o cucharillas de muestreo rectal, mismos que deberán ser lubricados antes de la introducción al recto para evitar lastimar al animal. Sin embargo, en cachorros y animales donde la sujeción se dificulta, se recomienda recolectar muestras del suelo frescas y libres de cualquier elemento extraño (Alcalá & Figueroa, 2019; Benavides, 2013). Así, también se puede utilizar enemas o introducir el termómetro para estimular la defecación, no obstante, se obtiene muy poca cantidad por estos procedimientos (Alcalá & Figueroa, 2019).

4.11.2. Transporte, conservación y envío de muestras

Se recomienda enviar una cantidad aproximada de 6 a 15 gramos en perros y gatos (Alcalá & Figueroa, 2019). Las muestras se deben colocar en un recipiente hermético inmediatamente después de su recolección, para evitar que se sequen y posteriormente deben ser identificadas apropiadamente (Benavides, 2013).

Las muestras de heces que no se analicen dentro de las 3 a 4 primeras horas de recolección, se aconseja utilizar los siguientes métodos para conservar y evitar el deterioro de la muestra:

- Refrigerar las muestras a 4-8 °C hasta su análisis, no es útil para realizar un examen mediante la técnica de Baermann (Alcalá & Figueroa, 2019; Benavides, 2013).

- Utilizar formol al 10% para fijar la muestra, en una relación de 3:1, no se aconseja utilizar este método cuando se realice la técnica de Baermann o cultivo larvario (Benavides, 2013).

Las muestras se transportan y envían en los frascos herméticos donde fueron colectadas. Se sugiere trasladar las muestras en una hielera con refrigerantes, más aún aquellas que contiene formol como fijador. Las muestras remitidas al laboratorio deben ser identificadas correctamente e indicar el medio de conservación manejado (Alcalá & Figueroa, 2019).

4.11.3. Técnicas de análisis coprológicos

El análisis coprológico comprende varias técnicas utilizadas para el estudio de las heces, con la finalidad de identificar agentes etiológicos de enfermedades que afectan el tracto gastrointestinal. Dada la gran diversidad de parásitos que se pueden hallar en las deposiciones de los animales, la técnica de elección dependerá de la sospecha o finalidad de la investigación, además serán acordes a la especie animal que se muestree (Alcalá & Figueroa, 2019; Benavides, 2013).

Estas técnicas están basadas en la identificación o cuantificación de los huevos y larvas de parásitos contenidos en materia fecal (Benavides, 2013), y se pueden clasificar en macroscópicas, técnica directa y tamizado; y microscópicas, no enriquecidas (directa, Graham, Baermann, Cultivo larvario) y enriquecidas o concentradoras (Flotación, Sedimentación, Faust, McMaster). La mayoría de técnicas son cualitativas pues sirven para indicar la presencia de los parásitos, más no brindan información sobre la cantidad (Alcalá & Figueroa, 2019).

4.11.3.1. Técnica macroscópica directa

Se utiliza cuando segmentos o fragmentos del cuerpo del parásito son expulsados en las heces del animal. Para esta técnica se emplea una charola de fondo oscuro, para resaltar las partes del parásito, una cuchara para dispersar y buscar los fragmentos, con pinzas de disección se recoge las partes y se colocan en una caja Petri para luego ser lavados con solución salina y ser observados con un microscopio estereoscópico. La técnica es fácil de realizar, pero requiere de muestras frescas (Alcalá & Figueroa, 2019).



Figura 12. Heces de perro con *Dipylidium caninum*

Nota: Adaptado de *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria* por Y., Alcalá, & J., Figueroa, 2019.

4.11.3.2. *Técnica de tamizado*

Es una técnica que se fundamenta en pasar una mezcla de partículas de diferentes tamaños por un tamiz o colador, donde las partículas de menor tamaño pasan por los poros y las grandes quedan retenidas por el tamiz (Alcalá & Figueroa, 2019). El tamizado permite la observación directa de las características morfológicas de los parásitos adultos, enteros o fraccionados, y es utilizada para detectar parásitos que puedan quedar atrapados, como trematodos, cestodos y nematodos (Ortigoza & Cruz, 2011). El material necesario para realizar esta técnica incluye coladeras de diversos diámetros, cuchara, pinzas de disección, caja Petri, pinceles, solución salina fisiológica y microscopio estereoscópico (Alcalá & Figueroa, 2019).



Figura 13. Técnica de tamizado.

Nota: Adaptado de *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria* por Y., Alcalá, & J., Figueroa, 2019.

4.11.3.3. *Técnica microscópica directa simple o frotis simple*

Es una técnica de preparación sencilla, se fundamenta en la observación de trofozoitos y larvas en movimiento (en heces frescas), aunque también se pueden detectar huevos y ooquistes (Alcalá & Figueroa, 2019). Se diluye una pequeña cantidad de heces en solución salina y se

observa en un microscopio. Generalmente se utiliza cuando la cantidad de muestra fecal es escasa, entre sus limitaciones esta la baja capacidad de detección de parásitos. Para su procedimiento se coloca la muestra en un portaobjetos con una gota del líquido, se mezcla y coloca el cubreobjetos para luego ser examinada en el microscopio (Benavides, 2013).

4.11.3.4. Técnica de Baermann

Es una técnica útil para separar larvas de nematodos a partir de muestras fecales, dicha técnica se basa en la migración o movimiento activo de las larvas, ya que las heces frescas se suspenden en agua y las larvas se ubican en el fondo, donde pueden ser recogidos para su identificación (Benavides, 2013). El equipo necesario para la técnica de Baermann incluye un embudo, gasa quirúrgica, un marcador, agua destilada, manguera de hule látex, coladera, pipetas Pasteur, Lugol, portaobjetos y cubreobjetos palillos de madera (García & Alger, 2022).



Figura 14. Técnica de Baermann

Nota: Adaptado de *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria* por Y., Alcalá, & J., Figueroa, 2019.

4.11.3.5. Cultivo larvario

Esta técnica es empleada para lograr el ciclo de vida de nematodos en un medio artificial de laboratorio, usualmente su uso permite la diferenciación de parásitos del orden Strongylida y como un complemento investigativo en la determinación del efecto antiparasitario. Material elemental para esta técnica incluye vaso de precipitación, cajas Petri, palos de madera, incubadora, entre otros (Benavides, 2013).

4.11.3.6. Técnica de flotación pasiva

Es un proceso cualitativo basado en la flotación de huevos y ooquistes de parásitos en soluciones más densas al agua, entre estas soluciones encontramos: la saturada de cloruro de sodio, sulfato de zinc, de sacarosa, nitrato de sodio y de sulfato de zinc, su uso dependerá de la disponibilidad, facilidad y manejo de los materiales. Para su ejecución se recomienda vasos de

plástico, portaobjetos y cubreobjetos, asa de muestreo, mechero, cuchara, solución con densidad adecuada, coladera y microscopio (Alcalá & Figueroa, 2019).



Figura 15. Técnica de flotación

Nota: Adaptado de *Colecta, preparación e identificación de parásitos* por P., Oyarzún, & D., González, 2020. Revista Parasitología Latinoamericana

4.11.3.7. Técnica de Sedimentación

La técnica de sedimentación permite la observación de huevos, ooquistes y larvas de parásitos presentes en muestras fecales. Esta técnica se basa en mezclar la muestra fecal con una solución de densidad variada al agua, y luego dejarla reposar en un tubo o recipiente. Con el tiempo, los parásitos y sus estructuras se sedimentan en el fondo del tubo, lo que permite su posterior observación al microscopio (Devera et al., 2008; Navone et al., 2005).

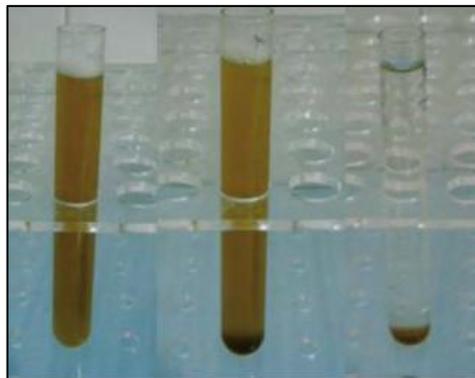


Figura 16. Técnica de Sedimentación

Nota: Adaptado de *Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria* por E., Benavides, 2013. Universidad de la Salle.

4.11.3.8. Técnica de McMaster

Es una técnica cuantitativa que proporciona el grado de infestación de un animal, es decir se evidencia si se encuentra parasitado. Esta técnica se basa en la contabilización de huevos de helmintos y ooquistes en muestras fecales. Su procedimiento consiste en suspender las heces en

solución saturada de sal, recolectar una muestra y colocar en el equipo de McMaster, para su posterior contabilización (Alcalá & Figueroa, 2019).

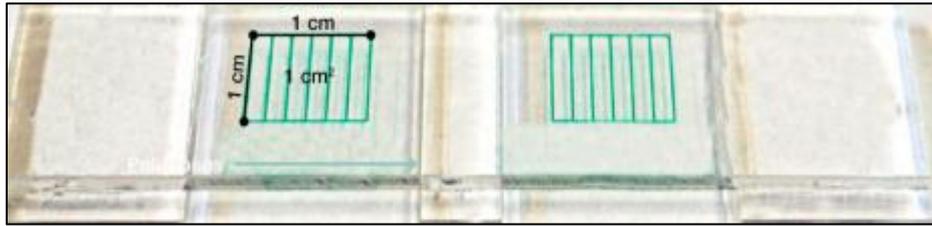


Figura 17. Equipo McMaster

Nota: Adaptado de *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria* por Y., Alcalá, & J., Figueroa, 2019.

4.12. Área de estudio

4.12.1. Cantón Zapotillo

El Cantón Zapotillo tiene un clima predominantemente: tropical semiárido y tropical sabana; siendo el clima caluroso y tórrido todo el año con una temperatura mínima anual de 16 °C y una máxima de 41 °C. Presenta una temporada húmeda, lluviosa y sofocante de febrero a abril, otra temporada seca y calurosa de mayo a fines de enero, con una estacionalidad muy marcada y una oscilación térmica en el día asciende a +15 °C en promedio. La temperatura media anual es de 27 °C, con variaciones estacionales de 26 °C en verano y 30 °C en invierno, con precipitaciones al Pacífico (Gobierno Provincial de Loja, 2017).

La geografía corresponde a territorios llanos y con pocas elevaciones con la declinación de varias cordilleras que corren desde la parte central de la provincia. La altitud del cantón oscila entre los 40 a 900 m.s.n.m. con un rango de 255 m.s.n.m. (Rogel, 2014).

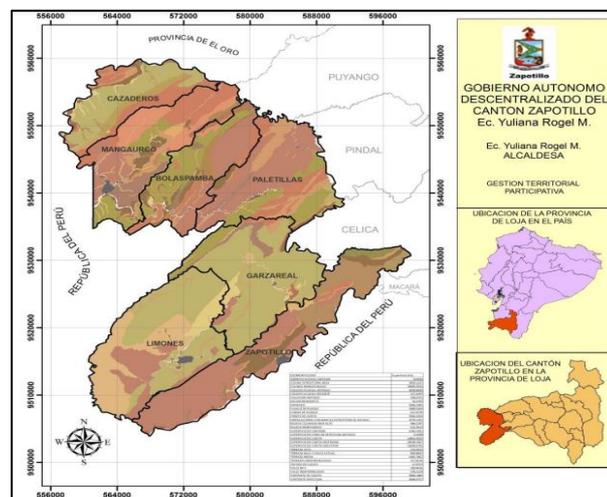


Figura 18. Mapa de relieve del Cantón Zapotillo

Nota: Adaptado de *Actualización del plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Zapotillo* por Y., Rogel, 2019.

4.12.2. Cantón Paltas

Paltas se caracteriza por su bosque seco tropical, con varios tipos de climas: tropical de sabana, semiárido, templado y frío; el clima templado y subtropical se extiende en las partes de meseta, el clima tropical detenta la mayor parte del territorio, el valle que abarca los sitios de Playas, Casanga, Naranjo, Yámana y el Empalme; la cuenca del Río Catamayo, Orianga y los matorrales.

La temperatura en la parte alta de Paltas alcanza los 12 °C y en la parte baja hasta 24 °C, y la precipitación en la parte seca es de unos 500 mm y en las partes húmedas supera los 1000 mm anuales. El clima frío abarca las cordilleras más altas en sitios como Guachanamá y Guachurco.

El Cantón Paltas es también una zona ganadera para producción de carne y queso de alta calidad, que posee un rango altitudinal que va desde los 800 m.s.n.m. hasta los 2540 m.s.n.m. (Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Paltas, 2015).

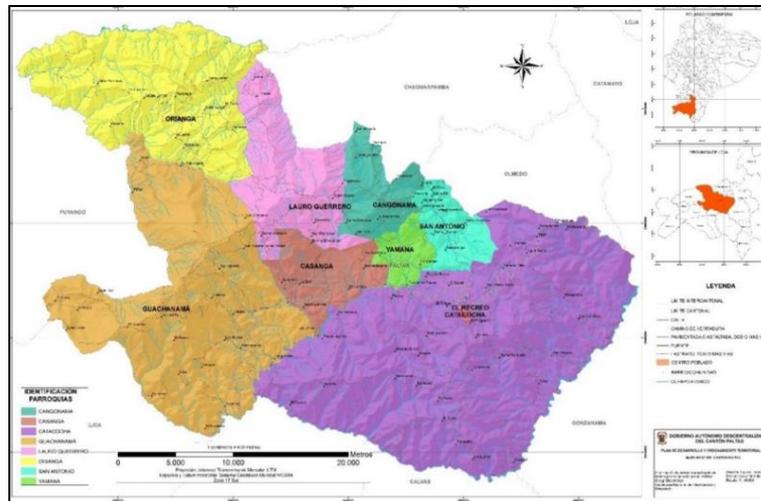


Figura 19. Mapa base del Cantón Paltas

Nota: Adaptado del *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Paltas* por Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Paltas, 2015.

4.12.3. Cantón Calvas

Calvas está ubicado en la parte sur del territorio del Ecuador. Es un cantón fronterizo con Perú. Su topografía es muy accidentada y posee diferentes pisos altitudinales que se configuran entre las estribaciones montañosas de forma irregular, dando lugar a valles, tablazos, depresiones y mesetas.

Sobresalen las cordilleras de Yarahuma y Utuana como las elevaciones más altas, aunque no sobrepasan los 3.000 m s. n. m (Gobierno Descentralizado del Cantón Calvas, 2015).

Calvas posee tres tipos de clima: Templado Subandino, Templado Subtropical, y Tropical. Clima templado subandino: Poseen este clima, los terrenos ubicados entre los 2500 y 3500

metros con un promedio de lluvia anual de 1700 mm y una temperatura que oscila los 0° 8° C aproximadamente. Clima templado subtropical: Poseen clima templado los terrenos que están entre los 1200 y 2500 metros de altura, con un promedio de 1000 mm de lluvia anual y una temperatura media de 17,5° C. Clima tropical: Poseen clima cálido los terrenos que están entre los 800 a 1200 metros de altura, con un promedio de 500 mm de lluvia anual y una temperatura que oscila anualmente entre los 20° y 23° C. (Alvarado, 2012).

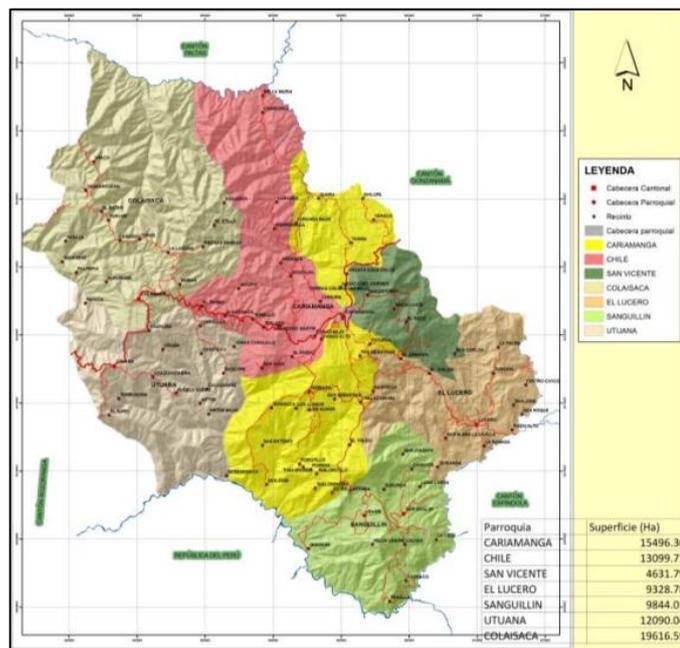


Figura 20. Mapa base del Cantón Calvas

Nota: Adaptado del *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Calvas* por Gobierno Descentralizado del Cantón Calvas, 2015.

4.12.4. Cantón Gonzanamá

Gonzanamá goza de un clima variado, por lo general templado y una velocidad promedio del viento de 2 m/s con dirección sur-norte. La temperatura varía en cada parroquia, así tenemos que en la cabecera cantonal fluctúa entre 16°C y 20°C; mientras que en Changaimina la temperatura está entre los 17°C y 21°C; Nambacola, posee una temperatura que oscila entre 15°C en un pequeño sector de su parte sur, y 24°C en el resto de la parroquia; en Purunuma la temperatura fluctúa entre 15°C y 19°C; y, por último, la temperatura de Sacapalca está entre los 17°C y los 21°C (Abarca, 2010).

La geografía está comprendida por varios accidentes geográficos entre los que destacan principalmente el cerro Colambo (3000 m s. n. m.), los valles de Nambacola y Sacapalca en la cuenca del Río Catamayo y las zonas de Guayural - Boquerón en las confluencias del Valle de Catamayo. Altitudinalmente el cantón oscila desde los 920 m.s.n.m hasta los 3080 m.s.n.m. (Gobierno Autónomo de Gonzanamá, 2014).

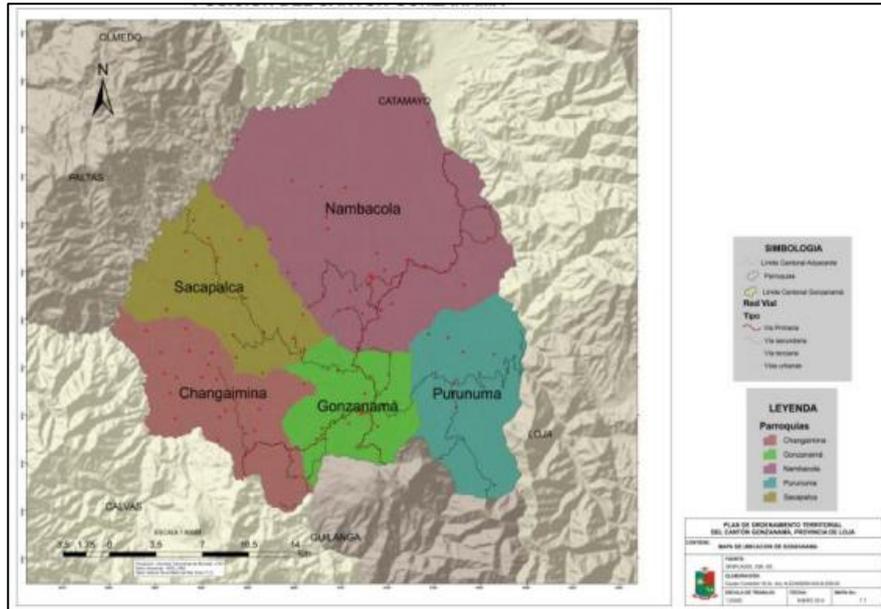


Figura 21. Mapa base del Cantón Gonzanamá
Nota: Adaptado de la *Actualización del plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Gonzanamá* por Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Gonzanamá, 2019.

4.12.5. Cantón Olmedo

Olmedo es uno de los cantones más pequeños pertenecientes a la provincia de Loja, con una extensión aproximada de 254 km². Se sitúa al noreste de la provincia precisamente a 9°837546.05 a 9°859414.78 longitud y 577672.75 a 600335.75 latitud, referidas al meridiano de Greenwich y al paralelo cero o línea ecuatorial, respectivamente (Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Olmedo, 2013).

Goza de un clima cálido húmedo, de igual manera, gracias a su ubicación geográfica queda entre la sierra y la costa distinguiéndose dos estaciones climáticas: invierno entre los meses de enero y abril, y la estación seca en meses de mayo a diciembre (Flores, 2012). Posee una temperatura promedio de 23,5°C, además de una variedad altitudinal comprendida entre los 960 m.s.n.m a los 2371 m.s.n.m (Go Raymi, 2020).

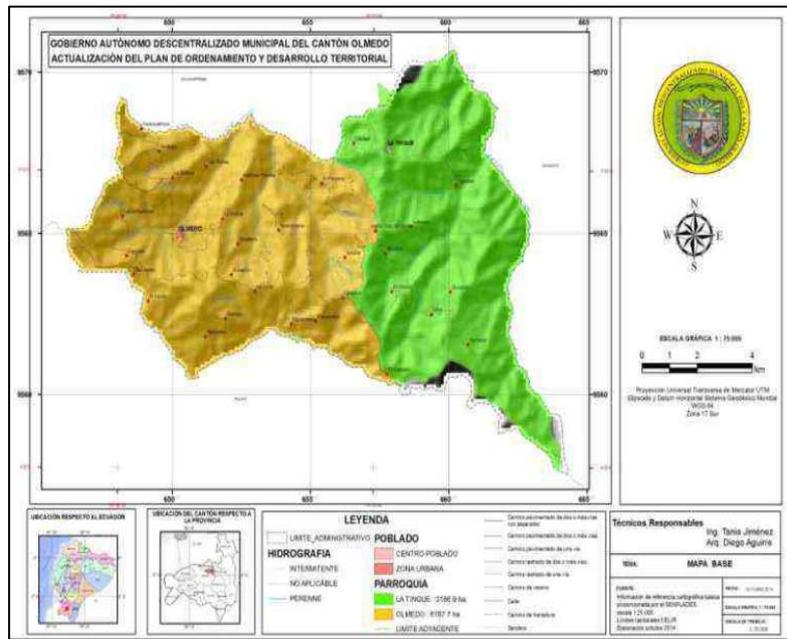


Figura 22. Mapa base del Cantón Olmedo

Nota: Adaptado del *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial, PDOT* por Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Olmedo, 2014.

4.12.6. Cantón Chaguarpamba

Se encuentra ubicado en el suroeste de la provincia de Loja, región sur del Ecuador, zona de transición entre la región Costa y la región Sierra ecuatoriana, entre los flancos o ramales de la cordillera occidental de los Andes.

Su cabecera cantonal Chaguarpamba, se encuentra a una distancia aproximada de 117 Km de la capital provincial de Loja y a una altitud de 1320 m.s.n.m., así mismo, altitudinalmente varía desde 440 hasta los 2160-3800 m.s.n.m.

Se distinguen dos clases de climas en cada año: el clima tropical Megatérmico seco presente durante los meses junio a diciembre y el clima meso térmico semi-húmedo en el periodo lluvioso de enero a mayo. En el periodo lluvioso se registra un promedio de 1229 mm, y en el periodo seco entre octubre y noviembre alrededor de 220 mm. Los vientos se presentan con dirección oriente a occidente, con una velocidad promedio de 40 Km/h, siendo los más fuertes entre junio y agosto.

El registro general de temperatura media es de 21° C, con una máxima de 24° C en el verano y una mínima de 18° C en el invierno (Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Chaguarpamba, 2015).

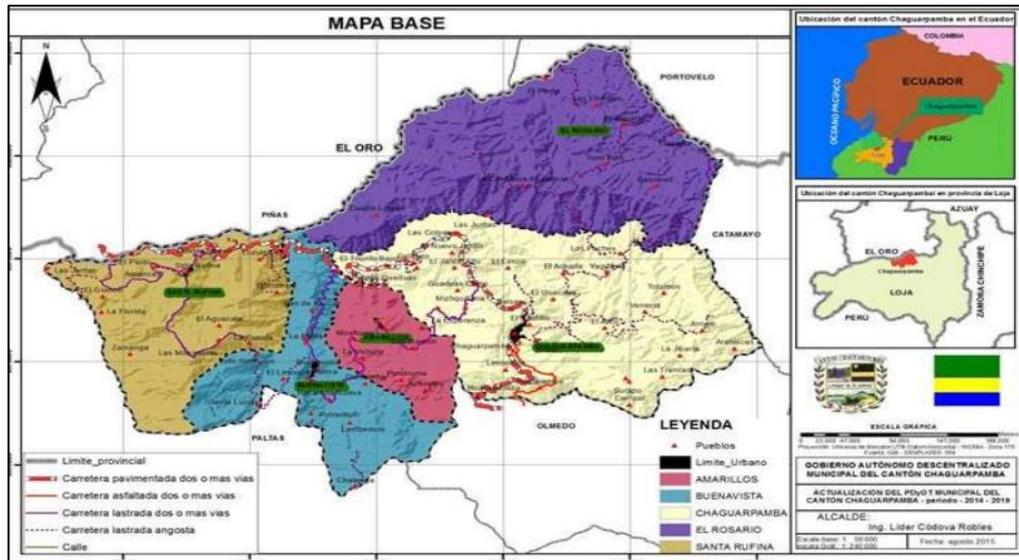


Figura 23. Mapa base del Cantón Chaguarpamba

Nota: Adaptado del *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Chaguarpamba* por Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Chaguarpamba, 2015.

5. Metodología

5.1. Delimitación del Área de Estudio

El presente proyecto de investigación se llevó a cabo en la zona del bosque seco de la provincia de Loja al sur del Ecuador en cantones como Zapotillo, Paltas, Calvas, Gonzanamá, Olmedo y Chaguarpamba. El bosque seco se caracteriza por tener una diversidad de pisos altitudinales comprendidos entre los 100 m.s.n.m, en la zona más baja de Zapotillo hasta los 2000 m.s.n.m en sitios como Gonzanamá, Calvas y Paltas (Aguirre et al., 2021; Aguirre, Kvist & Sánchez, 2006). Así mismo, posee una estacionalidad bien marcada (Muñoz et al., 2019), con un clima cálido seco y temperaturas que oscilan entre los 20° a 30°C (Aguirre et al., 2021).

La época de sequía comprende 5 meses por año con un promedio de 1000 mm de precipitaciones anuales (Muñoz et al., 2019).

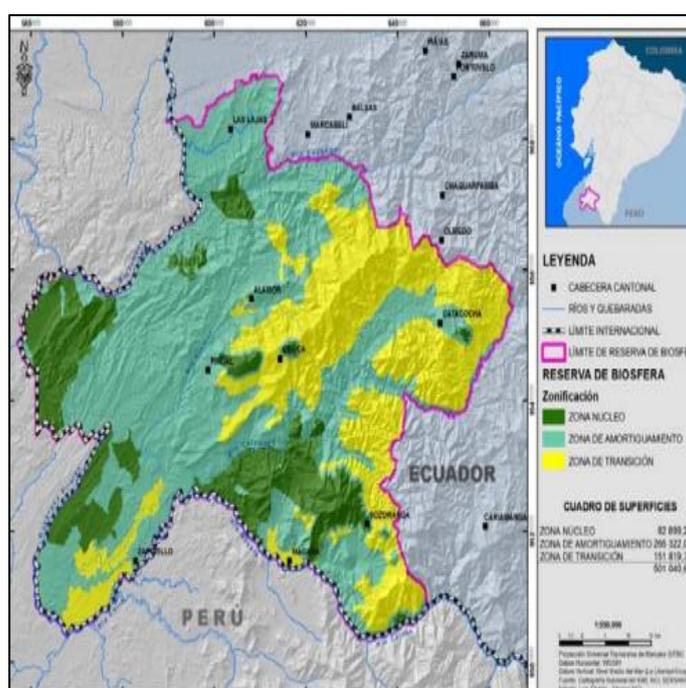


Figura 24. Mapa del Bosque Seco en la provincia de Loja
Nota: Adaptado de *Aspectos generales de la reserva de biosfera bosque seco como insumo para la construcción del logotipo* por Mancomunidad de Municipalidades del Sur, 2018.

5.2. Procedimiento

5.2.1. Enfoque metodológico

La investigación fue de carácter cuantitativo pues se empleó la recolección de datos para probar las hipótesis planteadas con base en el análisis estadístico.

5.2.2. Diseño de la investigación

El presente estudio fue de tipo descriptivo de corte transversal. Se utilizó la metodología observacional y descriptiva.

5.2.3. *Tamaño de la Muestra y Tipo de Muestreo*

Al no disponer de información del tamaño de población de estos ejemplares a nivel de la provincia de Loja, en los recorridos realizados por el equipo de investigación del proyecto 15-DI-FARNR-2023 de la Universidad Nacional de Loja denominado “El perro “Ganacho” un recurso genético del bosque seco del Ecuador, como parte del manejo extensivo de la cabra “Chusca lojana”, se estima que existe un número aproximado entre 500-600 individuos de esta población, de los cuales se analizó el 10% de la misma como una muestra representativa. Recolectándose 57 muestras de heces fecales de los perros “Ganacho” encontrados en la zona del bosque seco de la provincia de Loja, con un muestreo no probabilístico de tipo bola de nieve.

5.2.4. *Fases del estudio y manejo de muestras*

La presente investigación fue realizada en dos fases:

5.2.4.1. *Fase de Campo.*

Esta fase consistió en la toma de muestras de heces frescas de perros “Ganacho”, distribuidos en distintos lugares dentro de la zona del bosque seco de la provincia de Loja.

5.2.4.2. *Fase de Laboratorio.*

Se llevó a cabo en el Laboratorio de Diagnóstico Integral Veterinario de la Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional de Loja.

5.2.5. *Recolección, conservación y transporte de las muestras*

Se realizó el siguiente procedimiento para la recolección, conservación y transporte de las muestras al laboratorio:

Las muestras de heces fueron obtenidas directamente del recto del animal o de las deposiciones frescas que se encontraron en el suelo, aproximadamente una cantidad de 6 gramos de heces. En la toma de muestra directa del animal, se tuvo la participación del dueño o persona a cargo de la mascota, para evitar la agresión del animal se utilizó un bozal y no fue necesario emplear fármacos para su manejo. Es importante mencionar que las muestras que se tomaron del suelo o lugar que realizaron la defecación los canes, fueron inspeccionadas adecuadamente antes de tomarlas, evitando que tengan presencia de contaminantes: moscas (huevos), tierra; las heces contaminadas fueron desechas y no consideradas para el estudio.

Seguidamente se dividió la muestra en partes iguales y se depositó en 2 frascos plásticos de tapa rosca cada una. En el primer frasco se depositó material fecal fresco con la ayuda de una cuchara. En el segundo frasco, la cantidad restante de muestra fecal se agregó formol al 10%

para evitar la deformación o destrucción de las formas larvarias, así se pudo conservar los quistes, huevos y larvas.

A continuación, las muestra con formol al 10%, fueron homogenizadas previo a su transporte. Cada muestra se rotuló adecuadamente, considerando los datos del canino, e información sobre: la edad, sexo y lugar de procedencia. Las muestras frescas fueron trasladadas a temperatura ambiente en un Cooler sin refrigerante y las muestras con formol se transportaron con geles refrigerantes. Todo este procedimiento se llevó a cabo de acuerdo a las recomendaciones dadas por Perazzo (2021).

5.2.6. Técnicas de laboratorio

Para el análisis de las muestras se empleó dos métodos coproparasitarios: la técnica de flotación con solución salina saturada y la técnica de cultivo larvario.

5.2.6.1. Método de flotación.

En el método de flotación se empleó una solución salina de densidad 1.19 comprobada en el densímetro. Este método permitió visualizar huevos y quistes de parásitos gastrointestinales al utilizar una solución con elevada gravedad específica, ya que los huevos se elevan a la parte superior del tubo de centrifuga (Alcalá & Figueroa, 2019).

Se homogenizó 3 gramos de heces con 15 ml de agua destilada. Una vez realizada la mezcla se filtró con la ayuda de un cernidor. El contenido filtrado fue vertido a un tubo de ensayo y se centrifugó a 1800 r.p.m. durante 5 minutos. Culminado el tiempo se decantó el sobrenadante y colocó solución salina saturada con densidad de 1.19, luego se procedió a homogenizar el sedimento con la solución y se centrifugó por 5 minutos a 1800 r.p.m.

A continuación, se colocó el tubo en una gradilla y con una pipeta Pasteur se agregaron varias gotas de la solución salina hasta formar un menisco. Seguidamente, se ubicó un cubre-objetos en la superficie del tubo, por un lapso de tiempo de 10 a 12 minutos. Se retiró el cubre-objetos y se ubicó sobre un porta-objetos, para finalmente ser observado en el microscopio con los objetivos de 10x y 40x. (Alcalá & Figueroa, 2019).

5.2.6.2. Cultivo larvario.

La técnica de cultivo larvario consistió en una serie de pasos para identificar larvas del orden *Strongylida*, mediante la manipulación de un ciclo de vida artificial en donde se asemejan las condiciones óptimas para el desarrollo de estos parásitos en el laboratorio (Benavides, 2013).

Se aplicó el procedimiento descrito por Benavides (2013), iniciando con la preparación de la solución del medio de cultivo (agar nutritivo). Esta solución se vació en cajas Petri plásticas y

se esperó un tiempo de aproximadamente 2 a 5 minutos hasta que el medio de cultivo solidifique. Una vez que el medio de cultivo está sólido, se tomó aproximadamente 3 gramos de heces que fueron colocadas en el centro del medio de cultivo, con la ayuda de paletas de madera. Las cajas Petri con la muestra fueron selladas con papel Parafilm y colocadas en la incubadora a 27°C durante una a dos semanas, con la finalidad de que las larvas se desarrollen y crezcan. Finalizado el tiempo de incubación se procedió a la visualización con un estereoscopio.

5.3. Variables de Estudio

En el presente estudio se consideraron dos variables dependientes: la presencia de parásitos gastrointestinales y los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en los perros “Ganacho”. Por otra parte, entre las variables independientes: el sexo de los perros (macho o hembra), edad (cachorro o adulto), la procedencia (piso altitudinal), tipo de alimentación (mazamorra, desperdicios o mixta), convivencia con otros animales (aves, cerdos, vacas, cabras, gatos, burros, caballos) y el tipo de agua que consume el perro (potable, no potable).

La obtención de la información de las variables previamente mencionadas fue a través de la observación y una entrevista realizada a los propietarios de los perros “Ganacho”.

5.4. Elaboración del Mapa Parasitológico

Para la elaboración del mapa parasitológico se realizó un mapeo de posición espacial para cada zona del área de estudio (Zapotillo, Paltas, Calvas, Gonzanamá, Olmedo y Chaguarpamba) mediante el software utilitario Google Earth. Una vez ubicada la zona se describió los géneros de parásitos identificados en los perros de esa área.

5.5. Procesamiento y Análisis de la Información

Los datos fueron analizados a través de una estadística descriptiva donde se obtuvo porcentajes y promedios de los diferentes indicadores a evaluar, según la variable analizada. Se utilizó la prueba de chi cuadrado teniendo en cuenta valores de p menores o iguales a 0.05 como estadísticamente significativos para la correlación de las variables independientes con las variables dependientes.

6. Resultados

6.1. Información General

De acuerdo a la Tabla 5, de las 57 muestras fecales recolectadas en la población de perros “Ganachos”, la mayoría de los mismos provienen del cantón Paltas con un 43,9% (25/57), según la edad la mayor proporción fueron adultos con un 89,5% (51/57), considerando el sexo el 61,4% (35/57) fueron machos. Así mismo, se determinó que el 68,4% (39/57) tiene una alimentación a base de mazamorra, en relación a la ingesta de agua más de la mitad de animales no tiene acceso a agua potable representando un 82,5% (47/57). Con respecto a la convivencia con otras especies de animales el 100% (57/57) de los perros vive principalmente con cabras, aves, vacas, cerdos, gatos y burros.

Tabla 5. Información general de los perros “Ganacho” muestreados (n=57)

Información general		N	%
Cantón			
	Calvas	10 (57)	17,5
	Chaguarpamba	1 (57)	1,8
	Olmedo	2 (57)	3,5
	Gonzanamá	2 (57)	3,5
	Paltas	25 (57)	43,9
	Zapotillo	17 (57)	29,8
Edad			
	Cachorro	6 (57)	10,5
	Adulto	51 (57)	89,4
Sexo			
	Hembra	22 (57)	38,6
	Macho	35 (57)	61,4
Alimentación			
	Mazamorra	39 (57)	68,4
	Desperdicios	10 (57)	17,5
	Mixta	8 (57)	14,0
Agua de consumo			
	Potable	10 (57)	17,5
	No potable	47 (57)	82,5
Convivencia con otros animales			
	Aves	19 (57)	33,3
	Burros	1 (57)	1,8
	Cabras	26 (57)	45,6
	Cerdos	3 (57)	5,3
	Vacas	7 (57)	12,3
	Gatos	1 (57)	1,8

6.2. Resultados de laboratorio

Para determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganachos” se utilizaron dos técnicas coproparasitarias la técnica de flotación y la de cultivo larvario. Los resultados obtenidos mediante la técnica de flotación fueron del 59,7% (34/57) de casos positivos, mientras que con la técnica de cultivo larvario utilizada para la identificación y diferenciación de parásitos del Phylum Nematoda obtuvo un 33,3% (19/57) de casos positivos.

Finalmente, se determinó que el 59,7% (34/57) de las muestras fueron positivas a la presencia de parásitos gastrointestinales, como se demuestra en la tabla 6.

Tabla 6. Resultados de laboratorio en perros “Ganacho” muestreados (n=57)

Métodos de laboratorio	N	%
Presencia de parásitos gastrointestinales (Flotación)		
Positivo	34 (57)	59,7
Negativo	23 (57)	40,4
Presencia de parásitos gastrointestinales (Cultivo larvario)		
Positivo	19 (57)	33,3
Negativo	38 (57)	66,7
Presencia de parásitos gastrointestinales (unificado/técnicas)		
Si	34 (57)	59,7
No	23 (57)	40,4

6.3. Identificación de los géneros de parásitos gastrointestinales

La presente investigación determinó la presencia de cinco géneros de parásitos gastrointestinales en perros “Ganachos”: *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Ascaris* spp., *Isospora* spp., y *Toxocara* spp.

De las 34 muestras fecales positivas (59,69%) a la presencia de parásitos gastrointestinales, el 41,2% (14/34) fueron parásitos pertenecientes al género *Strongyloides* spp, seguidos por un 35,3% (12/34) de parásitos del género *Ancylostoma* spp, el resto de parásitos de los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp., y *Toxocara* spp. se encontraron en un porcentaje del 5,9% cada uno de ellos, como se muestra en la tabla 7.

Tabla 7. Género de parásitos gastrointestinales en 34 casos positivos de perros “Ganacho”.

Género de parásito		%
<i>Ancylostoma</i> spp	12	35,3
<i>Ascaris</i> spp.	2	5,9
<i>Isospora</i> spp.	2	5,9
<i>Toxocara</i> spp.	2	5,9
<i>Strongyloides</i> spp.	14	41,2
Mixta*	2	5,9
TOTAL	34	100

Es importante recalcar sobre el parasitismo Mixto*, donde se encontró la *Coccidia* junto con el *Ancylostoma* spp.; y *Toxocara* spp. con el *Ancylostoma* spp., este tipo de parasitismo representó un 5,9% (2/34).

6.4. Factores asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales

En cuanto a los factores asociados analizados no se encontró diferencia estadística significativa en las variables. Es importante mencionar que, en la edad, de los seis cachorros analizados el 83,3% (5/6) fueron positivos a la presencia de parásitos gastrointestinales y solo el 16,7% (1/6) fue negativo. En cuanto a la variable sexo de las 22 hembras analizadas el 72,7% (16/22) presentaron positividad a la presencia de parásitos, mientras que el 27,3% (6/22) fueron casos negativos.

Con respecto al tipo de alimentación, si bien no hubo diferencia estadística, es de destacar aquellos animales alimentados con desperdicios mostraron mayor incidencia de parásitos pues de 10 casos analizados el 80 % (8/10) fueron positivos y el 20% (2/10) negativos, como se detalla en la tabla 8.

Tabla 8. Factores asociados a la presencia de parásitos gastrointestinales en 57 muestras de perros "Ganacho" analizados.

Variable	Total	Positivo	%	Negativo	%	P valor
Lugar						
Calvas	10	7	70	3	30	0,45
Chaguarpamba	1	1	100	0	0	
Gonzanamá	2	1	50	1	50	
Olmedo	2	2	100	0	0	
Paltas	25	15	60	10	40	
Zapotillo	17	8	47	9	53	
Edad						
Cachorro	6	5	83,3	1	16,7	0,19
Adulto	51	29	56,9	22	43,1	
Sexo						
Hembra	22	16	72,7	6	27,3	0,11
Macho	35	18	51,4	17	48,6	
Alimentación						
Desperdicios	10	8	80	2	20	0,29
Mazamorra	39	21	53,8	18	46,2	
Mixta	8	5	62,5	3	37,5	
Agua de consumo						
No potable	47	29	61,7	18	38,3	0,50
Potable	10	5	50	5	50	
Cabras y otras especies						
Positivo	57	34	59,7	23	40,4	0,14
Negativo	0	0	0	0	0	

Nota. * $p \leq 0.05$ Significación estadística

6.5. Factores asociados a la presencia de diferentes géneros de parásitos gastrointestinales

En la investigación realizada, al comparar los factores asociados con el género de parásito presente, se obtuvo que la convivencia con otros animales estuvo asociada estadísticamente

($p < 0,05$) con la presencia de parásitos de los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp y parasitismo mixto. Mientras que en la variable edad los cachorros se relacionaron estadísticamente ($p < 0,05$) con la presencia de parásitos del género *Toxocara* spp., y los adultos con la presencia de parásitos del género *Strongyloides* spp. ($p < 0,05$).

En cuanto, al factor sexo, las hembras tuvieron una significancia estadística ($p < 0,05$) con el parásito *Strongyloides* spp. Por otro lado, el tipo de agua que consume el animal estuvo asociado estadísticamente con la presencia de parásitos del género *Toxocara* spp. ($p < 0,05$). La información completa se expone en la tabla 9.

Tabla 9. Asociación entre los géneros de parásitos gastrointestinales y factores asociados en 34 muestras positivas de perros “Ganacho”.

Variable/Género	<i>Ancylostoma</i>	<i>p</i>	<i>Ascaris</i>	<i>p</i>	<i>Isospora</i>	<i>p</i>	<i>Toxocara</i>	<i>p</i>	<i>Strongyloides</i>	<i>p</i>	Mixta	<i>p</i>
Altitud												
0-500	4	0,12	0	0,33	1	0,15	0	0,4	2	0,28	1	0,54
500-1000	0		0		1		1		4		0	
>1000	8		2		0		1		8		1	
Edad												
Cachorro	1	0,42	0	0,42	1	0,21	2	*0,003 6	0	*0,015	1	0,21
Adulto	11		2		1		0		14		1	
Sexo												
Hembra	4	0,23	1	0,93	0	0,10	0	0,10	10	*0,0158	1	0,93
Macho	8		1		2		2		4		1	
Alimentación												
Desperdicios	1	0,25	1	0,56	1	0,56	0	0,36	4	0,47	1	0,56
Mazamorra	9		1		1		2		7		1	
Mixta	2		0		0		0		3		0	
Agua de consumo												
No potable	11	0,42	2	0,41	2	0,41	0	*0,003 6	12	0,95	2	0,41
potable	1		0		0		2		2		0	
Convivencia con otros animales												
Positivo	12	0,08	2	*0,001	2	*0,001	2	*0,001	14	0,30	2	*0,001
Negativo	0		0		0		0		0		0	

Nota. * $p \leq 0,05$ Significación estadística

6.6. Mapa parasitológico

Mediante el software utilitario Google Earth se realizó un mapeo de posición espacial para los lugares que formaron parte del área de estudio, cuyos resultados fueron positivos a la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho”. Se pudo constatar que la mayor población de estudio provenía del cantón Paltas y Zapotillo, representado en la Figura 25.

En la Figura 26 se indica la distribución espacial de los géneros parasitarios identificados en

los perros “Ganacho” de esas localidades. *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp., y parasitismo mixto.

En los perros que habitaban el cantón Paltas se presenciaron los 5 géneros de parásitos encontrados (*Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Ascaris* spp., *Isospora* spp. y *Toxocara* spp), mientras que en el cantón Zapotillo se observó parásitos del género *Strongyloides* spp., *Ancylostoma* spp., *Isospora* spp., y parasitismo mixto. En el cantón de Calvas predominó la presencia de *Strongyloides* spp., y un caso de parasitismo mixto, el cantón de Olmedo presentó dos casos positivos a *Strongyloides* spp.

En el cantón de Chaguarpamba y el cantón de Gonzanamá solo existió un caso positivo a *Ancylostoma* spp.

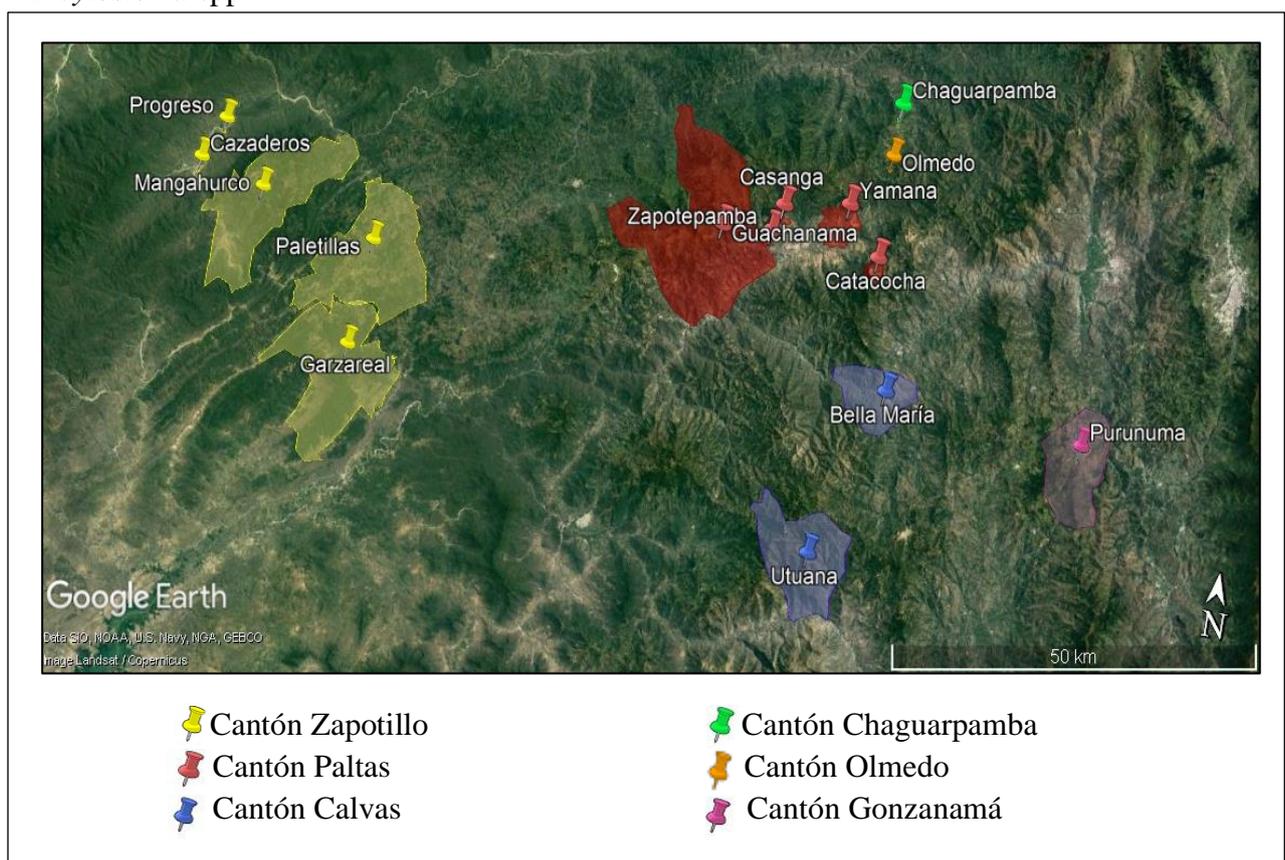


Figura 25. Mapa del área de estudio con resultados positivos

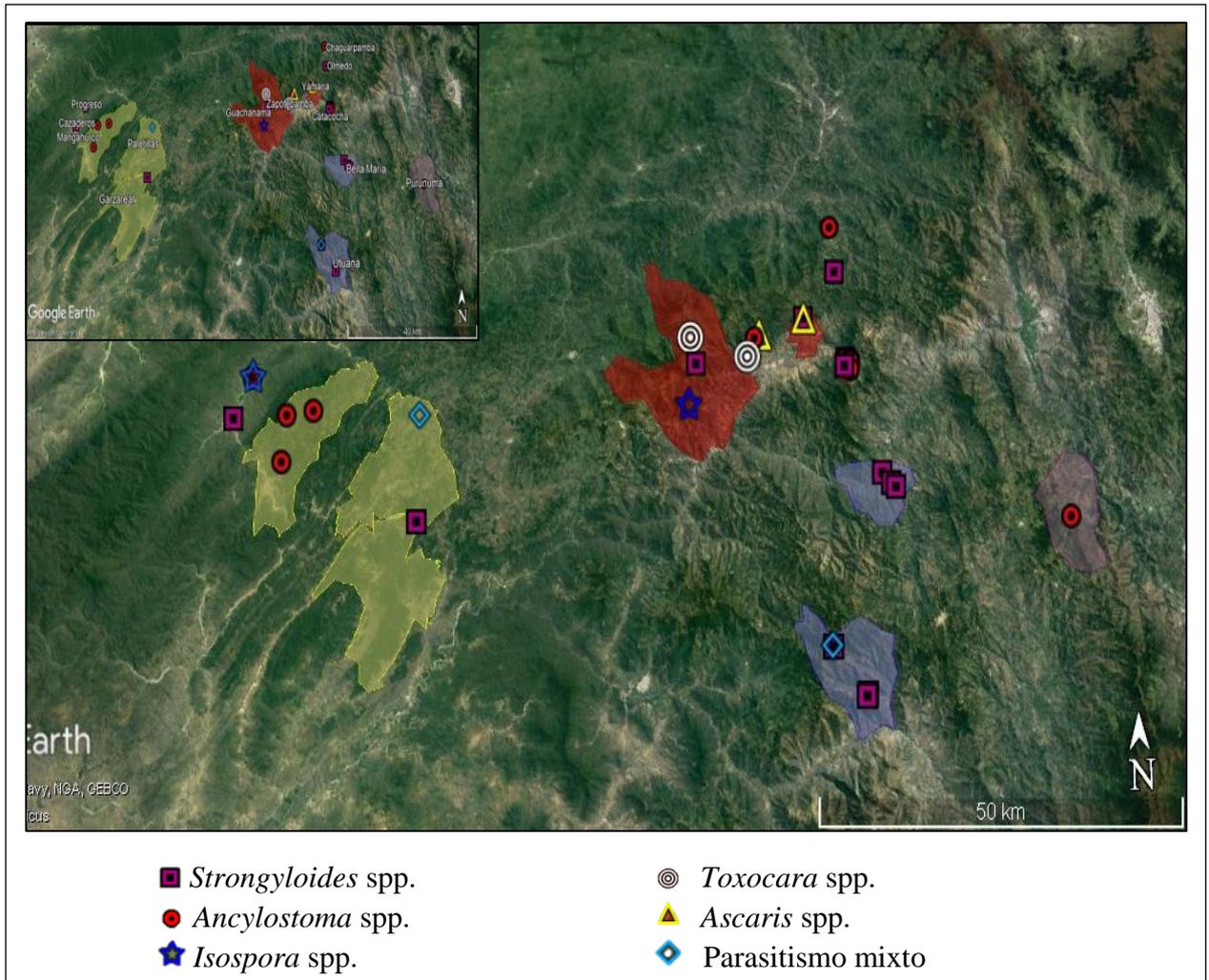


Figura 26. Distribución espacial de los géneros de parásitos hallados.

7. Discusión

Debido al estilo de vida predominantemente sin supervisión en entornos naturales, los perros “Ganacho” enfrentan un alto riesgo de contraer infecciones parasitarias (Frey et al., 2010). Dado a la estrecha relación de rumiantes con cánidos se compromete a las especies más susceptibles, siendo estos más propensos a infestaciones parasitarias, ya que el perro es el huésped final de diversos tipos de parásitos que pueden provocar problemas de salud en la producción animal e incluso el ser humano (Frey et al., 2010). Por consiguiente, es esencial brindar información sobre los parásitos gastrointestinales que afectan al perro “Ganacho” para optar por medidas de control y prevención que se integren por parte de profesionales de la salud hacia los propietarios y la comunidad.

7.1. Identificación de parásitos gastrointestinales

De acuerdo con los resultados obtenidos se demuestra la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” en un 59,7% (34/57) de las muestras analizadas, confirmando la presencia principalmente de parásitos del género *Strongyloides* spp con un 41,2% (14/34) y *Ancylostoma* spp con un 35,3% (12/34), los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp y parasitismo mixto mostraron el mismo porcentaje en cada uno, con un 5,9% (2/57), su aparición puede estar relacionada a la falta de cuidados en la salud e higiene de estos animales, la convivencia con otras especies y características de los climas que varían entre tropical y subtropical según las áreas de estudio. Investigaciones realizadas por Mirani, Naem & Yakchali (2016), y Frey et al., (2010), afirman la presencia de parásitos gastrointestinales en perros guardianes y perros pastores, obteniendo el 44,92% (62/138) y el 23% (21/92) de casos positivos, respectivamente.

En el estudio realizado por Mirani, Naem & Yakchali (2016), hallaron que *Toxocara canis* 17,39% (24/138) fue la más prevalente, seguido por *Ancylostoma caninum* 7,97% (11/138), *Taenia* spp. 10,14% (14/138) y mezcla de estas infecciones 9,42% (13/138). De igual manera, Frey et al., (2010), encontraron con mayor frecuencia huevos de *Ancylostoma* spp. 13% (12/92) y huevos de lombrices intestinales 12% (11/92), en menor cantidad huevos de *Trichuris vulpis* 4,3% (4/92), huevos de *Capillaria* spp. 3,3% (3/92), ooquistes de *Sarcocystis* 6,5% (6/92) y huevos de tipo tenido 2,2% (2/92). Esto debido a que los animales muestreados en ambas investigaciones son cánidos que cumplen una función similar a la que brinda el perro “Ganacho”, donde la escasa información y falta de higiene vuelve susceptibles a los perros a parasitosis, así mismo mencionan que climas tropicales o subtropicales son propicios e ideales para el desarrollo de los mismos.

Con lo que respecta a la provincia de Loja, un estudio realizado a 5 caninos que llegaron a consulta al Hospital Docente Veterinario “César Augusto Guerrero” de la Universidad Nacional de Loja provenientes del Cantón Calvas, dieron como resultado el 100% de prevalencia parasitaria, seguido de la ciudad de Loja con un 85,4%, luego se ubican los casos provenientes de Vilcabamba con un 80% y finalmente los del cantón Catamayo con un 78,6% de casos positivos; el género parasitario de mayor prevalencia el *Ancylostoma caninum* con un 52,5% seguido del Quiste de Giardia con un 32,5%, su investigación reportó que la falta de cuidado en cuanto a la desparasitación que permitió el elevado parasitismo (Rebolledo, 2016).

A nivel del país, se elaboró un estudio en la provincia de Cañar sobre la prevalencia endoparasitaria en caninos del sector rural; se tomaron muestras de heces de 196 canes. Los resultados obtenidos resaltan la prevalencia total de 60,20% (118/196) de muestras positivas para huevos de endoparásitos entéricos. De esta manera se determinaron las diferentes especies de parásitos encontrados siendo en el *Ancylostoma caninum* 29,08% (57/118) el de mayor porcentaje seguido del *Toxocara canis* 18,88% y el *Uncinaria stenocephala* 9,18% (18/118), *Dipylidium caninum* 4,59% (4/118), *Toxascaris leonina* 1,53% (3/118), *Trichuris vulpis* 1,02% (2/118), *Giardia spp* 1,02 (57/118), *Strongyloides spp* 0,51% (1/118) y *Taenia spp* 0,51% (1/118) (Tobar, 2023).

Haciendo una comparación con el estudio anterior Corte (2018), menciona que mediante la toma de muestras a 280 canes en sectores rurales de la ciudad de Cuenca se pudo obtener un resultado de presencia parasitaria de un 31,79% (89/280), siendo *Ancylostoma caninum* 60,67% (54/89) de mayor porcentaje al anterior, seguido de *Toxocara canis* 24,72% (22/89) y *Uncinaria stenocephala* 7,87% (7/89).

Por su parte, en el cantón Yantzaza, se confirmó la presencia parasitaria de un 92,86 % (65/70) de casos positivos a la presencia de parásitos gastrointestinales, siendo *Strongyloides stercoralis* el único parásito identificado mediante cultivos parasitarios, su presencia se relaciona al clima de la región. (Sarango, 2023).

En comparación con el estudio realizado en el Parque Héroes del Cenepa del cantón Gualaquiza la prevalencia parasitaria fue de un 23,16% (88/380) y por ende el 76,84% (292/380) resultaron negativos, dando una prevalencia menor a la de Sarango (2023); a diferencia de lo anterior en esta investigación se detectaron al *Uncinaria stenocephala* con el 20,26% (77/380) con mayor prevalencia. seguido por *Toxocara canis* con el 3,16% (12/380) y finalmente *Ancylostoma*

caninum con 1,05% (4/380), donde informan que las condiciones medioambientales cambiantes y mala tenencia de mascotas aumentan la aparición de estos parásitos (Zhunio, 2022).

Dentro del continente americano, un estudio realizado en el año 2012 en México, se recolectaron 180 muestras de heces fecales en cinco meses. las cuales se categorizaron en natural, urbana y suburbana. La prevalencia parasitaria fue de 73.33% (132/180). Los parásitos con mayor prevalencia fueron *Toxocara canis* 47,78% (86/180), *Ancylostoma caninum* 17,88% (32/180), *Isospora* spp. 14,44% (26/180) y *Dipylidium caninum* 13,89% (25/180). Los factores que favorecen a la problemática son el hábitat suburbano y la tenencia irresponsable de los cánidos (Vélez et al., 2014).

De la misma manera, en Chile se realizó un estudio a la población canina ubicada en un sector rural montañoso de la región de Valparaíso. Treinta caninos fueron sometidos a inspección clínica para recolectar ectoparásitos y heces del recto. El 73% (22/30) de los caninos presentaron endoparasitismo a la técnica coproparasitaria. Se identificaron los helmintos *Toxocara canis* 40% (12/30), *Strongyloides stercoralis* 17% (5/30), *Dipylidium caninum* 17% (5/30), *Uncinaria stenocephala* 13% (4/30), *Ancylostoma caninum* 7% (2/30), *Trichuris vulpis* 3% (1/30), y los protozoos *Isospora* spp 13% (4/30), *Sarcocystis* spp 3% (1/30), *Entamoeba coli* 3% (1/30) y *Blastocystis* spp 3% (1/30). Reportan en su estudio el ambiente rural y la falta de cuidados hacia el animal como un escenario propicio a la presencia de parásitos (Opazo et al., 2019).

En la mayoría de estudios se registra la presencia de parásitos del género *Ancylostoma* spp., *Toxocara* spp., y *Strongyloides* spp. Autores como Andresiuk, Sardella & De Negri (2007), mencionan que la prevalencia de *Ancylostoma* spp. esta influenciada por la estacionalidad climática teniendo mayor prevalencia en verano época en la que se realizó el estudio y Molina (2017), afirma que los huevos de estos parásitos se desarrollan mejor en terrenos arenosos con condiciones tropicales y regiones cálidas, puesto que la forma infectante no se desarrolla a temperaturas menores a 10°C. En concordancia, Bonilla (2015) señala que la deficiencia higiénica y agua no potable favorecen la contaminación con este parásito.

En cuanto a la presencia de *Toxocara* spp., Rojas, León & Bustamante (2016) asociaron la aparición de este parásito con las condiciones desfavorables de higiene, convivencia con otros animales parasitados y la ubicación geográfica, así también autores como Schwartz et al. (2021) y Schnieder, Laabs & Welz (2011) mencionaron que los perros más jóvenes presentan mayor

predisposición por adquirir *Toxocara* debido a la transmisión prenatal de larvas a través de la vía transplacentaria o intrauterina.

Con lo que respecta a la presencia de *Strongyloides* spp. Beugnet et al (2018) explicaron que se encuentran con mayor prevalencia en áreas tropicales y subtropicales, donde las condiciones insalubres prevalezcan, hecho que concuerda con Stepek et al. (2006) quienes menciona que la falta de saneamiento e higiene se asocian con la presencia de este nemátodo. Cabe mencionar que la presencia de cestodos y coccidias fue baja lo que coincide con Kostopoulou et al. (2017), asimismo la técnica de diagnóstico utilizada fue la de flotación que es más específica para nematodos que para cestodos (Adolph et al., 2017).

De tal modo, que la alta presencia de parásitos gastrointestinales se ve influenciada a factores como el entorno en el que habitan (temperatura, condiciones climáticas, tipo de suelo, humedad), convivencia con otras especies y la falta de cuidados en cuanto a desparasitaciones, tenencia irresponsable y forma de crianza de los animales (Minaya & Serrano, 2016; Molina, 2017; Idrissi et al., 2022).

7.2. Presencia de parásitos gastrointestinales según factores asociados

Acerca de los factores asociados se evidenció que no hubo asociación de las variables (Lugar, Edad, Sexo, Alimentación, Agua de consumo y Convivencia con otras especies) a la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho” ($p>0.05$).

En cuanto a la variable lugar todas las áreas de procedencia mostraron la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho”, en un estudio realizado en zonas similares a la del estudio concordó con la elevada presencia de parasitismo (Rebolledo, 2016); esto puede deberse a la falta de cuidados en estos animales en cuanto a temas de desparasitación e higiene, ya que todos procedían de un cuidado de vida libre

Con respecto a la variable edad, los datos concuerdan con los hallazgos realizados por Abad (2023) y Sarango (2023) quienes no encontraron asociación de la variable edad con la presencia de parásitos gastrointestinales. Sin embargo, se resalta que, si bien no existió una significancia estadística se obtuvieron 5 de 6 casos analizados positivos en cachorros, datos que concuerdan con Cramer et al. (2009) quienes menciona que cachorros de hasta 60 días se infectan más con parásitos gastrointestinales que otras edades, al igual que Yu et al. (2018) quienes encontraron significancia estadística y mayor prevalencia de parásitos en cachorros menores de 6 meses de edad que en adultos. Autores como Giraldo, García & Castaño (2006) y Cabrera et al (2004)

confirmaron que los animales jóvenes son más predisponentes a parasitosis debido a su sistema inmunológico inmaduro y la transmisión de parásitos a través de las vías transplacentaria y transmamaria

En lo que se refiere al sexo, nuestros resultados no arrojan una asociación estadística, no obstante, se recalca el análisis de 22 hembras de las cuales 16 (28%) son casos positivos y 6 (10,5%) son casos negativos, evidenciando que la mayoría de las hembras de estudio presentan parásitos gastrointestinales. Autores como Plúas & Sánchez (2021) y Herrera & Pujos (2021) coinciden en que las hembras caninas presentan mayor prevalencia de parasitismo, además estos estudios demuestran una asociación positiva ($p \leq 0,005$), ya que las hembras presencian mayores situaciones de estrés y cambios fisiológicos en el celo, la preñez y la lactancia donde su inmunidad baja siendo más susceptibles a la infestación por parásitos.

En torno a la alimentación no se pudo evidenciar asociación estadística, pero se enfatiza en los casos donde la alimentación era a base de desperdicios 10 de los animales analizados 8 (14%) son positivos a la presencia de parásitos, lo que coincide con Traub et al. (2002), quienes informan que los perros alimentados con desperdicios de forma regular tienen más probabilidades de albergar huevos de parásitos, además de obtener significancia en la variable alimentación ($p < 0.005$), ya que los desechos utilizados para alimentar a las mascotas pueden contener formas parasitarias comprometiendo la salud del animal por ingesta de material ya contaminado.

Según el tipo de agua que ingieren los animales se resalta que los perros que no tuvieron acceso a agua potable presentaban más parásitos, autores como Alarcón, Juyo & Larrotta. (2015) señalaron que hay más posibilidad de parasitismo mixto en perros que no beben agua hervida, filtrada o embotellada por consecuencia de la contaminación del agua o estancamiento de la misma, por su parte y Slifko, Smith & Rose (2000) afirman que el agua es una ruta de transmisión significativa especialmente en protozoos ya que algunas formas parasitarias encuentran idóneo este medio para su subsistencia y transmisión.

En relación con la convivencia con otros animales se concuerda con lo indicado por Naupay, Castro & Tello (2019), quienes no encontraron asociación estadística a la presencia de parásitos ($p > 0.005$), sin embargo, difiere del estudio De Souza et al. (2023) quienes indican que existe una asociación significativa en perros que viven con otros animales puesto que puede existir

infecciones accidentales por el consumo de heces de otras especies, además de la convivencia en un solo lugar de distintas especies puede influir a mayor riesgo de infección.

7.3. Factores asociados con los géneros de parásitos gastrointestinales presentes.

Con los resultados obtenidos, se demostró una asociación estadística ($p \leq 0.05$) entre la convivencia con otras especies animales y la presencia de parásitos de los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp. y *Toxocara* spp; autores como Minaya & Serrano (2017), concuerdan que la convivencia con otras especies se asocia a la presencia de *Isospora* debido al contacto directo con ooquistes en heces provenientes de vacunos, ovinos y caprinos, mismos que son los más susceptibles a esta parasitosis. Además, la densa agregación poblacional de varias especies en un lugar en particular conduce a que la transmisión de parásitos sea más rápida y fácil (Rana, 2024).

De igual forma, las variables edad y sexo se relacionaron estadísticamente con la presencia de parásitos del género *Strongyloides* spp. ($p < 0,05$), donde los adultos y las hembras tenían mayor presencia del parásito. Hecho que se corrobora con lo expresado por Ibarra & Ponce (2023) quien expone que las hembras y perros de 0.2 a 4.8 años de edad presentan este parásito, por otro lado, difiere de Sarango (2023) quien no encontró una asociación estadística, pero recalca que en machos y en cachorros hubo mayor presencia del parásito. No obstante, la presencia del parásito se relaciona muchas veces a su forma de autoinfección especialmente en animales inmunodeprimidos (Cervone et al., 2016).

Asimismo, existió asociación estadística en las variables edad y el tipo de agua que consume el animal con la presencia de parásitos del género *Toxocara* spp. ($p < 0,05$), donde los animales positivos eran cachorros y consumían agua potable. Autores como Zambrano (2019) y Olave et al. (2019) coinciden en que los cachorros menores de 6 semanas reportan mayor presencia de este parásito debido a su relación con la migración de sus larvas ya que estas pueden infectar a los animales por transmisión vertical afectando hasta un 100% a los cachorros recién nacidos de madres infectadas.

8. Conclusiones

- De las 57 muestras fecales analizadas en perros “Ganacho”, se demostró la presencia de parásitos gastrointestinales en el 59,7% (34/57).
- De las muestras positivas se identificaron cinco géneros de parásitos gastrointestinales, siendo *Strongyloides* spp. 41,2% (14/34) y *Ancylostoma* spp. 35,3% (12/34) los de mayor presencia.
- No se evidenció una relación estadísticamente significativa en las variables: lugar, edad, sexo, alimentación, agua de consumo y convivencia con otras especies, con respecto a la presencia de parásitos gastrointestinales en perros “Ganacho”, pero sí una diferencia matemática con respecto a la edad, sexo, y tipo de alimentación.
- Los perros que conviven con otras especies animales se asociaron estadísticamente ($p < 0,05$) con la presencia de parásitos de los géneros *Ascaris* spp., *Isospora* spp., *Toxocara* spp. y parasitismo mixto.
- Perros adultos y hembras se relacionaron estadísticamente con la presencia de parásitos del género *Strongyloides* spp. ($p < 0,05$), mientras que los cachorros presentan una significancia estadística con la presencia de parásitos del género *Toxocara* spp. ($p < 0,05$).
- De acuerdo al mapa parasitológico se demuestra que los parásitos gastrointestinales existentes se encuentran en toda la provincia por lo que no existe una especificidad por el lugar.

9. Recomendaciones

- Al ser los cachorros más susceptibles a parasitosis es ideal desparasitar a las hembras antes de la monta, para evitar la transmisión vertical, y posteriormente a los 40 días de nacido el cachorro desparasitar con un tratamiento especializado.
- Asegurar la higiene de recipientes de comida o agua para evitar fuentes de contaminación.
- Se recomienda que las instituciones competentes realicen campañas de prevención para informar sobre la importancia de un calendario sanitario y la aplicación de desparasitantes en caninos, con el fin de precautelar la salud pública y el bienestar animal.
- Para realizar la desparasitación se recomienda efectuar un examen coproparasitario, de esta manera el tratamiento se dirige específicamente al género o especie parasitaria evitando la mala utilización del producto.
- Efectuar un manejo parasitario generalizado a nivel de la provincia considerando la edad y sexo de los perros, aplicando desparasitantes con acción específica.
- Realizar análisis cuantitativos sobre el número de huevos por gramo de heces para evaluar la carga parasitaria.
- Se recomienda realizar análisis seriados de las heces dado que algunos parásitos pueden estar en un periodo de prepatencia.

10. Bibliografía

- Abad, K. (2023). “*Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales zoonóticos en caninos de la parroquia Amaluza cantón Espíndola*” [Tesis de grado]. Repositorio digital Universidad Nacional de Loja. https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/27449/1/KarinaElizabeth_AbadPaccha.pdf
- Abarca, M. (2010). *Monografía del cantón Gonzanamá de la provincia de Loja* [Tesis de grado]. Universidad Técnica Particular de Loja.
- Adolph, C., Barnett, S., Beall, M., Drake, J., Elsemore, D., Thomas, J. & Little, S. (2017). Diagnostic strategies to reveal covert infections with intestinal helminths in dogs. *Veterinary Parasitology*, 247, 108-112. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.10.002>
- Aguirre, L., Quezada, M., Maza, T., Albito, O., Armijos, R., Flores, A., & Camacho, O. (2021). Descripción morfométrica y faneróptica de la cabra “Chusca lojana” del bosque seco del Sur del Ecuador. *Archivos de Zootecnia*, 70(269), 172-176.
- Aguirre, Z., Kvist, P., & Sánchez, O. (2006). Bosques secos en Ecuador y su diversidad. *Botánica Económica de los Andes Centrales*, 162-187. https://www.researchgate.net/publication/228362343_Bosques_secos_en_Ecuador_y_su_diversidad
- Alarcón, Z., Juyo, V. & Larrotta, J. (2015). Caracterización epidemiológica de parásitos gastrointestinales zoonóticos en caninos con dueño del área urbana del municipio de la Mesa, Cundinamarca. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*, 62(1), 20-36. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=407640815003>
- Alcalá, Y., & Figueroa, J. (2019). Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria. 1ra ed. México: Universidad Autónoma de México.
- Alvarado, H. (2013). *Monografía del cantón Calvas de la provincia de Loja* [Tesis de grado]. Universidad Técnica Particular de Loja. <https://dspace.utpl.edu.ec/handle/123456789/5834>
- Andresiuk, V., Sardella, N. & De Negri, G. (2007). Seasonal fluctuations in prevalence of dog intestinal parasites in public squares of Mar del Plata city, Argentina and its risk for humans. *Revista Argentina de Microbiología*, 39(4), 221-224. http://www.scielo.org.ar/scielo.php?pid=S0325-75412007000400007&script=sci_abstract&tlng=en
- Arauco, D., Urbina, B., León, D., & Falcón, N. (2014). Indicadores Demográficos y Estimación de la Población de canes con dueño en el distrito de San Martín de Porres, Lima-Perú.

- Salud y tecnología veterinaria*, 2, 83-92.
<https://revistas.upch.edu.pe/index.php/STV/article/view/2254/2225>
- Benavides, E. (2013). *Técnicas para el diagnóstico de endoparásitos de importancia veterinaria*. 1ra ed. Bogotá: Universidad de la Salle.
- Beugnet, F., Halos, L., Guillot, J. (2018). *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats*. Servet editorial - Grupo Asís Biomedica, S.L. ISBN: 978-2-9550805-2-8
- Bonilla, C. (2015). “Prevalencia de *Ancylostoma caninum* en perros domésticos de las parroquias San Luis y Velasco del cantón Riobamba” [Tesis de grado]. Repositorio Universidad Técnica de Ambato.
<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/19921/1/Tesis%2042%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20386.pdf>
- Bowman, D. (2011). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. Elsevier España, S.L. ISBN edición española: 978-84-8086-705-4
- Cabrera, P., Ordóñez, O., Cotés, J., Rodríguez, J. & Villamil, L. (2004). Prevalencia de parásitos gastrointestinales zoonóticos (helminetos y protozoarios) en caninos del Centro de Zoonosis de Bogotá. *Revista de Investigaciones en seguridad social y salud*, 6.
<https://doi.org/10.56085/20277970.346>
- Cervone, M., Giannelli, A., Otrantob, D. & Perruccia, S. (2016). *Strongyloides stercoralis* hyperinfection in an immunosuppressed dog from France. *Revue Vétérinaire Clinique*, 51(2), 55-59. <https://doi.org/10.1016/j.anicom.2016.05.001>
- Chacín, L. (2007). Cryptosporidium: Filogenia y taxonomía. *Investigación Clínica*, 48(1), 1-4.
http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0535-51332007000100001&lng=es&tlng=es.
- Corte, V. (2018). *Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos de origen canino en sectores rurales* [Tesis de grado]. Repositorio institucional de la Universidad Politécnica Salesiana. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/16266>
- Cramer, B., Rodrigues, M., de Cássia, R., de Menezes, A. & Salim, M. (2009). Factors associated with gastrointestinal parasite infection in dogs in Rio de Janeiro, Brazil. *Preventive Veterinary Medicine*, 91(2-4), 234–240. doi:10.1016/j.prevetmed.2009.05.030
- De la Fé Rodríguez, P., Duménigo, B., Brito, A. & Aguiar, J. (2006). *Toxocara canis* y Síndrome Larva Migrans Visceralis. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 7(4), 1-42.
- De Souza, C., Dorr, A., Silva, V., Silva, F., Silva, E., Ramos, D., Pacheco, R. & Sousa, V. (2023). Occurrence of gastrointestinal parasites in dogs from Cuiabá, Mato Grosso.

- Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 32 (1). <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023004>
- Del Coco, V., Córdoba, M. & Basualdo, J. (2009). Criptosporidiosis: una zoonosis emergente. *Revista Argentina de Microbiología*, 41, 185-196. <http://www.scielo.org.ar/pdf/ram/v41n3/v41n3a11.pdf>
- Flores, N. (2012). *Monografía del cantón Olmedo de la provincia de Loja* [Tesis de grado]. Universidad Técnica particular de Loja. <https://dspace.utpl.edu.ec/bitstream/123456789/4834/1/NARCISA%20FLORES%20PALADINES.pdf>
- Frey, C., Regotz, J., Rosenberg, G., Gottstein, B. & Kohler, S., (2010). Überblick über intestinale Parasiten bei Herdenschutzhunden und Hütehunden in der Schweiz. *Schweizer Archiv für Tierheilkunde*, 152(12), 569-573. <https://sat.gstsvs.ch/fileadmin/media/pdf/archive/2010/12/SAT152120569.pdf>
- García, I., Muñoz, B., Aguirre, A., Polo, I., García, A. & Refoyo, P. (2008). Manual de laboratorio de Parasitología. Introducción a los helmintos: Trematodos. *Reduca*, 1(1), 67-93. <http://www.revistareduca.es/index.php/biologia/article/viewFile/781/797>
- García, J., & Alger, J. (2022). Método de Baermann y el diagnóstico de estrogiloidiasis. *Revista Médica Hondureña*, 90(2), 95-184. DOI: <https://doi.org/10.5377/rmh.v90i2.14660>
- Giraldo, M., García, N. & Castaño, J. (2006). Prevalencia de helmintos intestinales en caninos del departamento del Quindío. *Biomédica*, 26, 346-352. <https://revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/view/1359/1474>
- Go Raymi. (2020). *Olmedo - Cantón de Loja*. <https://www.goraymi.com/es-es/loja/olmedo/ciudades/olmedo-canton-loja-ac43a0c56#:~:text=L%C3%8DMITES%20Y%20DATOS%20GENERALES%20DE%20OLMEDO&text=Rango%20altitudinal%20del%20cant%C3%B3n%20960,Clima%20C3%A1lido%20h%C3%BAmedo>.
- Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Gonzanamá. (2019). Actualización del *plan de desarrollo y ordenamiento territorial del Cantón Gonzanamá 2014-2019*. https://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdocumentofinal/1160000750001_PDYOT_Gozanam%C3%A1_15_Marzo_2015_18H50_15-03-2015_21-44-59.pdf

- Gobierno Autónomo Descentralizado del Cantón Paltas. (2019). *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del Cantón Paltas 2014-2019*. https://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdiagnostico/1160000910001_PDyOT%20%20Cant%20Paltas%20%20Diagnostico_05-03-2015_10-49-08.pdf
- Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Chaguarpamba. (2015). *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del Cantón Chaguarpamba*. https://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdiagnostico/1160836120001_DIAGNOSTICO%20PDYOT%20ACTUAL%20CHAGUARPAMBA%20NUEVO_13-04-2016_18-24-32.pdf
- Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Olmedo. (2013). *Historia y población de Olmedo*. <https://www.olmedo.gob.ec/index.php/noticias/historia>
- Gobierno Autónomo Descentralizado Municipal del Cantón Olmedo. (2014). *Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial, PDTO*. <https://docplayer.es/153061622-Gobierno-autonomo-descentralizado-municipal-del-canton-olmedo.html>
- Gobierno Descentralizado del Cantón Calvas. (2015). *Plan de desarrollo y ordenamiento territorial del Cantón Calvas 2015-2025*. https://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdiagnostico/1160000320001_Actualizaci%C3%B3n_Diagnostico_Calvas_v1_14-11-2014.pdf
- Guzmán, E., Piperis, R., Fernández, F., Huacho, M., & Vidaurre, M. (2020). Parásitos gastrointestinales en el mono choro cola amarilla (*Lagothrix flavicauda*) de vida silvestre en el distrito Corosha, Amazonas, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 31(4). <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v31i4.19030>.
- Hernández, C. (2014). *Strongyloides stercoralis*: un geohelminto olvidado. *Medicina & Laboratorio*, 20(7-8), 383-398. <https://www.medigraphic.com/pdfs/medlab/myl-2014/myl147-8e.pdf>
- Herrera, D. & Pujos, J. (2021). Prevalencia de parásitos gatrointestinales: trematodos, nematodos y cestodos en caninos de la Fundación Latacunga animalista, en la ciudad de Latacunga. *INCITEC Revista Técnica Tecnológica*, 1(2) 102-105. <https://doi.org/10.53632/incitec.v1i2.107>.
- Hora32. (2023). UNL: investigación pretende reactivar la costumbre de los perros cuidadores de ganado. *Hora 32*. <https://hora32.com.ec/unl-investigacion-pretende-reactivar-la-costumbre-de-los-perros-cuidadores-de-ganado/#comments>

- Ibarra, F. & Ponce, P. (2023). “Prevalencia de *Strongyloides stercoralis* en *Canis lupus familiaris* del cantón Daule, Ecuador” [Tesis de grado]. Repositorio Universidad de Guayaquil. <https://repositorio.ug.edu.ec/server/api/core/bitstreams/d1d27d49-a628-4249-aa4d-6b411786a245/content>
- Idrissi, H., Khatat, S., Duchateau, L., Kachani, M., Daminet, S., Asatey, S., Tazi, N., Azirb, R. & Sahibi, H. (2022). Prevalence, risk factors and zoonotic potential of intestinal parasites in dogs from four locations in Morocco. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 34. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2022.100775>
- Kostopoulou, D., Claerebout, E., Arvanitis, D., Ligda, P., Voutzourakis, N., Casaert, S. & Sotiraki, S. (2017). Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. *Parasites & Vectors*, 10(43). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-1989-8>
- Llop, A., Dapena, M., & Zuazo, J. (2001). *Microbiología y Parasitología Médicas*. Tomo III. Habana: Editorial Ciencias Médicas. ISBN 959-7132-52-4
- Luna, L., & Kyvsgaard, C. (2005). Ocho diferentes especies de parásitos gastrointestinales fueron identificadas en cerdos de traspatio en El Municipio de El Sauce - León. Nicaragua. *Revista Electrónica Veterinaria*, 6(10), 1-9. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63617978020>
- Mancomunidades Municipales del Sur. (2018). *Aspectos generales de la reserva de biosfera bosque seco como insumo para la construcción del logotipo*. <https://www.mancomunidadbosqueseco.gob.ec/wp-content/uploads/2018/04/Aspectos-generales-de-la-RBBS-como-insumo-para-la-construcci%C3%B3n-del-Logotipo.pdf>
- Minaya, A. & Serrano, M. (2016). Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en canes de la SAIS Túpac Amaru en el distrito de Canchayllo, Jauja, Perú. *Salud y Tecnología Veterinaria*, 4(1), 15-19. https://www.researchgate.net/publication/316949490_Identificacion_y_frecuencia_de_parasitos_gastrointestinales_en_canes_de_la_SAIS_Tupac_Amaru_en_el_distrito_de_Canchayllo_Jauja_Peru
- Mirani, F., Naem, S. & Yakhchali, M. (2016). Investigation of Intestinal Parasites in Guardian and Herding Dogs of Gilanegharb Suburb, Iran. *International Journal of Livestock Research*, 6(8), 39-43. DOI 110.5455/ijlr.20160718110004
- Molina, M. (2017). *Parásitos y medio ambiente* [Trabajo Fin de Grado Inédito]. Universidad de Sevilla, Sevilla. <https://idus.us.es/handle/11441/65243>

- Moreno, D. (2017). *Estudio comparativo de las endoparasitosis en caninos de dos localidades de la costa ecuatoriana* [Tesis de grado]. Universidad Central del Ecuador. <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/13200/1/T-UCE-0014-045-2017.pdf>
- Mühlhauser, M. & Rivas, L. (2013). *Strongyloides stercoralis*. *Revista chilena infectol*, 30(5), 513-514. <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rci/v30n5/art08.pdf>
- Muñoz, J., Armijos, D., & Erazo, S. (2019). *Flora y Fauna del Bosque Seco de la provincia de Loja, Ecuador*. Loja: EDILOJA Cia. Ltda.
- Muro, A., Andrade, M., Shariati, F., & Pérez, J. (2010). Enfermedades infecciosas: Parasitosis. *Medicine*, 10(54-55). <https://es.scribd.com/document/344623831/Libro-Parasitologia-Medicine-pdf>
- Naupay, A., Castro, J. & Tello, M. (2019). Prevalencia de parásitos intestinales con riesgo zoonótico en *Canis lupus familiaris* de la localidad de Retes, Lima, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30(1). scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172019000100032
- Navone, G., Achinelly, F., Notarnicola, J. & Zonta, L. (2017). Capítulo 9 Phylum Nematoda. En F. Drago (Eds.), *Macroparásitos: Diversidad y biología* (pp. 128-156). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP)
- Núñez, T. (2022). *Perros guardianes de ganado, asegurando la sobrevivencia del ganado y de los pumas*. Ladera Sur. <https://laderasur.com/articulo/perros-guardianes-de-ganado-los-nuevos-aliados-de-la-fauna-silvestre/>
- Olave, J., García, P., Martínez, V., Figueroa, J., Luqueño, C. & Avila, R. (2019). Prevalencia de helmintos gastrointestinales en perros procedentes del servicio de Salud de Tulancingo, Hidalgo. *Abanico veterinario*, 9. <https://www.scielo.org.mx/pdf/av/v9/2448-6132-av-9-e930.pdf>
- Opazo, A., Barrientos, C., Sanhueza, A., Urrutia, N. & Fernández, I. (2019). Fauna parasitaria en caninos (*Canis lupus familiaris*) de un sector rural de la región central de Chile. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30(1), 330-338 <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v30i1.15683>
- Ortigoza, S., & Cruz, M. (2011). *Manual de procedimientos para el laboratorio de la E.E. Parasitología Clínica*. Universidad Veracruz. <https://www.uv.mx/personal/sortigoza/files/2011/05/Manual-de-Para-Clinica.2.2.pdf>
- Oyarzún, P., & González, D. (2020). Recolección, preparación e identificación de parásitos. *Revista Parasitología Latinoamericana*, 69(1), 12-29.

- Pardo, E. (2007). *Parasitología Veterinaria II*. Managua: Universidad Nacional Agraria.
- Pardo, E., & Buitrago, M. (2005). *Parasitología Veterinaria I*. Managua: Universidad Nacional Agraria. <https://cenida.una.edu.ni/textos/nl70p226p.pdf>
- Perazzo, J. (2021). *Manual de toma de muestras de Parasitología*. Hospital de Pediatría Garrahan. <https://www.garrahan.gov.ar/lab/images/Parasitologia.pdf>
- Pesántez, M. & Sánchez, D. (2021). *La caprinocultura en Ecuador un sector próspero y emergente*. Colaboración de la International Goat Association (IGA). https://www.iga-goatworld.com/uploads/6/1/6/2/6162024/tierras_caprinas_ecuador_abril_2021.pdf
- Plúas, M. & Sánchez, C. (2021). Prevalencia de parásitos intestinales zoonóticos de origen canino (*Canis lupus familiaris*) en parroquias urbanas de guayaquil- ecuador, 2020. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 61(2), 195-203. <http://iaes.edu.ve/iaespro/ojs/index.php/bmsa/article/view/297>
- Rana, T. (2024). *Principles and Practices of Canine and Feline Clinical Parasitic Diseases*. Jhon Wiley & Sons, Inc: New Jersey. ISBN: 1394158246.9781394158249
- Rebolledo, N. (2016). “*Diagnóstico de parásitos gastrointestinales en perros (Canis familiaris) atendidos en el hospital docente veterinario César Augusto Guerrero de la Universidad Nacional de Loja*” [Tesis de grado]. Repositorio digital Universidad Nacional de Loja. <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/17271/1/Nely%20Paola%20Rebolledo%20Samaniego.pdf>
- Rogel, Y. (2019). *Actualización del plan de desarrollo y ordenamiento territorial del cantón Zapotillo 2015-2019*. https://app.sni.gob.ec/sni-link/sni/PORTAL_SNI/data_sigad_plus/sigadplusdocumentofinal/11600014800--01_PDOT%20COMPLETO_13-04-2016_11-52-43.pdf
- Rojas, A., León, M. & Bustamante, O. (2016). *Toxocara canis*: zoonosis frecuente a nivel mundial. *Ciencia y Agricultura*, 13(1), 19-27. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=560062814003>
- Sarango, N. (2023). *Presencia de parásitos gastrointestinales en caninos en el cantón Yantzaza de la provincia de Zamora Chinchipe* [Tesis de grado]. Repositorio digital Universidad Nacional de Loja. https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/28092/1/NoeliaAbigail_Sarango Montenegro.pdf
- Schnieder, T., Laabs, E. & Welz, C. (2011). Larval development of *Toxocara canis* in dogs. *Veterinary Parasitology*, 175(3-4), 193-206. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.10.027>

- Schwartz, R., Bidaisee, S., Fields, P., Macpherson, M. & Macpherson, C. (2022). The epidemiology and control of *Toxocara canis* in puppies. *Parasite Epidemiol Control*, 16. <https://doi.org/10.1016/j.parepi.2021.e00232>
- Slifko, T., Smith, H. & Rose, J. (2000). Emerging parasite zoonoses associated with water and food. *International Journal for Parasitology*, 30(12-13), 1379-1393. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(00\)00128-4](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(00)00128-4)
- Stepek, G., Buttle, D., Duce, I. & Behnke, J. (2006). Human gastrointestinal nematode infections: are new control methods required?. *International Journal of Experimental Pathology*, 87(5), 325-341. doi: 10.1111/j.1365-2613.2006.00495.x
- Taylor, MA., Coop, RL., & Wall, RL. (2007). *Veterinary Parasitology*. 3ra ed. Blackwell Publishing. ISBN: 978-1-4051-1964-1
- Tobar, K. (2023). *Prevalencia de endoparásitos entéricos zoonóticos de caninos en sectores rurales mediante análisis coprológico* [Tesis de grado]. Repositorio institucional de la Universidad Politécnica Salesiana. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/25014>
- Traub, J., Robertson, D., Irwin, P., Mencke, N. & Thompson, A. (2002). The role of dogs in transmission of gastrointestinal parasites in a remote tea-growing community in northeastern India. *American journal of tropical medicine and hygiene*, 67(5), 539-545. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2002.67.539>
- Tuasa, C. (2015). “*Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales Zoonóticos De Caninos en tres parques turísticos de la Ciudad de Ambato*” [Tesis de pregrado]. Universidad Técnica de Ambato. <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/18365/1/Tesis%2030%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20339.pdf>
- Vélez, L., Reyes, K., Rojas, D., Calderón, M., Cruz, J. & Arcos, J. (2014). Riesgo potencial de parásitos zoonóticos presentes en heces caninas en Puerto Escondido, Oaxaca. *Salud Pública de México*, 56(6), 625-630. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0036-36342014000600012&lng=es&tlng=es.
- VerCauteren, K., Lavelle, M., Gehring, T. & Landry, J. (2012). Cow dogs: Use of livestock protection dogs for reducing predation and transmission of pathogens from wildlife to cattle, *Applied Animal Behaviour Science*, 140(3-4), 128-136. <https://doi.org/10.1016/j.applanim.2012.06.006>
- Yu, Z., Ruan, Y., Zhou, M., Chen, S., Zhang, Y., Wang, L., Zhu, G. & Yu, Y. (2018). Prevalence of intestinal parasites in companion dogs with diarrhea in Beijing, China,

and genetic characteristics of *Giardia* and *Cryptosporidium* species. *Parasitology Research*, 117(1), 35-43. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7088013/>

Zambrano, A. (2019). *Prevalencia de Toxocara canis en perros menores de 6 semanas de edad y su relación con sus madres en el distrito de Víctor Larco-Trujillo* [Tesis de grado]. Repositorio Digital de la Universidad Privada Antenor Orrego. <https://n9.cl/1wshe>

Zevallos, J. (2020). *Apuntes sobre el perro peruano sin pelo y otros perros del Perú*. Proyecto Qhapaq Ñan. <https://qhapaqnan.cultura.pe/sites/default/files/articulos/ApuntesPerroPeruano.pdf>

Zhunio, M. (2022). *Prevalencia de helmintos intestinales zoonóticos de origen canino (Canis lupus familiaris) mediante análisis coprológico* [Tesis de grado]. Repositorio institucional de la Universidad Politécnica Salesiana. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/23498>

11. Anexos.

Anexo 1. Perros “Ganachos”



Anexo 2. Recolección de muestras fecales.



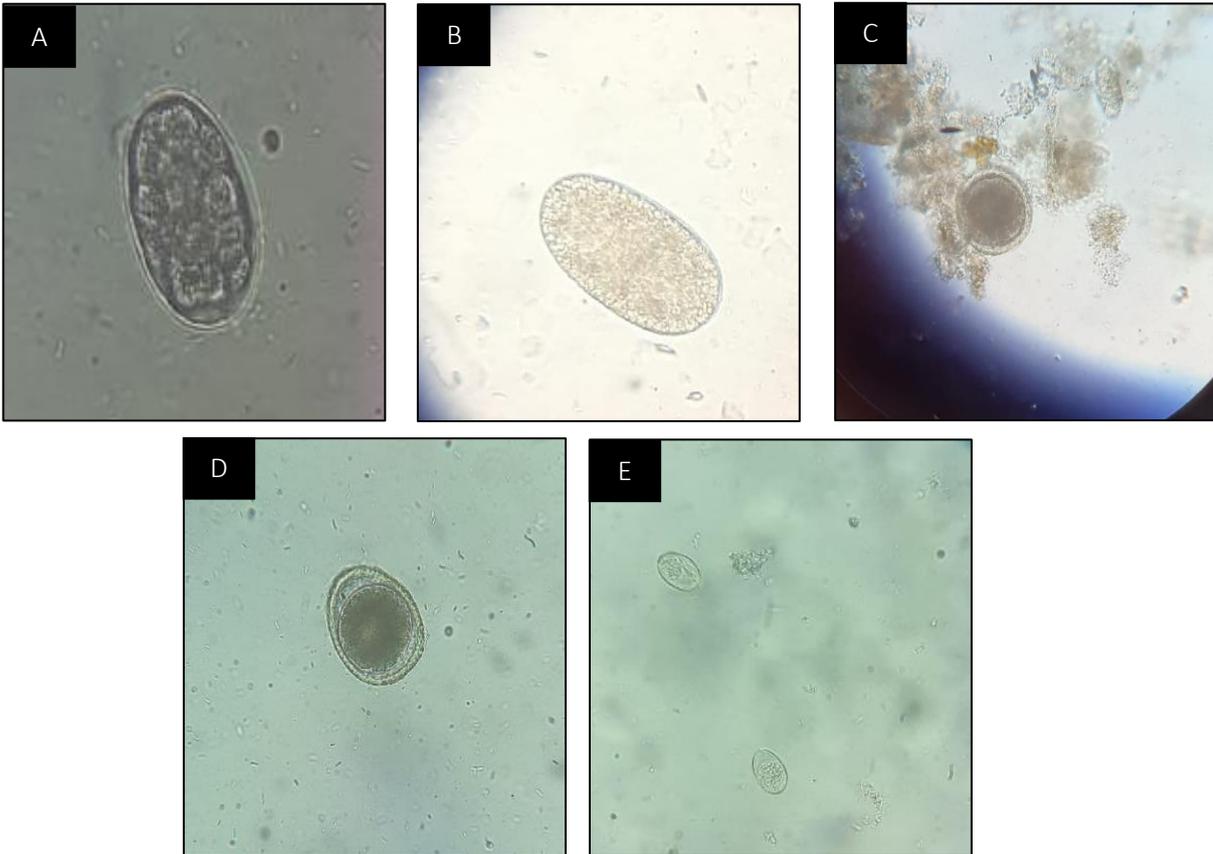
Anexo 3. Técnica de flotación.



Anexo 4. Cultivo larvario.



Anexo 5. Huevos de parásitos. A. huevos de *Ancylostoma* spp., B. huevos de *Strongyloides* spp., C huevo de *Toxocara* spp., D. huevo de *Ascaris* spp, E. ooquistes de *Isospora* spp. Vista de microscopio 40x.



Anexo 6. Larvas de parásitos. Derecha: larva de *Ancylostoma* spp., Izquierda Larva de *Strongyloides* spp.



Anexo 7. Organización de datos

Muestra	Nombre	Parroquia	Cantón	Edad	Sexo	Alimentación	Agua	Animales	Flotación	Cultivo	Parásito
Y1	NEGRA	purunuma	Gonzanamá	Adulto	Hembra	Mixta	Potable	Aves	Positivo	no	Ancylostoma
Y2	BEBÉ NEGRA	purunuma	Gonzanamá	Cachorro	Macho	Mixta	Potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y3	Niño	Garza real	Zapotillo	Adulto	Macho	Desperdicios	No potable	Aves y gatos	Negativo	no	Nada
Y4	BIMBA	Garza real	Zapotillo	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves y bovinos	Positivo	no	Strongyloides
Y5	Estrella	Limones	Zapotillo	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y6	Guanipa	Limones	Zapotillo	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y7	Celosa	Limones	Zapotillo	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y8	Negro	Limones	Zapotillo	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y9	Guardian	Limones	Zapotillo	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Aves	Negativo	no	Nada
Y10	MOSCO	Bella maria	Calvas	Adulto	Macho	Mazamorra	Potable	Aves y cabras	Positivo	si	Strongyloides
Y11	CAPITÁN	Bella maria	Calvas	Adulto	Macho	Mazamorra	Potable	Aves y cabras	Negativo	no	Nada
Y12	SIRI	Catacocha	Paltas	Adulto	Hembra	Desperdicios	No potable	Cabras	Positivo	si	Strongyloides
Y13	Gateado	Bella Maria	Calvas	Adulto	Macho	Mazamorra	Potable	Aves y cabras	Negativo	no	Nada
Y14	AVISPA	Catacocha	Paltas	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Cabras	Negativo	no	Nada
Y15	Gaby	Chile	Calvas	Adulto	Hembra	Mixta	No potable	Cabras	Positivo	si	Strongyloides
Y16	Negra	Chile	Calvas	Adulto	Hembra	Mixta	No potable	Cabras	Positivo	si	Strongyloides
Y17	capitán	Utuaña	Calvas	Cachorro	Macho	Mazamorra	No potable	Aves y cerdos	Positivo	si	xocara y ancylostoma
Y18	luna			Adulto	Hembra	Desperdicios	Potable	Vacas y aves	Positivo	si	Strongyloides
Y19	azul	Utuaña	Calvas	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves y cerdos	Positivo	si	Strongyloides
Y20	húli	Utuaña	Calvas	Adulto	Hembra	Desperdicios	No potable	Aves	Positivo	si	Strongyloides
Y21	blanca	Utuaña	Calvas	Adulto	Hembra	Mazamorra	No potable	Aves y cerdos	Negativo	no	Nada
Y22	Fito	Yamana	Paltas	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Cabras	Positivo	no	Strongyloides
Y23	tonny	Yamana	Paltas	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Cabras	Positivo	no	Acaris
Y24	Negra	Casanga	Paltas	Adulto	Hembra	Mixta	No potable	Cabras	Positivo	si	Ancylostoma
Y25	Negra	Casanga	Paltas	Adulto	Hembra	Desperdicios	No potable	Vacas y cabras	Positivo	no	Ascaris
Y26	OSO	mangaurco	Zapotillo	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Cabras	Positivo	si	Ancylostoma
Y27	oso 2	Mangaurco	Zapotillo	Adulto	Macho	Mazamorra	No potable	Cabras	Negativo	si	Ancylostoma

CERTIFICADO DE TRADUCCIÓN

Yo, **Nathali del Cisne Cuenca Collaguazo**, con cédula de Identidad **1105775330**, como *Licenciada en Ciencias de la Educación Mención Idioma Inglés*, certifico que este documento de resumen del **Trabajo de Integración Curricular: Determinación de la presencia de parásitos gastrointestinales en perros "Ganacho" en el bosque seco de la provincia de Loja**, de autoría del **Srta. Yuleydi Abigail Saraguro Guamán** con C.I. **1719152579**, de la Carrera de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional de Loja, es una versión correcta de traducción literal del español al inglés. También, se certifica la fidelidad de la traducción más no se asume responsabilidad por la autenticidad o el contenido del documento en la lengua de origen.

Es todo cuanto puedo certificar en honor a la verdad y autorizo hacer uso del presente certificado de la manera ética en lo que a sus intereses convenga.

Jueves, 25 de abril del 2024.

Mg. Nathali del Cisne Cuenca Collaguazo

NRO. De registro SENESCYT de Titulaciones:

1008-2018-1987008 - 7241178977

TELF. 07 211 2044

CEL. 0981207483

EMAIL: nathali161994@hotmail.com