



**ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO**  
**SEDE MORONA SANTIAGO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS**  
**CARRERA ZOOTÉCNIA**

**“ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA PREVALENCIA  
PARASITARIA (ENDOPARÁSITOS-ECTOPARÁSITOS) EN  
BOVINOS EN 3 PARROQUIAS DEL CANTÓN MORONA”**

**Trabajo de Integración Curricular**

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

**INGENIERO ZOOTECNISTA**

**AUTOR:**

**JULIO CESAR LOJA ILLESCAS**

Macas – Ecuador

2024



**ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DE CHIMBORAZO**  
**SEDE MORONA SANTIAGO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS**  
**CARRERA ZOOTÉCNIA**

**“ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA PREVALENCIA  
PARASITARIA (ENDOPARÁSITOS-ECTOPARÁSITOS) EN  
BOVINOS EN 3 PARROQUIAS DEL CANTÓN MORONA”**

**Trabajo de Integración Curricular**

Tipo: Proyecto de Investigación

Presentado para optar al grado académico de:

**INGENIERO ZOOTECNISTA**

**AUTOR: JULIO CESAR LOJA ILLESCAS**

**DIRECTOR: ING. JOSÉ LUIS CARRASCO POMA**

Macas – Ecuador

2024

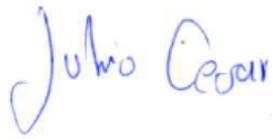
© 2024, Julio Cesar Loja Illescas

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, Julio Cesar Loja Illescas, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que proviene de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor sumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Integración Curricular, el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Macas, 3 de diciembre de 2024.

A handwritten signature in blue ink that reads "Julio Cesar". The signature is written in a cursive style.

**Julio Cesar Loja Illescas**

**140094448-5**

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**SEDE MORONA SANTIAGO**  
**FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS**  
**CARRERA ZOOTECNIA**

El Tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular, Tipo: Proyecto de Investigación, “**ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA PREVALENCIA PARASITARIA (ENDOPARÁSITOS-ECTOPARÁSITOS) EN BOVINOS EN 3 PARROQUIAS DEL CANTÓN MORONA**”, realizado por el señor **JULIO CESAR LOJA ILLESCAS**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal de Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos y legales; en tal virtud el Tribunal autoriza su presentación.

	<b>FIRMA</b>	<b>FECHA</b>
Ing. Manuel María Fiallos Ramos Mgs. <b>PRESIDENTE DEL TRIBUNAL</b>		2024-12-03
Ing. José Luis Carrasco Poma Mgs. <b>DIRECTOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>		2024-12-03
Ing. Geovanny Marco Soldado Soldado Mgs. <b>ASESOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR</b>		2024-12-03

## **DEDICATORIA**

Quiero dedicar el presente trabajo a Dios quien me ha guiado y permitido alcanzar esta meta académica. De igual manera a mi madre, quien ha sido mi apoyo incondicional y fuente de inspiración durante mi trayectoria universitaria, a mi hermano Carlos, quien ha sido un ejemplo constante de superación y dedicación. A todos ellos, gracias por ser parte fundamental de mi éxito.

**Julio**

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco profundamente a Dios, quien me ha guiado y permitido alcanzar esta meta académica. Expreso mi más sincero agradecimiento a mi madre María Illescas, quien ha sido mi apoyo incondicional y fuente de inspiración durante mi trayectoria universitaria, su amor y dedicación han sido fundamental para mi éxito, también quiero agradecer a mi hermano Carlos Loja, quien ha sido un ejemplo constante de superación, su confianza en mí ha sido un motivador constante, y su apoyo ha sido invaluable en momentos de duda y desafío. Finalmente, quiero agradecer a todos aquellos que han contribuido de alguna manera a la realización de esta tesis. Su apoyo y colaboración han sido fundamentales para el éxito de este proyecto.

**Julio**

## ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS.....	xi
ÍNDICE DE ILUSTRACIONES.....	XIIIii
ÍNDICE DE ANEXOS .....	XIIIii
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT.....	xv
INTRODUCCIÓN.....	1

### CAPITULO I

1.	PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN .....	2
1.1.	Planteamiento del problema.....	2
1.2.	Limitaciones y delimitaciones .....	2
1.2.1.	<i>Limitaciones</i> .....	2
1.2.2.	<i>Delimitantes</i> .....	3
1.3.	Objetivos .....	3
1.3.1.	<i>Objetivo General</i> .....	3
1.3.2.	<i>Objetivos Específicos</i> .....	3
1.4.	Justificación .....	3
1.4.1.	<i>Justificación Teórica</i> .....	3
1.4.2.	<i>Justificación Metodológica</i> .....	4
1.4.3.	<i>Justificación Práctica</i> .....	4
1.5.	Hipótesis.....	5
1.5.1.	<i>Hipótesis Alternativa</i> .....	5
1.5.2.	<i>Hipótesis Nula</i> .....	5

### CAPÍTULO II

2.	MARCO TEORICO .....	6
2.1.	Antecedentes investigativos .....	6

<b>2.2.</b>	<b>Parásitos</b> .....	7
<b>2.3.</b>	<b>Clasificación</b> .....	7
<b>2.4.</b>	<b>Parasitismo</b> .....	8
<b>2.4.1.</b>	<b>Endoparasitos</b> .....	8
2.4.1.1.	<i>Helmmintos</i> .....	8
2.4.1.2.	<i>Bunostumun phlebotomun</i> .....	8
2.4.1.3.	<i>Cooperia spp</i> .....	10
2.4.1.4.	<i>Haemonchus spp</i> .....	12
2.4.1.5.	<i>Oesophagostomun spp</i> .....	14
2.4.1.6.	<i>Ostertagia spp</i> .....	15
2.4.1.7.	<i>Toxacara vitulorum</i> .....	17
2.4.1.8.	<i>Trichostrongylus spp</i> .....	18
<b>2.4.2.</b>	<b>Ectoparásitos</b> .....	20
2.4.2.1.	<i>Sarna</i> .....	20
2.4.2.2.	<i>Pedículos</i> .....	20
2.4.2.3.	<i>Garrapatas</i> .....	21
2.4.2.4.	<i>Nuche</i> .....	21
<b>2.4.3.</b>	<b>Factores que predisponen la presencia y desarrollo de parásitos</b> .....	21
2.4.3.1.	<i>Factor climático</i> .....	22
2.4.3.2.	<i>Higiene</i> .....	22
<b>2.4.4.</b>	<b>Impacto producido y económico</b> .....	22
2.4.4.1.	<i>Daños directos</i> .....	22
2.4.4.2.	<i>Daños indirectos</i> .....	23
<b>2.4.5.</b>	<b>Manejo de pastizales</b> .....	23
<b>2.4.6.</b>	<b>Prevención y control de parásitos</b> .....	24
2.4.6.1.	<i>Características de los antiparasitarios</i> .....	24
2.4.6.2.	<i>Tratamiento farmacológico</i> .....	26
<b>2.5.</b>	<b>Técnicas de laboratorio</b> .....	29
<b>2.5.1.</b>	<b>Técnica directa</b> .....	29
2.5.1.1.	<i>Procedimiento</i> .....	30
<b>2.5.2.</b>	<b>Técnica de flotación</b> .....	30
2.5.2.1.	<i>Procedimiento</i> .....	30
<b>2.5.3.</b>	<b>Técnica de faust</b> .....	31
2.5.3.1.	<i>Procedimiento</i> .....	31
<b>2.5.4.</b>	<b>Técnica de sedimentación</b> .....	32
2.5.4.1.	<i>Procedimiento</i> .....	32

2.5.5.	<i>Técnica de Graham</i> .....	33
2.5.5.1.	<i>Procedimiento</i> .....	33
2.5.6.	<i>Técnica de Mc Master</i> .....	33
2.5.6.1.	<i>Procedimiento</i> .....	34

### CAPITULO III

3.	<b>MARCO METODOLÓGICO</b> .....	35
3.1.	<b>Localización y duración del experimento</b> .....	35
3.2.	<b>Materiales y equipos</b> .....	36
3.2.1.	<i>Materiales de campo</i> .....	36
3.2.2.	<i>Materiales de oficina</i> .....	37
3.2.3.	<i>Materiales de laboratorio</i> .....	37
3.3.	<b>Tratamiento y diseño experimental</b> .....	37
3.4.	<b>Análisis estadísticos y pruebas de significancia</b> .....	38
3.5.	<b>Unidades experimentales</b> .....	38
3.6.	<b>Prevalencia</b> .....	39
3.7.	<b>Procedimiento</b> .....	39
3.7.1.	<i>Toma de muestras de heces</i> .....	39
3.7.2.	<i>Método de flotación en solución de NaCl</i> .....	40
3.7.3.	<i>Método de Mc Master</i> .....	41

### CAPITULO IV

4.	<b>MARCO DE ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS</b> .....	43
4.1.	<b>Análisis descriptivo de la identificación de ectoparásitos en bovinos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro</b> .....	43
4.2.	<b>Análisis descriptivo de la identificación de endoparásitos en bovinos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro</b> .....	44
4.3.	<b>Prevalencia de nematodos</b> .....	47
4.4.	<b>Prevalencia de asociación de nematodos y trematodos</b> .....	48
4.5.	<b>Infección en función del sexo del bovino</b> .....	52

<b>4.6.</b>	<b>Prevalencia parasitaria según su procedencia.....</b>	<b>53</b>
<b>4.7.</b>	<b>Profilaxis.....</b>	<b>54</b>

## **CAPITULO V**

<b>5.</b>	<b>CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....</b>	<b>57</b>
<b>5.1.</b>	<b>Conclusiones.....</b>	<b>57</b>
<b>5.2.</b>	<b>Recomendaciones.....</b>	<b>57</b>

## **BIBLIOGRAFÍA**

## **ANEXOS**

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 2-1:</b> Principales agentes etiológicos en bovinos. ....	7
<b>Tabla 2-2:</b> Tabla taxonómica <i>Bunostumun phlebotomun</i> .....	9
<b>Tabla 2-3:</b> Tabla taxonómica <i>Cooperia spp</i> .....	10
<b>Tabla 2-4:</b> Tabla taxonómica <i>Haemonchus</i> .....	12
<b>Tabla 2-5:</b> Tabla taxonómica <i>Oesophagostomum spp</i> .....	14
<b>Tabla 2-6:</b> Tabla taxonómica <i>Ostertagia</i> .....	15
<b>Tabla 2-7:</b> Tabla taxonómica <i>Toxacara vitulorum</i> .....	17
<b>Tabla 2-8:</b> Tabla taxonómica <i>Trichostrongylus spp</i> .....	18
<b>Tabla 3-1:</b> Parámetros geográficos de las parroquias Macas, General Proaño, San Isidro .....	35
<b>Tabla 3-2:</b> Número de muestras por parroquias. ....	39
<b>Tabla 4-1:</b> Prevalencia de ectoparásitos en bovinos en Macas, General Proaño, San Isidro .....	43
<b>Tabla 4-2:</b> Identificación y clase de parásito .....	44
<b>Tabla 4-3:</b> Tabla de casos positivos y negativos según el sexo y edad de los animales. ....	45
<b>Tabla 4-4:</b> Prevalencia de casos positivos y negativos .....	46
<b>Tabla 4-5:</b> Prevalencia de nematodos y trematodos.....	46
<b>Tabla 4-6:</b> Prevalencia de nematodos y trematodos.....	52
<b>Tabla 4-7:</b> Prevalencia de nematodos y trematodos.....	54

## ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

<b>Ilustración 2-1:</b> Huevo del parásito <i>Bunostomum spp</i> .....	10
<b>Ilustración 2-2:</b> Huevo del parásito <i>Cooperia spp</i> .....	12
<b>Ilustración 2-3:</b> Huevo del parásito <i>Haemonchus spp</i> .....	14
<b>Ilustración 2-4:</b> Huevo del parásito <i>Oesophagostomum spp</i> .....	15
<b>Ilustración 2-5:</b> Huevo del parásito <i>Ostertagia spp</i> .....	16
<b>Ilustración 2-6:</b> Huevo del parásito <i>Toxacara vitulorum</i> .....	18
<b>Ilustración 3-1:</b> Mapa de las parroquias.....	36
<b>Ilustración 4-1:</b> Presencia de <i>Dermatobia Hominis</i> en bovinos en Macas, General Proaño, San Isidro.....	43
<b>Ilustración 4-2:</b> Prevalencia de nematodos en bovinos por especie.....	47
<b>Ilustración 4-3:</b> Prevalencia de asociación de nematodos y trematodos en bovinos por especie.....	49
<b>Ilustración 4-4:</b> Resultados de laboratorio de la prevalencia de nematodos en bovinos.....	50
<b>Ilustración 4-5:</b> Resultados de laboratorio de la prevalencia de trematodos en bovinos.....	51
<b>Ilustración 4-6:</b> Resultados de laboratorio de la prevalencia de nematodos y trematodos en bovinos.....	52
<b>Ilustración 4-7:</b> Animales no infectados e infectados según el sexo en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro.....	53
<b>Ilustración 4-8:</b> Prevalencia de parásitos en casos positivos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro.....	54

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>ANEXO A:</b> TOMA DE MUESTRAS DEL RECTO DEL BOVINO Y ALMACENAMIENTO	6
<b>ANEXO B:</b> HOJA DE DATOS DE CAMPO .....	6
<b>ANEXO C:</b> HOJA DE LABORATORIO .....	7
<b>ANEXO D:</b> METODO DE FLOTACIÓN .....	7
<b>ANEXO E:</b> METODO DE MC MASTER .....	7

## RESUMEN

En la Amazonía ecuatoriana, la ganadería es fundamental para la economía de los pequeños productores, pero enfrenta desafíos significativos como el manejo inadecuado de potreros y la falta de calendarios de desparasitación. El uso empírico de técnicas y drogas sin control ni registro ha generado un falso sentido de seguridad, lo que, sumado a la falta de diagnóstico certero y el uso inadecuado de antiparasitarios, está provocando resistencia y volviéndose un problema grave. Por lo tanto, es crucial mejorar el manejo y control de la sanidad animal para asegurar la sostenibilidad de la ganadería en la región. En este contexto, se realizó una investigación para determinar la prevalencia parasitaria en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro del cantón Morona. Se recolectaron muestras de heces de 371 animales, y en el laboratorio se implementaron las técnicas de flotación con solución salina y McMaster. Los resultados mostraron que 183/371 hembras y 33/371 machos fueron casos positivos. Los helmintos con mayor prevalencia pertenecieron al tipo nematodo, siendo *Bunostomum phlebotomum* (21.18%) y *Toxacara vitulorum* (19.21%) los más comunes. La asociación de nematodos y trematodos con mayor prevalencia fue *Bunostomum phlebotomum*-*Fasciola hepatica* (24.49%). En conclusión, se recomienda la implementación de estudios coproparasitarios para tratar de forma específica a los parásitos y mejorar la sanidad animal en la región.

**Palabras clave:** <PREVALENCIA>, <PARASITOSIS>, <BUNOSTOMUM PHLEBOTOMUM>, <TOXOCARA VITULORUM>, <MÉTODO DE FLOTACIÓN>.

0005-DBRAI-UPT-2025  
06-01-2025



## ABSTRACT

In the Ecuadorian Amazon, cattle ranching is fundamental to the economy of small farmers, but faces significant challenges such as inadequate pasture management and lack of deworming schedules. The empirical use of techniques and drugs without control or registration has generated a false sense of security, which, added to the lack of accurate diagnosis and inadequate use of antiparasitics, is causing resistance and becoming a serious problem. Therefore, it is crucial to improve the management and control of animal health to ensure the sustainability of livestock farming in the region. In this context, an investigation was carried out to determine the parasitic prevalence in the parishes of Macas, General Proaño and San Isidro in Morona canton. Fecal samples were collected from 371 animals, and saline flotation and McMaster techniques were implemented in the laboratory. The results showed that 183/371 females and 33/371 males were positive cases. The helminths with the highest prevalence belonged to the nematode type, with *Bunostomum phlebotomum* (21.18%) and *Toxocara vitulorum* (19.21%) being the most common. The nematode and trematode association with the highest prevalence was *Bunostomum phlebotomum*-*Fasciola hepatica* (24.49%). In conclusion, the implementation of coproparasitic studies is recommended to specifically treat parasites and improve animal health in the region.

**Key words:** <PREVALENCE>, <PARASITOSIS>, <BUNOSTOMUM PHLEBOTOMUM>, <TOXOCARA VITULORUM>, <FLOATING METHOD>.



SILVIA ELIZABETH CARDENAS SÁNCHEZ

C.I. 0603927351

## INTRODUCCIÓN

La ganadería es un sector fundamental en la economía de los países de América Latina tropical, caracterizado por la ocupación de una proporción significativa de tierras con potencial productivo, lo que la convierte en una fuente importante de generación de empleo y producción de alimentos para la población en general. Sin embargo, la actividad ganadera en esta región se ve afectada por la presencia de una variedad de enfermedades parasitarias que afectan a los bovinos, lo que representa un desafío importante para la producción y la rentabilidad de la actividad (Cellan, 2010, p. 2).

La parasitosis por lo general reduce la eficiencia productiva o el desarrollo de la función zootécnica que desempeña, por esta causa, los parásitos son responsables de que los bovinos disminuyan su aptitud cárnica. Por la falta de asesoramiento técnico, muchos ganaderos que se dedican a la crianza de bovinos, desconociendo del manejo basándose en un calendario de desparasitación anual (Fernández *et al.*, 2015 p. 16).

El control tradicional de la parasitosis interna en el ganado mediante medicamentos antiparasitarios químicos presenta inconvenientes como el gasto adicional en costos de producción y la generación de resistencia en los parásitos, lo que reduce la eficacia de los tratamientos y obliga a buscar alternativas más costosas. El uso prolongado de estos productos químicos conduce a una disminución significativa en la efectividad de los tratamientos, lo que se convierte en un problema grave para los productores ganaderos (Santillán, 2012, p. 8).

La evolución progresiva de la resistencia parasitaria a nivel global ha puesto de manifiesto que los antiparasitarios son un recurso esencial, pero limitado y no renovable, en la lucha contra las infestaciones parasitarias. A medida que la resistencia continúa propagándose y persistiendo en las poblaciones parasitarias, se reduce la eficacia de estos medicamentos, lo que plantea un desafío significativo para el control y la prevención de las enfermedades parasitarias (FAO, 2003, p. 3).

En las últimas cuatro décadas, el avance en el desarrollo de acaricidas, insecticidas y antihelmínticos ha proporcionado a los productores agrícolas una variedad de herramientas efectivas para controlar plagas y enfermedades. Sin embargo, la eficacia y la baja toxicidad de estos productos han generado una falsa sensación de seguridad, llevando a los pequeños productores a confiar en su uso sin la debida supervisión profesional ni diagnóstico preciso (Nari *et al.*, 2003 p. 12).

# CAPÍTULO 1

## 1. PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

### 1.1. Planteamiento del problema

En la Amazonia Ecuatoriana el 82% de las tierras agrícolas se dedican al pastoreo debido a que la ganadería es uno de los sectores más importantes para la economía de los pequeños productores (Alemán *et al.*, 2020 p. 2).

La ganadería en la región amazónica del Ecuador se afectada por un deficiente manejo de los potreros utilizados para la alimentación de bovinos, ausencia de calendarios de desparasitación (Ríos y Benítez, 2015 p. 410).

Siendo una de las causas de estas deficiencias el manejo con técnicas empíricas sin control, ni registro del área de sanidad animal, todas estas características, agregadas a una disminución de toxicidad en los más modernos grupos químicos, crearon un falso sentido de seguridad en el pequeño productor, quién sustituye el diagnóstico y el asesoramiento profesional, por la casi exclusiva utilización de drogas (FAO, 2003 p. 3).

Además, la ausencia de un diagnóstico adecuado impide la identificación precisa de la especie parasitaria y su sensibilidad a los antiparasitarios, lo que puede llevar a un tratamiento inadecuado y a la perpetuación del ciclo de resistencia. Por lo tanto, es fundamental implementar un enfoque de diagnóstico y tratamiento integral que incluya la identificación precisa de los parásitos, la determinación de su sensibilidad a los antiparasitarios y el uso racional de estos medicamentos para evitar la generación de resistencia y garantizar la eficacia de los tratamientos (Vega, 2021, p. 2).

### 1.2. Limitaciones y delimitaciones

#### 1.2.1. Limitaciones

Las limitaciones que se presentan en la siguiente investigación por una parte es la accesibilidad al muestreo y tiempo de almacenamiento de las muestras; factores que pueden alterar los resultados al determinar la prevalencia parasitaria en los bovinos.

Por otra parte, la conservación de las muestras debe cumplir con las condiciones adecuadas como mantener una cadena de frío para asegurar que las muestras se encuentren en un estado óptimo, así mismo evitar la presencia de oxígeno en las muestras, factor que promueve la eclosión de los huevos y compromete los resultados en la determinación de los parásitos.

### ***1.2.2. Delimitantes***

En el estudio realizado, se determinaron los diversos parásitos que predominaban en bovinos de las parroquias San Isidro, Macas y General Proaño del cantón Morona. Para ello, se utilizaron dos métodos: a. un método cualitativo de flotación, que permitió identificar la presencia de parásitos en las muestras; b. un método cuantitativo de McMaster, que permitió determinar la cantidad de parásitos presentes en las muestras. Gracias a estos métodos, se logró identificar los parásitos que afectaban con mayor frecuencia a los bovinos en la zona de estudio y diagnosticar de manera más eficiente. El estudio se llevó a cabo en un trabajo de campo de 28 días.

## **1.3. Objetivos**

### ***1.3.1. Objetivo general***

Determinar la prevalencia parasitaria de endoparásitos y ectoparásitos en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona.

### ***1.3.2. Objetivos específicos***

- Determinar el porcentaje de endoparásitos y ectoparásitos en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona, en relación del sexo del animal.
- Determinar la prevalencia parasitaria de endoparásitos y ectoparásitos con relación a la asociación parasitaria en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona.
- Determinar la profilaxis para el control de especies parasitarias en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona.

## **1.4. Justificación**

### ***1.4.1. Justificación teórica***

La especie bovina representa una fuente importante de ingresos en el sector agropecuario, debido a un deficiente manejo sanitario sumado a la crianza extensiva aumenta las enfermedades parasitarias internas y externas que infieren gravemente sobre los índices productivos como muerte de los animales susceptibles, disminución en la ganancia de peso, disminución en parámetros reproductivos o graves pérdidas en la producción lechera y estado general del animal (Abdala, Larriestra y Signorini, 2020 p. 118).

Los productores utilizan desparasitantes de amplio espectro y el uso excesivo de estos puede llevar al desarrollo de condiciones no deseadas, favoreciendo a la resistencia parasitaria, para poder resolver la problemática es necesario la identificación del parásito y un diagnóstico oportuno ayudando a la prevención de enfermedades, tratamiento efectivo y control de brotes parasitarios (Abdala, Larriestra y Signorini, 2020 p. 118).

#### ***1.4.2. Justificación metodológica***

La identificación y tratamientos de patologías parasitarias es un factor determinante en la producción bovina. Un tratamiento adecuado será influenciado por el tipo y la cantidad de parásitos presentes en la población. Por este motivo, la determinación de los parásitos se realizó a partir de 2 métodos: a. cualitativo (flotación); b. cuantitativa (McMaster).

Para la prueba de flotación se preparó sacarosa y NaCl en proporciones de 75g azúcar/sal en 250 ml de agua destilada, tomando 2g de heces en un vaso de precipitación, colocando 28 ml de la solución sobresaturada sacarosa o glucosa se la homogeneiza, se la tamizó para colocarla en un tubo de ensayo dejando reposar durante 15 minutos, encima del tubo se colocó un porta objeto con la finalidad de que por gravedad los huevos de parásitos asciendan para ser observados en el microscopio (Chávez et al., 2020 p. 48).

Para la prueba de McMaster, se pesan 4g de materia fecal y se agregan 60ml de solución salina saturada, se desmenuzan y filtran las heces, se mezcla homogéneamente y se retiran 2ml para llenar las cámaras de recuento. Después de 5 minutos, se examina la sub-muestra bajo un microscopio para contar los huevos de parásitos presentes, permitiendo la flotación de los huevos y la sedimentación de los detritos. (Casado et al., 2020 p. 4).

#### ***1.4.3. Justificación práctica***

En términos generales, la patología parasitaria disminuye la eficiencia productiva o el desarrollo de la función zootécnica que desempeña, debido a esto, los parásitos son los responsables de que los bovinos disminuyan su aptitud cárnica. Por la falta de asesoramiento técnico, muchos ganaderos que se dedican a la crianza de bovinos, desconociendo del manejo basándose en un calendario de desparasitación anual (Fernández et al., 2015 p. 14).

Es de esta manera que resalta la importancia de un diagnóstico clínico adecuado con el cual se puede dar el control apropiado a las diferentes afecciones parasitarias que perjudican al ganado bovino. El logro del diagnóstico correcto de una infección parasitaria depende de varios factores tales como, la recolección adecuada de muestras, en procedimiento y número, sumado al traslado en condiciones apropiadas al laboratorio, redundará en una mejor calidad diagnóstica (Fiel, Steffan y ferreyra 2011, p. 14).

Es crucial realizar un diagnóstico temprano en el ganado bovino para detectar la presencia de parásitos, ya que estos pueden causar daños irreversibles y afectar el funcionamiento de órganos vitales como el hígado, abomaso, intestinos y pulmones, o incluso atacar células sanguíneas en el caso de hemoparásitos, lo que puede resultar en pérdidas significativas para la salud y productividad del ganado (Camas 2023).

Hoy en día, los controles tienen como objetivo maximizar la salud de los rebaños, la productividad y el rendimiento económico del sistema de producción. Cualquier error en la aplicación puede ocasionar pérdidas económicas y reducción en el desarrollo del animal especialmente en los jóvenes pudiendo incluso causarle la muerte, de tal manera, que los medicamentos se administran una vez se determine el tipo de parásito con el fin de reducir al mínimo los efectos que estos producen (Rogerio, 2020).

## **1.5. Hipótesis**

### ***1.5.1. Hipótesis Alternativa***

**Ha:** Existe prevalencia parasitaria de endoparásitos y ectoparásitos en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona.

### ***1.5.2. Hipótesis Nula***

**H0:** No existe prevalencia parasitaria de endoparásitos y ectoparásitos en bovinos en 3 parroquias del cantón Morona.

## CAPÍTULO II

### 2. MARCO TEORICO

#### 2.1. Antecedentes investigativos

La ganadería bovina enfrenta diversos desafíos frente a la forma de producción, en lo que se relaciona con el manejo reproductivo, productivo y sanitario, para este último es necesario la identificación y un tratamiento eficaz el cual va a estar influenciado por el tipo y la cantidad de parásito presente en la población (Samaniego et al. 2022, p. 2).

Las afecciones producidas por los parásitos ya sean estos internos o externos van a variar de acuerdo con la carga parasitaria que posee el huésped en este caso los bovinos, sin embargo, el animal tiende a bajar su nivel de producción afectando significativamente los ingresos económicos del pequeño productor (Samaniego et al. 2022, p. 2).

Las enfermedades parasitarias constituyen un desafío significativo para la sanidad en las explotaciones ganaderas a nivel global, ya que afectan directamente la salud y el bienestar de los animales, provocando síntomas como diarrea, disminución del apetito, anemia de leve a severa y, en casos extremos, pueden ser mortales (Almada, 2012, p. 1-2).

El dueño de la ganadería tiende a atribuir las diarreas severas a la presencia de parásitos, por lo que, con el fin de controlarlas, utiliza desparasitantes de manera indiscriminada y excesiva, lo que conduce al desarrollo de resistencia a estos medicamentos y genera gastos económicos innecesarios (Anziani y Fiel, 2015 p. 39).

Para optimizar la productividad en ganaderías de cualquier tamaño, es esencial tener un conocimiento fundamental sobre los parásitos más comunes en una región específica, considerando factores ambientales y de manejo como el sistema de pastoreo, la densidad de animales, las prácticas sanitarias, la altitud y la dispersión de heces. Esto permitirá desarrollar programas efectivos de control de parásitos gastrointestinales en bovinos (Jara y Mosquera, 2020 p. 2).

De esta manera es necesario realizar un examen coproparasitario el cual definirá el tipo de parásito específico que afecta al ganado bovino para tratarlo de manera eficaz pues ocasionan pérdidas económicas ya que influyen sobre la producción y reproducción con incrementos en los costos asociados con su control (Almada, 2012, p. 1-2).

## 2.2. Parásitos

Un parásito es un organismo que vive en otro ser vivo, llamado huésped, y se nutre de él. Los parásitos pueden infectar el interior del cuerpo del huésped (parásitos internos) o afectar su piel y pelaje (parásitos externos). El huésped es el organismo del cual el parásito se alimenta y depende para su supervivencia (Isique, 2017, p. 3).

Dentro de los principales parásitos internos tenemos a los nematodos, las tenías, las coccidias, las fasciolas. La mayoría de los parásitos internos ponen huevos que salen del animal con las heces, depositándose así en los pastos, los animales se infestan cuando los ingieren con el pasto (Isique, 2017, p. 3).

## 2.3. Clasificación

Los parásitos internos más frecuentes y de mayor impacto económico en los bovinos son:

**Tabla 2-1:** Principales agentes etiológicos en bovinos.

<b>Tipo</b>	<b>Parasito</b>	<b>localización</b>
<b>Nematodo</b>	<i>Haemonchus spp</i>	Abomaso
	<i>Ostertagia ostertagi</i>	Abomaso
	<i>Trichostrongylus</i>	Abomaso
	<i>Cooperia</i>	Intestino delgado
	<i>Nematodirus</i>	Intestino delgado
	<i>Oesophagostomum</i>	Intestino delgado
	<i>Dictyocaulus viviparus</i>	Pulmones
<b>Trematodos</b>	<i>Fasciola Hepatica</i>	Higado
	<i>Paramphistomum</i>	Rúmen (Adulto) Intestino delgado (Larvas)
<b>Cestodos</b>	<i>Moniezia sp.</i>	Intestino delgado
	<i>Cisticercus bovis</i>	Musculo
<b>Protozoarios</b>	<i>Eimeria sp.</i>	Intestino delgado

Fuente: (Culcay 2019, p. 19)

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

## **2.4. Parasitismo**

El parasitismo es una forma de soma toxemia basada es una dependencia unilateral, en la cual uno de sus miembros, el parásito, se aloja transitoriamente o permanentemente en o sobre el hospedador con la finalidad de llevar a cabo sus funciones de nutrición, ontogenia y reproducción, produciéndole a este un daño (Berenguer 2007, p. 33).

### **2.4.1. Endoparasitos**

En los sistemas de producción ganadera que se llevan a cabo en pastizales, los parásitos internos que infectan a los bovinos constituyen una de las limitaciones más significativas para la eficiencia y rentabilidad de la producción (Fedegán 2019, p. 4).

#### *2.4.1.1. Helmmintos*

Los nematodos son seres vivos con un cuerpo lleno de fluido, recubierto por una capa externa de colágeno. Poseen células musculares organizadas en cuadrantes a lo largo del cuerpo, lo que les permite moverse en una forma ondulante. Tienen un sistema digestivo completo con boca y ano, y son organismos de sexo separado, con ciclos de vida que pueden ser directos o indirectos (Bowman, 2009, p. 15).

Estos han sido clasificados en cuatro grupos: Los platelmintos gusano planos, Nematelmintos o Nematodos gusanos redondos, Acantocéfalos gusanos de cabeza espinosa y los Anélidos gusanos segmentados. Estos parásitos se encuentran ampliamente distribuidas en diferentes zonas tropicales y subtropicales, en especial atacan animales jóvenes debido a su baja respuesta inmune (Culcay 2019, p. 20).

Cuando estas infestaciones se vuelven crónicas en ocasiones pueden producir grandes pérdidas económicas, que se mantienen ocultas en la productividad disminuida del rebaño (Culcay 2019, p. 21).

#### *2.4.1.2. Bunostumun phlebotomun*

Es un parásito nematodo que se encuentra en bovinos (*Bunostumun phlebotomum*), ovinos y caprinos (*Bunostomum trigonocephalum*). Se caracteriza por ser un gusano redondo que infecta a ruminantes y camélidos su distribución es mundial y sus lugares de predilección son

zonas cálidas y húmedas, en ocasiones se le encuentra en el huésped con otros parásitos intestinales provocando una infestación mixta (Astudillo, 2016, p. 27).

#### 2.4.1.2.1. Etiología

**Tabla 2-2:**Tabla taxonómica *Bunostumun phlebotomun*

<b>Descripción</b>	<b>Denominación</b>
<b>Phylum</b>	Nematodo
<b>Clase</b>	Secermentea
<b>Orden</b>	Strongylida
<b>Suborden</b>	Strongylina
<b>Familia</b>	Ancylostomidae
<b>Genero</b>	Bunostumun

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 387)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

#### 2.4.1.2.2. Morfología

Es un parasito nematodo que se encuentra en bovinos (*Bunostumun phlebotomum*), ovinos y caprinos (*Bunostomum trigonocephalum*). Se caracteriza por ser un gusano redondo que infecta a rumiantes y camélidos su distribución es mundial y sus lugares de predilección son zonas cálidas y húmedas, en ocasiones se le encuentra en el huésped con otros parásitos intestinales provocando una infestación mixta (Astudillo, 2016, p. 27).

Los parásitos que llegan a la etapa adulta miden entre 1-3 cm de longitud, son los gusanos más grueso presentes a nivel de intestino delgado, poseen una capsula bucal muy parecida a un embudo con dos placas agudas (Rodríguez Sigüencia y Juela Quintuña, 2016 p. 24).

Estos parásitos adultos se sujetan a la mucosa presente en el intestino en especial a nivel de yeyuno, los huevos se encuentran presentes con una envoltura delgada y poseen alrededor de 4 a 8 blastómeros llegan a medir unas 95 a 55 micras siendo observables en el microscopio con el lente de 10x (Rodríguez y Juela, 2016 p. 24).

#### 2.4.1.2.3. Ciclo biológico

El ciclo biológico es directo, la infestación se produce por vía cutánea u oral. En el primer caso hay migración hacia el corazón, pulmones y posterior deglución de las L4 hasta alcanzar el intestino, el periodo permanente es de dos meses (Cordero y Rojo 2002, p. 252).

#### 2.4.1.2.4. Síntomas

La parasitosis se caracteriza por anemia, hipoproteinemia, hipocolesterinemia y edemas, además de un cuadro diarreico intermitente. Los signos generales son dolores abdominal erizamiento del pelo, palidez de mucosas, postración y, a veces, muerte (Cordero y Rojo 2002, p. 252)



**Ilustración 2-1:** Huevo del parásito *Bunostumum spp*

**Realizado por:** Rodríguez, I., 2016

#### 2.4.1.3. *Cooperia spp*

Parásito intestinal que infesta a los rumiantes, su distribución es a nivel mundial y se puede encontrar en mayor abundancia en regiones tropicales y subtropicales. Las especies que va a afectar a los bovinos son: *Cooperia oncophora*, *Cooperia pectinata* y *Cooperia punctata* (Rodríguez y Juera, 2016 p. 26).

##### 2.4.1.3.1. Etiología

**Tabla 2-3:** Tabla taxonómica *Cooperia spp*

Descripción	Denominación
Phylum	Nematodo

---

<b>Clase</b>	Secermentea
<b>Orden</b>	Strongylida
<b>Suborden</b>	Strongylina
<b>Familia</b>	Trichostogyloidae
<b>Genero</b>	Cooperia

---

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 388)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

#### 2.4.1.3.2. Morfología

El parásito en cuestión se caracteriza por su coloración rojiza y tamaño de aproximadamente 10 mm de longitud. Morfológicamente, presenta una cabeza bulbosa debido a la presencia de una vesícula cefálica. Su superficie corporal exhibe estrías longitudinales con marcas transversales. Los huevos de este parásito tienen una forma característica, con paredes paralelas y dimensiones que oscilan entre 40 y 80 micras. La extremidad anterior del parásito presenta una forma cuadrada, mientras que el pedúnculo está rodeado por una vaina media y carece de estambres. Esta descripción sugiere que se trata de un parásito específico, probablemente un tipo de nematodo o trematodo (Rodríguez y Juela, 2016 p. 26).

#### 2.4.1.3.3. Ciclo biológico

El ciclo de vida del parásito en cuestión se caracteriza por una eliminación directa de huevos en fase de blástula, conteniendo un número variable de blastómeros (16-32), cuya excreción depende de la prolificidad del parásito y las condiciones del huésped. Una vez expulsados con las heces, bajo condiciones favorables, los huevos desarrollan larvas L1 que eclosionan en la masa fecal, experimentando dos mudas sucesivas para convertirse en larvas L2 y L3, que son infectantes y retienen la cutícula de las fases anteriores. Estas larvas L3 migran a la vegetación y permanecen allí hasta ser ingeridas por un huésped susceptible. El desarrollo de L3 ocurre en un plazo de 55-14 días en condiciones óptimas, aunque en entornos naturales puede extenderse hasta 3-4 meses (Cordero y Rojo 2002, p. 334).

#### 2.4.1.3.4. Síntomas

Los síntomas son enteramente característicos como pérdida del apetito y del peso corporal que puede llegar a un estado de enmaciación, laxitud, algunas veces se presenta edemas

submaxilares, así como una profunda diarrea acuosa que en algunos casos es de tipo intermitente (Pardo 2005, p. 41).



**Ilustración 2-2:** Huevo del parásito *Cooperia spp*

**Realizado por:** Rodríguez, I., 2016

#### 2.4.1.4. *Haemonchus spp*

Los parásitos redondos, similares a los mencionados anteriormente, están distribuidos globalmente, pero su impacto es más significativo en regiones templadas y húmedas. Estos parásitos afectan principalmente a los animales vacunos y suelen encontrarse en combinación con otros parásitos gastrointestinales en el momento de la infección (Rodríguez y Juela, 2016 p. 28).

El género que afecta a los bovinos se lo llama *Haemonchus placei* pero también se lo puede encontrar en otras especies, la enfermedad producida por este parásito se lo denomina hemoncosis o haemonchosis (Rodríguez y Juela, 2016 p. 28).

##### 2.4.1.4.1. Etiología

**Tabla 2-4:** Tabla taxonómica *Haemonchus*

Descripción	Denominación
<b>Phylum</b>	Nematodo
<b>Clase</b>	Secermentea
<b>Orden</b>	Strongylida
<b>Suborden</b>	Trichostrongylina
<b>Familia</b>	Trichostrongylidae
<b>Genero</b>	Haemonchus

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 388)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

#### 2.4.1.4.2. Morfología

El parásito adulto es de coloración rojiza, la medida del parásito es de 1 a 3 cm, la hembra es más grande que el macho llegando a medir hasta 3 cm, la coloración rojiza es debido a la sangre que ingieren estos parásitos, el útero de la hembra se envuelve alrededor del intestino, y presenta una forma de espiga alrededor de la vulva que es muy característico del parásito, lo que corresponde la cavidad bucal posee una cuchilla superior cuya función es de seccionar los tejidos del hospedador. Los huevos miden alrededor de 45 a 80 micras, en los machos adultos hay la presencia de espículas (Rodríguez y Juera, 2016 p. 28-29).

#### 2.4.1.4.3. Ciclo biológico

Posee un ciclo de vida biológico directo, los huevos son depositados por las hembras adultas y expulsados con las heces fecales a los pastizales, eclosionan y liberan la larva 1 (L1) que luego de 4 a 7 días se desarrollan a la larva 3 (L3) o larva infectante, son muy resistentes al frío, pero en climas húmedos y cálidos estas larvas infectantes pueden permanecer infecciosas durante varios meses (Culcay 2019, p. 28).

En el organismo del animal se desarrollan las larvas 4 (L4) tras ser ingeridas con las hojas de los pastos, pueden estar en estado latente en los tejidos del estómago para sobrevivir al frío a la estación seca, hasta cuando las condiciones ambientales sean favorables (Culcay 2019, p. 28)

#### 2.4.1.4.4. Síntomas

Esta enfermedad se distingue por anemia lo que genera una palidez de piel como de las mucosas en general, inflamación de la mucosa abomasal que causa una disminución en la ingesta y asimilación de alimentos produciendo diarreas y en casos más graves provoca la muerte del animal (Culcay 2019, p. 28)



### **Ilustración 2-3:** Huevo del parásito *Haemonchus spp*

**Realizado por:** Rodríguez, I., 2016

#### 2.4.1.5. *Oesophagostomun spp*

Se presenta en zonas cálidas, templadas y frías, muy común que se encuentren junto a otros parásitos gastrointestinales en la infección, pero en muchos de los casos este parásito no es el de mayor dominancia, el género de mayor importancia para los bovinos es de *Oesphagostomum radiatum* (Rodríguez y Juela, 2016 p. 30).

##### 2.4.1.5.1. Etiología

**Tabla 2-5:** Tabla taxonómica *Oesophagostomum spp*

<b>Descripción</b>	<b>Denominación</b>
<b>Phylum</b>	Nematodo
<b>Clase</b>	Chromadorea
<b>Orden</b>	Rhabditida
<b>Suborden</b>	Rhabditina
<b>Subfamilia</b>	Oesphagostominae
<b>Genero</b>	Oesphagostomum

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 388)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

##### 2.4.1.5.2. Morfología

Los parásitos adultos se encuentran en el intestino grueso miden 15.8 mm de largo son de color grisáceo a blanco, en la parte anterior del macho posee una vesícula cefálica y una vesícula cervical, los huevos poseen una capa muy delgada y miden de 60 a 100 micras (Rodríguez y Juela, 2016 p. 31).

##### 2.4.1.5.3. Ciclo biológico

Los huevos del parásito son expulsados junto con las heces, en las heces los huevos eclosionan a larva L1 en el primer día, eclosiona la L2 y que se alimenta. L3 se desarrolla en un lapso de 5 a 7 días. Los huéspedes se infectan por ingestión de L3 por el agua y en alimentos contaminados (Culcay 2019, p. 30).

El periodo prepatente es de 32 a 42 días. El pico de producción de huevos es entre la 6 y 10 semana y dura entre 1 a 4 semanas, luego declina y los adultos son eliminados, otros permanecen hasta 15 meses ) (Culcay 2019, p. 30).

#### 2.4.1.5.4. Síntomas

La presencia de este parásito en el sistema digestivo del huésped conlleva una serie de síntomas y signos clínicos adversos, destacando una alteración significativa en la absorción de líquidos y electrolitos, lo que resulta en la producción de heces acuosas, oscuras o con una fetidez intensa Además, se observa una marcada astenia, es decir, una debilidad generalizada, acompañada de una rápida pérdida de peso y condición corporal, lo que indica una emaciación progresiva (Bowman 2011, p. 177).



**Ilustración 2-4:** Huevo del parásito *Oesophagostomum spp*

**Realizado por:** Rodríguez, I., 2016

#### 2.4.1.6. *Ostertagia spp*

Su localización es el cuajar, tiene un color pardo por la sangre a medio digerir que se encuentra en el intestino. El tamaño de los machos es de 7-9 mm y el de las hembras es de 10-12 mm (Rodríguez y Juela, 2016 p. 32).

##### 2.4.1.6.1. Etiología

**Tabla 2-6:**Tabla taxonómica *Ostertagia*

Descripción	Denominación
<b>Phylum</b>	Nematodo
<b>Clase</b>	Secrementea
<b>Orden</b>	Strongylida
<b>Suborden</b>	Strongylina

<b>Familia</b>	Trichostrongylidae
<b>Genero</b>	Ostertagia

Fuente: (Quiroz 2013, p. 388)

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

#### 2.4.1.6.2. Morfología

Su tamaño de los machos es de 7 -9 mm y el de las hembras es de 10 – 12 mm. La bolsa copuladora está formada por nódulos laterales y dorsales y otros accesorios dorsales situado simétricamente a los laterales. Las hembras poseen la vulva protegida de una lengüeta o solapa muy fina. Las espículas del macho terminan en tres procesos en forma de gancho (Cordero y Rojo 2002, p. 238).

#### 2.4.1.6.3. Ciclo biológico

Las larvas infectantes de L3 se parecen a las de *Trichostrongylus spp* porque también pasan el invierno en los pastos del norte infectando así a los rumiantes durante el pastoreo a principio de la temporada. La ostertagiosis tipo 1 o de verano habitualmente tiene lugar en ganado vacuno joven en pastoreo. Los vermes maduran sin pasar primero por un cese de desarrollo (Bowman 2011, p. 159-161).

La Ostertagiosis tipo 2 o de invierno ocurre cuando las larvas que han permanecido latentes sin desarrollarse en otoño se vuelven metabólicamente activas una vez más y se desarrollan en adultos (Bowman 2011, p. 159-161).

#### 2.4.1.6.4. Síntomas

Produce abomasitis crónica en el ganado bovino, con una diarrea acuosa profusa, anemia e hipoproteinemia se puede manifestar clínicamente con edema submaxilar. El animal puede presentar debilidad y emaciación (Bowman 2011, p. 161).



**Ilustración 2-5:** Huevo del parásito *Ostertagia spp*

Realizado por: Rodriguez, I., 2016

#### 2.4.1.7. *Toxacara vitulorum*

La presencia de este parásito es más frecuente en regiones con climas cálidos y húmedos, tanto tropicales como subtropicales. Una vez que alcanza la madurez, se establece en el intestino delgado (Rodríguez y Juela, 2016 p. 34).

##### 2.4.1.7.1. Etiología

**Tabla 2-7:** Tabla taxonómica *Toxacara vitulorum*

<b>Descripción</b>	<b>Denominación</b>
<b>Phylum</b>	Nematodo
<b>Clase</b>	Secrementea
<b>Orden</b>	Ascarida
<b>Suborden</b>	Ascaridoide
<b>Familia</b>	Ascáride
<b>Genero</b>	Toxocara
<b>Especie</b>	Vitulorum

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 387)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

##### 2.4.1.7.2. Morfología

Este parásito tiene un ciclo de vida directo, lo que significa que no requiere un huésped intermedio. Los huevos se eliminan a través de las heces y, en un plazo de aproximadamente 15 días, las larvas alcanzan el estadio II mientras aún se encuentran dentro de los huevos. Estos huevos tienen la capacidad de infectar y contaminar los pastos. Pueden sobrevivir durante meses, pero son estos puede ser sensibles a la luz solar (Rodríguez y Juela, 2016 p. 34).

El macho mide 25 cm de largo por 5 mm de diámetro y la hembra 30 cm de largo por 6 mm de diámetro. La cutícula del cuerpo no es tan rígida como la de otros ascárides, es semitransparente por lo que los órganos vitales son visibles (Quiroz 2013, p. 401).

##### 2.4.1.7.3. Ciclo biológico

Tras ser ingeridas por el hospedador final, las larvas eclosionan en el intestino, atraviesan la pared intestinal, emigran a numerosos órganos (hígado, riñón, pulmones, etc) y finalmente

llegan al intestino delgado, donde completan su desarrollo y se reproducen. Algunas larvas migran a las glándulas mamarias, donde permanecen en estado latente hasta el final del embarazo. Después del parto, estas larvas pueden ser transmitidas a las crías a través del calostro o la leche producida durante las primeras tres semanas. Una vez en el cuerpo de la cría, las larvas se dirigen al intestino delgado, donde completan su desarrollo en aproximadamente tres semanas después del nacimiento (Junquera, 2017).

#### 2.4.1.7.4. Síntomas

Los terneros con fuerte toxocarosis presentan debilidad general, anemia y desarrollo deficiente, también trastornos digestivos con cólico, obstrucción o diarrea con un olor corporal característico a acetona o ácido butírico, si bien la enfermedad cesa a las pocas semanas con la expulsión espontánea de los vermes, los mismos pueden causar en ciertas ocasiones graves complicaciones (Dirksen, Gründer y Stöber 2005, p. 551).



**Ilustración 2-6:** Huevo del parásito *Toxocara vitulorum*

Realizado por: Rodríguez, I., 2016

#### 2.4.1.8. *Trichostrongylus spp*

“Habita especialmente en rumiantes de pastoreo, aunque también afecta a los equinos, porcinos y aves” (Bowman 2011, p. 158).

##### 2.4.1.8.1. Etiología

**Tabla 2-8:** Tabla taxonómica *Trichostrongylus spp*

Descripción	Denominación
Phylum	Nematodo
Clase	Secrementea

---

<b>Orden</b>	Rhabditida
<b>Suborden</b>	Rhabditina
<b>Familia</b>	Strongyloideidae
<b>Genero</b>	Strongyloides

---

**Fuente:** (Quiroz 2013, p. 387)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.

#### 2.4.1.8.2. Morfología

Los parásitos adultos presentan un cuerpo esbelto, de color pardo rojizo y alcanzan una longitud de 11 mm. Las espiculas de *T. colubriformis* son idénticas, mientras que las de *T. axei* y *T. tenuis* difieren en longitud. La bursa de los machos cuenta con lóbulos laterales. Los huevos miden aproximadamente 40 x 80 micras y tienen una membrana externa muy delgada (Junquera 2017).

#### 2.4.1.8.3. Ciclo biológico

Una vez que los huevos abandonan el huésped a través de las heces, eclosionan en el entorno y se transforman en larvas infectivas en unos 5 días si el clima es cálido, pero requieren más tiempo si el clima es frío. Estas larvas infectivas pueden sobrevivir hasta 6 meses en los pastos. Cuando el huésped final las ingiere al pastar, las larvas se establecen en el intestino delgado, se implantan en las criptas de la mucosa y completan su desarrollo hasta alcanzar la madurez en aproximadamente 3 semanas (Quiroz 2013, p. 444).

#### 2.4.1.8.4. Síntomas

Al ser un parásito que daña la mucosa intestinal provoca enteritis, diarrea, estreñimiento, debilidad, anorexia, pérdida de peso, heces mixta con sangre o mucus y si la infección es crónica puede provocar la muerte (Culcay 2019, p. 44)

## 2.4.2. Ectoparásitos

### 2.4.2.1. Sarna

Las sarnas son parasitosis cutáneas producidas por ácaros que viven en la superficie (Chorioptes y Psoroptes) o en el espesor de la epidermis (Sarcoptes) y folículos pilosos (Demodex) (Cabanelas et al., 2015 p. 1-2).

El ciclo de vida de los ácaros, de una duración de 10-21 días, se desarrolla íntegramente sobre el hospedador, pasando estos por las fases de huevo, larva, ninfa y adulto; por lo general, las sarnas son muy contagiosas, propagándose de forma rápida entre los animales. Estos procesos se caracterizan por la aparición de costras y áreas alopecias en distintas regiones del cuerpo, pudiendo existir complicaciones bacterianas e hiperqueratosis en casos crónicos (Cabanelas et al., 2015 p. 1-2).

### 2.4.2.2. Pedículos

Los piojos que afectan al ganado vacuno son altamente específicos y se dividen en dos grupos principales: los picadores (orden Anoplura) y los masticadores (orden Mallophaga). Estos piojos son parásitos permanentes, lo que significa que completan su ciclo de vida enteramente en el huésped, sin necesidad de abandonarlo en ninguna etapa de su desarrollo (Cabanelas et al., 2015 p. 3).

Las hembras de los piojos depositan huevos, también conocidos como liendres, en los pelos de los animales, de los cuales emergen las ninfas. Estas ninfas experimentan tres mudas sucesivas hasta alcanzar la madurez y convertirse en adultos. El ciclo de vida completo, desde la puesta de huevos hasta la madurez, dura entre 3 y 6 semanas (Cabanelas et al., 2015 p. 3).

Entre los piojos picadores, especies como *Haematopinus eurysternus*, *Linognathus vituli* y *Solenopotes capillatus* se destacan por tener un aparato bucal altamente especializado para chupar sangre, lo que les permite alimentarse de la sangre de sus huéspedes y, en casos severos, provocar anemia (Cabanelas et al., 2015 p. 3).

#### 2.4.2.3. Garrapatas

Aunque las garrapatas son parásitos hematófagos temporales, su importancia radica fundamentalmente en su acción vehiculadora e inoculadora de patógenos que repercute de forma muy negativa en la salud del vacuno (Cabanelas et al., 2015 p. 3).

Los distintos estadios (larva, ninfa y adulto) se localizan sobre los animales para alimentarse de sangre. Los géneros de garrapatas más importantes son *Ixodes*, *Hyalomma*, *Rhipicephalus*, *Dermacentor* y *Haemaphysalis*, que generalmente se desarrollan en tres hospedadores; la mayoría de las especies viven en zonas cálidas y húmedas. Aunque cada especie tiene predilección por determinadas zonas del animal, son más comunes en la cara, orejas, cuello, axilas y región inguinal y perineal (Cabanelas et al., 2015 p. 3).

#### 2.4.2.4. Nuche

Esta enfermedad tiene una distribución global, especialmente en regiones tropicales y subtropicales. La invasión de tejidos por larvas de la familia *D. hominis* es más común en América Central y del Sur, mientras que en África se presentan casos de miasis causados por *Cordylobia anthropophagia* (Cabanelas et al., 2015 p. 4).

El clima templado es el más adecuado para el desarrollo del tupe o nuche, con factores ambientales como temperaturas entre 17 y 28°C, alta humedad, precipitaciones de al menos 2.000 mm y suelos arenosos, que favorecen su crecimiento. Las malezas y arbustos proporcionan un refugio ideal para la mosca que da origen al tupe o nuche. Las zonas con mayor incidencia se encuentran entre los 600 y 1.800 metros sobre el nivel del mar, aunque también puede presentarse entre los 450 y 2.000 metros (Cabanelas et al., 2015 p. 4).

#### 2.4.3. Factores que predisponen la presencia y desarrollo de parásitos.

El cambio climático y la intensificación de los sistemas productivos están provocando cambios en la distribución geográfica de parásitos externos e internos, lo que a su vez está contribuyendo a la propagación de enfermedades infecciosas, lo que representa un desafío creciente para la sanidad animal y la producción ganadera (Pérez 2024, p. 3).

Además de los factores mencionados anteriormente, la inmunodepresión, el estrés y la desnutrición pueden aumentar la susceptibilidad de los animales a las parasitosis. Asimismo,

condiciones ambientales desfavorables (temperatura y humedad extremas, higiene deficiente, etc.) y prácticas de manejo inapropiadas (explotación intensiva, uso de utensilios contaminados, etc.) también pueden contribuir al desarrollo y gravedad de estas enfermedades parasitarias (Pérez 2024, p. 3).

#### *2.4.3.1. Factor climático*

- Vientos fuertes (corrientes de aire) sobre todo en meses de frío.
- Humedad ambiental.
- Lluvia en exceso.
- Radiaciones solares (FAO 2010, p. 24).

#### *2.4.3.2. Higiene*

- Consumo de agua sucia
- La falta de higiene en el manejo de los animales se evidencia en el uso de utensilios, comederos y bebederos contaminados. Empleo de instrumentos y equipos veterinarios sucios, oxidados o con residuos de medicamentos, especialmente agujas y jeringas, lo que puede propiciar la transmisión de enfermedades (FAO 2010, p. 24).

#### **2.4.4. Impacto producido y económico**

La presencia de parásitos en los animales puede tener un impacto negativo significativo en su salud, bienestar y productividad, lo que a menudo pasa desapercibido. Sin embargo, se reconoce que esto puede generar pérdidas importantes y permanentes. Además, factores como el manejo inadecuado, la alta densidad de población, la ubicación geográfica, el tipo de unidad productiva y las variaciones estacionales pueden potenciar el desarrollo y la propagación de los parásitos, lo que puede exacerbar sus efectos negativos en la salud y la productividad de los animales (MSD 2023, p. 4).

#### *2.4.4.1. Daños directos*

- Reducción del consumo de alimento.
- Baja ganancia diaria de peso.
- Restricción de la tasa de crecimiento y desarrollo.
- Baja producción de carne y leche.

- Manifestación de trastornos como anemia.
- Mayor susceptibilidad a otras enfermedades o infecciones.
- Decremento de la eficiencia reproductiva.
- Bajo valor de la canal en el mercado.
- Limita la comercialización de pieles.
- Incrementa los gastos en evaluación médica y tratamientos (MSD 2023, p. 5).

#### *2.4.4.2. Daños indirectos*

En el contexto de la interacción entre parásitos y ganado bovino, se identifica una clase de interacción con efectos negativos, relacionada con la transmisión de organismos patógenos, donde los insectos como vectores propagan virus, bacterias, protozoarios y helmintos, lo que conduce a un aumento significativo en la incidencia de enfermedades como rinotraqueítis infecciosa, queratoconjuntivitis infecciosa, anaplasmosis, piroplasmosis, leucosis, brucelosis y mastitis, generando un impacto negativo en la salud y productividad del ganado bovino (MSD 2023, p. 4).

Mientras que, la segunda interacción consiste en la modificación de algún atributo del huésped, como la alteración del comportamiento que, en individuos infestados debido a la molestia e irritación, ocasiona que muevan las orejas, sacudan la cabeza, contraigan la piel, pisoteen, agiten la cola, se rasquen o muerdan el cuerpo, comprometiendo su bienestar (MSD 2023, p. 4).

#### *2.4.5. Manejo de pastizales*

Las pasturas presentan un riesgo variable a lo largo del tiempo, influenciado principalmente por factores climáticos y el manejo del ganado. En los sistemas ganaderos tradicionales, los terneros destetados a fines del verano o principios del otoño son trasladados a pasturas específicamente reservadas para ellos, conocidas como pasturas diferidas o reservadas, con el fin de minimizar los riesgos asociados con la calidad y seguridad del forraje (A y E 2017, p. 12).

Durante el verano, la cantidad de lombrices en la pastura suele ser escasa debido a las altas temperaturas y la intensa radiación solar, que provocan una alta mortalidad entre las lombrices. Sin embargo, las bostas (heces de los animales) ofrecen un refugio a las lombrices,

protegiéndolas de estas condiciones adversas y actuando como un reservorio importante para la supervivencia y posterior reaparición de las lombrices en otoño (A y E 2017, p. 12).

El crecimiento de malezas en los potreros crea un entorno propicio para que las moscas del nuche se refugien y depositen sus huevos, lo que facilita su reproducción y supervivencia. Por lo tanto, es fundamental controlar y eliminar estas malezas como parte de una estrategia integral para combatir y prevenir la presencia de estos insectos (Romero 2020).

Existen diversas estrategias disponibles para reducir o atenuar la carga parasitaria a niveles que no afecten negativamente la productividad del sistema, entre ellas se incluyen:

- Descanso de las pasturas: permite bajar significativamente la cantidad de larvas, aunque esa reducción difícilmente llegue a cero; usualmente, es necesario un período de tiempo importante para que sea efectivo y el verano es la estación óptima para esta práctica.
- Si es posible, desplazar el ganado a pastizales nuevos cada una o dos semanas (rotación de pastizales).
- Pastoreo alternado con distintas especies: está basado en que la transmisión cruzada de los parásitos entre distintas especies es muy restringida lo que permite la eliminación paulatina de la mayoría de los géneros parasitarios específicos de cada una de ellas. Más recomendable es alternar bovinos con ovinos.
- Alternancia de pastoreo con animales de la misma especie: Se aprovecha la inmunidad adquirida por los animales adultos contra las infecciones parasitarias para disminuir la carga de parásitos en las praderas, permitiendo un pastoreo más seguro para los animales más jóvenes o susceptibles (A y E 2017, p. 19).

#### **2.4.6. Prevención y control de parásitos**

##### *2.4.6.1. Características de los antiparasitarios*

Hay antiparasitarios que son capaces de expulsar o eliminar a los parásitos adultos del cuerpo así mismo, algunos antiparasitarios tienen la capacidad para destruir o matar a los parásitos que afectan al ganado y estos se agrupan en:

#### 2.4.6.1.1. Antihelmínticos

Los antihelmínticos son fármacos diseñados para combatir y eliminar los parásitos internos, como gusanos planos y redondos, que habitan en el interior de los animales. Estos medicamentos se clasifican según el tipo de parásito que combaten: antinemátodos (contra gusanos redondos), antitreemátodos (contra la fasciola hepática) y anticestodos (contra gusanos planos, como las tenias) (tenias) (Isique 2017, p. 34).

En la actualidad existe muchos antiparasitarios capaces de eliminar o incluso matara a los gusanos planos, incluso es efectivo contra larvas y huevos de los parásitos internos que afectan al ganado bovino:

- Benzimidazoles
- Imidazotizoles
- Organofosforados
- Tetrahidropirimidas
- Avermictinas
- Salicilanidas, fenoles sustituidos
- Fenotiazina
- Piperacina, etc (Isique 2017, p. 34).

#### 2.4.6.1.2. Benzimidazoles

Los antihelmínticos son efectivos para eliminar la mayoría de los parásitos adultos, incluyendo nemátodos (gusanos redondos), tenias y Fasciola hepática, que se encuentran en el estómago, intestinos, pulmones, hígado y conductos biliares de los animales. Sin embargo, algunas larvas de estos parásitos pueden ser resistentes a estos medicamentos y resultar difíciles de erradicar (Isique 2017, p. 34-35).

- Albendazol
- Febendazol
- Flubendazol
- Mebendazol
- Oxfendazol
- Oxibendazol
- Parbendazol

- Tiabendazol
- Tricabendazo (Isique 2017, p. 34-35)

#### 2.4.6.1.3. Imidazotiazoles

Son antiparasitarios de amplio espectro que eliminan a los gusanos redondos que viven en el estómago, intestino y pulmones, cuando se excede la dosis terapéutica normal se puede presentar un envenenamiento en el animal, con signos de salivación, temblores musculares, orinando (micción), defecación, ataxia (no puede caminar) y colapso (Isique 2017, p. 35).

- Tetramisol
- Levamisol

#### 2.4.6.1.4. Avermectinas

Estos medicamentos tienen un espectro de acción amplio y son capaces de combatir una diversidad de parásitos, tanto los que se encuentran dentro del cuerpo de los animales como los que se localizan en su exterior, lo que los hace muy versátiles en el tratamiento de diferentes tipos de parasitosis (Isique 2017, p. 36).

Ivermectina es muy efectiva a dosis bajas. Permite controlar los nemátodos o gusanos redondos del pulmón, además de parásitos externos como los piojos y ácaros de la sarna. Salicilanidas este grupo de medicamentos son eficaces contra la *Fasciola hepática*. Poseen también actividad contra los gusanos redondos del estómago e intestinos (Isique 2017, p. 36).

- Closantel
- Niclosamida
- Oxiclozanida
- Rafoxanida

#### 2.4.6.2. Tratamiento farmacológico

Los antiparasitarios se administran de diferentes maneras, ya sea por vía oral o a través de inyecciones, dependiendo de las propiedades específicas del medicamento. Al momento de aplicar cualquier antiparasitario, es importante considerar los siguientes aspectos:

- Las pruebas coproparasitológicas deben ser realizadas antes de tratar a los animales, y una vez obtenidos los resultados, se puede proceder con el tratamiento adecuado para eliminar los parásitos.
- El tratamiento debe abarcar a todos los animales dentro del ámbito de intervención.
- De ser posible los tratamientos deben ser integrales, es decir contra varias especies de parásitos (gastrointestinales, broncopulmonares, etc.), según los diagnósticos realizados por el laboratorio.
- Utilizar productos de eficacia garantizada.
- Todo producto utilizado en el tratamiento antiparasitario debe tener registro vigente y su adquisición realizar en establecimientos registrados y autorizados por la autoridad competente (Isique 2017, p. 13).

#### 2.4.6.2.1. Tratamiento contra fasciolosis

Para el control de la fasciolosis, se recomienda el uso de productos fasciolicidas de amplio espectro, que sean efectivos contra las diferentes etapas del ciclo de vida del trematodo. Entre las opciones disponibles, se encuentran los productos que contienen Benzimidazoles, los cuales han demostrado ser eficaces contra los distintos estadios evolutivos del parásito (Triclabendazole) (Isique 2017, p. 9).

El objetivo del tratamiento es interrumpir el ciclo de vida del parásito, disminuyendo o eliminando la carga parasitaria, y reduciendo la contaminación de los potreros con huevos y meta-cercarias de *Fasciola hepática*, lo que ayuda a prevenir la reaparición de la infección y controlar la propagación del parásito. (Isique 2017, p. 9).

#### 2.4.6.2.2. Tratamiento Contra Nematodos o Lombrices

Para tratar infecciones gastrointestinales o broncopulmonares causadas por nematodos, se recomienda utilizar medicamentos sistémicos basados en abamectinas (como la ivermectina), que tienen un amplio espectro de acción y una larga duración residual, efectivos contra diversas etapas del parásito. También pueden emplearse otros antiparasitarios orales (Isique 2017, p. 9).

#### 2.4.6.2.3. Tratamiento contra Tenias

Para el tratamiento de parasitosis causadas por tenías, se recomienda el uso de praziquantel, que es un medicamento altamente eficaz para eliminar este tipo de parásitos del organismo (Isique 2017, p. 9).

#### 2.4.6.2.4. Control de Coccidiosis

La opción de tratar farmacológicamente la coccidiosis mediante la adición de productos anticoccidiales (sulfonamidas) en la alimentación o el agua de bebida no es muy práctica. En cambio, cuando se detectan síntomas clínicos de coccidiosis en el rebaño, lo más aconsejable es tratar individualmente a todos los animales afectados con productos coccidicidas específicos (Isique 2017, p. 9).

#### 2.4.6.2.5. Tratamiento de Garrapatas

Los tratamientos para controlar garrapatas se basan en el uso de medicamentos sistémicos como abamectina, doramectina, eprinomectina, ivermectina y moxidectina. En cuanto al control de garrapatas, todos estos medicamentos tienen un comportamiento similar. Además, también se pueden utilizar métodos de control como baños de inmersión o aspersión con productos como organofosforados, amidinas, piretroides, fenilpirazoles, endectocidas (lactonas macrocíclicas) y benzoilureas (Isique 2017, p. 9).

#### 2.4.6.2.6. Tratamiento de la sarna

Se lleva a cabo una evaluación clínica preliminar en un subgrupo representativo del 10% del rebaño, con el objetivo de determinar la prevalencia y severidad de la sarna. Este examen clínico, realizado por personal calificado, implica una inspección sistemática y metódica del animal, tanto en posición estática como en decúbito, para detectar signos y lesiones patognomónicas de la enfermedad. Posteriormente, se clasifica la infestación según su grado de severidad en leve, moderada o grave, lo que permite determinar la necesidad de implementar un tratamiento específico con una formulación de Ivermectina de acción sistémica y duración prolongada (Isique 2017, p. 9-14).

#### 2.4.6.2.7. Control de tupe o nuche

Para controlar químicamente el nuche (tupe) en el ganado, es crucial evaluar el nivel de infestación. Si el ganado está fuertemente infestado, es necesario reducir la presencia del parásito. Se recomienda una combinación de Triclorfón (Neguvon en polvo, vía oral) y deltametrina (Butox ®) (Romero, 2020).

En el control del nuche o tupe en vacas de ordeño, solo se deben utilizar productos autorizados para ganado lechero destinado al consumo humano. Por lo tanto, se excluyen las avermectinas (ivermectina, selamectina, doramectina, abamectina) y moxidectina, excepto la eprinomectina al 0,5% vía epicutánea. Además, los mosquicidas como fenthion 20% (Tiguvon Spot-On), crufomato (Ruelene) y diclorvos 95% (Radical 100 Ec) tienen un uso restringido en vacas de ordeño, lo que significa que su aplicación debe ser cuidadosamente evaluada y realizada bajo estrictas indicaciones y precauciones para evitar contaminar la leche destinada al consumo humano (Romero 2020).

## 2.5. Técnicas de laboratorio

El examen coproparasitoscópico implica la inspección visual y microscópica de las heces para detectar parásitos. Las técnicas que solo indican la presencia de parásitos se conocen como cualitativas, mientras que las que evalúan la intensidad de la infección y sus implicaciones clínicas se denominan cuantitativas. Ambas son análisis microscópicos realizados en laboratorio. Los métodos coproparasitoscópicos ideales deberían ser versátiles, sensibles, fáciles de ejecutar y proporcionar resultados confiables (Rodríguez 2015, p. 79).

### 2.5.1. Técnica directa

El frotis directo obtenido por disolución de una partícula muy pequeña de heces en una gota de solución salina fisiológica o lugol, constituye una técnica sencilla y rápida de examen (Rodríguez 2015, p. 81-82).

Los frotis directos de materia fecal permiten observar la movilidad de amebas, flagelados como los géneros *Giardia*, *Hexamita*, *Chilomastix*, así como de *Trichomonas muris*, larvas de nematodos, etc (Rodríguez 2015, p. 82).

### *2.5.1.1. Procedimiento*

- Sobre un portaobjetos colocar separadamente, una gota de solución salina fisiológica y otra de lugol.
- Utilice un aplicador de madera para colocar una muestra pequeña de heces, equivalente a 1-2 miligramos (del tamaño de un grano de arroz), y mézclela con la solución salina fisiológica.
- Luego, use el mismo aplicador para eliminar las fibras y otros fragmentos gruesos que puedan estar presentes en la mezcla..
- Colocar un cubreobjetos.
- Repetir la operación con la gota de lugol.
- Observar al microscopio con los objetivos de 10X y 40X (Rodríguez 2015, p. 82).

### *2.5.2. Técnica de flotación*

Existen diferentes versiones de esta técnica, pero todas se basan en el principio de que los huevos u ooquistes de una amplia variedad de parásitos son menos densos que el agua y, por lo tanto, flotan en una solución más densa que el agua debido a que muchos de los huevos y ooquistes suelen tener una densidad entre 1.050 y 1.150, se utilizan soluciones con densidades relativas de 1.200 a 1.300 (la del agua destilada es de 1.000 a 4°C) (Rodríguez 2015, p. 83).

#### *2.5.2.1. Procedimiento*

- Colocar aproximadamente 5 g de la muestra en un vaso.
- Agregar 1 ml de solución saturada de azúcar y mezclar hasta formar una pasta.
- Agregar de 60 a 100 ml de solución saturada, agitando constantemente, hasta obtener una solución homogénea.
- Colar la suspensión en un segundo vaso para eliminar partículas gruesas.
- Dejar reposar la suspensión de 15 a 20 minutos.
- Tomar tres gotas de la superficie de la suspensión con un asa previamente esterilizada con una flama.
- 8. Colocar las gotas en un portaobjetos y observar al microscopio con un objetivo de 10X, enfocando la superficie de las gotas. (Rodríguez 2015, p. 88).

### 2.5.3. *Técnica de Faust*

En esta técnica, se utiliza una solución de alta densidad que permite que las estructuras parasitarias con un peso específico menor floten y mantengan su estructura normal. El proceso se acelera mediante centrifugación, lo que separa de manera efectiva los elementos residuales en las heces, eliminando la mayoría de los desechos y proporcionando una muestra limpia que facilita la observación de las estructuras quísticas. Además, el uso de lugol mejora el contraste entre las estructuras parasitarias (que absorben bien el colorante) y los artefactos, lo que permite una identificación más clara (Rodríguez 2015, p. 90).

#### 2.5.3.1. *Procedimiento*

- Coloque aproximadamente 5 gramos de materia fecal en un vaso y disuélvala en 50 mililitros de agua destilada, mezclando hasta obtener una suspensión homogénea.
- Cuele la suspensión en un segundo recipiente y luego vierta en un tubo de centrifugación, llenándolo hasta un centímetro del borde.
- Centrifugue la muestra a 650 gramos por 2 minutos
- Decantar el sobrenadante y resuspender nuevamente con agua destilada y volver a centrifugar tirando el sobrenadante, repitiendo el proceso hasta que el sobrenadante quede transparente, generalmente se requiere de 3 a 4 centrifugaciones.
- Después de clarificar el sobrenadante, resuspenda el sedimento en la solución saturada de Sulfato de Zinc y sométalo a una nueva centrifugación a 650 g durante 2 minutos.
- Retirar el tubo de la centrifuga y depositarlo en la gradilla y a continuación se pueden seguir hasta tres opciones para obtener el material que flota:
  - Utilice el asa de alambre (previamente esterilizada con flama) para recoger tres gotas del material que flota en la superficie del líquido y colóquelas en un portaobjetos, separadas entre sí, para examinarlas directamente con el microscopio.
  - Utilice el asa de alambre (previamente esterilizada con flama) para tomar tres gotas del material flotante de la superficie del líquido y colóquelas en un portaobjetos para su observación directa al microscopio.
  - Con el asa de alambre (previamente flameada), tome una gota del sobrenadante directamente de la superficie y colóquela en un portaobjetos. Luego, agregue una gota de lugol parasitológico y mézclelas. Cubra con un

cubreobjetos de 16 x 16 mm para extender la muestra y facilitar la observación.

- Transcurrido el tiempo de centrifugación adicionar al tubo solución saturada de Sulfato de Zinc hasta llenarlo y formar un menisco en la superficie. Dejar reposar el tubo por un lapso de 10 minutos y colocar sobre el menisco un cubreobjetos de tal manera que la totalidad de la superficie líquida del menisco haga contacto, retirarlo y colocarlo sobre un portaobjetos. Deposite una gota de lugol en el portaobjetos y luego agregue la muestra, luego observe al microscopio.
- Revise la muestra en su totalidad para identificar estructuras parasitarias con el objetivo de 10X. Si se detectan estructuras sospechosas, aumente la magnificación a 40X para un examen más detallado. La revisión se realiza siguiendo un patrón en zig-zag para cubrir toda la muestra. (Rodríguez 2015, p. 92-93).

#### **2.5.4. Técnica de sedimentación**

La técnica coproparasitoscópica de sedimentación es un método cualitativo utilizado para detectar la presencia de huevos de trematodos en las heces. Esta técnica se basa en el principio de concentrar los huevos de trematodos en una muestra de heces, aprovechando la diferencia de densidad entre el líquido utilizado (agua) y el peso de los huevos de estos parásitos, que tienden a sedimentarse en el fondo del recipiente (Rodríguez 2015, p. 95).

##### **2.5.4.1. Procedimiento**

- Homogeneizar 5 g de materia fecal, macerando la muestra si es de ovinos.
- Identificar el vaso de precipitado con la información de la muestra.
- Disolver la muestra de heces en agua y mezclar hasta obtener una suspensión homogénea.
- Colar la suspensión a través de una malla fina o tamiz para eliminar fragmentos de forraje grandes.
- Agregar agua hasta el cuello del frasco y dejar reposar 5 minutos.
- Decantar y resuspender el sedimento con agua varias veces hasta que el sobrenadante esté claro.
- Colocar el sedimento en una caja Petri y examinar en un microscopio compuesto con aumento de 10X.

- Revisar cuidadosamente todo el sedimento en un patrón de zigzag, identificando los huevos según sus características morfológicas (Rodríguez 2015, p. 97).

### **2.5.5. Técnica de Graham**

La técnica se fundamenta en el comportamiento de las hembras de *oxiuros*, que salen del esfínter anal del hospedero para depositar sus huevos, los cuales se adhieren a la región perianal gracias a una sustancia gelatinosa. Además, algunos cestodos como el género *Dipylidium* liberan proglótidos que se separan del estróbilo y salen por el esfínter anal, expulsando bolsas ovíferas que se pegan alrededor del ano debido a las contracciones y elongaciones del proglótido, y algunos proglótidos quedan atrapados en el pelo de la región perianal (Rodríguez Vivas 2015, p. 99).

#### **2.5.5.1. Procedimiento**

- Pegar alrededor de un extremo del abatelenguas, la cinta transparente con la parte adhesiva hacia fuera.
- Utilice sus dedos índice y pulgar para sostener el abatelenguas y colóquelo en la región perianal, aplicando presión suavemente a ambos lados
- Separar cuidadosamente la cinta del abatelenguas y pegarla sobre el portaobjetos para observar en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil (10X) (Rodríguez 2015, p. 100).

### **2.5.6. Técnica de Mc Master**

La técnica coproparasitoscópica de McMaster es un método cuantitativo utilizado para determinar la cantidad de huevos de helmintos u ooquistes de protozoarios presentes en las heces, permitiendo evaluar la carga parasitaria del individuo (Rodríguez 2015, p. 101).

El principio de esta técnica de diagnóstico se basa en la utilización de una solución saturada, generalmente elaborada con cloruro de sodio, aunque pueden utilizarse otras soluciones saturadas, las cuales por su densidad, permiten que los huevos de helmintos y ooquistes de protozoarios (formas parásitas) presentes en la materia fecal, floten y puedan ser observados y contabilizados en una cámara de McMaster, para determinar su cantidad por gramo de heces (Rodríguez 2015, p. 102).

### 2.5.6.1. Procedimiento

- Homogeneizar la muestra de heces dentro de la bolsa de plástico o guante de palpación.
- Pesar 2 g de la muestra en un frasco de 30 ml o balanza, utilizando el desplazamiento del líquido como referencia.
- Agregar solución salina saturada de Cloruro de Sodio hasta la marca de 30 ml o medir 28 ml con una pipeta.
- Agitar la mezcla hasta que se disuelva completamente y colocar una gasa en la boca de la probeta para evitar residuos vegetales.
- Tomar un volumen suficiente con el gotero para llenar la cámara de McMaster, evitando burbujas.
- Dejar reposar de 1 a 2 minutos para que floten las formas parasitarias.
- Observar al microscopio con aumento de 10X, enfocando los canales marcados en la cámara.
  - Realizar el diagnóstico diferencial identificando los géneros de parásitos según sus características morfológicas.
  - Contar los huevos y ooquistes de parásitos en los canales de la cámara, utilizando un contador manual.(Rodríguez Vivas 2015, p. 103).

## CAPITULO III

### 3. MARCO METODOLÓGICO

#### 3.1. Localización y duración del experimento

La presente investigación se realizó en Macas, General Proaño y San Isidro parroquias del cantón Morona el cual está ubicado en el centro de la provincia de Morona Santiago, que a su vez se encuentra localizada en el centro sur de la región Amazónica, entre las coordenadas geográficas 79° 05' de longitud W; 01° 26' de Latitud S y 76° 35' de longitud W; 03° 36' Latitud S; forma parte de la Cuenca Amazónica sudamericana, corresponde al 19.35% de la superficie provincial y el 4.02% con respecto a la Región Amazónica Ecuatoria (PCDOT 2023, p. 43).

Cada una de las parroquias se encuentran limitada de la siguiente manera, la parroquia Macas se encuentra ubicada en el centro del cantón Morona, limitada al norte con la parroquia General Proaño, al sur con la parroquia Rio Blanco, al este con la parroquia Sevilla Don Bosco y al oeste con la parroquia Alshí, 9 de Octubre, La parroquia General Proaño se encuentra limitada al norte con la parroquia San Isidro, al sur con la parroquia Macas, al este con el Rio Upano y a, oeste con la parroquia Alshi, 9 de Octubre y por último la parroquia San Isidro se encuentra limitada con el curso del Rio Upano, al sur con el Rio Jurumbaino, al este con el curso del Rio Upano hasta el punto donde arranca la línea del interior sur y al este con las aguas bajas del Rio Abanico (PCDOT 2023, p. 40).

En la tabla 3-1 se describe cada una de las condiciones edafoclimáticas de las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro pertenecientes al cantón Morona.

**Tabla 3-1:** Parámetros geográficos de las parroquias Macas, General Proaño, San Isidro

<b>Parámetros - Indicador</b>	<b>MACAS</b>	<b>GENERAL PROAÑO</b>	<b>SAN ISIDRO</b>
Altitud	1070 m.s.n.m	1177 m.s.n.m	1438 m.s.n.m
Temperatura (°C)	21.48°C	20.50 °C	19.50 °C
Humedad (%)	87,05%	87%	87.09%
Velocidad del viento (Km)	2 km	5 km	3 km
Latitud	-2.2845024	-2,2581349	-2,231291

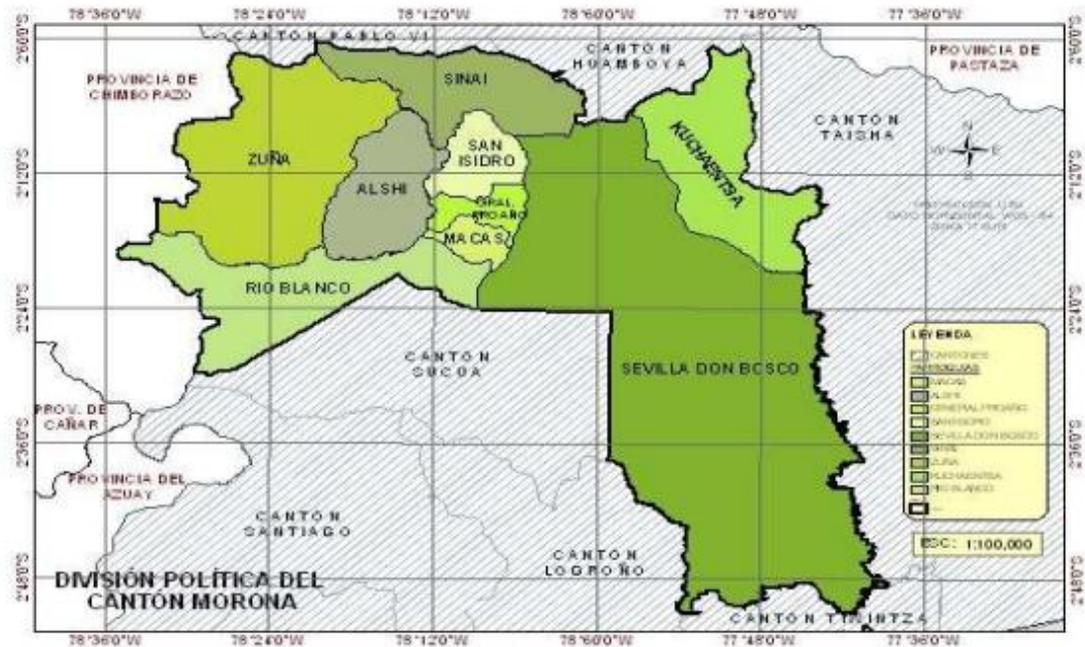
---

Longitud	-78.1378046	-78,1378005	-78,146061
----------	-------------	-------------	------------

---

Fuente: (PCDOT 2023, p. 43-50).

Realizado por: Loja, Julio, 2024.



**Ilustración 3-1:** Mapa de las parroquias

Realizado por: (PCDOT 2023, p. 1149)

### 3.2. Materiales y equipos

#### 3.2.1. *Materiales de campo*

- Guantes de inseminación
- Overol
- Celular
- Botas
- Hoja de campo
- Frascos para recolectar muestras
- Cooler
- Marcador
- Esfero
- Fundas
- Gel refrigerante

### **3.2.2. *Materiales de oficina***

- Computadora
- Hoja de campo
- Hoja de laboratorio
- Calculadora

### **3.2.3. *Materiales de laboratorio***

- Bata
- Guantes quirúrgicos
- Mascarilla
- Hoja de laboratorio
- Computadora
- Microscopio
- Lamina cubreobjetos
- Lamina portaobjetos
- Vaso de precipitación
- Pipeta
- Sal
- Gramera
- Agua destilada
- Cámara de Mc Master
- Colador
- Vacas

### **3.3. Tratamiento y diseño experimental**

Por la naturaleza del tema de tesis no presenta un tratamiento ni un diseño experimental en tal virtud se tomó muestras en puntos estratégicos en las 3 parroquias del cantón Morona para determinar los endoparásitos y ectoparásitos en términos de valores discretos.

### 3.4. Análisis estadísticos y pruebas de significancia

En el análisis estadístico de este estudio, se combinó el test de chi-cuadrado ( $\chi^2$ ) con la hoja de cálculo Excel para determinar la prevalencia parasitaria y evaluar la significación de los resultados obtenidos, posterior a esto se empleó un enfoque de estadística descriptiva no inferencial para analizar la frecuencia de parásitos en diferentes procedencias, con el objetivo de resumir y describir las características básicas de la distribución de los parásitos en cada grupo.

### 3.5. Unidades experimentales

Para la primera etapa de este estudio, se seleccionó una población de 11,062 bovinos, distribuidos en tres parroquias específicas: Macas, General Proaño y San Isidro, todas ubicadas en el cantón Morona, lo que permitió un muestreo representativo de la población bovina en esta región (Agrocalidad 2022, p. 1).

$$n = \frac{N * Z^2 * pq}{e^2 (N - 1) + Z^2 pq}$$

n = Tamaño de muestra

N = Tamaño de la población

Z = Parámetro estadístico que depende el nivel de confianza.

e = Error de estimación máximo aceptado.

p = Probabilidad de que ocurra el evento estudiado

q (1 - q) = probabilidad de que no ocurra el evento estudiado.

$$n = \frac{11062 * (1.96)^2 (0.5)(0.5)}{(0.05)^2 (11062 - 1) + (1.96)^2 (0.5)(0.5)}$$

$$n = 371.30 = 371$$

Tras la aplicación de la fórmula con la población da como resultado un número de muestra de n = 371 de las 3 parroquias del cantón Morona.

La tabla 3-2 muestra la cantidad total de bovinos en cada parroquia, así como el número de muestras tomadas en cada una, lo que permite visualizar la distribución de la población bovina y el tamaño de la muestra para cada área.

**Tabla 3-2:** Número de muestras por parroquias.

<b>Parroquias</b>	<b>Total, Animales</b>	<b>Relación</b>	<b># Muestras</b>
<b>Macas</b>	1138	(1138) (371) / (11062)	38
<b>Gral. Proaño</b>	4816	(4816) (371) / (11062)	162
<b>San Isidro</b>	5108	(5108) (371) / (11062)	171
<b>Total</b>	11062		371

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

### 3.6. Prevalencia

La prevalencia de una especie parásita se determina como el porcentaje de hospedadores infectados, calculado dividiendo el número de hospedadores que presentan la infección por el total de hospedadores evaluados (Bush et al., 1997, p.108).

$$PB = \frac{\text{número de animales parasitados}}{\text{número de animales muestreados}} \times 100$$

### 3.7. Procedimiento

Con la finalidad de determinar la prevalencia parasitaria más frecuentes, así como el grado de infestación, en predios en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro previamente establecidas se tomó en cuenta el siguiente procedimiento:

#### 3.7.1. Toma de muestras de heces

Con base en la metodología propuesta por (Fiel, Steffan y ferreyra 2011), la recolección de muestras fecales para examen parasitológico debe realizarse mediante la técnica de obtención rectal, consistente en la estimulación del reflejo anal a través de la introducción de dos dedos en el recto y la fricción de la ampolla rectal con movimientos circulares, con el fin de inducir

la defecación y obtener una muestra representativa. Solo en casos donde se observe al animal defecando, se pueden recoger las muestras del suelo, siempre y cuando se evite la contaminación con tierra (pág. 19).

La cantidad recomendada de materia fecal para remisión es de 20 gramos, debido a la distribución no homogénea de los huevos. Las muestras deben ser enviadas en bolsas de polietileno de dimensiones 20 x 30 cm, asegurándose de extraer el aire antes de sellarlas, con el fin de retrasar la maduración y eclosión de los huevos, lo que permitirá un análisis parasitológico más preciso.

La bolsa de polietileno se cierra herméticamente sobre la muestra de materia fecal, asegurándose de eliminar cualquier bolsa de aire, y se etiqueta con la identificación correspondiente, incluyendo el nombre o número de muestra y la fecha de recolección. Este procedimiento se repite para cada una de las unidades de muestreo que se analizó, garantizando la integridad y trazabilidad de cada muestra (A y E 2017, p. 25).

De acuerdo con (Santillán, 2012), las muestras fecales se identificaron y almacenaron en un recipiente refrigerado a 4°C (cooler) para su conservación y transporte. Con el fin de mantener la integridad de las muestras durante el traslado entre las diferentes fincas, se utilizó gel de descongelación retardante RUBBERMAID BLUE ICE en el cooler, el cual mantiene la temperatura óptima durante 10 a 12 horas, evitando la degradación de las muestras y garantizando su estado ideal para el análisis posterior en el laboratorio (pág. 90).

### ***3.7.2. Método de flotación en solución de NaCl***

El sistema de concentración de elementos de diseminación parasitaria se fundamenta en la flotación de huevos, larvas y quistes en un líquido con una densidad mayor que la de dichos elementos. La densidad de los elementos de diseminación parasitaria oscila entre 1,05 y 1,10 g/mL, por lo que la densidad de las soluciones empleadas debe ser cuidadosamente controlada para evitar la deformación o daño de los elementos parasitarios y la flotación de partículas sólidas no deseadas presentes en las heces (Serrano 2010, p. 47).

La preparación de la solución saturada de NaCl, descrita por (Fiel, Steffan y ferreyra 2011), consiste en la adición de 30 gramos de NaCl por cada 100 gramos de agua a 20°C, seguida de una agitación intensa hasta lograr una densidad de 1,200 g/mL. La solución resultante

puede ser almacenada en recipientes estériles y cerrados hasta su utilización posterior en procedimientos de laboratorio (pág. 21). s

Homogeneizar 4 gramos de material fecal en una solución de cloruro de sodio (NaCl) hasta alcanzar un volumen final de 60 mililitros (aproximadamente 56 mililitros), mediante la utilización de una pinza para disgregar las partículas fecales y lograr una suspensión uniforme e isotrópica, con una concentración final de aproximadamente 60mg/mL

A continuación, se añade la cantidad requerida de solución para crear un menisco convexo en la superficie del vial. Luego, se coloca un cubreobjetos con una superficie mínima de 18 x 18 mm sobre el menisco, teniendo cuidado de prevenir la formación de burbujas de aire en la interfase líquida y la presencia de partículas fecales no homogeneizadas que puedan flotar en la superficie, lo que podría afectar la precisión del análisis.

Si la formación de burbujas de aire o la presencia de partículas fecales no disgregadas en la superficie líquida de flotación resulta difícil de evitar, se puede optar por preparar la suspensión de heces en un recipiente separado y luego filtrarla mediante una doble capa de gasa. La suspensión filtrada se traslada entonces al vial utilizando una pipeta Pasteur. Posteriormente, se incuba durante 45 minutos, tras lo cual se retira el cubreobjetos manteniéndolo en posición horizontal para evitar la pérdida de la gota de solución salina adherida (Fiel, Steffan y ferreyra 2011, p. 48).

Se coloca la muestra sobre un portaobjetos con un movimiento suave y preciso, y se examina bajo el microscopio óptico a 40x y 100x, con el diafragma cerrado para maximizar la resolución y contraste. Debido a que la solución salina utilizada en la preparación tiene una tendencia a cristalizar rápidamente, es fundamental realizar el examen sin demora, para asegurar la integridad y fiabilidad de los resultados. Por lo tanto, se debe proceder con rapidez y precisión para obtener datos precisos y confiables.

### **3.7.3. Método de Mc Master**

De acuerdo con (Fiel, Steffan y ferreyra 2011), permite una estimación semi-cuantitativa de la carga parasitaria y, por lo tanto, su relevancia clínica, a través de la determinación del número de ooquistes, huevos o larvas presentes por gramo de material fecal.

Disolver cuidadosamente 4 gramos de material fecal en una solución de cloruro de sodio (NaCl) hasta alcanzar un volumen final de 60 mililitros (aproximadamente 56 mililitros), garantizando una homogeneización completa. Posteriormente, filtrar la suspensión resultante a través de una doble capa de gasa, aplicando presión final sobre la malla para asegurar la eliminación de partículas gruesas y obtener una suspensión homogénea y libre de impurezas.

Homogeneizar la suspensión mediante agitación suave, con el fin de lograr una distribución uniforme de los elementos de diseminación parasitaria. Luego, llenar los compartimentos de la cámara de Mc Master con la suspensión, utilizando una pipeta y evitando la introducción de burbujas de aire, para asegurar una precisión óptima en la cuantificación de los elementos parasitarios.

Colocar la cámara de McMaster en el microscopio y permitir un tiempo de reposo de aproximadamente 5 minutos para que los elementos parasitarios floten y se acumulen en la parte superior de la cámara, lo que facilitará su visualización y cuantificación. Posteriormente, enfocar el microscopio a un aumento de 40x (utilizando el objetivo 4x) y centrar el campo en el extremo de la primera calle, asegurando que las líneas dibujadas en la parte superior de la cámara estén nítidas y claras.

Sin mover la cámara, cambiar el objetivo a 10x (logrando un aumento total de 100x) y ajustar el enfoque para optimizar la visualización de los elementos parasitarios, permitiendo una observación detallada y precisa.

El conteo de elementos parasitarios se realizó siguiendo el método de (Fiel, Steffan y ferreyra 2011), contando las calles o columnas preestablecidas en ambas cámaras de la cámara de McMaster. Dado que la suspensión de heces se preparó en una proporción de 1 gramo en 30 cc (o 2 gramos en 60 cc) y se examina un volumen total de 0,3 cc, el conteo realizado es equivalente al examen de 0,01 gramos de heces.

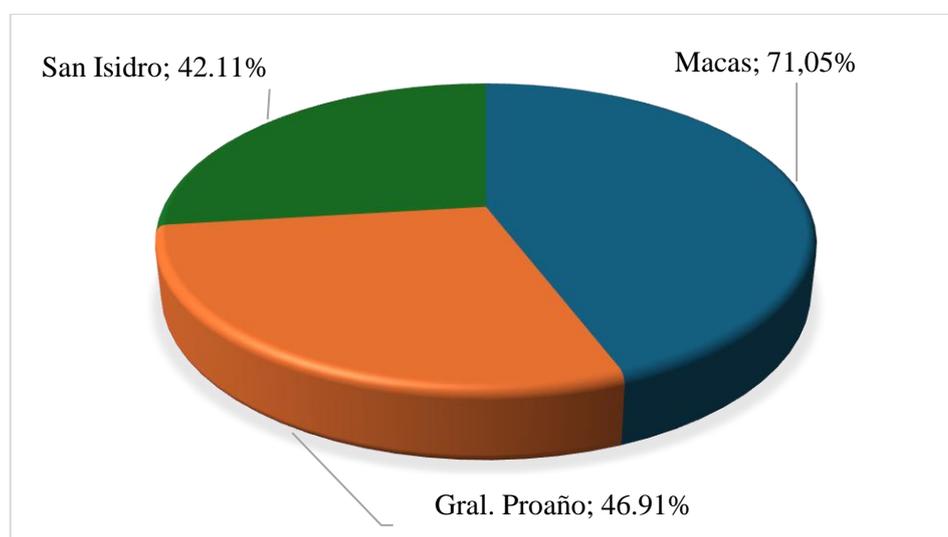
Por lo tanto, para determinar la cantidad de elementos de diseminación por gramo de heces, se multiplica la suma del conteo de ambos compartimentos por 100, lo que permite obtener una estimación precisa de la carga parasitaria (pág. 52).

## CAPITULO IV

### 4. MARCO DE ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

#### 4.1. Análisis descriptivo de la identificación de ectoparásitos en bovinos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro.

Con relación a los ectoparásitos se logró observar la presencia de *Dermatobia Hominis*, nuche o tupe, en el Cantón Morona donde se determinó una mayor presencia en la parroquia Macas con el 71.05%, seguido del 46.30% correspondiente a la parroquia General Proaño y 43.27% corresponde a la parroquia San Isidro, dando un 47.44% de casos positivos en las tres parroquias, estos resultados se presentan en la tabla 4-1.



**Ilustración 4-1:** Presencia de *Dermatobia Hominis* en bovinos en Macas, General Proaño, San Isidro

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

**Tabla 4-1:** Prevalencia de ectoparásitos en bovinos en Macas, General Proaño, San Isidro

Parroquias	Frecuencia	Casos positivos	Porcentaje	Casos negativos	Porcentaje
Macas	38	27	71.05%	11	28.95%
Gral. Proaño	162	76	46.91%	86	53.09%
San Isidro	171	72	42.11%	99	57.83%

<b>Total</b>	<b>371</b>	<b>175</b>	<b>47.17%</b>	<b>196</b>	<b>52.583%</b>
--------------	------------	------------	---------------	------------	----------------

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

En el presente estudio, encontramos una prevalencia parasitaria de *Dermatobia Hominis* del 47.17% en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro del cantón Morona, lo que es similar al hallazgo obtenidos por (Arias 2012, p. 98), quien señala la presencia de parásitos externos refiriéndose a *Hypoderma bovis* en las parroquias del cantón Francisco de Orellana fue de 42.0% de casos positivos, dicho valor se encuentra dentro del rango por el obtenido en el presente estudio.

Los resultados de nuestro estudio revelan una alta prevalencia de *Dermatobia hominis* en la parroquia Macas, cantón Morona, con un 71.05% de infestación. Esto concuerda con la información proporcionada por (Agrovet 2024, p. 1), que sugiere que el clima templado es el más adecuado para el desarrollo de la mosca del berne. La coincidencia entre nuestros resultados y la información de Agrovet se debe a que la parroquia Macas presenta un clima templado, con temperaturas entre 17 y 26°C, que favorece el desarrollo de este parásito.

En general, nuestros resultados confirman la información proporcionada por (Agrovet 2024, p. 1) y destacan la importancia de considerar las condiciones climáticas en el control y prevención de la infestación por *Dermatobia hominis* en la región.

#### **4.2. Análisis descriptivo de la identificación de endoparásitos en bovinos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro.**

En la presente investigación realizada en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro pertenecientes al Cantón Morona. A continuación, se describe la presencia parasitaria de acuerdo con la zona geográfica y sexo de los bovinos de un total de 371 animales, 38 pertenecen a la parroquia Macas, 162 pertenecen a la parroquia General Proaño y 171 pertenecientes a la parroquia San Isidro, de los cuales 51 fueron machos y 320 hembras en los cuales se logró observar diez especies de parásitos, los mismos que se especifican en la tabla 4-2.

**Tabla 4-2:** Identificación y clase de parasito

<b>Parásitos Identificados</b>	<b>Clase</b>
<b>Bunostomum</b>	Nematodo
<b>Phlebotomun</b>	

<b>Trichostrongylus spp</b>	Nematodo
<b>Oesophagostomum radiatum</b>	Nematodo
<b>Trichuris spp.</b>	Nematodo
<b>Ostertagia ostertagi</b>	Nematodo
<b>Haemonchus spp.</b>	Nematodo
<b>Cooperia spp.</b>	Nematodo
<b>Toxocara vitulorum</b>	Nematodo
<b>Strongyloides papillosus</b>	Nematodo
<b>Fasciola hepática</b>	Trematodo

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

El estudio realizado por (Balarezo, 2022), determino la prevalencia de once parásitos gastrointestinales; cinco géneros de nematodos: *Bonustomun spp*, *Cooperia spp*, *Haemonchus spp*, *Toxocara spp*, *Trichostrongulus spp*, tres géneros de protozoarios: *Balatidum*, *Cyclospora*, *Eimeria spp*, dos géneros cestodos: *Hymenolepsis spp*, *Taenia spp* y un género trematodos: *Fasciola hepática* (pág. 37).

Otro estudio realizado en el camal municipal de la parroquia urbana Macas del Cantón Morona, provincia de Morona Santiago por (Maldonado, 2022), determino la presencia de parásitos gastrointestinales como: *Trichostrongulus spp*; *Toxacara spp*, *Bunostomum Phlebotomun*, *Cooperia spp*, *Haemonchus spp*, *Oesophagostomum radiatum*, *Trichuris spp*, *Ostertagia spp*, *Strongyloides papillosus* y *Fasciola hepática* (pág. 32 – 34).

Los resultados obtenidos en la presente investigación concuerdan con los autores citados, presentando diferencia en la cantidad de parásitos encontrado debido a factores externos como época del año, clima, temperatura, técnicas empleadas para la identificación dando como resultado la presencia de unos parásitos y ausencia de otros parásitos.

Al analizar los datos positivos y negativos según el sexo y edad de los animales se observa que existe significancia de los valores esperados, a continuación, estos resultados se representan en la tabla 4-3.

**Tabla 4-3:** Tabla de casos positivos y negativos según el sexo y edad de los animales.

<b>MACHOS</b>	<b>HEMBRAS</b>
---------------	----------------

0 – 18 m		19 – 36m		> 37		0 – 18 m		19 – 36 m		> 37		Total
+	-	+	-	+	-	+	-	+	-	+	-	
1	6	17	7	4	5	25	14	85	57	73	66	371
2												

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

**Tabla 4-4:** Prevalencia de casos positivos y negativos

Casos	Frecuencia	Prevalencia %
Positivos	216	58.22
Negativos	155	41.78
TOTAL	371	100

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Se analizaron 371 muestras en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro, de las cuales 216 (58,22%) resultaron positivas para el parásito, con una prevalencia significativamente mayor en hembras (49,33%) en comparación con machos (8,89%), mientras que 155 muestras (41,78%) fueron negativas, distribuidas en 4,85% de machos y 36,93% de hembras, lo que sugiere una mayor susceptibilidad de las hembras a la infección parasitaria.

Así mismo (Zhuñi, 2022), en el cantón Sucua y (Maldonado, 2022) en la parroquia urbana Macas obtuvieron una prevalencia de parásitos de 50.67% (152/300), 47,83% (88/184), respectivamente valores inferiores a los mencionados en esta investigación.

Tras analizar la prevalencia parasitaria de helmintos se obtuvo una mayor presencia de nematodos a comparación de trematodos, que dio como resultados valores altamente significativos,  $\chi^2_{cal} = 109.36^{**}$  como se presenta en la tabla 3-3.

**Tabla 4-5:** Prevalencia de nematodos y trematodos

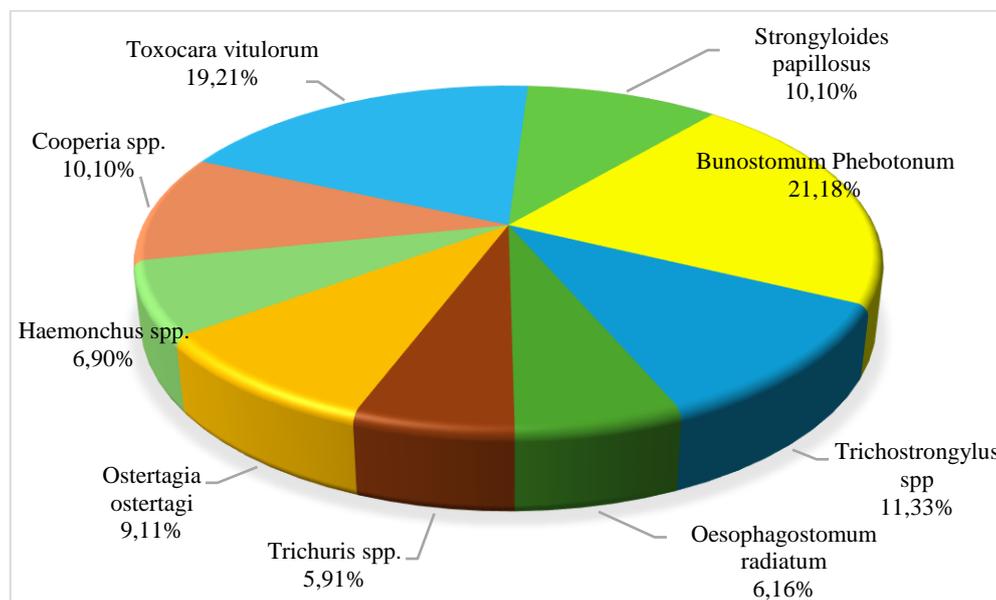
Parásitos	Frecuencia		
	F.O.	F.E.	%
Nematodos	143	72.00	66.20
Trematodos	49	72.00	22.69
Trematodos + Nematodos	24	72.00	11.11

<b>Total</b>	216	216.00	100
--------------	-----	--------	-----

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

### 4.3. Prevalencia de nematodos

En el grafico 4-2 se logra observar que las especies de helmintos que más prevalece son *Bunostomum phebtonum* con un 21,18%, seguida de *Toxocara vitulorum* 19,21%, de igual manera en menor prevalencia las especies *Trichuris spp.* 5,91% y *Oesophagostomum radiatum* 6,16%.



**Ilustración 4-2:** Prevalencia de nematodos en bovinos por especie

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

La detección de *Bunostomum phlebotomum* en bovinos con una frecuencia del 21.18% en nuestra muestra se puede atribuir a la presencia de un entorno favorable para su desarrollo, característico de regiones tropicales y subtropicales. Según (Pizan et al. 2015, p. 7), la distribución de este parásito se asocia con la disponibilidad de pastos, que constituyen la base alimentaria de los rumiantes en estas regiones.

La coincidencia entre la frecuencia de *B. phlebotomum* en nuestra muestra y la información reportada por (Pizan et al. 2015, p. 7), sugiere que la presencia de este parásito en la zona de estudio se debe a la influencia de factores ambientales y alimentarios, típicos de las regiones tropicales y subtropicales.

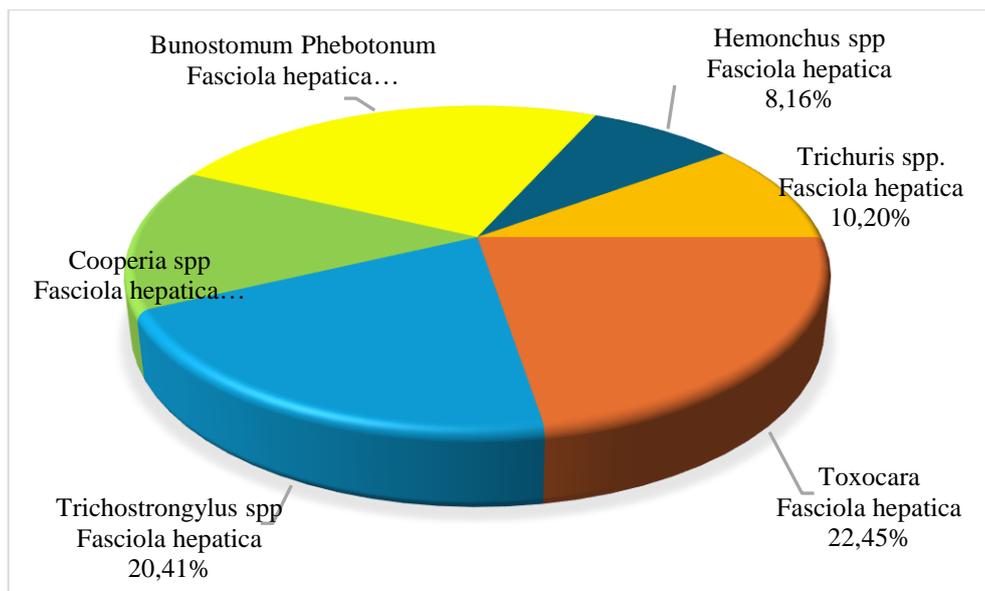
Los resultados coinciden en lo mencionado por (Jara y Mosquera, 2020), quienes señalan que uno de los principales problemas de salud en bovinos jóvenes es la infestación por nematodos gastrointestinales que afectan la ganadería bajo condiciones de pastoreo en climas tropicales (pág. 482 – 489).

La detección de *Toxocara vitulorum* en nuestra muestra posee una prevalencia del 19.21%, se correlaciona con las condiciones climáticas favorables para su desarrollo, caracterizadas por temperaturas entre 20°C y 28°C, típicas de regiones tropicales, coincidiendo con lo mencionado por (CFSPH 2005, p. 7), donde sugiere que la prevalencia de dicho parásito tiene mayor incidencia en ambientes tópicos favoreciendo el desarrollo y transmisión de la especie *Toxocara vitulorum*.

Según (Taylor y Wall, 2016), hace referencia que las infestaciones intensas de *Toxocara vitulorum* se asocian con la falta de crecimiento, enteritis catarral y diarrea intermitente, las cargas parasitarias pueden asociarse con obstrucción intestinal, ocasionalmente esta puede producir una perforación que conduce a peritonitis y muerte (pág. 367).

#### **4.4. Prevalencia de asociación de nematodos y trematodos**

En el grafico 4 – 3 se observa los casos más abundantes en el caso de la asociación de biparásitismo entre la asociación de helmintos de la clase nematoda y trematoda, de esta manera los resultados fueron *Bunosstomum phebtonum*, *Fasciola hepática* con 24.49% superando de esta manera a los valores obtenido en *Toxocara spp - Fasciola Hepatica* y *Hemonchus spp – Fasciola hepatica*.



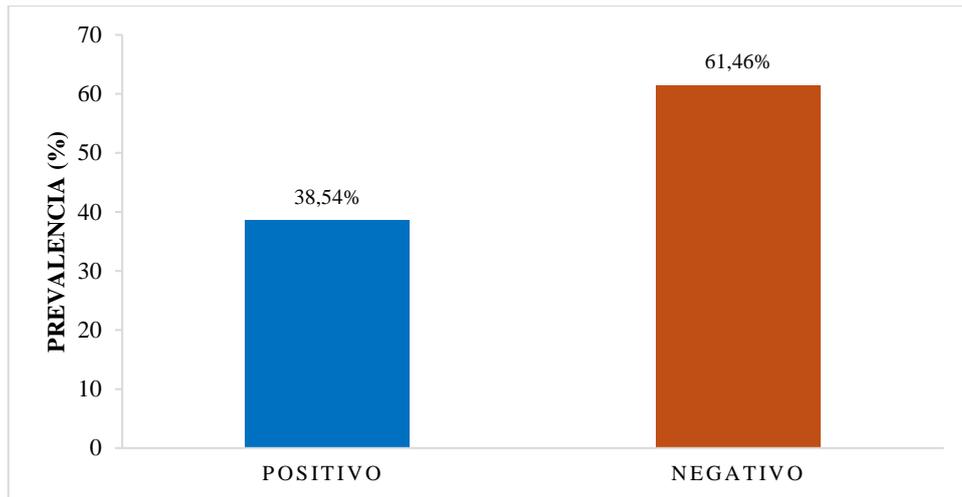
**Ilustración 4-3:** Prevalencia de asociación de nematodos y trematodos en bovinos por especie

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Los hallazgos de este estudio son consistentes con los resultados reportados por (Chuchuca, 2019 ) quien encontró que las infestaciones de parásitos simples fueron más comunes (33,71%) que las infestaciones múltiples (15,53%). Esto podría estar relacionado con una mejor condición física, prácticas de manejo sanitario efectivas y la edad de los animales, que pueden reducir la prevalencia de infestaciones parasitarias (pág. 74).

Los resultados presentados demuestran la incidencia de múltiples parásitos resaltando la biparasitosis en los cuales tuvo mayor presencia la especie *Fasciola hepática* de acuerdo a Collado, Valdés, Molento (2020, p. 2), tiene una zoonosis emergente ampliamente distribuida que se asocia principalmente a regiones donde esta es endémica, y es considerada una de las causas más significativas de disminución en la producción láctea, crecimiento y tasas de fertilidad en los bovinos, por lo que tiene enormes impactos negativos en los animales.

Al realizar las pruebas de laboratorio a los animales considerados en el estudio dio como resultado un 38.54% de casos positivos a prevalencia de nematodos, tabla 4 – 4.



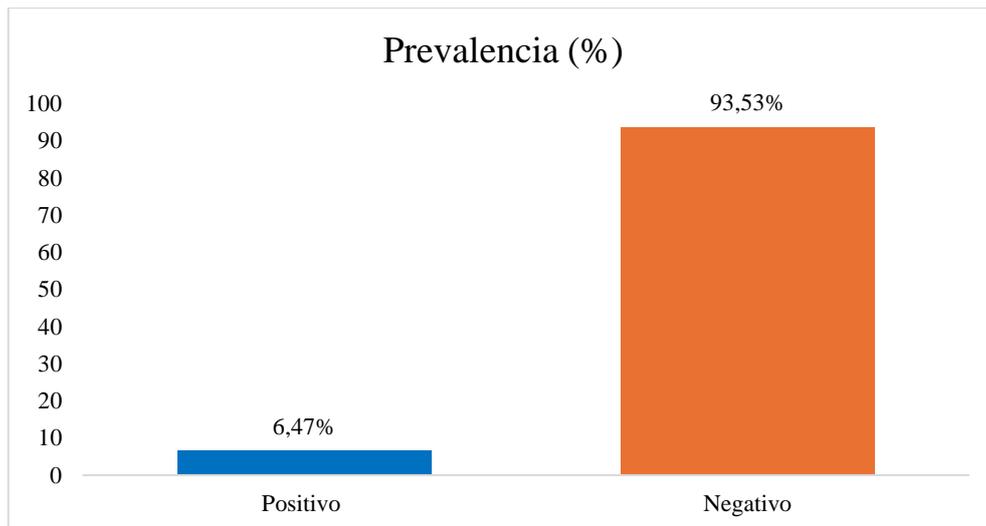
**Ilustración 4-4:** Resultados de laboratorio de la prevalencia de nematodos en bovinos

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Estos resultados concuerda con los presentados por (Maldonado 2022, p. 36), el cual encontró una mayor prevalencia de nematodos al evaluar parásitos presentes a nivel gastrointestinal bovino con un 41.30% de casos positivos, esto contradice a lo encontrado por (Pinilla et al. 2018, p. 278-287), donde indica que la prevalencia global del parasitismo gastrointestinal en bovinos fue de 83,2% existiendo una mayor incidencia de Protozoos.

Factores como la contaminación de potreros, una deficiente manejo sanitario, edad de los animales y un endeble aporte nutricional de los potreros, adicional a esto existe un delicado equilibrio entre nutrientes y salud de los bovinos, por lo que los mismos están en constante riesgo al estar expuestos a infecciones gastrointestinales que ocasionan la disminución en el consumo de alimento, mala conversión alimenticia y deficiente ganancia de peso (Díaz-Anaya et al. 2017, p. 1-8).

Los resultados del grafico 4-5 dan como resultado un número de animales positivos significativamente inferior en trematodos con 6.47%.



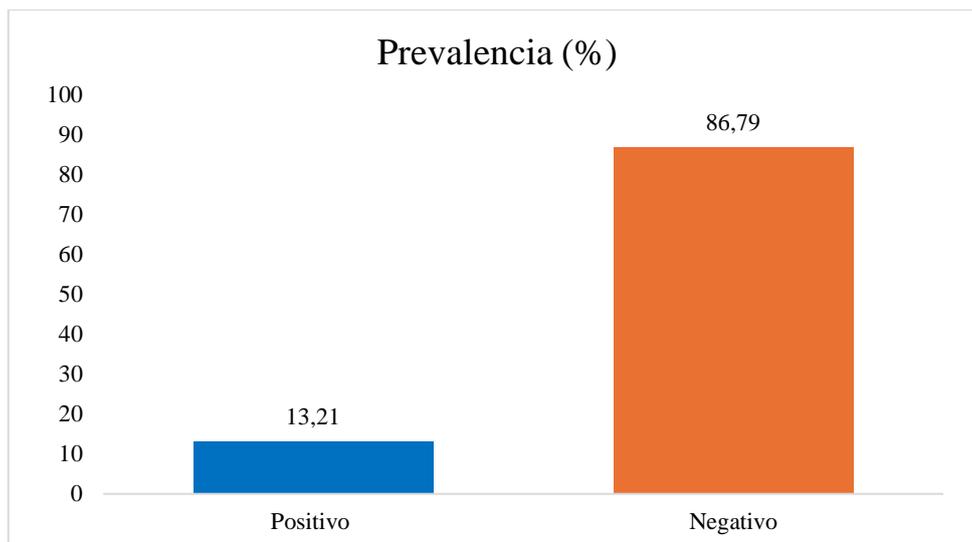
**Ilustración 4-5:** Resultados de laboratorio de la prevalencia de trematodos en bovinos

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

El valor obtenido en el presente estudio se encuentra dentro del rango al presentado por (Maldonado 2022, p. 37), quien reporta un 3.80% en la prevalencia de trematodos en bovinos, estudio en el cual se analizó a 184 animales de los cuales obtuvo 7 casos positivos.

Otros estudios reportan que trematodos como *Fasciola hepática*, con el pasar del tiempo aumentan los casos de infección, afectando la morbilidad en los sistemas ganaderos, es una zoonosis que llega a afectar poblaciones rurales generando un problema de salud pública (Chávez et al. 2020, p. 47-51).

Al analizar los resultados del gráfico 4-6, en la asociación de nematodos y trematodos se obtuvo un 13.21% de casos positivos, lo que coincide con lo reportado en el estudio en el cual se encontró menor incidencia de múltiples parásitos (Chuchuca Culcay 2019, p. 73).



**Ilustración 4-6:** Resultados de laboratorio de la prevalencia de nematodos y trematodos en bovinos

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

La incidencia de múltiples parásitos es un claro resultado del deficiente manejo sanitario y manejo de pastizales, esto sumado a otros factores como el desbalance nutricional, predominio de animales viejos, potreros contaminados aumentan el número de casos positivo a múltiple parasitismo (Fonseca 2010, p. 151).

#### 4.5. Infección en función del sexo del bovino

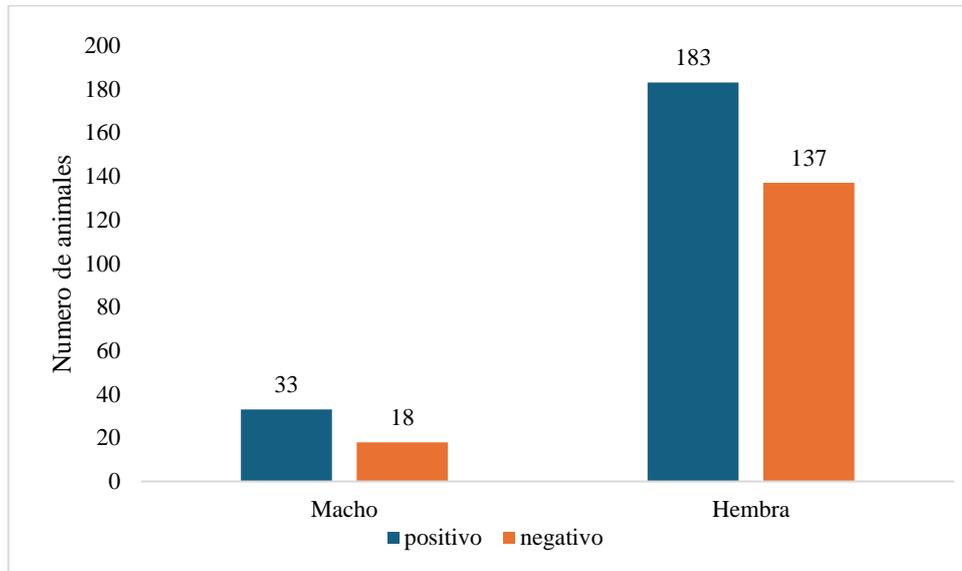
Para evaluar cuales son los factores que más influyen en la prevalencia de animales infectados con parásitos, se realizaron pruebas de estadística usando chi- cuadrado, presentando en primer lugar la variable sexo dando como resultando significancia, lo que muestra una relación entre el sexo del animal y la prevalencia parasitaria tal como se muestra en la tabla 4-6.

**Tabla 4-6:** Prevalencia de nematodos y trematodos

	Valor	Significancia
Chi – cuadrado de Pearson	1.022a	0.312
N de casos válidos	371	

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Los resultados presentados concuerdan con la tabla 4-6, definiendo así que existe una relación entre el sexo y la prevalencia parasitaria tal como lo muestra en el gráfico 4-7.



**Ilustración 4-7:** Animales no infectados e infectados según el sexo en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro

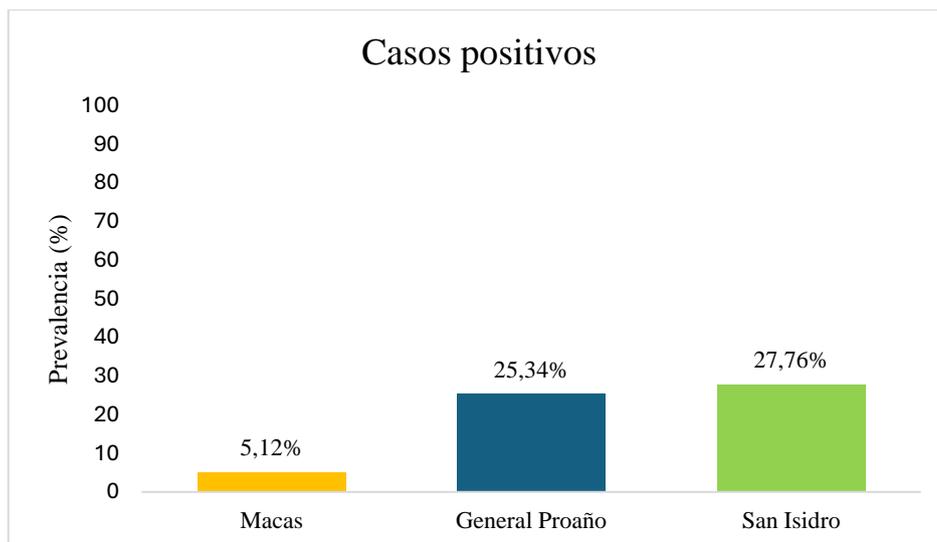
Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Los resultados fueron similares a los presentados en un estudio en el cual se demostró que las hembras se ven mayormente afectadas en casos de parasitosis intestinales, esto debido a que en la comunidad que fue muestreada presento un mayor índice de infestado debido a factores como aguas contaminadas y un deficiente manejo del plan de vacunación (Armijos 2013, p. 60-114).

Los resultados presentados por (Maldonado, 2022), muestran una prevalencia parasitaria con valores de casos positivos en hembras de (53/184) y en machos de (35/184) demostrando y afirmando de esta manera que al igual que el presente estudio existe una relación en la prevalencia parasitaria en función del sexo del bovino (pág. 65).

#### 4.6. Prevalencia parasitaria según su procedencia.

Los resultados del gráfico 4-8 expresan mayor prevalencia parasitaria en la parroquia San Isidro con un porcentaje de 27.76% de un total de 103 casos positivos y siendo la parroquia Macas la cual cuenta con prevalencia parasitaria de 5.12% de un total de 19 casos positivos.



**Ilustración 4-8:** Prevalencia de parásitos en casos positivos en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro

Realizado por: Loja, Julio, 2024.

Los resultados obtenidos en la presente investigación concuerdan con los estudios realizados en el cantón Sucua, por (Zhuñi Balarezo, 2022), el cual obtuvo una prevalencia parasitaria de 50.67% siendo este valor similar a la prevalencia obtenida en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro del cantón Morona (pág, 22).

Los valores pueden variar en las dos investigaciones por factores como el clima, el manejo sanitario, época del año de manera que la prevalencia parasitaria será mucho más marcada.

#### 4.7. Profilaxis

A partir de los resultados obtenidos en este estudio, se elaboró un perfil de profilaxis adecuado para cada agente causal identificado, como se detalla en la tabla 4-6.

**Tabla 4-7:** Prevalencia de nematodos y trematodos

Agente etiológico	Síntomas	Tratamiento	Frecuencia
<i>Bunostomum phlebotomum</i>	- Pérdida de peso  -Letargo, diarrea, disminución en la producción de leche.	- Albendazol: 10-20mg/kg de peso vivo, al 2.5% o 5%, por V.O.	Una sola dosis, segunda dosis de ser necesario de 7-10 días después

		-Fenbendazol: 5 – 10 mg/kg de peso vivo, al 10% o 20% por V.O.	
<i>Toxacara vitulorum</i>	- Pérdida de peso rápida y progresiva.  - Anemia severa con palidez en especial en la boca y ojos.  - Edema en patas, cuello y vientre.	- Triclabendazol: 10-20mg/kg al 50% o 10% por V.O.  - Rafoxanida: 5-10mg/kg de peso vivo, al 1.5% o 3% por V.O.	Una sola dosis, pero puede ser necesaria una segunda dosis 10-14 días después.
<i>Fasciola hepática</i>	- Diarreas crónicas.  - Anemia, debilidad muscular y falta de energía.	-Albendazol 10-20mg/kg de peso vivo.	Una sola dosis, en caso de ser necesario repetir después de 4 semanas.
<i>Trichostrongylus spp</i>	- Pérdida de peso y crecimiento lento. - Diarrea con moco y sangre.  - Anemia severa con palidez de las mucosas.  - Crecimiento lento en terneros.	- Doramectina 1%: 0.3mg/kg de peso vivo, I.M o S.C.  - Levamisol: 8 mg/kg de peso vivo, administrada por vía oral o subcutánea.	Una sola dosis, pero puede ser necesaria una segunda dosis 7-10 días después
<i>Strongyloides papillosus</i>	- Letargo y depresión. - Debilidad muscular y falta de energía. - Diarrea líquida con moco y sangre.  - Falta de apetito y disminución de la ingesta de alimentos. - Disminución en la producción de leche.	- Albendazol: 10-15 mg/kg de peso vivo, administrada por vía oral.  - Levamisol: 8 mg/kg de peso vivo, administrada por vía oral o subcutánea.	Una sola dosis, pero puede ser necesaria una segunda dosis 7-10 días después.

<b><i>Cooperia spp</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Diarrea líquida y pastosa.</li> <li>- Anemia leve a moderada.</li> <li>- Edema en patas y vientre.</li> <li>- Letargo y depresión.</li> <li>- Falta de apetito.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Ivermectina 3.5%: 0.2 mg/kg de peso vivo, administrada por vía subcutánea.</li> <li>- Albendazol: 5mg/kg mg/kg de peso vivo, administrada por vía oral.</li> </ul>	<p>Una sola dosis, con posible repetición a los 7-10 días, no presenta contraindicaciones. Con relación a la ivermectina una sobredosis puede producir ataxia y depresión.</p>
<b><i>Dermatobia hominis</i></b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Nódulos o quistes cutáneos: Se forman nódulos o quistes en la piel del animal, generalmente en la región del cuello, espalda o vientre.</li> <li>- El animal puede sentir picazón y molestia en la zona afectada</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Fipronil: 1-2 ml por animal, administrada por vía tópica (en la piel).</li> <li>- Doramectina: 0.2 mg/kg de peso vivo, administrada por vía subcutánea.</li> </ul>	<p>Una sola dosis, con posible repetición a los 7-10 días.</p> <p>Puede causar efectos alérgicos como anafilaxia.</p>

**Fuente:** (Lagos y Lascano 2021, p. 33)

**Realizado por:** Loja, Julio, 2024.0

Una vez identificado el agente causal de la enfermedad en el ganado, es crucial iniciar el tratamiento adecuado bajo la guía y supervisión de un veterinario, criterio que coincide con lo mencionado por (MSD 2023, p. 11), el cual hace énfasis en considerar factores como la edad del animal, su estado reproductivo, las características del sistema productivo y los tiempos de retiro adecuados para la carne o leche, para asegurar un tratamiento efectivo y seguro que proteja la salud del animal y la calidad de los productos derivados de él.

## CAPITULO IV

### 5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1. Conclusiones

- La investigación epidemiológica realizada en las parroquias Macas, General Proaño y San Isidro del cantón Morona, reveló una prevalencia parasitaria del 58.22% (216/371) en la población bovina estudiada, con una distribución de especies parasitarias donde *Bunostomum Phlebotomun* presentó una prevalencia del 21.18%, seguido por *Toxocara vitulorum* con un 19.21% y *Trichostrongylus spp* con un 11.33%, lo que sugiere una alta carga parasitaria en la zona, con implicaciones para la salud animal y la producción ganadera.
- La evaluación parasitológica reveló una alta prevalencia de infecciones por nematodos (66.20%) y trematodos (11.11%), así como una coinfección de ambos tipos de parásitos en el 22.69% de los animales. Entre los nematodos, *Bunostomum phlebotomum* se destacó como el más común, con un 21.18% de los casos. Además, se encontró una asociación notable entre *Bunostomum phlebotomum* y *Fasciola hepática*, con un 24.49% de los animales infectados con ambos parásitos. Estos hallazgos subrayan la necesidad de considerar la presencia de múltiples parásitos en el diseño de programas de control y prevención de la parasitosis en ganado bovino, con el fin de implementar estrategias efectivas para reducir la carga parasitaria y mejorar la salud animal.
- Una vez identificado el agente causal de la enfermedad en el ganado, se inicie el tratamiento adecuado bajo la guía y supervisión de un técnico, considerando factores como la edad del animal, su estado reproductivo, las características del sistema productivo y los tiempos de retiro adecuados para la carne o leche.

#### 5.2. Recomendaciones

- Es esencial realizar estudios coproparasitarios para identificar con exactitud el tipo de parásito que está afectando al ganado bovino, con el fin de implementar estrategias de control y tratamiento precisas y efectivas, de manera que, se puede seleccionar el tratamiento adecuado y evitar la administración de medicamentos de manera indiscriminada permitiendo maximizar la eficacia de los medicamentos y minimizar el

riesgo de resistencia lo que es crucial para mantener la salud y productividad del ganado bovino.

- La implementación de un calendario de desparasitación efectivo requiere considerar los parásitos prevalentes en la zona y utilizar una estrategia de rotación de medicamentos para minimizar el desarrollo de resistencia. En este sentido, se propone alternar entre albendazol y triclabendazol para el tratamiento de *Fasciola hepática* y *Bunostomum phlebotomum*, *Toxocara*.
- Se recomienda implementar un programa de capacitación técnica para productores ganaderos, enfocado en la implementación de calendarios sanitarios y estudios coproparasitarios para el control eficiente de parásitos en la zona, incluyendo la identificación y manejo de parásitos locales, uso adecuado de antiparasitarios, monitoreo y evaluación continua, para permitir una toma de decisiones informada y mejorar la salud animal y la productividad ganadera.

## BIBLIOGRAFÍA

1. **A, C. & E, P.** Parasitosis gastrointestinal en bovinos de carne. [en línea], 2017. [consulta: 6 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.ipcva.com.ar/files/ct16.pdf>.
2. **ABDALA, A. et al.** Estimación de pérdidas económicas causadas por *Trypanosoma vivax* en un rodeo lechero de Argentina, 2020. *Revista Veterinaria*, vol. 31, no. 2, ISSN 1669-6840. DOI 10.30972/vet.3124728.
3. **AGROCALIDAD.** Número de Cabezas de Ganado - Históricobovinos. [en línea], 2022. [consulta: 11 abril 2024]. Disponible en: [https://view.officeapps.live.com/op/view.aspx?src=http%3A%2F%2Fsipa.agricultura.gob.ec%2Fdescargas%2Fbase-estadistica%2Fmodulo\\_productivo%2Fbovinos\\_agrocalidad.xlsx&wdOrigin=BROWSELINK](https://view.officeapps.live.com/op/view.aspx?src=http%3A%2F%2Fsipa.agricultura.gob.ec%2Fdescargas%2Fbase-estadistica%2Fmodulo_productivo%2Fbovinos_agrocalidad.xlsx&wdOrigin=BROWSELINK).
4. **AGROVET.** Bovimec Pour On, El Tupe. *agrovetmarket.com* [en línea], 2024. [consulta: 13 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.agrovetmarket.com/investigacion-salud-animal/el-tupe>.
5. **ALEMAN, R. et al.** Tipificación agroecológica de los sistemas ganaderos en la región amazónica ecuatoriana Agroecological typification of livestock production systems in the Ecuadorian Amazon region, 2020. *Livestock Research for Rural Development*, vol. 32.
6. **ALMADA, A.** Impacto de parásitos gastrointestinales en el tambo. sin un buen programa de control perdemos eficiencia. [en línea], 2012. no. N° 120, Disponible en: [https://www.produccion-animal.com.ar/produccion\\_bovina\\_de\\_leche/produccion\\_bovina\\_leche/124-PARASITOS\\_GASTROINTESTINALES.pdf](https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_bovina_de_leche/produccion_bovina_leche/124-PARASITOS_GASTROINTESTINALES.pdf).
7. **ANZIANI, O. & FIEL, C.** Resistencia a los antihelmínticos en nematodos que parasitan a los rumiantes en la Argentina, 2015. *RIA. Revista de investigaciones agropecuarias*, vol. 41, no. 1, ISSN 1669-2314.
8. **ARIAS, T.** *Diagnóstico y Evaluación de Tres Tratamientos para Enfermedades Parasitarias, de Bovinos Adultos en el Cantón Francisco de Orellana* [en línea], 2012. bachelorThesis. S.l.: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. [consulta: 13 agosto 2024]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/1573>.
9. **ARMIJOS, V.** *Prevalencia de parásitos gastrointestinales de bovinos que se sacrifican en el camal municipal de Santa Isabel* [en línea], 2013. bachelorThesis. S.l.: s.n. [consulta: 15 agosto 2024]. Disponible en: <https://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/414>.
10. **ASTUDILLO, A.** “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos de los cantones orientales de la provincia del Azuay”. [en línea], 2016. Disponible en: <https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/26097/1/Tesis.pdf>.
11. **BERENGUER, J.** *Manual de Parasitología. Morfología y biología de los parásitos de interés sanitario*, 2007. S.l.: Edicions Universitat Barcelona. ISBN 978-84-475-3141-7.

12. **BOWMAN, D.** *Georgis Parasitología para veterinarios 9 ed.* © 2011, 2011. S.l.: Elsevier España. ISBN 978-84-8086-705-4.
13. **CABANELAS, E. et al.** Parasitosis externas en ganado vacuno, 2015.
14. **CAMAS, R.** Tecnologías para el control y prevención de enfermedades parasitarias en bovinos. *gob.mx* [en línea], 2023. [consulta: 7 agosto 2024]. Disponible en: <http://www.gob.mx/inifap/articulos/tecnologias-para-el-control-y-prevencion-de-enfermedades-parasitarias-en-bovinos>.
15. **CASADO, E. et al.** Desempeño de McMaster y Mini-Flotac en el diagnóstico de *Paramphistomum* spp. en bovinos, 2020. *Revista de Producción Animal*, vol. 32, no. 1, ISSN 2224-7920.
16. **CELLAN, C.** *Manejo del ganado de doble propósito.* [en línea], 2010. bachelorThesis. S.l.: Espol. [consulta: 10 mayo 2024]. Disponible en: <http://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/39814>.
17. **CFSPH.** Toxocariasis. [en línea], 2005. [consulta: 17 agosto 2024]. Disponible en: [https://www.cfsph.iastate.edu/search\\_gcse/](https://www.cfsph.iastate.edu/search_gcse/).
18. **CHÁVEZ, D. et al.** Identificación de parásitos gastrointestinales predominantes en bovinos de la Península de Santa Elena, 2020. *Revista Científica y Tecnológica UPSE*, vol. 7, no. 2, ISSN 1390-7697, 1390-7638. DOI 10.26423/rctu.v7i2.524.
19. **CHUCHUCA CULCAY, A.** *Prevalencia de parasitosis intestinal en el ganado bovino mediante el análisis coprológico cuantitativo* [en línea]. 2019. bachelorThesis. S.l.: s.n. [consulta: 15 agosto 2024]. Disponible en: <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/17638>.
20. **COLLADO, D. et al.** Fasciolosis en Cuba y el mundo. *Revista de Producción Animal* [en línea], 2020. vol. 32, no. 3, [consulta: 15 agosto 2024]. ISSN 2224-7920. Disponible en: <https://revistas.reduc.edu.cu/index.php/rpa/article/view/e3658>.
21. **CORDERO, M. & ROJO, F.** *Parasitología Veterinaria Cordero | PDF* [en línea], 2002. 1. S.l.: McGraw-Hill Interamericana de España. [consulta: 11 abril 2024]. Disponible en: <https://es.scribd.com/document/519524123/Parasitologia-Veterinaria-Cordero>.
22. **CULCAY, Ana.** Prevalencia de parasitosis intestinal en el ganado bovino mediante el análisis coprológico cuantitativo. [en línea], 2019. Disponible en: <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/17638/1/UPS-CT008388.pdf>.
23. **DÍAZ-ANAYA, A. et al.** Estudio coproparasitológico en ovinos al pastoreo en Boyacá, Colombia, 2017. *Revista de Salud Animal*, vol. 39, no. 1, ISSN 0253-570X.
24. **DIRKSEN, G. et al.** *Medicina interna y cirugía del bovino*, 2005. 4a ed. Buenos Aires: Inter-Médica. ISBN 978-950-555-288-7.
25. **FAO.** Resistencia a los Antiparasitarios: Estado Actual con Énfasis en América Latina. [en línea], 2003. [consulta: 10 abril 2024]. Disponible en: <https://www.fao.org/3/Y4813S/y4813s00.htm#Contents>.

26. **FAO.** Manejo Sanitario Eficiente del Ganado Bovino. Principales Enfermedades. [en línea], 2010. [consulta: 6 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.studocu.com/es-mx/document/universidad-veracruzana/fundamentos-de-agronomia/05-manejo-sanitario-eficiente-del-ganado-bovino-principales-enfermedades-autor-fao/29128766>.
27. **FEDEGÁN.** Manejo integrado de endoparásitos en SSPi. *CONtexto Ganadero* [en línea], 2019. [consulta: 5 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.contextoganadero.com/ganaderia-sostenible/manejo-integrado-de-endoparasitos-en-sspi>.
28. **FERNÁNDEZ, A. et al.** Prevalence nematode gastroenteric of double purpose cattle ranch of hidalgotitlan veracruz, 2015. MEXICO.
29. **FIEL, C. et al.** *Diagnóstico de las parasitosis más frecuentes de los rumiantes: técnicas de diagnóstico e interpretación de resultados*, 2011. S.l.: s.n. ISBN 978-987-33-1502-2.
30. **FONSECA, N.** Condiciones higienico-sanitarias como factores de riesgo para las parasitosis intestinales en una comunidad rural venezolana. [en línea], 2010. [consulta: 15 agosto 2024]. Disponible en: [https://www.academia.edu/1464567/CONDICIONES\\_HIGIENICO\\_SANITARIAS\\_COMO\\_FACTORES\\_DE\\_RIESGO\\_PARA\\_LAS\\_PARASITOSIS\\_INTESTINALES\\_EN\\_UNA\\_COMUNIDAD\\_RURAL\\_VENEZOLANA](https://www.academia.edu/1464567/CONDICIONES_HIGIENICO_SANITARIAS_COMO_FACTORES_DE_RIESGO_PARA_LAS_PARASITOSIS_INTESTINALES_EN_UNA_COMUNIDAD_RURAL_VENEZOLANA).
31. **ISIQUE, J.** Manual de prevención y control de enfermedades parasitarias. [en línea], 2017. Disponible en: <https://www.senasa.gob.pe/senasa/descargasarchivos/2017/03/Manual-para-Funcionarios-Municipales-Actividad-1-META-37.pdf>.
32. **JARA, D. & MOSQUERA, J.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos hembra adultas de los cantones occidentales de la provincia del Azuay, 2020. vol. 1.
33. **JUNQUERA.** *Toxocara vitulorum*, nematodo parásito del intestino delgado del ganado bovino: biología, prevención y control. [en línea], 2017. [consulta: 6 agosto 2024]. Disponible en: [https://parasitipedia.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=165&Item](https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=165&Item).
34. **LAGOS MONTEJO, G. & LASCANO RIVERA, S.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos de 12 a 36 meses de edad en la parroquia La Belleza, cantón Francisco de Orellana. En: Accepted: 2022-07-21T23:24:56Z [en línea], 2021. [consulta: 17 agosto 2024]. Disponible en: <http://dspace.esoch.edu.ec/handle/123456789/16275>.
35. **MALDONADO JARAMILLO, W.** Determinación de la prevalencia de parásitos (Helmintos) en bovinos faenados en el camal de la parroquia urbana Macas, cantón Morona. En: Accepted: 2022-09-27T22:50:20Z [en línea], 2022. [consulta: 13 agosto 2024]. Disponible en: <http://dspace.esoch.edu.ec/handle/123456789/17127>.
36. **MSD.** Guía completa para la desparasitación en bovinos. *Club ganadero* [en línea], 2023. [consulta: 6 agosto 2024]. Disponible en: [https://www.clubganadero.com/wp-content/uploads/sites/78/2023/07/Ebook\\_parasitos-1.pdf](https://www.clubganadero.com/wp-content/uploads/sites/78/2023/07/Ebook_parasitos-1.pdf).

37. **NARI, A. et al.** *Resistencia a los antiparasitarios: Estado actual con énfasis en América Latina. Estudio FAO Producción y Sanidad Animal 157*, 2003. S.l.: s.n. ISBN 978-92-5-304967-7.
38. **PARDO, E.** *Parasitología veterinaria II* [en línea], 2005. Managua, NI: Universidad Nacional Agraria. [consulta: 5 agosto 2024]. Disponible en: <https://repositorio.una.edu.ni/2431/>.
39. **PCDOT.** Ordenanza que sanciona la actualización del plan cantonal de desarrollo y ordenamiento territorial de morona, pcdot -m 2020-2032, en el marco de la emergencia sanitaria por la pandemia covid-19 y del plan de uso y gestión del suelo: componente estructurante cantonal y urbanístico en el suelo rural de producción y protección – Gobierno Municipal del Cantón Morona. [en línea], 2023. [consulta: 8 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.morona.gob.ec/ordenanza-pcdot/>.
40. **PÉREZ, A.** Parasitosis externas en ganado vacuno. [en línea], 2024. [consulta: 5 agosto 2024]. Disponible en: <https://view.officeapps.live.com/op/view.aspx?src=http%3A%2F%2Fwww.albeitar.grupoasis.com%2Fbibliografias%2Fparasitosisvacuno188.doc&wdOrigin=BROWSELINK>.
41. **PINILLA, J. et al.** Prevalencia del parasitismo gastrointestinal en bovinos del departamento Cesar, Colombia, 2018. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, vol. 29, no. 1, ISSN 1609-9117. DOI 10.15381/rivep.v29i1.14202.
42. **PIZAN, R. et al.** Efecto de las concentraciones del extracto crudo de *Bunostomum trigonocephalum* sobre la producción de anticuerpos en *Oryctolagus cuniculus*, 2015. *Revista REBIOLEST*, vol. 3, no. 2,
43. **QUIROZ, H.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domesticos | PDF | Parasitología | Organismos. [en línea], 2013. [consulta: 5 agosto 2024]. Disponible en: <https://es.scribd.com/doc/296129335/Parasitologia-y-Enfermedades-Parasitarias-de-Animales-Domesticos>.
44. **RÍOS, S. & BENÍTEZ, D.** Análisis del funcionamiento económico productivo de los sistemas de producción cárnica bovina en la Amazonía Ecuatoriana, 2015. *Archivos de Zootecnia*, vol. 64, no. 248, ISSN 1885-4494. DOI 10.21071/az.v64i248.428.
45. **RODRÍGUEZ SIGUENCIA, I. & JUELA QUINTUÑA, E.** *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en bovinos adultos del cantón Cuenca* [en línea], 2016. bachelorThesis. S.l.: s.n. [consulta: 19 junio 2024]. Disponible en: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/24372>.
46. **RODRIGUEZ VIVAS, R.** *Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria*, 2015. S.l.: s.n.
47. **ROGERIO.** Bioseguridad en la producción animal: sepa cuáles son los procedimientos a seguir. *Certified Humane Latino | Bienestar animal* [en línea], 2020. [consulta: 7 agosto 2024]. Disponible en: <https://certifiedhumanelatino.org/bioseguridad-en-la-produccion-animal-sepa-cuales-son-los-procedimientos-a-seguir/>.

48. **ROMERO, C.** Control de Tupe o Nuche en vacas de ordeño en la amazonía ecuatoriana | Medicina Veterinaria Al Día. <https://www.medicinaveterinariaaldiaweb.com/> [en línea], 2020. [consulta: 6 agosto 2024]. Disponible en: <https://www.medicinaveterinariaaldiaweb.com/control-de-tupe-o-nuche-en-vacas-de-ordeno-en-la-amazonia-ecuatoriana/>.
49. **SAMANIEGO GUZMÁN, E. et al.** Prevalencia de parásitos gastrointestinales y pulmonares en bovinos del cantón Guamate - Ecuador, 2022. *Dominio de las Ciencias*, vol. 8, no. 3, ISSN 2477-8818.
50. **SANTILLÁN, W.** *Estudio Parasitológico de Vermes Internos con Alternativas de Tratamiento en Ganaderías Bovinas del Cantón Norona, Provincia de morona Santiago* [en línea], 2012. bachelorThesis. S.l.: Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. [consulta: 2 abril 2024]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/1708>.
51. **SERRANO, F.** Manual práctico de parasitología veterinaria. *studylib.es* [en línea], 2010. [consulta: 17 agosto 2024]. Disponible en: <https://studylib.es/doc/7907475/manual-practico-de-parasitologia-veterinaria>.
52. **VEGA, E.** Importancia del Análisis Coproparasitario | AGROCOLUN | Ed. 56. [en línea], 2021. [consulta: 25 junio 2024]. Disponible en: <https://agrocolun.cl/importancia-del-analisis-coproparasitario-56/>.
53. **ZHUÑI BALAREZO, A.** Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales (helminthos) en bovinos faenados en el camal de Huambi, cantón Sucúa. En: Accepted: 2023-03-07T20:46:44Z [en línea], 2022. [consulta: 13 agosto 2024]. Disponible en: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/18416>.

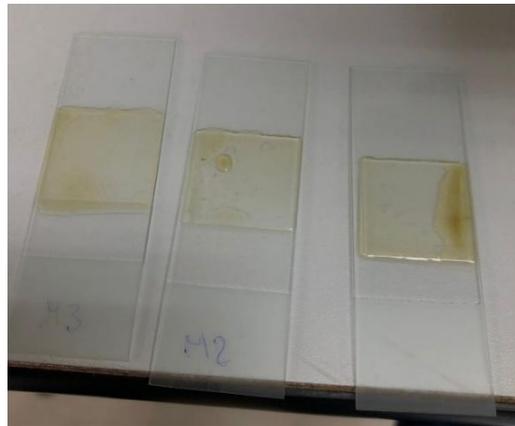
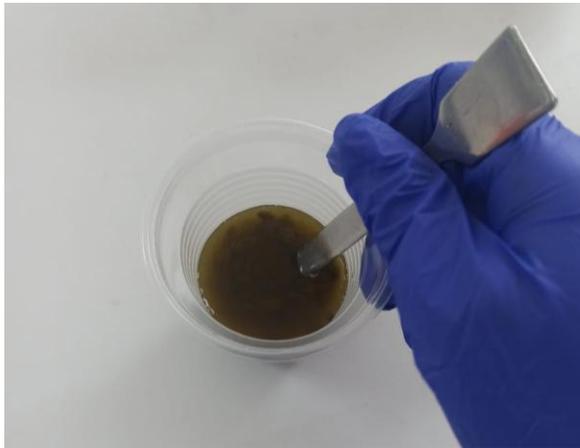




### ANEXO C: HOJA DE LABORATORIO

RESULTADOS DE LABORATORIO			
NUMERO DE MUESTRA	SEXO:	EDAD:	FECHA:
MÉTODO	FLOTACIÓN	MC MASTER	
NEMATODOS			
TREMATODOS			

### ANEXO D: METODO DE FLOTACIÓN



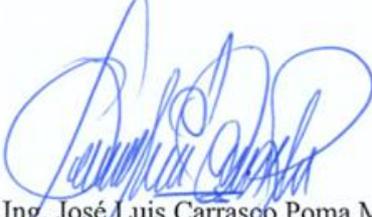
### ANEXO E: METODO DE MC MASTER





**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO**  
**CERTIFICADO DE CUMPLIMIENTO DE LA GUÍA PARA**  
**NORMALIZACIÓN DE TRABAJOS DE FIN DE GRADO**

**Fecha de entrega:** 18/ 12 / 2024

<b>INFORMACIÓN DEL AUTOR</b>
<b>Nombres – Apellidos:</b> Julio Cesar Loja Illescas
<b>INFORMACIÓN INSTITUCIONAL</b>
<b>Facultad:</b> Ciencias Pecuarias
<b>Carrera:</b> Zootecnia
<b>Título a optar:</b> Ingeniero Zootecnista
 Ing. José Luis Carrasco Poma Mgs. <b>Director del Trabajo de Titulación</b>
 Ing. Geovanny Marco Soldado Soldado Mgs. <b>Asesor del Trabajo de Titulación</b>