



UNIVERSIDAD DE PANAMÁ  
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES, EXACTAS Y TECNOLOGÍA  
ESCUELA DE BIOLOGÍA  
TESIS DE LICENCIATURA

**“ANÁLISIS GEOESPACIAL DE LA DIVERSIDAD PARASITARIA  
GASTROINTESTINAL EN CAPRINOS DE DOS ZONAS DE VIDA EN LA  
REPÚBLICA DE PANAMÁ”**

PRESENTADO POR:

**ERIKA FIGUEROA**

**JOEL DEGRACIA JAEN**

Trabajo de graduación presentado a la Escuela de Biología como requisito parcial para optar por el título de Licenciados en Biología con Orientación en Microbiología y Parasitología.

REPÚBLICA DE PANAMÁ  
2025



---

**TRIBUNAL EXAMINADOR**

---

Título:

**“Análisis geoespacial de la diversidad parasitaria gastrointestinal en caprinos de dos zonas de vida en la república de panamá”**

Por:

**JOEL DEGRACIA** \_\_\_\_\_

**8-974-459**

**ERIKA FIGUEROA** \_\_\_\_\_

**8-950-1833**

Trabajo de Graduación presentado a consideración de la Escuela de Biología como requisito parcial para optar por el título de Licenciatura en Biología con Orientación en Microbiología y Parasitología.

**DRA. NIDIA SANDOVAL** \_\_\_\_\_

Asesora principal

**DRA LEYDA ABREGO** \_\_\_\_\_

Co-asesora

**MSc. ALBERTO MENA** \_\_\_\_\_

Co-asesor

## Asesores

Este trabajo de graduación fue realizado bajo la dirección y supervisión conjunta de

Asesor Principal

Nidia Sandoval, PhD

Profesora

Departamento de Microbiología y Parasitología

Escuela de Biología

Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

Universidad de Panamá

## Co-Asesor

Leyda Abrego, PhD.

Profesora

Departamento de Microbiología y Parasitología

Escuela de Biología

Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

Universidad de Panamá

Investigadora

Departamento de Virología

Instituto Conmemorativo Gorgas

## Co-Asesor

Alberto Mena MS c.

Profesor

Departamento de Microbiología y Parasitología

Escuela de Biología

Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

Universidad de Panamá

# **DEDICATORIA**

“Dedico esta tesis a mis padres, cuyo esfuerzo, dedicación y su constante impulso que fue fundamental para poder alcanzar este logro. A mis hermanos y a mi esposo, por su apoyo incondicional y motivación en cada paso del camino. A mi compañero Joel- Degracia y a mí misma, por la perseverancia, el esfuerzo y la determinación para seguir adelante, incluso cuando el camino no fue fácil.”

Erika

Dedico esta tesis, en primer lugar, a Dios, por ser mi guía, mi fortaleza y por iluminar cada paso de este camino.

A mi familia, especialmente a mis padres, por su amor, apoyo incondicional y por ser siempre mi mayor fuente de motivación. A mi abuela Alicia, cuyo cariño y sabiduría me acompañan siempre. A aquellos seres queridos que ya no están físicamente, pero que siento presentes en espíritu, apoyándome desde el cielo.

Dedico también esta tesis a la Dra. Nidia Sandoval, porque este trabajo no solo lleva mi esfuerzo, sino también su entrega, dedicación y paciencia. Esta tesis es tan suya como mía.

Y, por último, a quien me acompañó silenciosamente en las largas noches de estudio y escritura: mi querida gata.

Joel

# **AGRADECIMIENTO**

Primeramente, agradezco a Dios, fuente de fortaleza y sabiduría, por guiarme en este camino y permitirme alcanzar esta meta.

Extiendo mi más sincero agradecimiento a todos los profesores que formaron parte de mi formación universitaria, cuyo conocimiento y dedicación han sido fundamentales en mi desarrollo académico y profesional.

En especial, quiero expresar mi profunda gratitud a la Dra. Nidia Sandoval, mi asesora, por su incondicional apoyo, orientación y exigencia a lo largo de este proceso. Su compromiso, paciencia y cada enseñanza fueron fundamentales para superar los desafíos y alcanzar este logro.

A nuestros coasesores, el Msc. Alberto Mena y la Dra. Leyda Abrego, por sus valiosas sugerencias y ayuda a lo largo del desarrollo de esta investigación.

También agradezco a la Dra. Librada Atencio por su valioso apoyo, así como al Dr. Joel Sánchez, cuya dedicación en la enseñanza y acompañamiento en el área de estadística contribuyeron significativamente al rigor metodológico de este trabajo. A mis padres y a mi esposo, por su apoyo incondicional, amor y motivación constante, que fueron mi mayor impulso para seguir adelante.

A mi compañero de tesis, Joel Degracia mis amigas y colegas Dayana Acevedo, Johanny Ruíz, por su motivación y compañía en este proceso, recordándome siempre la importancia de la perseverancia y el esfuerzo.

Erika

Quiero agradecer a Dios de antemano, ya que sin Él nada de esto hubiese sido posible. Su guía, fortaleza y sabiduría han sido fundamentales en cada paso de este camino.

A todos mis familiares, y en especial a mis padres, gracias por ser mi motor y mi fuente constante de inspiración. A mi madre, por su amor incondicional, por estar siempre a mi lado y por sus palabras de aliento en los momentos más difíciles. A mi padre, por su impulso constante, por motivarme a seguir adelante y animarme a culminar esta tesis con compromiso y determinación.

Expreso mi más sincera gratitud a la Dra. Nidia Sandoval, por brindarme la oportunidad de formar parte de este proyecto, por su invaluable mentoría, sus sabios consejos, su apoyo constante y, sobre todo, por su infinita paciencia. Sin ella, nada de esto habría sido posible.

Agradezco también a la Dra. Leyda Abrego, por su apoyo incondicional y por las palabras de aliento que me acompañaron a lo largo de toda la carrera. Al MS c. Alberto Mena, gracias por sumarse a este proyecto y por contribuir con su experiencia y compromiso.

A mis compañeros del Instituto Conmemorativo Gorgas de Estudios de la Salud, gracias por su respaldo, compañerismo y amistad. A la Dra. Anayansi Valderrama, por estar siempre presente, brindándome su apoyo sin reservas. A la MS c. Anyi Tuñón, por enseñarme a mejorar mi redacción científica y por su constante disposición a ayudar. A Angélica Castro y Brigitte Henríquez, gracias por su apoyo continuo y por hacer de este proceso una experiencia más llevadera y enriquecedora.

Agradezco de manera especial a Johanny Ruiz por su invaluable apoyo. También extendo mi profundo agradecimiento a todas las personas que, aunque no menciono, han sido parte esencial de mi formación académica.

Joel

# ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTO .....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	x
ÍNDICE DE CUADROS .....	xiv
ÍNDICE DE FIGURAS .....	xv
RESUMEN.....	1
ABSTRAC.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
OBJETIVOS GENERALES .....	5
OBJETIVOS ESPECÍFICOS .....	5
HIPÓTESIS .....	5
CAPÍTULO I: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA .....	6
1.1 Contexto ecológico y geográfico.....	7
1.1.1 Descripción de las zonas de vida según Holdrige, en el estudio:.....	7
1.1.2 Impacto del clima en la ecología parasitaria .....	10
1.1.3 Cambio climático en la ecología parasitaria .....	11
1.2 Caprinos: características y relevancias.....	12
1.2.1 Contribución de los caprinos al desarrollo de la producción pecuaria.....	12
1.2.2 Estudios precedentes de endoparásitismos en caprinos .....	16
1.2.2.1 Estudios en caprinos a nivel internacional .....	16
1.2.2.2 Estudios en caprinos a nivel nacional.....	17
1.2.3 Fisiología y comportamiento de los caprinos.....	21

1.2.3.1 Factores que pueden influir en la susceptibilidad a infecciones parasitarias: .....	21
1.2.3.2 Adaptaciones inmunológicas de los caprinos frente a los parásitos gastrointestinales: 23	
1.3 Parasitología y epidemiología de los diferentes grupos de parásitos .....	24
1.3.1 Protozoos.....	24
1.3.2 Helmintos .....	27
1.3.4 Platelminotos.....	39
1.4 Métodos de diagnóstico y control de parásitos gastrointestinales .....	43
1.4.1.1 Técnicas de diagnóstico utilizadas para detectar endoparásitos en caprinos.....	43
1.4.1.2Examen coprológico directo (Gold estándar):.....	44
1.4.2 Estrategias de control de parásitos en ambientes con diferentes características ecológicas .....	46
CAPÍTULO II: METODOLOGÍA .....	49
2.1 Tipo de estudio:.....	50
2.2 Área de estudio:.....	50
2.3 Universo:.....	50
2.4 Criterios de inclusión y exclusión:.....	51
2.5 Trabajo de campo:.....	51
2.5.1 Colecta de las muestras: .....	52
2.5.2 Toma de muestra para examen directo con Lugol: .....	52
2.5.3 Toma de muestra para cultivo de larva (Método de Baermann):.....	53
2.6 Procesamiento de las muestras:.....	53
2.6.1 Examen directo: .....	53

2.6.2 Método de Baermann: .....	54
2.7 Análisis estadísticos: .....	56
CAPÍTULO III: ANÁLISIS Y PRESENTACIÓN DE RESULTADOS .....	58
3.1 Diversidad y prevalencia de endoparásitos.....	59
3.2 Eficiencia de los métodos directo y el método de Baermann .....	62
3.3 Análisis variaciones climáticas y ambientales .....	65
CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN .....	73
4.1 Diversidad y prevalencia de endoparásitos .....	74
4.2 Evaluación de la eficacia de los métodos directo y de Baermann .....	80
4.3 Variaciones climáticas y ambientales .....	88
4.3.1 Temperatura .....	88
4.3.2 Humedad .....	90
4.3.3 Precipitación.....	90
4.3.4 Relación entre las condiciones de manejo y parásitos: .....	92
4.3.5 Relación entre la fuente de agua y parásitos: .....	93
4.3.6 Relación entre el tipo de alimento y parásitos .....	94
4.3.7 Relación entre hábito de limpieza y parásitos:.....	96
CAPÍTULO IV: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	97
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	101
ANEXOS .....	132
Anexo I: Cuadros.....	133
Anexo II: Figuras.....	143

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1 Descripción de los sitios de colecta .....	133
Cuadro 2 Áreas de estudio.....	134
Cuadro 3 Universo del estudio .....	135
Cuadro 4 Muestras de heces colectadas por zona de vida.....	135
Cuadro 5 Índice de Shannon para conocer la diversidad parasitaria.....	136
Cuadro 6 Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida.....	137
Cuadro 7 Prevalencia por grupos parasitarios en los caprinos .....	137
Cuadro 8 Prevalencia de endoparásitos presentes en muestras de heces en caprinos según su zona de vida.....	137
Cuadro 9 Prevalencia de los géneros parasitarios presentes en caprinos según su zona de vida .....	138
Cuadro 10 Muestras de heces por método de diagnóstico y zona de vida .....	139
Cuadro 11 Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida, identificados por el método directo.....	139
Cuadro 12 Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida, identificados por el método de Baermann.....	139
Cuadro 13 Influencia de la temperatura en la abundancia de parásitos en caprinos .....	140
Cuadro 14 Influencia de la precipitación en la abundancia de parásitos en caprinos .....	141
Cuadro 15 Influencia de la precipitación en la abundancia de parásitos en caprinos .....	142

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Sitios de colecta .....	143
Figura 2 Colecta de muestras de campo por zona de vida .....	144
Figura 3 Toma de las muestras .....	144
Figura 4 Procesamiento del examen directo .....	145
Figura 5 Procesamiento de las muestras para el cultivo de larvas .....	145
Figura 6 Clave taxonómica para identificar las larvas .....	146
Figura 7 Morfología de los huevos de gusanos parásitos en ovejas .....	147
Figura 8 Diversidad parasitaria según la zona de vida .....	148
Figura 9 Prueba de Chi cuadrado (X <sup>2</sup> ) sobre la prevalencia de parásitos en caprinos.....	148
Figura 10 Prevalencia de parásitos encontrados en caprinos según la zona de vida .....	149
Figura 11 Prueba de Chi cuadrado (X <sup>2</sup> ) para el método directo .....	149
Figura 12 Prevalencia de parásitos encontrados por el método directo .....	150
Figura 13 Prevalencia de Chi cuadrado (X <sup>2</sup> ) para el método de Baermann .....	150
Figura 14 Prevalencia de parásitos encontrados por el método de Baermann .....	151
Figura 15 Abundancia relativa para la temperatura .....	151
Figura 16 Abundancia relativa para la precipitación .....	152
Figura 17 Abundancia relativa para la humedad .....	152
Figura 18 Relación entre las condiciones de manejo y parásitos .....	153
Figura 19 Relación entre la fuente de agua y parásitos.....	153
Figura 20 Relación entre el tipo de alimento y parásitos.....	154
Figura 21 Relación entre el hábito de limpieza y parásitos.....	154
Figura 22 Protozoos identificados por el método directo .....	155

Figura 23 Trematodos identificados a través del método directo .....	155
Figura 24 Cestodos identificados por el método directo .....	156
Figura 25 Nematodos identificados por el método directo .....	156
Figura 26 Nematodos identificados por el examen directo .....	157
Figura 27 Larvas de <i>Haemonchus</i> spp.....	158
Figura 28 Larvas de <i>Cooperia</i> spp.....	159
Figura 29 Larva de <i>Strongyloides</i> spp. ....	160
Figura 30 Larva de <i>Oesophagostomum</i> spp. ....	161
Figura 31 Larva de <i>Trichostrongylus</i> spp. ....	162
Figura 32 Larva de <i>Ostertagia</i> spp. ....	162
Figura 33 Larva de <i>Bunostomum</i> spp. ....	163
Figura 34 Larva de <i>Nematodirus</i> spp. ....	163
Figura 35 Distribución geoespacial de huevos, quistes y ooquistes de parásitos en caprinos.....	164
Figura 36 Distribución geoespacial de larvas L3 de nematodos gastrointestinales en caprinos .....	165

## **RESUMEN**

Numerosos estudios han demostrado que la prevalencia y diversidad de parásitos en animales domésticos varían significativamente con las condiciones climáticas regionales. Panamá, es un país tropical sin una estacionalidad tan marcada, pero presenta zonas de vida con condiciones climáticas diferentes. Ante esta situación, surgió la necesidad de realizar un estudio que evalúe la diversidad y prevalencia de endoparásitos en dos zonas de vida contrastantes del país. Bosque húmedo tropical (provincias de Panamá, Colón y Darién) y bosque seco premontano (provincia de Los Santos). Las muestras fueron procesadas en el laboratorio mediante dos técnicas coproparasitológicas: método directo por triplicado, sensible para detectar quistes, oocistos, huevos y algunas formas larvianas, y el método de Baermann, especializado en el cultivo y la recuperación de larvas activas por termotaxis positiva. Se identificaron un total de 22 géneros de endoparásitos, con una prevalencia general del 94.5%. Los nematodos fueron los más frecuentes. El análisis estadístico reveló una diversidad moderadamente alta en ambas zonas, siendo ligeramente superior en el bosque seco premontano, según los índices de Shannon y la prueba de Wilcoxon. Aunque se identificaron géneros parasitarios coincidentes entre ambas zonas de vida, también se evidenciaron divergencias en la composición parasitaria, reportando géneros exclusivos. tales resultados constituyen una base científica sólida para comprender la distribución espacial y diversidad de parásitos gastrointestinales en caprinos en Panamá, para así georreferenciar, a través de la literatura, la prevalencia y diversidad de los parásitos gastrointestinales que afectan a los caprinos en todo el territorio de la República de Panamá

## **ABSTRAC**

Numerous studies have shown that the prevalence and diversity of parasites in domestic animals vary significantly with regional climatic conditions. Panama is a tropical country without marked seasonality, yet it features life zones with differing climatic conditions. Considering this, a study was conducted to evaluate the diversity and prevalence of endoparasites in two contrasting life zones in the country: tropical humid forest (provinces of Panama, Colón, and Darién) and premontane dry forest (province of Los Santos). Samples were processed in the laboratory using two coprological techniques: the direct method in triplicate, which is sensitive for detecting cysts, oocysts, eggs, and some larval forms; and the Baermann technique, which specializes in the culture and recovery of active larvae through positive thermotaxis. A total of 22 genera of endoparasites were identified, with an overall prevalence of 94.5%. Nematodes were the most frequently detected. Statistical analysis revealed a moderately high diversity in both zones, being slightly higher in the premontane dry forest, according to Shannon indices and the Wilcoxon test. Although some parasitic genres were common to both life zones, differences in parasitic composition were also observed, with certain genera being exclusive to each zone. These results provide a solid scientific foundation for understanding the spatial distribution and diversity of gastrointestinal parasites in goats in Panama, enabling the georeferencing through literature of the prevalence and diversity of gastrointestinal parasites affecting goats throughout the territory of the Republic of Panama.

# **INTRODUCCIÓN**

## INTRODUCCIÓN

En Panamá, la producción caprina ha experimentado un crecimiento sostenido en las últimas décadas. Según el Censo Agropecuario realizado en 2011, se registró un incremento del 35 % en el número de cabezas de ganado caprino en comparación con los datos del censo del año 2001 (INEC, 2011). Más recientemente, de acuerdo con información proporcionada por Ministerio de Desarrollo Agropecuario (MIDA), se estima que actualmente existen aproximadamente 25,000 caprinos distribuidos a nivel nacional (MIDA, 2022). Esta actividad ha dinamizado la economía rural, consolidándose como una fuente significativa de ingresos para numerosos productores en áreas rurales, y contribuyendo a la mejora en la calidad de vida de las familias campesinas, así como al desarrollo sostenible de sus comunidades (Marquínez-Batista et al., 2022).

Sin embargo, la cabra doméstica (*Capra aegagrus hircus*) es susceptible a una amplia gama de parásitos gastrointestinales, cuya presencia constituye una de las principales causas de pérdidas económicas en la ganadería caprina. Estos parásitos incrementan la morbilidad del hato y, en casos severos, pueden conducir a la mortalidad de los animales (Sánchez et al., 2019). La creciente prevalencia de estas infecciones ha despertado una preocupación significativa en América Latina, siendo Panamá parte de esta tendencia, ya que la parasitosis gastrointestinal figura entre los principales problemas sanitarios reportados en el país. No obstante, aún no se ha implementado un control estratégico eficaz que integre prácticas de manejo sanitario, selección genética y control ambiental (IDIAP, 2020).

El territorio panameño, por su ubicación geográfica, presenta una gran diversidad de zonas de vida según la clasificación de Holdridge. Entre ellas se destacan el bosque húmedo tropical, caracterizado por altas precipitaciones y temperaturas moderadas, y el bosque seco

premontano tipo sabana, predominante en la península de Azuero, donde se observan condiciones áridas y una marcada estacionalidad seca (Porras, 1998). Estas condiciones climáticas favorecen la cría de caprinos, una especie con alta adaptabilidad a distintos entornos geográficos y a sistemas de producción en espacios reducidos, lo que convierte esta actividad en una alternativa rentable y viable para los pequeños productores (IDIAP, 2020).

En este contexto, resulta prioritario analizar la presencia y distribución de parásitos gastrointestinales en caprinos, a fin de identificar los principales géneros parasitarios que afectan su salud según la zona de vida. Considerando este enfoque, se analizó su diversidad en áreas del país con características ecológicas contrastantes, generando evidencia valiosa sobre su presencia y distribución. Los hallazgos permitirán optimizar las estrategias de prevención y manejo sanitario, así como establecer un mapa geoespacial de su distribución. Asimismo, se pretende comprender la variabilidad parasitaria entre regiones, lo que permitirá analizar los ciclos de vida de estos organismos, sus mecanismos de transmisión y su interacción con factores ambientales y características del hospedador.

## **OBJETIVO GENERAL**

Conocer la diversidad de parásitos gastrointestinales en caprino de dos zonas de vida en la República de Panamá.

## **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- a. Conocer la diversidad y prevalencia de los géneros de parásitos gastrointestinales presentes en caprinos de corrales ubicados en el bosque húmedo tropical y el bosque seco premontano.
- b. Evaluar la eficiencia del método directo y del método de Baermann en la detección de estructuras parasitarias en caprinos.
- c. Analizar las variaciones climáticas y ambientales que puedan influir en la dinámica de las infecciones parasitarias en las 2 zonas de vida seleccionadas en esta investigación.

## **HIPÓTESIS**

**Hi:** La diversidad de parásitos gastrointestinales en caprinos será diferente entre las zonas de vida del bosque húmedo tropical y el bosque seco premontano, analizadas por las condiciones climáticas y ambientales.

**Ho:** La diversidad de parásitos gastrointestinales en caprinos no será diferente entre las zonas de vida del bosque húmedo tropical y el bosque seco premontano, analizadas por las condiciones climáticas y ambientales.

# **CAPÍTULO I: REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

## **1.1 Contexto ecológico y geográfico**

El clima y la ecología son factores determinantes en la diversidad parasitaria a nivel global. En particular, variables como la temperatura, la humedad y la disponibilidad de hospederos desempeñan un papel crucial en el enfoque ecológico-geográfico (Aguillón-Gutiérrez et al., 2022).

En este contexto Panamá presenta una amplia diversidad de climas, que varían desde tropical húmedo hasta tropical seco. Esta variabilidad climática se traduce en diferentes zonas de vida, cada uno con sus propias condiciones ambientales; como la temperatura y la humedad, siendo factores clave que influyen en la biología y ecología de los parásitos, así como en la salud de las cabras, que pueden actuar como hospederos para una amplia variedad de especies parasitarias.

### **1.1.1 Descripción de las zonas de vida según Holdridge, en el estudio:**

El sistema de zonas de vida de Holdridge, ideado por el botánico y ecólogo Leslie R. Holdridge, revolucionó la manera en que comprendemos y representamos la biodiversidad, desarrollando un enfoque innovador.

Según definió, estas zonas son el resultado de la interacción de tres variables fundamentales que actúan como pilares del desarrollo biológico: la biotemperatura media anual, la precipitación total anual media y el cociente de evapotranspiración potencial (EVP). Cada variable se presenta en una escala logarítmica, lo revela la complejidad y riqueza de las relaciones naturales que dan forma a un ecosistema (Holdridge, 1978).

Su sistema ha sido crucial para la elaboración de mapas en diversas regiones de América Latina, así como en Norteamérica, África, Asia y Europa, ofreciendo una herramienta poderosa para la conservación y el estudio del medio ambiente (Hilje & Jiménez, 2017).

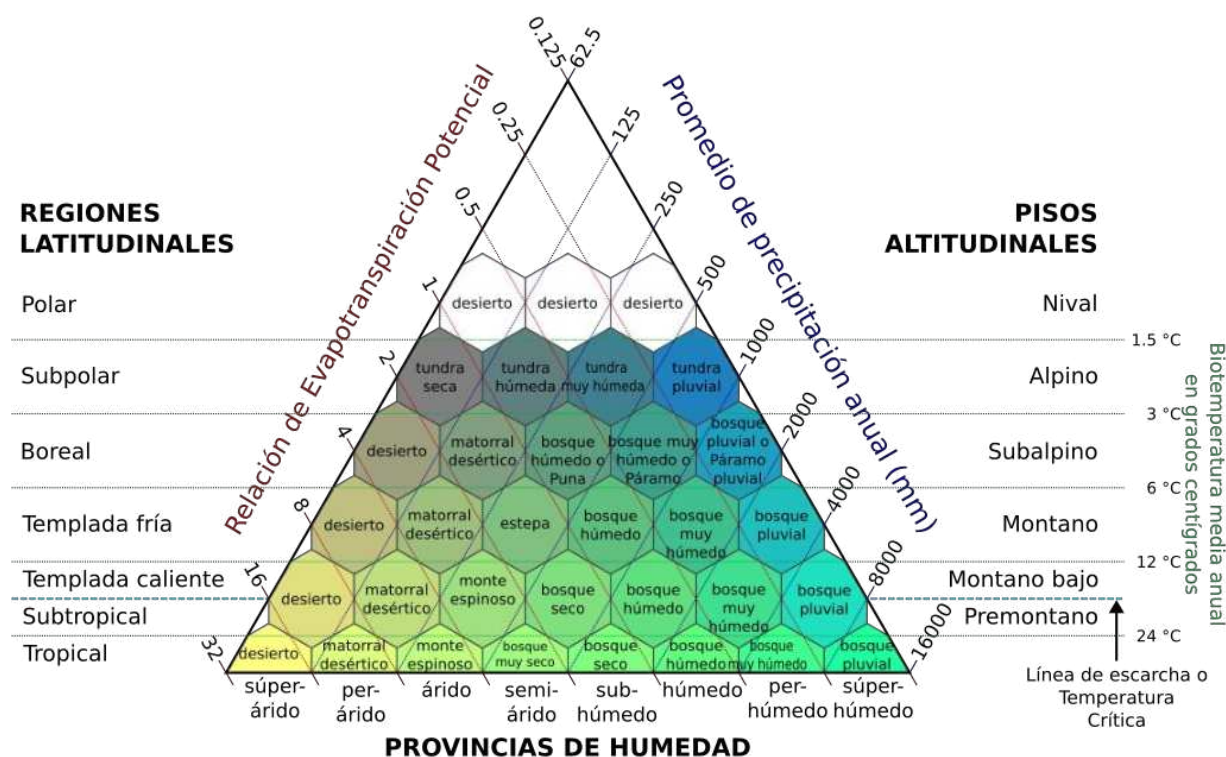
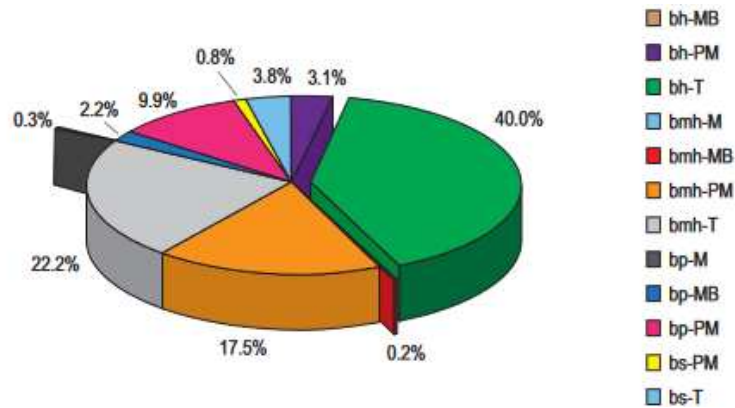


Diagrama de zonas de vida de Holdridge. Fuente: Derguy, 2017.

En 1971, el Dr. Joseph A. Tosi identificó y trazó el mapa de zonas de vida del país, según lo documentado por la Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM, 2010). Su trabajo reveló que Panamá alberga 12 de las 30 zonas de vida existentes en el mundo.



Representatividad de las zonas de vida, Fuente: ANAM, 2010

### Clasificación de las zonas de vida

En Panamá, se distinguen dos tipos de zonas de vida con características contrastantes: el bosque húmedo tropical, que predomina en gran parte del territorio y se caracteriza por una densa cobertura boscosa con alta precipitación anual, y el bosque seco premontano, que se define por su baja pluviometría y paisajes dominados por vegetación de tipo sabana.

### Características generales del bosque húmedo tropical:

Estas regiones comprenden áreas de selva tropical y zonas montañosas o tierras altas, que se extienden a través de Darién, el oriente de la provincia de Panamá, la costa atlántica y la sección occidental de la provincia de Colón (Porras, 1998).

Con una superficie de 29,899.9 km<sup>2</sup>, se extiende a lo largo de las provincias de Panamá, Colón, Coclé, Darién, Chiriquí, Veraguas, Bocas del Toro, representando el 40% del territorio nacional. Las temperaturas oscilan entre los 24 y 26°C, mientras que la lluvia anual se despliega en un rango de 1,850 a 3,400 mm (Ramírez, 2003; ANAM, 2010).

## **Características generales del bosque seco premontano:**

Se caracteriza por una zona tropical de sabana propicias de la Península de Azuero, siendo vastas llanuras ideal para la ganadería, limitadas al norte por una cordillera central que presenta un contraste notable en sus vertientes. En el lado Pacífico, esta cordillera es árida, estéril y estrecha, mientras que en la vertiente atlántica se transforma en una región húmeda y boscosa (Porras, 1998).

Con una superficie de 612.51 km<sup>2</sup>, se extiende por las costas del Golfo de Panamá y las provincias de Coclé, Herrera y Los Santos y la parte suroriente de la provincia de Veraguas. Este ecosistema representa el 0.82% del territorio. Las temperaturas oscilan entre 25 °C y 35°C durante gran parte del año, con una estación seca que puede durar varios meses, lo que hace que la lluvia anual se promedia en 1,100 mm en esta zona de vida (ANAM, 2010).

### **1.1.2 Impacto del clima en la ecología parasitaria**

El clima juega un papel importante en la ecología parasitaria, afectando directa e indirectamente las interacciones tripartitas entre los hospederos, los parásitos y su entorno (Gehman, et al., 2018).

Estos tres componentes deben interactuar simultáneamente a diferentes niveles de la escala espaciotemporal para que se logre manifestar parasitismo. Debido a que el hospedador y el parásito están intrínsecamente condicionada por el entorno, respondiendo a las variaciones ambientales (Dutta & Phani, 2023).

Estas variaciones ambientales determinan la distribución geográfica, la biodiversidad y la abundancia de los parásitos, lo que puede sugerir que cualquier cambio en las condiciones

climáticas podría alterar la dinámica de las relaciones ecológicas, los ciclos de vida y la interacción entre los organismos involucrados (Zalewski et al., 2022).

Condiciones climáticas adversas pueden inducir a un estado de hipobiosis, que, interrumpe temporalmente la eclosión de los huevos y el desarrollo larval de algunos parásitos, afectando de mayor o menor medida la distribución y prevalencia de un parásito en una determinada zona de vida (Zapata Salas et al., 2016); Este fenómeno ocurre principalmente en dos contextos: como respuesta a los cambios en las condiciones ambientales o como mecanismo adaptativo frente a la respuesta inmune del hospedador (Madrid Vargas, 2019).

### **1.1.3 Cambio climático en la ecología parasitaria**

El cambio climático, definido por el incremento sostenido de las temperaturas, la modificación de los patrones de precipitación y la mayor recurrencia de eventos climáticos extremos, genera repercusiones significativas en los ecosistemas (Sarango-Ordóñez, 2025). Dichas alteraciones inciden en la distribución geográfica y la sensibilidad de diversas enfermedades parasitarias, debido a que las fluctuaciones en los parámetros climáticos como temperatura, humedad y estacionalidad modifican la dinámica entre el ambiente, el hospedero y el parásito, facilitando su propagación en distintas zonas ecológicas y favoreciendo la aparición de parasitosis (Lima et al., 2022).

Por su geografía, Panamá es extremadamente susceptible a los impactos del cambio climático. Se han registrado incrementos de 1 a 2 °C en diversas áreas del país, lo que podría modificar los rangos geográficos de los parásitos, lo que podría causar un incremento o reducción de la diversidad parasitaria (Mi AMBIENTE., 2024).

Esto sugiere la posibilidad de que las zonas de vida brinden condiciones más propicias en cuanto a temperatura y humedad para la supervivencia y crecimiento de las etapas larvales de estos parásitos. Además, puede promover el surgimiento de nuevos nichos ecológicos en estos nuevos ámbitos, provocando un aumento en la prevalencia de infecciones parasitarias en comunidades humanas y animales, lo que eleva la carga de enfermedades y los gastos relacionados con el tratamiento y control (Rueda et al., 2014).

Si bien, el cambio climático puede generar condiciones climáticas propicias para una mayor expansión de parásitos en áreas más templadas, también puede generar condiciones más secas con escasa humedad en zonas con climas más cálidos y secos, lo que disminuye la abundancia al restringir la supervivencia de las etapas inmaduras de los parásitos (González & Cabo, 2002).

## **1.2 Caprinos: características y relevancias**

### **1.2.1 Contribución de los caprinos al desarrollo de la producción pecuaria**

Los caprinos son criaturas inherentemente sociales, teniendo la capacidad de adaptación y supervivencia en diferentes ambientes. Estos exhiben comportamientos individuales que les facilitan integrarse y convivir en manadas, fortaleciendo así los lazos que los unen y asegurando su bienestar (Marquínez-Batista et al., 2022).

En los últimos años, el número de caprinos a nivel mundial ha experimentado un notable incremento, acercándose a la impresionante cifra de mil millones de ejemplares. La mayoría de estos animales se encuentra en países en desarrollo, lo que resalta la importancia y potencial de la crianza caprina en estas regiones (Capote & Fresno, 2022).

### **1.2.1.1 Historia de la introducción de las cabras en América:**

Las primeras cabras que llegaron a América tienen su origen en las Islas Canarias, España. Se tiene la hipótesis de que los fenicios y romanos fueron responsables de introducir a los pobladores en la región. Así, el viaje de las cabras hacia América se enmarca en un contexto de exploraciones y descubrimientos (Álvarez,1977; Peris et al., 2002).

Con el paso del tiempo, se multiplicaron de tal manera que los cronistas del norte de Europa informaron sobre la increíble cantidad de 30,000 cabras que se podían extraer anualmente de las islas. Estas cabras no solo se convirtieron en un símbolo de la vida isleña, sino también en la columna vertebral de la economía regional, ya que ofrecían carne, leche, pieles, huesos y cuernos, que se utilizaban para la elaboración de instrumentos y productos medicinales, como la manteca (Cioranescu, 1980; Peris et al., 2002).

Sin embargo, no todas las cabras que llegaron a América durante las primeras expediciones eran originarias de las Islas Canarias, ni fueron las únicas introducidas por los exploradores pioneros. También se introdujeron ejemplares procedentes de la península ibérica y del norte de África, traídos por diferentes expediciones a lo largo del siglo XVI, lo que contribuyó a una mayor diversidad genética en las poblaciones caprinas del continente (Villalobos & Tasón, 2016).

### **1.2.1.2 Evolución del manejo de caprinos en Panamá**

A lo largo del tiempo, diversos programas han buscado mejorar la agricultura y la genética, destacando las iniciativas en Panamá para combatir la desnutrición y la pobreza rural mediante la cría de cabras. Apodadas “la vaca del pobre”, estas cabras son más eficientes en

espacio y alimento que el ganado bovino, al tiempo que ofrecen leche rica en nutrientes esenciales.

Desde su introducción por los europeos, la cría de cabras ha evolucionado hasta convertirse en una actividad económica en constante crecimiento. En los últimos años, la demanda de leche de cabra y sus derivados ha crecido notablemente, con 1,027 explotaciones registradas en el censo agropecuario, predominando en las provincias de Panamá, Colón, Coclé, Veraguas, la Comarca Ngäbe Buglé, Bocas del Toro y Chiriquí. Estos datos evidencian la relevancia y el potencial de desarrollo sostenible de la producción caprina en Panamá (INEC,2014; Villalobos & Tasón, 2016)

La crianza de ovejas y cabras está conquistando cada vez más adeptos en nuestro país. Ramón Riera, coordinador nacional del programa en la Dirección Nacional de Ganadería del Ministerio de Desarrollo Agropecuario, reveló que, en la actualidad, se estima que habitan aproximadamente 32,000 ovejas y 25,000 cabras en todo el territorio nacional. Esta valiosa información fue compartida durante una capacitación llevada a cabo en la vibrante región de Bayano, en Panamá Este (MIDA, 2022).

Ramón Riera, subrayó que el mercado de productos derivados de ovejas y cabras, como la leche y la carne, presenta un gran potencial en Panamá. Sin embargo, la oferta actual es insuficiente, lo que ha obligado a recurrir a importaciones para satisfacer la demanda. Por ello, se está impulsando la crianza de ovejas y cabras en el país, con el objetivo de desarrollar una oferta más constante y competitiva (MIDA, 2023).

### **1.2.1.3 Perspectiva económica de la caprino-cultura en Panamá**

En Panamá, la crianza de cabras se orienta principalmente hacia la producción de leche, gracias a la creciente demanda de subproductos alimenticios, como el queso y el yogurt. Esta tendencia es particularmente notable entre los extranjeros que residen en el país, quienes se han convertido en los principales consumidores (Marquínez-Batista et al., 2022).

Un estudio reciente ha puesto en evidencia que la gran mayoría de los productores opta por métodos artesanales para sacrificar animales destinados a la venta de carne. Además, un notable 57% de ellos se especializa en el procesamiento de leche, creando productos tan apreciados como la leche fluida, el queso y el yogurt. Sin embargo, la situación es preocupante: apenas un 5% de estos productores dispone de la tecnología necesaria para llevar a cabo un procesamiento de carne eficiente y para la producción de alimentos a base de leche de cabra. Un panorama que invita a reflexionar sobre la innovación y el desarrollo en este sector (Marquínez-Batista et al., 2022).

Según el Ministerio de Comercio e Industrias (MICI, 2020), a finales de 2019, la carne caprina fresca, refrigerada o congelada generó un asombroso total de 309,3 millones de dólares en el mercado global. En Panamá, importantes agroindustrias y supermercados se han destacado por ofrecer productos caprinos de calidad. Ante este escenario, es crucial que los productores se enfoquen en mejorar sus técnicas y equipamiento. Solo así podrán satisfacer la creciente demanda y aprovechar al máximo las oportunidades que presenta este prometedor mercado (Marquínez-Batista et al., 2022).

## 1.2.2 Estudios precedentes de endoparásitismos en caprinos

### 1.2.2.1 Estudios en caprinos a nivel internacional

Mayorga (2021) reportó en su investigación realizada en Nicaragua, cuyo objetivo fue determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en 191 caprinos (*Capra aegagrus hircus*), utilizando las técnicas de McMaster y flotación. Los resultados indicaron que el 48 % de los animales fueron positivos a huevos de *Haemonchus contortus* y el 18% a *Trichostrongylus* spp. Los géneros identificados incluyeron *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp., *Moniezia* spp., *Ostertagia* spp., *Oesophagostomum* spp., *Toxocara vitulorum*, *Trichuris* spp., *Eimeria* spp., *Paramphistomum* spp. y *Strongyloides* spp. El estudio concluyó que la población caprina del norte de Nicaragua presenta cargas parasitarias de nematodos que oscilan entre moderadas y graves.

Aunión et al. (2021) reportaron en su investigación realizada en los municipios de Badajoz y Cáceres, España, cuyo objetivo fue caracterizar la parasitofauna presente en la raza Verata, mediante 19 exploraciones efectuadas en ambas localidades. Para el diagnóstico, se emplearon cuatro técnicas: flotación, sedimentación, McMaster y el método de Baermann. Los resultados revelaron una parasitofauna diversa, con la presencia de *Eimeria* spp., *Strongylida*, *Nematodirus* spp., *Moniezia benedeni*, *Skrjabinema* spp., *Trichuris* spp. Además, se identificaron géneros de strongílidos como *Trichostrongylus* spp., *Bunostomum* spp., *Chabertia* spp., *Haemonchus* spp., *Oesophagostomum* spp. y *Nematodirus* spp. El estudio concluyó que las ganaderías de cabras de la raza Verata estaban parasitadas por al menos un grupo parasitario, y que la mayor carga parasitaria se observó en los animales más jóvenes.

Ramírez et al. (2022) analizaron la prevalencia de parásitos gastrointestinales en pequeños rumiantes del municipio de Irapuato, Guanajuato, México, con el objetivo de identificar los parásitos predominantes en la región. Para ello, se recolectaron 65 muestras fecales provenientes de 31 ovinos y 34 caprinos, a las cuales se les aplicó la técnica de flotación con solución glucosada (CPS, por sus siglas en inglés: *Concentrated Sugar Solution*). Los resultados indicaron que el protozoario *Eimeria* spp. fue el parásito de mayor frecuencia, mientras que entre los nematodos se identificaron *Trichostrongylus* spp. y *Trichuris* spp.

Mendoza (2023) realizó un estudio sobre la prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos criollos durante la época de lluvias en Perú. Se analizaron 44 muestras fecales, a las cuales se les aplicó la técnica de flotación para la identificación de especies, y el método de McMaster modificado para cuantificar la carga parasitaria. Los resultados revelaron la presencia de nueve géneros de parásitos, siendo *Trichostrongylus* spp. el más frecuente (22.71 %), seguido de *Bunostomum* spp. (22.60 %) y *Giardia* spp. con la menor frecuencia (0.11 %). También se identificaron *Chabertia ovina* (5.35 %), *Trichuris* spp. (12.01 %), *Strongyloides* spp. (5.68 %), *Eimeria* spp. (11.68 %), *Oesophagostomum* spp. (2.07 %), *Moniezia expansa* (0.66 %), *Isospora* spp. (0.33 %) y *Nematodirus* spp. (0.22 %).

#### **1.2.2.2 Estudios en caprinos a nivel nacional**

De acuerdo con Gómez & Pinzón (1983), en su estudio sobre los problemas sanitarios que afectan la producción de ovinos y caprinos en las provincias de Panamá y Colón, la investigación se llevó a cabo en 20 explotaciones ubicadas en las provincias de Colón, Chiriquí y Panamá, entre el 30 de diciembre de 1982 y el 4 de julio de 1983. Se realizaron encuestas, análisis de muestras fecales y pruebas de brucelosis. Las encuestas permitieron identificar las

prácticas sanitarias empleadas en las explotaciones, evidenciándose que la mayoría de las fincas carecían de un manejo sanitario adecuado, lo que afectaba la salud y condición corporal de los animales. Asimismo, se observó una carencia generalizada de control veterinario. Para el análisis de muestras fecales, se seleccionaron al azar cinco explotaciones, de las cuales se tomaron muestras de cinco animales por finca. Los resultados revelaron la presencia de varios géneros de parásitos gastrointestinales, entre ellos *Eimeria* spp., *Trichuris* spp., *Oesophagostomum* spp., *Ancylostoma* spp., *Bunostomum* spp., *Strongyloides* spp. y *Moniezia* spp.

En un estudio realizado por Villareal, sobre la incidencia de parásitos gastrointestinales en ganado caprino en las zonas de Boquete y Concepción, en la provincia de Chiriquí, realizado en 1990, señala que, para conocer la identificación de parásitos, se aplica el método directo con agua destilada, utilizando como referencia la guía de diagnóstico de huevos de parásitos gastrointestinales de Boaher (1575). Este estudio arrojó como resultado la presencia de los géneros *Eimeria* spp., del Orden Strongylida, además de *Ascaris* spp., *Trichuris* spp. y *Strongyloides* spp.

Garrido, en su investigación titulada determinación de parásitos gastrointestinales en cabras en la finca El Vigía, Aguadulce, Provincia de Coclé, República de Panamá, aportó valiosos hallazgos sobre la prevalencia de parásitos en estos animales. En el estudio, se recolectaron 20 muestras frescas de heces de las cabras, para aplicar la técnica de flotación Willis-Molloy (solución saturada de NaCl) y realizando cinco réplicas por muestra. Además, se utilizó la técnica de McMaster para el conteo de huevos. Los resultados mostraron que, de las 20 muestras analizadas, 17 resultaron positivas para la presencia de ooquistes de la orden coccidia, con *Eimeria* spp. como representante principal, alcanzando un 85% de prevalencia.

Para el Orden Strongylidae, específicamente del tipo estróngilo, 13 muestras resultaron positivas y 7 negativas, lo que representa una prevalencia del 65%. En cuanto a *Trichuris* spp., solo 5 de las 20 muestras fueron positivas, representando el 25%. Por último, se detectó la presencia de la Familia Fasciolidae en 2 de las muestras, con una prevalencia del 10% (Garrido, 2009).

Moreno (2012) evaluó la eficacia de los antiparasitarios ivermectina, fenbendazol y levamisol en el control de parásitos gastrointestinales en caprinos, en tres fincas ubicadas en Panamá, específicamente en las localidades de Pocrí, El Espinal y Cañaza, en las provincias de Los Santos y Veraguas. El estudio se centró en determinar la eficiencia de estos tratamientos para reducir las cargas parasitarias en caprinos. Se emplearon técnicas coproparasitológicas, como McMaster para cuantificar los huevos por gramo de heces (h.p.g.h.) y cultivos larvarios de L3 para identificar los géneros parasitarios. Los resultados mostraron que los géneros más prevalentes en las tres fincas fueron *Cooperia* spp., *Oesophagostomum* spp., *Ostertagia* spp. y *Haemonchus* spp., mientras que en la Finca El Espinal se reportaron principalmente *Trichostrongylus* spp. y *Strongyloides* spp., con porcentajes bajos de infección. Sus resultados indicaron que no hubo diferencias significativas entre fincas ni entre tratamientos, aunque la ivermectina demostró una eficacia significativamente superior a los otros productos. Este estudio guarda relación directa con el presente trabajo, ya que la Finca El Espinal fue uno de los sitios de colecta utilizados.

Tasón et al. (2021), realizaron un estudio en el Corregimiento de Potrerillo, Provincia de Chiriquí, Panamá, con la finalidad de identificar y determinar la carga parasitaria gastrointestinal en 60 caprinos, por las técnicas de flotación con sulfato de magnesio, coprocultivo de larvas y técnica McMaster. Ellos encontraron los siguientes géneros: *Trichostrongylus* spp., (91,7%), *Haemonchus* spp., (90,0%), huevos larvados de *Strongyloides*

spp. (30,0%), *Ostertagia* spp. (28%), *Oesophagostomum* spp. (20,0%), *Bunostomum* spp. (11,7%), *Trichuris* spp. (5,0%) y el protozooario ooquistes de *Eimeria* spp. (71,0%) del total de animales. Por lo tanto, se demostró que el hato caprino estaba 100% parasitado y la mayoría con infestaciones mixtas de tres a cuatro géneros de parásitos por animal.

Como plantea Marquínez-Batista et al. (2022), realizaron un estudio sobre la caracterización de la producción, agro industrialización y comercialización de ovinos y caprinos en Panamá, por la aplicación de entrevistas a 121 productores de ovino-caprino y a 14 empresas agroindustriales y comercializadoras ubicadas en las provincias de Chiriquí, Bocas del Toro, Veraguas, Coclé, Herrera, Los Santos, Panamá Oeste y Colón en la República de Panamá. Ellos demostraron que el 17% de los productores dependían de la actividad ovino-caprino como principal fuente de ingresos, y resulta claro que a nivel nacional la producción con estos pequeños rumiantes ha ido en un crecimiento según el Instituto de Estadística y Censo (INEC,2011). En el 2011 se registraron alrededor de 27, 060 animales, 2,360 explotaciones y 16 asociaciones de productores de ovinos y caprinos en la República de Panamá de acuerdo con el último censo agropecuario (INEC, 2011). Debido a este aumento con el pasar de los años se han dado a conocer los derivados de la leche caprina en el territorio nacional, demostrando así el gran potencial económico que va en desarrollo para los productores caprinos.

### **1.2.3 Fisiología y comportamiento de los caprinos.**

Los caprinos (*Capra aegagrus hircus*), son pequeños rumiantes que con sus características les permite sobrevivir y adaptarse a diferentes tipos ambientes, con terrenos pocos favorables para otros tipos de rumiantes, como lo son: terrenos irregulares, áreas secas o áridas con poca vegetación (Vázquez ,2022).

Cuentan con extremidades cortas y robustas que terminan en pezuñas (ungulado), con abundante y largo pelaje. Los machos pueden o no poseer cuernos que son propios de los cavicornios con forma de cimitarra. Debajo de la mandíbula se encuentra una barba (barba de chivo), su hocico es alargado y cola pequeña. Por su parte las hembras cuentan con dos pares de glándulas mamarias, para alimentar a sus crías (Patiño Chicaza, 2023).

#### **1.2.3.1 Factores que pueden influir en la susceptibilidad a infecciones parasitarias:**

Se tiene la creencia errónea de que las distintas especies de caprinos son resistentes a todos tipos de enfermedades. Sin embargo contrario a la creencia popular, estos animales son susceptibles a infecciones parasitarias (Villalobos & Tasón, 2016).

Diversos factores, tales como los mismos caprinocultores que son rehaceos a aceptar asistencia por parte de veterinarios o zootecnistas, sobre el manejo, sanidad, alimentación, prevención sanitaria, lo que repercute en la salud de los caprinos y directamente al bolsillo del productor (Arévalo Santana, 2024).

Entre los factores que pueden influir en la susceptibilidad de los caprinos, están:

- Hacinamiento de hospederos: La densidad de las cabras en relación con el tamaño del hato, es un factor determinante en un parasitismo. Debido a las altas concentraciones de

cabras en un pequeño espacio. Se facilita la transmisión de parásitos entre hospederos (De Montellano et al., 2022).

- Agua: El uso compartido de canaletas de agua para la hidratación de los animales puede incrementar el parasitismo. También ciertos géneros de parásitos necesitan este vital líquido para completar su ciclo (García & Domínguez, 2023).
- Alimento: Consumir alimentos con huevos o larvas de parásitos aumenta la exposición y, por lo tanto, el riesgo de infección. Es por ello importante mantener la inocuidad de los mismo de los alimentos (Caballero et al., 2011).
- Estado nutricional de los animales: Los animales bien alimentados están mejor protegidos contra los efectos de las enfermedades parasitarias. Durante la estación seca, el problema de las enfermedades parasitarias se agrava a medida que disminuye la cantidad y calidad de los pastos (Escobar et al., 2017).
- Dieta inadecuada: Es importante una buena nutrición, ya que esto puede ser vital para obtener un control sustentable de los nematodos. Una inadecuada dieta para estos animales debilitaría el sistema inmunológico, desequilibrando la microbiota intestinal y consecuentemente facilitar la colonización de parásitos (Torres et al., 2021).
- Competencia entre parásitos: Algunos géneros de parásitos son más patógenas que otros, provocando mayores infestaciones. A su vez se puede dar el caso de coinfecciones que favorecen al parasitismo por diversos géneros causando un mayor debilitamiento del sistema inmune (Fiel., 2018).

- Clima: El clima puede influir en la abundancia y distribución de los parásitos, debido a que la tasa de infección aumenta en condiciones húmedas y cálidas, donde los parásitos tienen condiciones favorables. A su vez condiciones adversas como una alta radiación solar, afecta la supervivencia de los mismos (Suárez et al., 2017; Gómez & Hernandez, 2023).

### **1.2.3.2 Adaptaciones inmunológicas de los caprinos frente a los parásitos gastrointestinales:**

Las especies de caprinos adquieren diversos métodos para defenderse contra los nematodos gastrointestinales, como resultado de la explosión repetida a los antígenos. La respuesta inmunológica de los caprinos es:

- Inmunidad innata: Presente desde el nacimiento, confiere al individuo una resistencia genética mediante la activación de mecanismos humorales y celulares. Estos mecanismos permiten una respuesta inmediata y no específica frente a patógenos, facilitando la detección y eliminación de agentes infecciosos a través de procesos como la fagocitosis, la secreción de citoquinas (Miller & Horohov, 2006).

- Inmunidad adquirida: Se adquiere lentamente, necesitando de 12 a 18 meses de edad para que el animal presente inmunidad después de una exposición continua (Caballero et al., 2011). En un sistema de pastoreo, la especie de raza caprina criolla necesita una exposición de 8-10 semanas de explosión natural para expresar inmunidad contra nematodos gastrointestinales, según lo reportado por Torres et al., 2006.

– Resistencia: Se pueda obtener genéticamente o desarrollar con el enfrentamiento diario con los nematodos gastrointestinales, usando la respuesta inmune del mismo hospedero para limitar la población. En crías de caprinos, estos necesitan al menos de 6-12 semanas de exposición continua a nematodos gastrointestinales para que el animal adquiera cierta inmunidad ante ellos (Balic et al., 2002).

– Resiliencia: Capacidad de tolerar la infección por nematodos gastrointestinales y mantenerse productivos. Es viable mejorar esta capacidad de tolerancia mediante suplementos que aporten energía y proteína en el rumen lo que puede mejorar la resiliencia de pequeños rumiantes (Torres et al., 2019).

### **1.3 Parasitología y epidemiología de los diferentes grupos de parásitos**

#### **1.3.1 Protozoos**

Eucariotas, unicelulares cuya clasificación aún no está completamente definida. En muchos casos, este grupo diverso carece de caracteres morfológicos comunes. En cuanto a los protozoarios parásitos, se han descrito entre 7,000 y 10,000 especies (Álvarez, 2006).

#### **Morfología**

Microorganismos heterótrofos, polimórficos que se nutren de otros seres vivos, miden alrededor de 5 a 200  $\mu\text{m}$  de largo. Presentan formas esféricas, ovoides, en forma de banana o gajo de naranja, poseen simetría bilateral (Rubio et al., 2017).

El cuerpo está conformado por citoplasma, uno o varios núcleos, membrana nuclear y cromatina compacta. Tienen orgánulos especializados que les permiten realizar diversas funciones tales como: locomoción por medios de pseudópodos, cilios o flagelos; vacuolas digestivas y contráctiles para la excreción y la osmorregulación (García et al., 2008).

### **Ciclo biológico**

Tienen ciclos biológicos monoxenos o heteroxenos, su forma de reproducción puede ser de forma asexual por fisión binaria o sexual en el caso de apicomplexos, algunos flagelados y ciliados. Son un grupo exitoso, capaces de vivir y reproducirse en diversas especies animales que han evolucionado junto con sus hospederos (Unzaga & Zonta, 2023).

Entre algunas especies de protozoarios parásitos y comensales, tenemos:

### **Amebas patógenas y no patógena**

Las amebas se clasifican en comensales, entre las de nuestro interés están *E. coli* y *Endolimax nana*, que no causan daño, y patógenas, siendo la más relevante *Entamoeba histolytica*, responsable de la amebiasis (Sard et al., 2011).

Se identifican por sus estadios de trofozoíto y quiste. Los trofozoítos tienen una membrana fina y varían en tamaño y forma. En el caso de los quistes poseen una pared lisa y uniforme, suelen ser esféricos, subesféricos o alargados, mostrando poca variación en su tamaño (Cociancic & Navone, 2023).

Distribución. Tanto los comensales y la ameba patógena viven mayormente en áreas cálidas y húmedas, y en el caso de *E. histolytica*, se da mayormente en países en vía de desarrollo (Falcone & Navone, 2023).

Sintomatología. La amebiasis intestinal producida por *E. histolytica* causa síntomas como: disentería severa, diarrea, dolor abdominal, calambres; en casos graves, pueden surgir complicaciones como peritonitis, perforaciones y amebomas (Servián et al., 2023).

#### *Blastocystis* spp.

Morfológicamente, se han identificado cuatro tipos de *Blastocystis* spp. en muestras fecales y cultivos in vitro: vacuolar, granular, ameboide y quística. Se ha confirmado que la forma quística es la forma infectante (Galindo et al., 2014).

Distribución. Cosmopolita, su prevalencia es de 10% en países desarrollados y el 60% en países en vía de desarrollo (Maravilla et al., 2017).

Sintomatología: Se han registrado casos asintomáticos como sintomáticos. En los casos con síntomas, se observan diarrea, estreñimiento, dolor abdominal, náuseas, anorexia, vómitos, fatiga y distensión abdominal (Del Cocco et al., 2017).

#### *Giardia duodenalis*

Poseen 2 estadios la forma vegetativa móvil (trofozoíto) que tiene forma de pera, su tamaño va de 9-21 ( $\mu\text{m}$ ) de largo y 5-15  $\mu\text{m}$  de ancho, con dos núcleos en la parte frontal, un disco ventral convexo y cuatro pares de flagelos para moverse. En el caso de los quistes son ovalados, con paredes delgadas, miden de 11-14  $\mu\text{m}$  de largo, 7-10  $\mu\text{m}$  de ancho (Zonta , 2023).

Distribución. Cosmopolita, de mayor prevalencia en los países subdesarrollados por las diferentes condiciones sanitarias (Luján, 2006).

Sintomatología. En algunos es asintomática, en otros después de 7 a 14 días produce diarrea súbita acuosa, sin sangre, dolor epigástrico postprandial, anorexia, distensión abdominal, flatulencia (Vázquez Tsuji, 2009).

### **Coccidios**

En los pequeños rumiantes la coccidiosis se da por el género *Eimeria* spp. En su forma inmadura contiene una sola célula (ooquiste no esporulado), al interactuar con el ambiente madura produciendo al ooquiste esporulado, el cual presenta cuatro esporoquistes y cada uno posee dos esporozoítos (Martínez Cázares et al., 2023).

Distribución. Cosmopolita, dependiendo de la explotación y medidas de bioseguridad (Keeton & Navarre, 2018).

Sintomatología. Afecta principalmente a animales jóvenes de 1 a 5 meses de edad los cuáles presentan diarrea acuosa verde o amarillenta con olor fétido y ocasionalmente con sangre (Jolley & Bardsley, 2006).

### **1.3.2 Helmintos**

Endoparásitos clasificados en 2 grupos principales: nematodos (gusanos redondos o cilíndricos) y platelmintos (gusanos planos), estos últimos se subdividen en trematodos y cestodos, que pueden exhibir ciclos de vida complejos, involucrando a uno o más hospederos intermedios que alojan fases juveniles y uno definitivo (Almeida et al., 2024).

### **1.3.3 Nematodos:**

#### **Morfología**

Los nematodos son metazoos pseudocelomados de cuerpo alargado, cilíndrico y simetría bilateral, recubiertos por una cutícula flexible pero resistente, que le proporciona protección mecánica y química frente al entorno. Presentan un sistema digestivo completo y organizado, con boca, intestino y ano. Son dioicos, es decir, tienen sexos separados, mostrando un marcado dimorfismo sexual: las hembras suelen ser de mayor tamaño y presentan un aparato reproductor complejo alojado en el pseudoceloma, mientras que los machos poseen estructuras copulatorias especializadas, además de sistemas digestivo, excretor y nervioso igualmente ubicados en el pseudoceloma (García Ceballos, 2021).

#### **Ancylostomatidos:**

Una característica notable de muchos géneros parasíticos de larvas de nematodos es la presencia de una envoltura cuticular residual comúnmente denominada “vaina”, que les confiere resistencia frente a factores ambientales adversos como la desecación, la radiación solar o la temperatura. Esta estructura aumenta su viabilidad en el entorno externo hasta que logran infectar al hospedero. Además, numerosas especies presentan un comportamiento de termotaxis positiva, mediante el cual las larvas son capaces de detectar gradientes térmicos y migrar activamente hacia zonas más cálidas, facilitando así su encuentro con el hospedero y aumentando la eficacia del proceso infeccioso (Ninamancco et al., 2021).

En cuanto a la reproducción, este grupo de nematodos produce típicamente huevos de tipo *Strongylus spp.*, caracterizados por una membrana externa delgada y un contenido celular

en forma de mórula. La disposición de las células embrionarias en su interior puede adoptar formas racimosas, lo que constituye un criterio diagnóstico adicional (Hernández-Castro, 2014).

### **Ciclo Biológico**

La presencia se ve favorecida por factores ambientales, así como el factor hospedero mencionados anteriormente. Cada especie de nematodo tiene su propio ciclo de biológico, pero el periodo prepatente, en la mayoría de los *Trichostrongylus* spp. ocurre entre tres y cuatro semanas (Sievers, & Fuentealba, 2003).

Los diferentes géneros tienen ciclos de vidas similares, pero cada uno exhibe sus propias características.

### **Fase exógena:**

Los huevos son eliminados en las heces al suelo, exponiéndose al medio ambiente y sus adversidades, donde se desarrollan al estadio infectivo, que varía de acuerdo con el grupo de parásitos: *Ostertagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Cooperia* spp., *Haemonchus* spp., *Oesophagostomum* spp., y *Nematodirus* spp. le corresponde la larva 3 dentro del huevo (L3), y *Bunostomum* spp. L3 fuera del huevo. En el caso de *Bunostomum* spp. y *Strongyloides* spp. también ingresan cutáneamente (Rojas, 2004).

En condiciones ambientales propicias como una humedad mayor al 80%, temperaturas de 20-35 °C y presencia de oxígeno, los huevos eclosionan. Al salir del huevo la mayoría tienen un comportamiento de migración por termotaxis positiva y quimiotaxis, lo que le permite al estadio L3 migrar hacia fuentes de calor y responder a señales químicas del huésped, facilitando

su localización de microambientes adecuados en la vegetación y aumentando sus probabilidades de ser ingeridas por un huésped adecuado (Delgado Morales, 2021).

### **Fase endógena:**

La infección por nematodos en rumiantes ocurre principalmente mediante la ingestión de larvas en estadio L3 presentes en el pasto o en el agua contaminada. Sin embargo, en ciertas especies, las larvas L3 también pueden ingresar al hospedador por vía percutánea, atravesando la piel. Esta forma de infección ocurre cuando los animales entran en contacto directo con superficies contaminadas, como al acostarse o revolcarse en pastos húmedos. Ejemplos representativos de nematodos con capacidad de infección cutánea incluyen *Strongyloides* spp. y *Bunostomum* spp (Gomez & Pinzón, 1983).

Dentro del sistema digestivo, estas penetran en diferentes partes, como en la membrana mucosa y glándulas gástricas, donde liberan la vaina, los géneros de nematodos como como *Haemonchus* spp., *Trichostrongylus* spp. y *Ostertagia* spp. la liberan en el rumen. Mientras que los géneros que habitan en el intestino delgado y grueso la liberan en el abomaso como lo son *Oesophagostomum* spp. (Zuñiga Navarrete, 2015).

Una vez ahí se convierten en L4 donde permanecen aproximadamente de 10 a 14 días, donde su desarrollo puede verse perjudicado por condiciones fisiológicas adversas. Terminan de madurar en 4 semanas hasta transformarse en larva L5 y después en parásitos adultos dioicos. No obstante, cada uno de los géneros presenta y refleja adaptaciones evolutivas para maximizar la supervivencia, desarrollo y transmisión en diversos entornos, pudiéndose agrupar por:

## **Nematodos de Ciclo directo:**

Son dependientes de la supervivencia por sus huevos y larvas en el ambiente externo antes de ser ingeridas por un huésped definitivo. Ejemplo de este tipo de ciclo directo son los géneros *Teladorsagia (Ostertagia) spp.*, *Haemonchus spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Cooperia spp.*, *Strongyloides spp.*, *Nematodirus spp.*, *Marshallagia spp.*, *Mecistocirrus spp.*

### Trichostrongylidae

La larva en estadio L3 de este nematodo se distingue por presentar una vaina externa protectora que envuelve completamente su cuerpo, actuando como barrera ante factores ambientales adversos. Su morfología cefálica es cuadrada, lo que permite diferenciarla de otras especies con cabezas redondeadas. A diferencia de algunas larvas que exhiben cuerpos refráctiles en la región anterior, esta carece de dichas estructuras brillantes. La cola envainada es corta y sin muesca terminal (Gibbons et al., 2015).

Distribución: cosmopolita, raro en regiones templadas, pero frecuente en regiones tropicales con suficiente humedad. La larva L3 puede sobrevivir en el ambiente hasta 6 meses. Temperaturas superiores a 30 ° C produce estrés térmico en lo huevos, lo que reduce la viabilidad (Buitrago Ochoa, 2021).

Sintomatología: parasita a nivel del intestino delgado, en cargas bajas es asintomática, cargas altas presenta síntomas como diarrea profusa y debilitamiento, por consecuencia pérdida de peso, debilidad, letargo y pelaje áspero (Hafiz et al., 2021).

### *Nematodirus* spp.

La larva en estadio L3 se caracteriza por la presencia de una vaina externa que actúa como estructura protectora frente a condiciones ambientales adversas. Presenta una cabeza de contorno redondeado y una cola envainada de longitud relativamente larga, cuya región terminal muestra una muesca distintiva. Esta particularidad morfológica constituye un criterio diagnóstico importante para su diferenciación (Gibbons et al., 2015).

Distribución: principalmente restringido en regiones con clima templado. La larva de tercer estado (L3) se desarrolla en el interior del huevo y se requiere un periodo prolongado de frío seguido por temperaturas promedio durante el día y la noche de más de 10°C para que las larvas eclosionen (Rodríguez-Vivas et al., 2017).

Sintomatología: está relacionada a cuadros diarreicos de color negra a verde oscura, retardo en el crecimiento en animales jóvenes que puede producir la muerte, hipoproteinemia, edema periférico, pelo hirsuto, apatía, pérdida de apetito y crecimiento reducido (Rojas, 2004).

### *Bunostomum* spp.

La larva en estadio L3 presenta una vaina externa que actúa como envoltura protectora frente a condiciones ambientales adversas, conservando la viabilidad del nematodo. Morfológicamente, se caracteriza por una cabeza redondeada y una cola envainada de longitud considerable, sin presencia de muesca terminal, lo cual constituye un rasgo diferenciador respecto a otras especies larvales. En su interior, se observan aproximadamente 16 células intestinales dispuestas en hilera (Gibbons et al., 2015).

Sintomatología: Afecta principalmente animales jóvenes, donde produce anemia, diarrea sanguinolenta, adelgazamiento, retraso en el desarrollo, caquexia, edema submaxilar y de las extremidades, en infestaciones severas producen formación de granos, erupciones vesiculares y pustulosas (Quiroz et al., 2011)

*Ostertagia* spp.

La larva en estadio L3 presenta una vaina protectora que recubre su cuerpo, característica típica de este estadio infectante. Morfológicamente, se distingue por una cabeza de forma cuadrada y la ausencia de cuerpos refráctales en la región cefálica, lo cual es un rasgo diferencial respecto a otras especies de nematodos. La cola de la vaina tiene una longitud aproximadamente mediana en relación con el cuerpo larval, lo que, junto con el resto de sus características morfométricas, permite su identificación en análisis coproparasitológicos (Gibbons et al., 2015).

Distribución: cosmopolita, pero más frecuente en regiones de climas fríos, con un amplio rango de temperaturas 5-35 °C, especialmente en climas templados y subtropicales donde el clima y la lluvia propician las condiciones necesarias para su transmisión y supervivencia (Barzola Ricaurte, 2024).

Sintomatología: reduce la funcionalidad de las glándulas gástricas, así como la amplia superficie de mucosa que puede verse afectado por la presencia del parásito (Gómez y Pinzón., 1983).

*Strongyloides* spp.

Esta especie es especial entre los nematodos ya que no posee “vaina” en su estadio L3 que las protege de las adversidades del ambiente, pero si posee una especie de muesca en forma

de “v” en la parte terminal de su cola, dos rasgos distintivos de este nematodo (Fernández et al., 2015).

Distribución: cosmopolita, puede producir huevos larvados por partenogénesis, además de poder tener una sucesión de generaciones de vida libre, bajo condiciones ambientales favorables. En condiciones adversas puede volver a una fase parasitaria, teniendo un periodo prepatente de 8 a 14 días (Taylor et al., 2016).

Sintomatología: las larvas penetran por la vía percutánea, produciendo en la piel un enrojecimiento, sobre el nivel de la pezuña. Las larvas que migran a los pulmones producen tos, en pocos casos neumonía. En infestaciones moderadas no aparecen síntomas específicos, pero masivas afectan principalmente a los animales jóvenes, diarrea, anemia, adelgazamiento, falta de equilibrio y caquexia (Gomez & Pinzón, 1983).

*Cooperia* spp.

La larva en estadio L3 presenta una vaina protectora que recubre su cuerpo, una cabeza de forma cuadrada y dos estructuras brillantes en ella denominadas cuerpos refráctales, visibles en su porción anterior. Estas características morfológicas permiten su identificación bajo el microscopio, siendo distintivas en el diagnóstico larval de nematodos gastrointestinales (Gibbons et al., 2015).

Distribución: cosmopolita, teniendo un amplio rango de temperatura para el desarrollo larvario 5 °C a 33°C. Logrando soportar condiciones climáticas adversas como frio extremo, debido a que su estadio L3 posee alta resistencia, llegando a sobrevivir en el ambiente entre 5 a 12 meses; cuando el clima no es favorable entra en estado de hipobiosis. Este género es más

frecuente en regiones tropicales y subtropicales, no obstante, se ha reportado en regiones con climas templado (Knapp-Lawitzke et al., 2016)

Sintomatología: pérdida del apetito y de peso corporal que puede llegar a un estado de emaciación, laxitud. Algunas veces se presenta edemas submaxilares, así como una profusa diarrea acuosa que en algunos casos es de tipo intermitente (Chuchuca., 2019)

*Haemonchus* spp.

La larva en estadio L3 posee una vaina que la recubre, con la cabeza ligeramente redondeada y una cola con vaina de longitud media en comparación con el cuerpo larval. Esta fase larval presenta una importante capacidad adaptativa, ya que puede entrar en un estado de hipobiosis cuando las condiciones dentro del hospedador son desfavorables, como durante períodos de sequía o invierno, permaneciendo en latencia hasta que el ambiente sea propicio para continuar su desarrollo (Arsenopoulos & Fthenakis, 2021).

Distribución. Cosmopolita, se localizan más en climas tropicales y subtropicales, teniendo requerimientos de 28 °C y más del 70% de humedad. Poco o ningún desarrollo de los huevos parásitos a L3 las larvas se presentarían a temperaturas inferiores a 9 °C (Arsenopoulos & Fthenakis, 2021).

Sintomatología: provocan anemia por la succión de sangre, reduciendo considerablemente la cantidad de glóbulos rojos, esta es visible por decoloración de las mucosas (conjuntiva de los ojos), otros signos visibles son pérdida de la condición corporal, edema o acumulación de líquidos debajo de la quijada hasta llegar a la muerte (De León et al.,2013).

## **Nematodos con adaptaciones al medio ambiente**

### *Oesophagostomum* spp.

Los huevos presentan una forma ovalada, coloración oscura y una membrana externa delgada. La larva del nematodo, en su estadio L3, se encuentra envainada, con una cabeza redondeada, cola con vaina alargada y extremo caudal sin muesca. Internamente, se observa la presencia de 32 células intestinales dispuestas de manera característica (Gibson et al., 2019).

Distribución: Cosmopolitan, la L3 de estas pueden sobrevivir varios meses en el ambiente, siendo bastante resistente en condiciones de humedad y temperatura, siendo que sus huevos pueden sobrevivir de 2 a 3 meses en el pasto en ambiente con una temperatura mínima de 22 °C (Bravo & Xavier., 2019).

Sintomatología: diarrea intermitente acompañada por disminución del apetito. En casos más severos se puede acompañar por emaciación y anemia. En animales jóvenes hay diarrea, a menudo con sangre y mucus, anorexia, debilidad, postración, deshidratación, anemia ligera a moderada, pelo áspero, pérdida de peso y menor ritmo de crecimiento. En corderos, además, alteración del grosor de la fibra de la lana (Bowman, 2011).

### *Chabertia* spp.

La larva en tercer estadio (L3) se caracteriza por la presencia de una vaina protectora, una cabeza redondeada, una cola con vaina alargada y una cola terminal sin muesca. Presenta un total de 32 células intestinales dispuestas de forma distintiva. En comparación con *Oesophagostomum* spp., esta larva es de mayor longitud (Gibson et al., 2019).

Distribución: cosmopolita, pero se reporta con mayor frecuencia en regiones templadas del mundo, el período de prepatencia es de unos 50 días (Bowman, 2011).

Sintomatología: son asintomáticas y se producen principalmente en ovinos, caprinos y en menor medida en bovinos. No obstante, en infecciones severas pueden presentarse síntomas producidos por L5 y adultos maduros, como diarrea con sangre, anemia, hipoalbuminemia, pérdida de peso, colitis y en ocasiones la muerte (Cáceres et al., 2021).

*Skrjabinema* spp.

Son de forma elipsoidal a ligeramente asimétrica, con extremos redondeados. Miden aproximadamente entre 70 y 90  $\mu\text{m}$  de largo por 30 a 40  $\mu\text{m}$  de ancho. Presentan una cáscara gruesa y lisa, de color amarillento o pardo claro. A diferencia de los huevos de *Trichuris* spp., no poseen tapones mucosos polares. Suelen contener un embrión en estadio de mórula o parcialmente desarrollado al momento de la oviposición, y son relativamente resistentes en el ambiente (Cáceres et al., 2021).

Distribución: Cosmopolita, no obstante, la mayoría de los reportes de este parásito han sido en el continente euroasiático, donde tiene mayor prevalencia que en regiones tropicales, siendo reportada por poco para la región de América (Muñoz et al., 2021)

Sintomatología: es considerado no perjudicial, desarrollando enfermedades solo en condiciones especiales (Muñoz et al., 2021).

## **Trichuridae**

Son unos nematodos atípicos debido a una separación evolutiva importante, ya que pertenece a la familia Trichuridae. A nivel sensorial, carece de fasmidios que son órganos

quimiorreceptores presentes en los Strongylida, y su morfología en forma de látigo lo diferencia del cuerpo cilíndrico uniforme de estos últimos. Además, presenta una estructura bucal simple, sin cápsula, y se adhiere superficialmente a la mucosa del ciego y colon para alimentarse, mientras que sus huevos son barrilados con tapones polares, a diferencia de los huevos lisos y ovalados típicos de los Strongylida (Gardner & Gardner, 2024).

### *Trichuris ovis*

Huevos son en forma de barril con dos opérculos en forma de enchufe polares y con capas externa gruesa trilaminada e interna delgada (vitelogeno), son excretados al ambiente con las heces de sus hospedadores insegmentados y aun no infectivos, condición que adquieren en, aproximadamente, tres semanas en climas tropicales y subtropicales (Yeustafieva et al., 2018).

Distribución: cosmopolita, preferiblemente de climas húmedos y cálidos, propio de las regiones tropicales. Los rayos directos del sol los mata en poco tiempo. Los huevos salen con las heces, la temperatura óptima es entre 25 y 28°C, en presencia de humedad y oxígeno. A 33°C la larva infectante se desarrolla en 18 días y las larvas permanecen viables por más de un año (Manz et al., 2017).

Sintomatología: en infestaciones ligeras no se observan síntomas, mientras que las infestaciones más severas provocan cuadros de apática, debilidad, fiebre, disnea, piel áspera, temblores, diarreas, generalmente difícil de tratar, con cuadro de heces fluidas con mocos gelatinoso y picazón (Ibáñez et al., 2022).

### **1.3.4 Platelminetos**

Protostomados con simetría bilateral, segmentación en espiral, triblásticos y carentes de celoma, aplanados dorsoventralmente con forma de hoja o cinta, donde se distinguen dos clases de interés parasitario en caprinos y ovinos (Negrete & Damborenea, 2017).

#### **1.3.4.1 Trematodos (Digéneos).**

Representan el grupo más numeroso dentro de los platelmintos, conocidos como “duelas” con aproximadamente 20,000 especies identificadas hasta la fecha (González & Cobo, 2002).

#### **Morfología**

En su mayoría hermafrodita, cuentan con dos ventosas, una oral y otra ventral, sistema nervioso formado por dos ganglios dorsales y su sistema excretor constituido por canales ramificados que desembocan en los conductos colectores para finalizar en un poro excretor posterior (González, 2008).

#### **Ciclo de vida**

Su ciclo es heteroxeno, con reproducción asexual en la fase larval. Se caracteriza por requerir de tres tipos de hospedadores: el hospedador definitivo (vertebrado), primer hospedador intermediario (molusco gasterópodo o bivalvo) y el segundo hospedador intermediario, que puede ser un vertebrado o un invertebrado (Lunaschi, 2017).

El ciclo comienza cuando los huevos salen con las heces y dependiendo de la especie pueden estar embrionados o madurar fuera del cuerpo. Tienen un opérculo que se abre en el

agua, liberando una larva llamada miracidio. Luego, esta larva se dirige a los caracoles, donde forma esporoquistes, que desarrollan redias de primera y segunda generación, las cuales producen cercarias. Estas deben moverse hacia su segundo hospedador intermediario, donde se enquistan y forman metacercarias. Finalmente el hospedador definitivo las consume liberándola en su intestino y transformándose en gusanos adultos produciendo huevos que serán excretados con las heces y así cerrando el ciclo (CECOPESCA, 2012)

En la Clase Trematodo sobresalen un género que afecta la salud en los caprinos:

*Fasciola* spp.

Trematodos con huevos elipsoides de color pardo amarillento, y miden entre 130-150  $\mu\text{m}$  de largo por 60-90  $\mu\text{m}$  de ancho. Los adultos tienen un cuerpo aplanado en forma de hoja, ventosas orales y ventrales con un tamaño entre 20-30 mm de largo por 13 mm de ancho (Modabbernia et al., 2024).

Distribución: cosmopolita, frecuente en regiones con climas templados y húmedos del mundo (Cueva et al., 2024)

Sintomatología: fiebre, dolor abdominal, náuseas, agrandamiento del hígado, anemia, letargo y disminución en la producción de leche. En infestaciones graves pueden matar al caprino por insuficiencia hepática o hemorragias (Aftab et al., 2024).

#### **1.3.4.2 Cestodos.**

Los cestodos son una de las Clases pertenecientes al Phylum Platelmintos, con aproximadamente 4,500 especies de parásitos intestinales. Generalmente, esta clase requiere al menos dos hospedadores distintos para completar su ciclo de vida (García et al., 2008).

#### **Morfología**

Son parásitos hermafroditas que se caracterizan por tener un cuerpo aplanado en forma de cinta y dividido en tres regiones principales (Webb & Cabada, 2017).

El escólex o cabeza: es el órgano de fijación que permite al parásito adherirse a las paredes intestinales del hospedador mediante ventosas o una corona de ganchos, excepto en el género *Dibothriocephalus*, que tiene botrio o pinza. El cuello, una región estrecha y no segmentada, cumple una función metabólica clave, ya que a partir de ella se generan los nuevos segmentos o proglótides. Finalmente, el estróbilo o cuerpo está formado por el conjunto de proglótides, cada uno con órganos genitales masculinos y femeninos. Los proglótides cercanos al cuello son inmaduros, los intermedios son maduros y los más distales, conocidos como grávidos, contienen un útero lleno de huevos fértiles (Arranz Solana et al., 2014).

#### **Ciclo de vida**

Los cestodos presentan un ciclo de vida indirecto que varía entre las distintas especies.

El proceso comienza con el huevo, que contiene el embrión conocido como hexacanto u oncosfera, rodeado de varias capas protectoras; la forma del huevo es clave para identificar la especie, y es expulsado al exterior a través de las heces del hospedador definitivo. Luego, la oncosfera o embrión hexacanto, al ser ingerido por un hospedador intermediario, ya sea

vertebrado o invertebrado, se libera tras la digestión de las membranas protectoras por los jugos gástricos (el embrión presenta seis ganchos, lo que le da su nombre). Una vez liberado en el intestino, atraviesa su pared y, mediante la circulación sanguínea, migra hacia diferentes partes del organismo donde se desarrolla en la siguiente etapa. Finalmente, la larva adopta distintas formas dependiendo de la especie, como cisticerco, hidátide, entre otras (Muro et al., 2010).

En la Clase Cestoda se aprecia el género *Moniezia* spp. que perturba la salud de los pequeños rumiantes:

*Moniezia* spp.

La infección parasitaria más común por Taenias en pequeños rumiantes es conocida como monieziosis, causada por el género *Moniezia* spp. Esta se transmite al ingerir pastos contaminados por ácaros coprófagos infestados con cisticercoides de este cestodo (Hernández, 2017).

Los huevos de este cestodo tienen una forma triangular con un aparato piriforme bien desarrollado en el centro y su tamaño oscila entre 56-67 micras de diámetro. El adulto, por su parte, carece de ganchos y rostelo, consta de un pequeño escólex en la parte anterior, seguido de un cuello y un estróbilo alargado, con un patrón característico según la especie (Almeida et al., 2023).

El adulto de *Moniezia* es un gusano plano, largo y segmentado, que puede alcanzar varios metros de longitud. El cuerpo está formado por una cabeza o escólex con cuatro ventosas (también sin ganchos), un cuello y numerosas proglótides (segmentos) que contienen órganos reproductores masculinos y femeninos, ya que el adulto es hermafrodita (Almeida et al., 2023)

Distribución: cosmopolita, cuyo hospedador intermediario se desarrolla principalmente en suelos húmedos, ricos en humus y con abundante vegetación. Estos requieren de alta humedad ya que son sensibles a la desecación, sobreviven al invierno en el pasto (Rana, 2023).

Sintomatología: afecta principalmente a animales jóvenes, a partir de los 6 meses de edad, estos presentan síntomas como diarrea, disminución en el aumento de peso y obstrucción intestinal. En caso de los animales adultos, la enfermedad suele ser asintomática (Oviedo Fernández et al., 2021).

## **1.4 Métodos de diagnóstico y control de parásitos gastrointestinales**

### **1.4.1 Técnicas de diagnóstico utilizadas para detectar endoparásitos en caprinos**

Las técnicas de diagnóstico coprológico son métodos de laboratorio fundamentales para la identificación de parásitos intestinales e infecciones a partir de muestras de heces. Estas permiten detectar una variedad de agentes patógenos, como helmintos, protozoos y otros microorganismos, proporcionando información esencial para el diagnóstico y tratamiento de enfermedades parasitarias (Jiménez & Vicente, 2015).

Estas técnicas pueden clasificarse en dos grandes grupos:

- Métodos directos: permiten la identificación visual de parásitos o sus productos reproductivos, como huevos, larvas o quistes, directamente en la muestra. Entre algunos de estos métodos incluyen el método coprológico directo, el método de Baermann y las técnicas de concentración.

- Métodos indirectos: no buscan directamente al parásito, sino que detectan indicios de su presencia a través de pruebas serológicas u otros métodos complementarios. Estas pruebas, en combinación con la evaluación clínica y otros factores, permiten obtener un diagnóstico probable. Un ejemplo de este tipo de técnicas son los métodos inmunológicos (De Kamínsky, 2003)

Los métodos que se pueden usar para el estudio de los parásitos intestinales en caprinos son los siguientes:

#### **1.4.1.1 Examen coprológico directo (Gold estándar):**

Este método consiste en una tinción no permanente que permite observar células vivas bajo un contraste moderado, facilitando su identificación tanto a nivel macroscópico como a nivel microscópico. Para la observación microscópica, se coloca una gota de Lugol en un portaobjetos, se homogeniza la muestra con la punta de un palillo y luego se coloca un cubreobjetos para su análisis (Campo et al., 2015).

Este procedimiento presenta varias ventajas: es sencillo, rápido y ofrece alta especificidad en la identificación. Sin embargo, sus principales desventajas incluyen baja sensibilidad y la necesidad de experiencia para diferenciar correctamente entre parásitos verdaderos y pseudoparásitos, lo que es crucial para evitar falsos positivos y negativos (Jastrzebsky et al., 2024).

#### **1.4.1.2 Método de Baermann:**

El método de Baermann fue originalmente desarrollado para la identificación de larvas de nematodos fitopatógenos en el suelo. Con el tiempo, sin embargo, se adaptó para la

investigación de *Strongyloides stercoralis* en muestras fecales. Este método aprovecha el termotropismo e hidrotropismo positivo de las larvas, lo que permite concentrarlas (Fallas et al., 2000).

Actualmente, esta técnica es considerada una de las más empleadas para el estudio de larvas, ya que, aunque es sencilla y laboriosa, es más sensible para la detección de parásitos. Existen diversas modificaciones al método de Baermann en la actualidad que busca mejorar el proceso extracción e identificación de las larvas (Gelaye et al., 2021).

La versión original de la técnica de Baermann consiste en suspender las heces en la parte superior de un embudo con una manguera cerrada con una pinza. Se agrega agua a 45 °C en el embudo, lo que permite que las larvas migren desde las heces hacia el agua. Después de un periodo de incubación de 2 horas, el agua se centrifuga y se analiza bajo el microscopio (Fallas et al., 2000).

Como se mencionó anteriormente, aunque esta técnica fue inicialmente diseñada para muestras de suelo, en el análisis de muestras fecales presenta varias ventajas en el estudio de larvas de nematodos: (1) las larvas pueden obtenerse de manera sencilla, no invasiva y económica; (2) no requiere la eliminación de animales, lo que protege a las poblaciones pequeñas o vulnerables; y (3) permite un muestreo repetido y el seguimiento de poblaciones de individuos identificados o confinados en áreas delimitadas, lo que facilita el estudio de la evolución de infecciones o la fenología de estos parásitos (Carrau et al., 2021).

## 1.4.2 Estrategias de control de parásitos en ambientes con diferentes características ecológicas

### 1.4.2.1 Control químico (antihelmínticos):

El control químico de las parasitosis gastrointestinales en caprinos se fundamenta en el uso estratégico de antihelmínticos, pertenecientes a diferentes familias farmacológicas, cada una con mecanismos de acción y espectros específicos.

Los benzimidazoles, como el albendazol, fenbendazol y mebendazol, actúan inhibiendo la polimerización de la tubulina, interfiriendo con el metabolismo energético del parásito, causando parálisis neuromuscular. Son eficaces contra nematodos adultos y en desarrollo, y en algunos casos también contra cestodos y trematodos. Su aplicación es subcutánea, afectando una amplia gama de parásitos como *Haemonchus* spp., *Ostertagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Cooperia* spp., *Chabertia* spp., *Nematodirus* spp., *Bunostomum* spp., *Oesophagostomum* spp., *Strongyloides* spp., *Ascaris* spp. (Gainza et al., 2021).

Las lactonas macrocíclicas, como la ivermectina, moxidectina y doramectina, poseen un amplio espectro de acción, afectando tanto nematodos gastrointestinales y pulmonares como ectoparásitos. Su acción se basa en la apertura de canales de cloro mediados por glutamato, en las neuronas del parásito, causando parálisis neuromuscular, lo que produce parálisis flácida y muerte del parásito. Combates parásitos internos como: *Haemonchus* spp., *Ostertagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Cooperia* spp., *Strongyloides papillosus*, *Oesophagostomum* spp. (Vercruyse & Claerebout, 2014).

Por otro lado, las salicilanilidas (como el closantel) y las benzenosulfonamidas (como la oxiclozanida) se emplean principalmente contra trematodos y nematodos hematófagos,

actuando mediante la interrupción del metabolismo energético del parásito (Salvadori et al., 2019).

No obstante, el uso indiscriminado de estos productos químicos podría estar empeorando el problema, ya que lo usan sin criterio epidemiólogo, lo que ha generado resistencia en los parásitos para los cuales fueron usados. La aparición de la resistencia antihelmíntica es un proceso en que una población de parásitos que está expuesta a químicos, ejerciendo una presión de selección, lo que ocasiona que los parásitos más sensibles mueran, mientras que los resistentes sobrevivan y se reproduzcan, transmitiendo esta nueva característica a través de generaciones (Medina et al., 2014).

#### 1.4.2.2 Manejo del pastoreo y rotación de pasturas:

Se han desarrollado varias estrategias que se basan en la disminución del contacto de las larvas infectantes de tercer estadio (L3) de los nematodos gastrointestinales (NGI) con el hospedador, a través del manejo del pastoreo para mantener los corrales y praderas con bajas cargas parasitarias (De Montellano et al., 2022).

Entre algunas de estas estrategias de control tenemos:

- Descanso de pastos: Planear el descanso con el comienzo de las lluvias hará que la lixiviación disminuya la carga de parásitos (Navarre, 2019).
- Uso alternativo de la tierra como pasto y producción de cultivos/heno, así como la renovación anual o bianual de pastos (Navarre, 2019).
- Pastoreo rotacional: Proporciona un descanso a la pradera para su recuperación y su exposición prolongada a los rayos del sol, permite la desecación y muerte de las larvas infectantes (Burke y Miller 2020).

En general, vemos que, si bien el Orden Strongylidae es prevalente en los distintos sitios de muestreo descritos, vemos que por región puede variar la parasitofauna y su prevalencia. Por este motivo es importante descubrir si en Panamá, la variedad de parasitofauna es muy marcada, según sus zonas de vida.

# **CAPÍTULO II: METODOLOGÍA**

## **2.1 Tipo de estudio:**

Estudio descriptivo, de tipo transversal

## **2.2 Área de estudio:**

El estudio se llevó a cabo en dos zonas de vida, según la clasificación de Holdridge (1967), ubicadas en cuatro provincias. La primera corresponde al bosque húmedo tropical, presente en las provincias de Panamá y Darién, y al bosque muy húmedo tropical, en la provincia de Colón; ambas zonas fueron fusionadas en el análisis debido a sus características ecológicas similares. La segunda zona corresponde al bosque seco premontano, representado únicamente por la provincia de Los Santos (Ver anexo I, cuadro 1).

Estas áreas fueron escogidas con la finalidad de obtener una cantidad de muestras representativas en las 2 zonas de vida que se encuentran en la República de Panamá, para analizar la variabilidad de parásitos de cada zona de vida (Ver anexo I, cuadro 2 y anexo II, figura 1).

## **2.3 Universo:**

El universo del estudio estuvo constituido por 60 caprinos de 8 fincas las cuales están ubicadas en las provincias de Panamá, Colón, Los Santos y Darién. Los estudios coparasitológicos se realizaron en el Laboratorio de Investigaciones en Parasitología Ambiental (LIPAAM), durante el período de mayo a diciembre del 2023. La cantidad de muestras analizadas fueron 120 muestras de heces de cabras, colectadas en 8 comunidades dentro de 2 zonas de vida (Ver anexo I, cuadro 3).

## **2.4 Criterios de inclusión y exclusión:**

Criterios de inclusión:

- Caprinos de diferentes edades.
- Caprinos no desparasitados alrededor de un mes.
- Fincas con el consentimiento para participar en el estudio.
- Fincas ubicadas entre las 2 zonas de vida.

Criterios de exclusión:

- Caprinos que hayan sido desparasitados menor a un mes.
- Fincas sin consentimiento para participar en el estudio.
- Fincas que no estén ubicadas entre las 2 zonas de vida.

## **2.5 Trabajo de campo:**

Para el presente estudio, se solicitó el permiso de los dueños de las 8 fincas ubicadas en Panamá, Colón, Los Santos y Darién.

Obtenidos los permisos, se fijaron las fechas para visitar las fincas y coleccionar las muestras de caprinos para su análisis. Se identificaron las muestras con código de muestra único, que facilitó la obtención de los resultados.

Por cada animal se realizó un duplicado llevando a cabo las 2 pruebas coprológicas para su diagnóstico: examen directo con Lugol y cultivo de larvas (Método de Baermann).

### **2.5.1 Colecta de las muestras:**

Una vez en la finca, se procedió a registrar la ubicación geográfica, así como a tomar fotografías de los corrales y de los animales, utilizando la aplicación GPS Essentials (Mictale.com). Para la obtención de los parámetros climáticos del área de estudio, se empleó la aplicación Meteostat (Christian Lamprecht).

Previo a la toma de muestra se rotularon los envases de muestras para evitar errores, a estos se le dio un código único, dependiente del lugar, seguido de una numeración; esto para facilitar que la búsqueda de los resultados fuera más precisa y seguidamente se recolectaron las muestras de heces directamente del recto (Ver anexo II, figura 2).

La selección de los animales para la toma de muestra se enfocó en aquellos que presentaban signos de enfermedad o que aparentaban estar en peores condiciones de salud. En las fincas donde los animales se encontraban en buen estado, se tomaron muestras de manera aleatoria.

Durante la manipulación del animal, se debe actuar con cuidado para evitar causar sangrado o cualquier tipo de daño.

Por cada animal se obtuvo de 5 a 6 gramos de heces por muestra, siendo en total 10 a 12 gramos por duplicado.

### **2.5.2 Toma de muestra para examen directo con Lugol:**

Las muestras de heces se obtuvieron directamente del recto del animal, para evitar contaminación cruzada con el suelo. También se emplearon guantes para mantener la higiene y proteger durante el procedimiento. Se extrajeron entre 5 a 6 gramos de heces, las cuales fueron

colocadas en envases coprológicos de heces, se añadió formalina al 7% hasta cubrir las heces a cada recipiente para conservar cualquier tipo de forma parasitaria (Ver anexo II, figura 3-A).

### **2.5.3 Toma de muestra para cultivo de larva (Método de Baermann):**

Se aplicó el mismo procedimiento para la recolección de muestras, obteniendo las heces directamente del recto del animal, sin utilizar ningún tipo de preservante. Las muestras se colocaron en tubos de 15 ml de centrifugación, asegurándose que cada uno contenga entre 5 y 6 ml de materia fecal. A continuación, las muestras se transportaron en un Cooler con hielo a 4°C, con el fin de desacelerar el proceso de descomposición y preservar las formas parasitarias (Ver anexo II, figura 3-B).

Este ciclo de conservación permitió el adecuado almacenamiento de las muestras para su posterior análisis mediante el método de Baermann, el cual facilita la visualización de larvas de nematodos u otros parásitos presentes en las heces, permitiendo su identificación y estudio.

Una vez finalizada la toma de muestras, estas fueron transportadas al campus de la Universidad de Panamá, donde se analizaron.

## **2.6 Procesamiento de las muestras:**

Una vez localizadas las muestras en LIPAAM, se llevó a cabo la separación de las que contenían formalina de las que no, para su respectivo procesamiento.

### **2.6.1 Examen directo:**

Las muestras con formalina 7%, se acomodaron en una caja plástica con el nombre de la provincia para su diagnóstico a través del examen directo con Lugol (*Gold estándar*). Cada

muestra fue observada en el microscopio el examen coproparasitológico por frotis directo por triplicado (Ver anexo II, figura 4)

### **2.6.2 Método de Baermann:**

Se desenroscaron los tubos de centrifuga y en ellos se introdujo un hilo de algodón de 8 cm de largo, manteniendo la tapa semi cerrada para que los valores de humedad, temperatura y oxígeno fueran óptimos. Estas muestras fueron situadas en la incubadora por un periodo de 1 a 2 semanas para que los nematodos gastrointestinales se desarrollaron correctamente hasta el estadio L3.

Tras 8 días de incubación, se llevó a cabo la instalación de los soportes universales con sus aros. En el extremo del tubo cilíndrico se situó un embudo de filtrado de vidrio que incluía una manguera de goma (con pinzas en su final) y en el extremo más ancho se posicionó un colador pequeño. Se ubicaron vasos químicos bajo las mangueras que contenían tubos de centrifuga de 50 ml (Ver anexo II, figura 5-A).

Se recortaron 12 a 13 cuadros de gasa de aproximadamente 7 cm<sup>2</sup>. En cada gasa se agregaron los 5 o 6 ml de heces que contenía la muestra, luego se amarran con ligas dando forma de sacos, estos se colocaron en su colocador.

Se le añadió agua a una temperatura de 60°C hasta cubrir las heces y esperamos 2 horas para obtener las larvas de los nematodos en el tercer estadio (L3). Que son las larvas infectantes que se mueven por termotaxis al extremo de la manguera.

Se recolectaron los primeros 50 ml del cultivo de larva en los tubos de centrifuga, ya que todas las larvas migran al final del tubo por el calor, el resto de líquido lo colocamos en el vaso químico para descartar (Ver anexo II, figura 5-B).

Posteriormente se centrifugó a 1000 r.p.m (revoluciones por minuto) por 5 minutos, se descartó el sobrenadante dejando aproximadamente 1 mL, aquí se depositan todas las larvas. Con este sedimento se realizó un frotis directo por triplicado para reconocer los géneros de larvas de los nematodos parásitos de caprinos. Por día se montaron un aproximado de 12 a 13 soportes.

### Larvas L3

Para determinar los géneros de nematodos se utilizó la guía RVC/FAO para el diagnóstico parasitológico veterinario de rumiantes L3 (Gibbons et al., 2005) (Ver anexo II, figura 6) y el libro Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos de Soulsby (1987) (ver Anexo II, figura 7).

Se identificaron empleando claves taxonómicas como el tamaño total del nematodo, la cola de la vaina, tamaño y forma del esófago, cantidad y forma de las células esticosomales y cuerpos refringentes, identificadas mediante observación directa al microscopio en aumento de 20x, 40X y 100x.

Se documentaron las larvas de nematodos a través del programa AmScope Digital camera Solution Disk ver.3.7.

## 2.7 Análisis estadísticos:

Para el análisis de los datos obtenidos en este estudio, se emplearon diversas pruebas estadísticas con el fin de evaluar las diferencias y asociaciones entre las variables de interés. Se utilizaron distintos análisis mediante el software RStudio, con el objetivo de examinar la prevalencia y diversidad parasitaria, así como su relación con factores ambientales y de manejo en las dos zonas de vida estudiadas. A continuación, se detallan los métodos aplicados para cada uno de los objetivos de la investigación.

El Índice de Shannon ( $H'$ ) para estimar la diversidad parasitaria en ambas zonas de vida, para Comparación de diversidad se emplearon pruebas de Alpha diversity y Wilcoxon para evaluar diferencias en la diversidad de endoparásitos entre ambas zonas; para prevalencia de endoparásitos: Se aplicó la prueba de Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ); para determinar si existía una relación significativa entre la zona de vida y la prevalencia de parásitos; se calculó el V de Cramer y el Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para evaluar la magnitud de la relación entre zona ecológica y prevalencia parasitaria y el Patrón de distribución de parásitos, se utilizó la prueba de bondad de ajuste ( $\chi^2$  gof) para analizar si la distribución de caprinos parasitados seguía un patrón esperado dentro de cada bosque.

Para el objetivo dos que es evaluar eficiencia de los métodos de diagnóstico del método Directo vs. Baermann para la comparación de métodos se realizó una prueba de Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ) para evaluar si existía una diferencia significativa en la detección de parásitos entre los dos métodos; para medir la fuerza de asociación, se calculó el coeficiente V de Cramer y el Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para comprobar si la detección de parásitos variaba según el método empleado y para el patrón de detección por método: Se aplicó la prueba de bondad de ajuste ( $\chi^2$  gof) para

verificar si la distribución de detección de parásitos dentro de cada método era uniforme o presentaba patrones específicos.

Por último, para el análisis de las variaciones climáticas y ambientales que puedan influir en la dinámica de las infecciones parasitarias se utilizó un análisis descriptivo con gráficos de barras apiladas para evaluar la relación entre la abundancia relativa de los parásitos y las variables ambientales (temperatura, precipitación y humedad); se utilizó un análisis descriptivo con gráficos de barras apiladas para evaluar la relación entre la abundancia de parásitos y las variables ambientales (temperatura, precipitación y humedad).

Para las condiciones de manejo se empleó Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ), V de Cramer, y Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para evaluar la relación entre estas condiciones y la prevalencia de parásitos de pastoreo libre vs corrales. Otro factor para analizar fue la fuente de agua donde se aplicó Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ), V de Cramer, y Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para examinar la influencia del tipo de agua en la infección parasitaria.

El tipo de alimentación (procesada, mixta, pasto): Se realizó Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ), V de Cramer, y Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para evaluar si la dieta afectaba la prevalencia de endoparásitos. Hábito de limpieza, se utilizó Chi-cuadrado ( $\chi^2$ ), V de Cramer, y Bayes Factor ( $BF_{01}$ ) para analizar la posible relación entre la higiene y la presencia de parásitos. Y por último la distribución interna dentro de cada categoría: para cada uno de los factores ambientales y de manejo, se aplicó la prueba de bondad de ajuste ( $\chi^2$  gof) para examinar si la distribución de parásitos dentro de cada grupo difería de lo esperado.

**CAPÍTULO III:  
ANÁLISIS Y PRESENTACIÓN DE  
RESULTADOS**

### 3.1 Diversidad y prevalencia de endoparásitos en caprinos

En el proceso de recolección de muestras biológicas se obtuvieron un total de 60 muestras por duplicado (120). Estas fueron distribuidas en dos zonas de vida: bosque húmedo tropical (n=58) y bosque seco premontano (n=62) (ver Anexo I: Cuadro 4).

Los resultados obtenidos para este análisis fueron los siguientes:

El índice de Shannon reflejó los siguientes valores:  $H = 2.482$  para el bosque húmedo tropical y para el bosque seco premontano  $H = 2.517$  (ver Anexo I, Cuadro 5), demostrando que la diversidad parasitaria en ambas zonas de vida es moderadamente alta y similar.

Las pruebas estadísticas de Alpha diversity y Wilcoxon mostraron un valor de  $p = 0.077$ , lo que indica que no hay diferencias estadísticamente significativas entre ambas zonas. Sin embargo, se observó una tendencia de mayor diversidad en el bosque seco premontano, con un valor de  $W = 6.5$ , sugiriendo diferencias en los rangos de abundancia entre ambos bosques.

La abundancia de parásitos en caprinos varió entre las dos zonas de vida estudiadas, se detallan a continuación (ver Anexo II, Figura 8):

En el bosque húmedo tropical, la abundancia de géneros fue baja, con la mayoría de los valores entre 0 y 5. Sin embargo, se registraron algunos casos atípicos con infecciones superiores a 15 géneros de parásitos por individuo. Además, el rango intercuartílico fue reducido, lo que indica poca variabilidad en la infección parasitaria.

Por otro lado, en el bosque seco premontano, la mediana de abundancia de géneros fue mayor, lo que sugiere una diversidad más alta en esta zona. Los datos mostraron una mayor dispersión, con valores atípicos que superaron los 20 parásitos por individuo. Asimismo, el rango intercuartílico fue más amplio, reflejando una mayor variabilidad en la abundancia de géneros.

La prueba de Chi cuadrado ( $\chi^2$ ) reflejó los siguientes resultados para la prevalencia de los parásitos (Ver anexo II, figura 9):

En el bosque húmedo tropical, la prevalencia fue de un 97% de los caprinos analizados presentaron parásitos, mientras que el 3% estuvieron libres de parásitos. En el caso del bosque seco premontano, la prevalencia fue del 92%, con un 8% de animales libres de parásitos (ver Anexo I, Cuadro 6).

La prueba dio como resultado  $\chi^2 = 0.62$ ,  $p = 0.4$ , indicando que no existía una relación estadísticamente significativa entre la zona de vida y la prevalencia de endoparásitos.

Además, el V de Cramer= [0.00, CI<sub>95%</sub> (0.00, 0.32)] sugirió que la relación entre las variables era débil, confirmando que la zona ecológica no influye significativamente en la infección parasitaria. De igual manera, el Bayes Factor ( $BF_{01} = 0.39$ ) garantiza que no había suficiente evidencia para afirmar que la zona de vida actuaba en la presencia de endoparásitos.

Por otro lado, la prueba de bondad de ajuste ( $\chi^2$  gof) en cada zona demostró que, dentro de cada bosque, la distribución de caprinos parasitados y no parasitados seguía un patrón específico y no era aleatoria: bosque húmedo tropical:  $\chi^2 (1) = 25.14$ ,  $p = 5.34e-07$  y bosque seco premontano:  $\chi^2 (1) = 25.97$ ,  $p = 3.46$ .

En cuanto a la diversidad se determinaron 22 géneros parasitarios en el total de muestras analizadas. Dentro de los grupos identificados, se hallaron protozoos (65.8%), nematodos (89.7%), cestodos (3.3%) y trematodos (3.3%). Asimismo, se observaron diferentes formas parasitarias, incluyendo quistes, ooquistes, huevos y larvas (Ver Anexo I, Cuadro 7 y 8).

En el cuadro 8 (anexo I) se puede observar los géneros parasitarios identificados y su prevalencia en las distintas zonas de vida estudiadas, los cuales fueron los siguientes:

Para el bosque húmedo tropical, los parásitos con mayor prevalencia fueron Ancylostomidos (62.1%), coccidios (44.8%) y *Haemonchus* spp. (27.6%). También se identificaron *E. histolytica* (24.1%), *Cooperia* spp. (31%), *Eimeria* spp. (17.2%), *Strongyloides* spp. (13.8%) y *Blastocystis* spp. (10.3%). Con menor frecuencia, se registraron *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* spp. y *Ostertagia* spp. (6.9% cada uno), así como *Fasciolidos* spp. (6.9%), *Moniezia* spp., *Nematodirus* spp., *Giardia* spp., *Bunostomum* spp., *E. coli* y *E. nana* (3.4% cada uno) (Ver anexo II, figura 10):

En el bosque seco premontano, los parásitos más frecuentes fueron Ancylostomidos (70.3%), coccidios (35.1%) y *E. coli* (35.1%). También se registraron *E. histolytica* (21.6%), *Haemonchus* spp. (21.6%), *E. nana* y *Skrjabinema* spp. (18.9%). En menor proporción, se encontraron *Blastocystis* spp. (13.5%), *Trichostrongylus* spp. (13.5%), *Cooperia* spp. (10.8%), *Trichuris* spp. (10.8%), *Moniezia* spp. (8.1%), *Strongyloides* spp. (5.4%), *Giardia* spp. (5.4%) y *Oesophagostomum* spp. (5.4%). Finalmente, con una prevalencia del 2.7%, se detectaron *Fasciolidos* spp., *Ostertagia* spp. y *Chabertia* spp. (Ver anexo II, figura 10):

### 3.2 Eficiencia de los métodos directo y el método de Baermann

El universo total fue de 120 muestras fecales, las cuales se clasificaron según los dos métodos empleados para el diagnóstico: método directo (n=66) y método de Baermann (n=54) (ver Anexo I: Cuadro 10).

Para evaluar la efectividad de los métodos, se llevó a cabo la prueba de Chi-cuadrado, cuyos resultados de este análisis se detallan a continuación.

Para método directo se obtuvieron los siguientes resultados (Ver anexo II, Figura 11):

En el bosque húmedo tropical, la prevalencia de parásitos fue del 93 %, mientras que el 7 % de los caprinos analizados no presentaron parásitos. Para el bosque seco premontano, se registró un 92 % de caprinos parasitados y un 8 % libre de parásitos (Ver Anexo I, Cuadro 11).

El análisis estadístico dio un valor de  $\chi^2=0.03$ ,  $p=0.85$ , demostrando que no existe una relación estadísticamente significativa entre la zona de vida y la detección de parásitos mediante el método directo. Dado que  $X^2$  es inferior al valor crítico (3.841) y  $p$  es mayor a 0.05.

En cuanto al coeficiente V de Cramer ( $V=0.00$ , CI 95 % [0.00, 0.20]) comprobó que no hay una relación entre la zona de vida y la presencia de parásitos por método directo. Además, el Bayes Factor ( $BF_{01}=0.67$ ) respalda la hipótesis nula, indicando que no hay evidencia suficiente para afirmar que el método directo detecta una proporción diferente de parásitos dependiendo de la zona de vida.

La prueba de ajuste de bondad ( $\chi^2$  gof) mostró que la distribución observada no es uniforme en ambas zonas. En el bosque húmedo tropical, se obtuvo  $\chi^2 (1) =21.55$  y  $p=3.44$ ,

mientras que, en el bosque seco premontano,  $\chi^2 (1) = 25.97$  y  $p = 3.46$ . Estos resultados indican que la detección de parásitos fue significativamente mayor de lo esperado en ambas zonas.

En cuanto a la diversidad parasitaria, se identificaron 13 géneros en las muestras examinadas, en estas se observaron diversas formas parasitarias como huevos, quistes y ooquistes.

En el bosque húmedo tropical, la especie con mayor prevalencia fue Ancylostomidos con un 62.1 %, seguida de coccidios con 44.8 %, *E. histolytica* con 24.1 % y *Eimeria* spp. con 17.2 %. Otras especies presentaron menores prevalencias, como *Blastocystis* spp. con 10.3 % y *Fasciolidos* spp. 6.9 %. Finalmente, *E. coli*, *E. nana*, *Moniezia* spp., *Giardia* spp. se detectaron con 3.4 % (Ver anexo II, Figura 12).

Por otro lado, en el bosque seco premontano, la mayor prevalencia correspondió a Ancylostomidos con un 70.3 %, seguido de coccidios y *E. coli*, ambas con 35.1 %, mientras que *E. histolytica* presentó un 21.6 %. Además, *E. nana* y *Skrjabinema* spp. alcanzaron un 18.9 %, *Blastocystis* spp. un 13.5 %, *Trichuris* spp. un 10.8 % y *Moniezia* spp. un 8.1 %. Finalmente, *Giardia* spp. se detectó en un 5.4 %, *Fasciolidos* spp. en un 2.7 % (Ver anexo II, Figura 12).

Para el método de Baermann la prueba Chi cuadrado ( $\chi^2$ ) reveló los siguientes resultados (Ver Anexo II, Figura 13):

En el bosque húmedo tropical, la presencia de parásitos fue de 45 % de los caprinos estudiados, mientras que el 55 % no mostró signos de infestación. En cuanto al bosque seco premontano, el 60 % de los caprinos analizados estaban parasitados, mientras que el 40 % restante no presentó parásitos (Ver Anexo I, Cuadro 12).

La prueba de chi-cuadrado ( $\chi^2$ ) generó un valor de  $\chi^2=1.24$ ,  $p=0.27$ . Demostrando que no hay relación estadísticamente significativa para rechazar que el método de Baermann detectó la misma proporción de larvas parasitarias en ambas zonas de vida.

El coeficiente V de Cramer (0.06) indica que la relación entre las variables es prácticamente inexistente, con un intervalo de confianza del 95 % que va de 0.00 a 0.40.

Mientras el análisis bayesiano mostró un  $\log_{10}(\text{BF}01)$  de 0.52, lo que proporciona un respaldo moderado a la hipótesis nula. Esto significa que no se encontró evidencia suficiente para afirmar que existe una asociación entre la zona de vida y la prevalencia del método.

Por otro lado, la prueba de ajuste de bondad de ajuste ( $\chi^2$  gof) mostró que los datos se ajustan adecuadamente a las distribuciones esperadas en ambos ecosistemas: el Bosque Húmedo Tropical  $\chi^2_{\text{gof}}(1) = 0.31$ ,  $p=0.58$ , y en el Bosque Seco Premontano  $\chi^2_{\text{gof}}(1) = 1.0$ ,  $p=0.32$ . En ambos casos, los valores de p superiores a 0.05 indican que no hay diferencias significativas entre las proporciones observadas y las esperadas, lo que sugiere un buen ajuste del modelo.

El método de Baermann permitió detectar nueve géneros de parásitos. A continuación, se presentan la prevalencia de los parásitos identificados:

En el bosque húmedo tropical se encontraron los siguientes parásitos con sus respectivas prevalencias: *Haemonchus* spp. (27.6%), *Cooperia* spp. (31%), *Strongyloides* spp. (13.8%), mientras que *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* spp., *Ostertagia* spp. los tres con una prevalencia de (6.9%). Y por últimos *Bunostomum* spp., *Nematodirus* spp. con (3.4%) (Ver anexo II, Figura 14).

Por otro lado, en el bosque seco premontano se identificaron: *Haemonchus* spp. (21.6%), *Cooperia* spp. (10.8%), *Trichostrongylus* spp. (13.5%), *Strongyloides* spp. y *Oesophagostomum* spp. con (5.4%). Finalmente, *Ostertagia* spp. y *Chabertia* spp. con una prevalencia de (2.7%) (Ver anexo II, Figura 14).

### **3.3 Análisis variaciones climáticas y ambientales**

Se adoptó un enfoque descriptivo para analizar la abundancia relativa de los parásitos en función de tres variables climáticas: temperatura, precipitación y humedad (ver Anexo I, Cuadro 13, 14 y 15). Los datos se representaron mediante gráficos de barras apiladas, lo que permitió comparar las diferencias entre estas variables.

Para profundizar en el análisis de la temperatura, los parásitos se agruparon de manera explícita en cuatro categorías (protozoos, nematodos, trematodos y cestodos) con el fin de comprender mejor cómo estas variables influyen en su distribución.

#### **Abundancia relativa de parásitos según la temperatura (ver anexo II, figura 15):**

Las temperaturas evaluadas corresponden a dos zonas de vida: 26°C, 28°C, 29°C, 30°C y 31°C se registraron en el bosque húmedo tropical, mientras que los 27°C pertenecen al bosque seco premontano. La mayor diversidad parasitaria se presentó en los rangos de 26°C y 27°C, y a medida que la temperatura aumentaba, la composición parasitaria cambió notablemente.

Dentro de los protozoos, *E. histolytica* estuvo presente en todas las temperaturas, evidenciando su amplia tolerancia térmica. Por el contrario, *Giardia* spp., *Blastocystis* spp. y *E.*

*nana* solo se detectaron entre 26°C y 27°C. *E. coli* se encontró entre 26°C y 31°C, mientras que *Eimeria* spp. se registró entre 28°C y 31°C, indicando que algunas especies de protozoos pueden adaptarse a rangos térmicos más amplios.

En cuanto a los nematodos, los Ancylostomidos se presentaron en todas las temperaturas, reflejando su capacidad de persistencia en distintos rangos térmicos. Otras especies mostraron una distribución más restringida: *Trichuris* spp., *Skryabinema* spp., *Nematodirus* spp., *Bunostomum* spp. y *Chabertia* spp. permanecieron en temperaturas bajas de 26°C y 27°C. Los géneros *Strongyloides* spp., *Haemonchus* spp. y *Cooperia* spp. estuvieron presentes entre 26°C y 30°C, mientras que *Trichostrongylus* spp. y *Oesophagostomum* spp. entre 26°C y 29°C. Finalmente *Ostertagia* spp. se registró en 26°C, 27°C y 30°C, estuvo ausente a 29°C, lo que sugiere que ciertas especies pueden ser más sensibles a variaciones térmicas específicas.

Respecto a los trematodos, *Fasciolidos* spp. se presentó en 26°C y 30°C, mientras que el único cestodo, *Moniezia* spp. se mantuvo en rangos de 27°C y 31°C, mostrando una distribución menos restringida en comparación con otros grupos parasitarios.

#### **Abundancia relativa de parásitos según la precipitación (ver anexo II, figura 16):**

Los rangos de precipitación evaluados corresponden a dos zonas de vida: 0 mm, 0.1 mm y 0.2 mm pertenecen al bosque húmedo tropical, mientras que 3.2 mm corresponde al bosque seco premontano. La mayor diversidad parasitaria se registró en los extremos de precipitación, es decir, en 0 mm y 3.2 mm. En los niveles intermedios, específicamente en 0.1 mm y 0.2 mm, la diversidad se redujo ligeramente, aunque se observaron especies con presencia constante bajo estos valores.

Dentro de los protozoos, *E. histolytica* y coccidios se observaron en todos los rangos de recepción. Para los rangos de 0 mm, 0.1 mm y 3.2 mm estuvieron presentes *E. nana* y *E. coli*. En cuanto a *Eimeria* spp. permaneció en 0 mm a 0.2 mm, y por último *Giardia* spp. se registró en 0 mm, 0,2 mm y 3,2 mm.

Para los nematodos, los Ancylostomidos prevalece en todos los rangos de precipitación. Los géneros *Bunostomum* spp. y *Nematodirus* spp. estuvieron presente únicamente en el rango de 0mm. Entre la precipitación de 0 mm y 3,2 mm se observaron *Strongyloides* spp., *Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Ostertagia* spp. y *Oesophagostomum* spp. Y únicamente en el rango de 3,2 mm se registraron *Chabertia* spp., *Trichuris* spp. y *Skrjabinema* spp.

Los trematodos, como *Fasciolidos* spp. se notaron en 0 mm y 3.2 mm y *Moniezia* spp. como el único cestodo se halló en precipitaciones de 0,1 mm y 3,2 mm.

#### **Abundancia relativa de parásitos según la humedad (ver anexo II, figura 17):**

En cuanto a la humedad relativa, los rangos evaluados correspondieron a distintas zonas de vida: 75%, 79%, 84% y 94% pertenecen al bosque húmedo tropical, mientras que el 91% se registró en el bosque seco premontano. La mayor diversidad parasitaria se concentró en los rangos de 91% a 94% de humedad relativa, lo que sugiere que tanto el bosque seco premontano como el húmedo tropical, en condiciones de alta humedad, favorecen una mayor variedad de especies parasitarias.

Entre los protozoos, los coccidios se mantuvieron constantes a lo largo de todos los niveles de humedad, mostrando una presencia estable. En cambio, *E. histolytica* fue una de las

especies más frecuentes, apareciendo en los porcentajes de 75%, 84%, 91% y 94%. *Eimeria* spp. se detectó en condiciones de 75% y 79%, mientras que *Blastocystis* spp. y *Giardia* spp. estuvieron presentes en 84%, 91% y 94%. En cuanto a *E. nana*, se observó en humedades de 75% y 91%, y *E. coli* se registró en un porcentaje alto de 91% y 94%.

En el grupo de los nematodos, Ancylostomidos estuvieron presentes en todos los rangos de humedad, lo que refleja su amplia tolerancia. En 91% se identificaron *Chabertia* spp., *Trichuris* spp. y *Skrjabinema* spp., mientras que un 94% se presentó *Nematodirus* spp. y *Bunostomum* spp. Por otro lado, *Cooperia* spp., *Ostertagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Oesophagostomum* spp., *Haemonchus* spp. y *Strongyloides* spp. fueron comunes en los niveles de 75%, 79%, 91% y 94%.

En cuanto a los trematodos, *Fasciolidos* spp. frecuentaron humedades de 75%, 91% y 94%. Finalmente, los cestodos, representados por *Moniezia* spp., se reportó en los niveles de 75% y 91% de humedad.

Ahora bien, considerando otros factores que podrían influir en la presencia de parásitos más allá del clima, se realizó una prueba de chi-cuadrado ( $\chi^2$ ) para evaluar la relación entre la presencia de parásitos y diversas variables, como las condiciones de vida, la fuente de agua, los hábitos de limpieza y el tipo de alimentación. A continuación, se presentan los resultados obtenidos de este análisis.

### **Relación entre las condiciones de manejo y parásitos (ver anexo II, figura 18):**

La prueba de chi-cuadrado no encontró relación entre las condiciones de manejo (hacinamiento y soltura) y la prevalencia de parásitos ( $\chi^2 (1) = 0.08$ ,  $p = 0.78$ ). Dado que el valor obtenido es mucho menor que el valor crítico (3.841 para  $\alpha = 0.05$ ), no hay evidencia estadísticamente significativa para rechazar la hipótesis nula, lo que indica una ausencia de asociación.

El coeficiente de Cramer ( $V = 0.00$ , IC95% [0.00, 0.23]) sugiere que la relación entre las variables es prácticamente nula. Además, el análisis Bayesiano ( $\log_{10}(BF_{01}) = 0.69$ ) respalda la hipótesis nula, reforzando que no existe una relación entre las condiciones de vida y la presencia de parásitos.

Sin embargo, la prueba de ajuste de bondad mostró diferencias significativas dentro de cada grupo (Hacinamiento:  $\chi^2 (1) = 41.7$ ,  $p = 1.08$ ; Soltura:  $\chi^2 (1) = 9.31$ ,  $p = 2.28$ ). Esto indica que, aunque la comparación general entre grupos no es significativa, la distribución de individuos sanos y parasitados dentro de cada grupo sí difiere de lo esperado.

### **Relación entre la fuente de agua y parásitos (ver anexo II, figura 19):**

La prueba de chi-cuadrado no encontró una relación significativa entre la fuente de agua (natural o procesada) y la prevalencia de parásitos ( $\chi^2 (1) = 0.76$ ,  $p = 0.38$ ). Dado que el valor obtenido es menor que el umbral crítico (3.841 para  $\alpha = 0.05$ ), no hay evidencia suficiente para rechazar que no existe relación entre el tipo de agua consumida y la presencia de parásitos

El coeficiente de Cramer ( $V = 0.00$ , IC95% [0.00, 0.33]) indica que la relación entre ambas variables es prácticamente nula. Además, el análisis Bayesiano ( $\log_{10}(BF_{01}) = 0.87$ )

respalda la hipótesis nula, sugiriendo que el tipo de agua consumida no influye significativamente en la prevalencia de parásitos.

Sin embargo, la prueba de ajuste de bondad mostró diferencias significativas dentro de cada grupo (Agua natural:  $\chi^2(1) = 10$ ,  $p = 1.57$ ; Agua procesada:  $\chi^2(1) = 41.1$ ,  $p = 1.41$ ). Esto indica que, aunque la comparación entre fuentes de agua no es significativa, la distribución de individuos parasitados y no parasitados dentro de cada grupo sí difiere de lo esperado.

### **Relación entre el tipo de alimento y parásitos (ver anexo II, figura 20):**

La prueba de chi-cuadrado de independencia no encontró una relación significativa entre el tipo de alimentación y la presencia de parásitos ( $\chi^2(2) = 2.77$ ,  $p = 0.25$ ). Dado que el valor obtenido es menor que el chi-crítico (7.815 para  $\alpha = 0.05$ ), no hay evidencia suficiente para rechazar la ausencia de asociación entre estas variables.

El coeficiente V de Cramer ( $V = 0.11$ , IC95% [0.00, 0.38]) sugiere que la relación entre el tipo de alimentación y la presencia de parásitos es débil o poco relevante. Además, el análisis Bayesiano ( $BF_{01} = 0.52$ ) favorece ligeramente la hipótesis nula, indicando que el tipo de alimentación no influye significativamente en la parasitosis.

Sin embargo, la prueba de bondad de ajuste reveló diferencias importantes dentro de cada grupo de alimentación (alimento procesado:  $\chi^2(1) = 14$ ,  $p = 1.83$ ; alimentación mixta:  $\chi^2(1) = 25.6$ ,  $p = 4.20$ ; pasto:  $\chi^2(1) = 12$ ,  $p = 5.32$ ). Esto indica que, aunque al comparar todos los tipos de alimentación entre sí no se encontraron diferencias significativas en la proporción de animales parasitados, al analizar cada grupo de forma individual, sí se observaron diferencias entre la cantidad de animales parasitados y no parasitados respecto a lo que se esperaría por

azar. En otras palabras, dentro de cada tipo de alimentación, la distribución observada de animales con y sin parásitos no fue uniforme, lo que sugiere una posible relación entre el tipo de alimentación y la presencia de parásitos en cada grupo específico.

A pesar de las diferencias descriptivas en la prevalencia de parásitos según el tipo de alimentación, las pruebas estadísticas no evidenciaron una relación significativa entre estas variables.

### **Relación entre hábito de limpieza y parásitos (ver anexo II, figura 21):**

La prueba de chi-cuadrado de independencia no encontró una relación significativa entre el hábito de limpieza y la presencia de parásitos ( $\chi^2(1) = 1.15$ ,  $p = 0.28$ ). Dado que el valor obtenido es menor que el chi-crítico (3.841 para  $\alpha = 0.05$ ), no hay evidencia suficiente para rechazar la ausencia de asociación entre estas variables.

El coeficiente V de Cramer ( $V = 0.04$ , IC95% [0.00, 0.35]) indica que la relación entre el hábito de limpieza y la presencia de parásitos es muy débil y posiblemente irrelevante. Además, el análisis Bayesiano ( $BF_{01} = 0.57$ ) favorece ligeramente la hipótesis nula, sugiriendo que el hábito de limpieza no influye significativamente en la parasitosis.

Sin embargo, la prueba de bondad de ajuste mostró diferencias significativas dentro de cada grupo según el hábito de limpieza (hábito deficiente:  $\chi^2(1) = 14$ ,  $p = 1.83$ ; hábito regular:  $\chi^2(1) = 37.2$ ,  $p = 1.05$ ). Esto significa que, aunque la comparación general entre ambos grupos no arrojó diferencias estadísticamente significativas, sí se detectaron discrepancias importantes dentro de cada categoría. En el grupo con hábito de limpieza deficiente, el 100 % de los animales presentó parásitos, mientras que en el grupo con limpieza regular la proporción fue del 92 %.

Esto indica que, aun sin una diferencia significativa a nivel global, el hábito de limpieza podría estar influyendo en la presencia de parásitos, ya que la distribución observada de animales parasitados y no parasitados no coincide con lo que se esperaría bajo condiciones normales o uniformes dentro de cada grupo.

# **CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN**

#### 4.1 Diversidad y prevalencia de endoparásitos

Las infecciones parasitarias son un tema recurrente en los pequeños rumiantes, este estudio en caprinos mostró una prevalencia general de endoparásitos de 94.5%, lo que confirma que las cabras de ambas zonas de vida mantienen una carga parasitaria muy elevada, acorde con reportes internacionales que incluso alcanzaron el 100% (Ratanapob, 2012; Tumusiime et al., 2022; Aunión et al., 2021; Mendoza, 2023); aunque también reportaron prevalencias menores 87.5 % por parte de Ramírez et al., (2022) en su estudio en México.

A nivel nacional, estudios previos como el de Garrido (2009) reportaron una prevalencia de parasitismo gastrointestinal del 85%, inferior al 94.5% observado en el presente estudio. Investigaciones más actuales realizadas en Panamá como la de Tasón et al. (2021), muestran resultados a los obtenidos en esta investigación quienes documentaron una prevalencia del 100%, lo que refuerza el problema de que el parasitismo en caprinos es un problema altamente prevalente en distintas regiones del país.

Moreno (2012) analizó una de las mismas fincas evaluada por nosotros, finca representativa del ecosistema de bosque seco premontano, y observó una amplia gama de géneros de nematodos gastrointestinales, incluyendo *Cooperia* spp., *Oesophagostomum* spp., *Ostertagia* spp., *Trichostrongylus* spp., *Strongyloides* spp., y *Haemonchus* spp. En nuestro estudio, además de confirmar la presencia de estos géneros, se documentó mayor diversidad parasitaria al identificar también a *Trichuris* spp. y *Skrjabinema* spp., géneros que no habían sido reportados previamente.

La detección de una prevalencia moderada de *Skrjabinema* spp. (18.9%) exclusivamente en el bosque seco premontano sugiere una posible influencia de factores ecológicos específicos

sobre su presencia, corriendo el riesgo de que este se disemine a otras zonas del país por las actividades de comercializaciones los caprinos. Al contrastar estos hallazgos con investigaciones internacionales, se evidencia *que Skrjabinema spp.* tiene una distribución más amplia de lo que sugiere la literatura regional. En Europa, ha sido reportado en caprinos y otros rumiantes por Aunión et al. (2021) en España y por Maurizio et al. (2021) en Italia.

En América, *Skrjabinema spp.* ha sido reportado en diversas regiones, en México, León (2014) reportó su presencia en una proporción considerable de las muestras fecales analizadas en cabras. En América del Sur, su presencia se remonta a varias décadas atrás, con uno de los primeros registros en Brasil reportado por Nascimento & Nascimento en 1978. Más recientemente, Palomino-Guerrera et al. (2024) confirmaron su detección en caprinos del Perú, lo que sugiere una notable plasticidad ecológica, incluyendo la capacidad de adaptarse a ecosistemas de altura con climas templados como los Andes peruanos.

En contraste, en Centroamérica los reportes son escasos. A la fecha, uno de los pocos registros formales corresponde a Méndez (2019), quien documentó su presencia en Costa Rica a través de una tesis universitaria. En este contexto, nuestro estudio representa uno de los pocos reportes confirmados de *Skrjabinema spp.* en caprinos en la región centroamericana, lo cual reviste un valor epidemiológico importante, ya que contribuye a llenar un vacío de información sobre su distribución en esta zona del continente.

Además, el historial de comercio internacional de caprinos entre países latinoamericanos constituye un factor relevante en la dinámica de dispersión de este parásito. En 2001, Panamá importó 160 cabras desde Costa Rica, en 2010 según noticias publicadas por el periódico la prensa Panamá importaría 400 animales desde México y en 2023 se registró una nueva

importación de caprinos procedentes de Brasil. Estos movimientos representan rutas potenciales de introducción parasitaria, particularmente si no se aplican medidas sanitarias estrictas. Por tanto, los antecedentes históricos y recientes del comercio caprino deben considerarse seriamente como factores de riesgo en la expansión regional de *Skrjabinema* spp.

La resiliencia de los géneros previamente reportados Moreno. (2012), como *Haemonchus* spp, *Cooperia* spp y *Ostertagia* spp, entre otros, concuerda con los hallazgos de nuestro estudio realizado 14 años después. Esto reafirma la capacidad de resiliencia de los nematodos en esta localidad, a pesar de los tratamientos antihelmínticos aplicados y de las estrategias de manejo implementadas a lo largo del tiempo.

*Cooperia* spp., tradicionalmente considerado un parásito de menor patogenicidad en comparación con *Haemonchus* spp, ha venido ganando importancia en los sistemas de producción. En el estudio de Moreno (2012), realizado en las provincias de Veraguas y Los Santos, *Cooperia* spp. fue reportado con alta prevalencia en las tres fincas evaluadas, consolidándose como uno de los géneros dominantes en esas regiones de clima más seco.

Este patrón, sin embargo, contrasta parcialmente con nuestros hallazgos actuales. Aunque en nuestro estudio *Cooperia* spp. continúa ocupando una posición importante, ya que se registró como el segundo nematodo de mayor prevalencia en el bosque seco premontano, este ocupa el primero lugar en el bosque húmedo tropical. Esto podría reflejar cierta estabilidad en los ambientes, donde su capacidad para entrar en hipobiosis, le permite sobrevivir largos periodos de sequía, otorgándole una ventaja competitiva sobre otros nematodos más susceptibles a la desecación (Knapp-Lawitzke et al., 2016).

Este patrón también contrasta con otros estudios previos donde *Haemonchus* spp, es el más prevalente debido a que suelen dominar las comunidades parasitarias así reportado por Tasón, et al (2021) con una prevalencia del 90% y como Garrido (2009) con un 65%. Nuestros resultados actuales, reporta una prevalencia cercana al 50%.

Resulta relevante que, en la zona de vida correspondiente al bosque seco premontano, *Haemonchus* spp. presentó la mayor prevalencia con un 21,6% en nuestro estudio, coincidiendo con lo reportado por Moreno (2012), quien documentó una prevalencia del 23% en la finca ubicada en el Espinal, Los Santos, identificando a este género como el más frecuente. Cabe destacar que, aunque *Cooperia* spp. mostró una mayor prevalencia en las otras dos fincas evaluadas por dicho autor, pero nuestros resultados confirman que *Haemonchus* spp. continúa siendo el nematodo gastrointestinal más prevalente y resiliente en esta localidad, y pese a los años transcurridos y a las estrategias de control implementadas, este continúa siendo el nematodo gastrointestinal más prevalente y resiliente.

En nuestro estudio, realizado en una zona de vida correspondiente al bosque húmedo tropical, se identificó una notable diversidad de nematodos gastrointestinales, con prevalencias destacadas de *Cooperia* spp. (31%) y *Haemonchus* spp. (27.6%), además de la detección de *Trichostrongylus* spp. y *Ostertagia* spp. Un hallazgo relevante fue la ausencia de *Trichuris* spp., parásito reportado en estudios previos en zonas similares.

Gómez y Pinzón (1983), estudiaron la población parasitaria en cabras en las provincias de Panamá y Colón, lo que comprende parte de nuestra zona de vida del bosque húmedo tropical, en su estudio reportaron prevalencias de *Strongyloides* spp. (18.2%) y *Trichuris* spp. (16.4%) los más frecuentes, seguidos por *Oesophagostomum* spp. (12.7%), Ancylostomidos (9.1%) y

*Bunostomum spp.* (7.3%). A diferencia de nuestro estudio, no se reportaron *Cooperia*, *Haemonchus* ni *Trichostrongylus spp.*, lo que resalta una mayor diversidad parasitaria en nuestros hallazgos.

Como complemento, Tasón et al., (2021) también evidenciaron una alta carga parasitaria en caprinos en la provincia de Chiriquí, reportando *Trichostrongylus spp.* (91.7%) y *Ostertagia spp.* (28.0%) como los géneros más prevalentes, aparte de *Haemonchus spp.* mencionado anteriormente. Además de *Oesophagostomum spp.* (20.0%), *Bunostomum spp.* (11.7%) y *Trichuris spp.* (5.0%). La presencia común de *Ostertagia spp.* en ambos estudios recientes refuerza su importancia como parásito emergente o subestimado en esta zona de vida.

En nuestro estudio, la prevalencia global de protozoos fue del 65.8%, siendo los coccidios los más frecuentes (79.9%). Dentro de este grupo, se logró identificar sin lugar a duda el coccidio *Eimeria spp.* con una prevalencia del 17.2%. En general, la prevalencia de los coccidios fue menor que la reportada por Garrido en el 2009 (85%) y Gómez y Pinzón en 1983 (56.4%), lo cual podría deberse a diferencias metodológicas o ambientales. También reportamos presencia de protozoos como *Blastocystis spp.*, *Entamoeba spp.*, *Endolimax nana* y *Giardia duodenalis.*, los cuales no fueron reportados previamente en el ambiente nacional.

A nivel internacional, *Blastocystis spp.* ha sido reportado en caprinos con una prevalencia del 25%, según Shams et al., (2022), lo que evidencia su papel potencial como hospedadores de este protozoo emergente. En contraste, *Endolimax nana* no ha sido documentado en cabras, lo que sugiere que su presencia en esta especie sería inusual.

En cuanto a amebas comensales, *Entamoeba coli* ha sido aislada en muestras fecales de caprinos, asociándose a condiciones higiénicas deficientes. Por otro lado, la giardiosis caprina

causada por *Giardia duodenalis* ha sido ampliamente reportada, especialmente en China, donde estudios como el metaanálisis de Geng et al. (2023) han confirmado su alta prevalencia en rumiantes

En nuestro estudio, los cestodos y trematodos presentaron una baja prevalencia (3.3% cada uno), lo cual concuerda con diversos trabajos previos que reportan una frecuencia reducida de estos helmintos en caprinos. Esta baja representación podría estar limitada por la presencia de hospedadores intermediarios necesarios para completar su ciclo de vida (Almeida et al., 2024).

Sin embargo, algunos estudios han reportado prevalencias considerablemente mayores. Garrido (2009), por ejemplo, informó un 10% de trematodos de la Familia Fasciolidae, aunque sin identificar el género ni la especie. A diferencia de nuestros hallazgos, donde los trematodos fueron poco frecuentes y distribuidos de forma dispersa, los resultados de Garrido sugieren una mayor circulación de estos parásitos en determinados contextos donde esta presentes los hospedadores intermediarios.

Respecto a los cestodos, Gómez y Pinzón (1983) reportaron *Moniezia spp.* con una prevalencia del 3.6% en caprinos de las provincias de Panamá y Colón, cifra muy similar a la encontrada en nuestro estudio (3.3%). Sin embargo, en nuestro caso, *Moniezia spp.* fue detectada solo una vez en el bosque húmedo tropical y en tres ocasiones en el bosque seco premontano. Esta diferencia podría estar relacionada con las condiciones de manejo y la mayor presencia del hospedero intermediario presentes en el bosque seco, donde las cabras al estar en pequeños hatos suelen defecar directamente sobre el terreno, favoreciendo la contaminación del

suelo con huevos del parásito. Esto, a su vez, facilitaría la ingestión de los huevos por ácaros que se alimentan del excremento con huevos (Montenegro, 2016).

En conjunto, estos resultados evidencian una evolución en la comprensión de la diversidad parasitaria en el bosque húmedo tropical y el bosque seco premontano, gracias al aporte acumulativo de los estudios mencionadas anteriormente y los nuevos hallazgos reportados aquí (Ver Anexo II, Figura 35 y 36). El presente estudio proporciona una mejor caracterización parasitaria de estas zonas de vida, lo que permite georreferenciar, a través de la literatura, la prevalencia y diversidad de los parásitos gastrointestinales que afectan a los caprinos en las dos zonas de vida estudiada (Distribución geoespacial de huevos, quistes y ooquistes de parásitos en caprinos y Distribución geoespacial de larvas L3 de nematodos gastrointestinales en caprinos en Panamá).

#### **4.2 Evaluación de la eficacia de los métodos directo y de Baermann**

Este estudio evidenció variaciones en la efectividad diagnóstica de los métodos coproparasitológicos, específicamente entre el examen directo por triplicado con Lugol para identificar huevos, quistes, ooquistes y hasta larvas de parásitos, y la técnica de cultivo de larvas de Baermann.

Método directo:

El método coprológico directo conocido como “*Gold standar*” permite la identificación de parásitos a nivel de género y, en muchos casos, hasta nivel de especie, con una alta especificidad. Diversos autores (Knopp et al., 2008; Cartwright, 1999) han señalado que la

repetición del examen en tres ocasiones incrementa la sensibilidad diagnóstica de esta técnica. Gracias a este método, se registró una prevalencia general de parasitismo del 92.4% en la población caprina muestreada. Por zona de vida, se observó una prevalencia del 93% en el bosque húmedo tropical y del 92% en el bosque seco premontano. Sin embargo, los análisis estadísticos no revelaron una relación significativa entre la zona de vida y la detección de parásitos mediante esta técnica.

Entre los parásitos identificados con mayor frecuencia mediante el examen directo se encontraron huevos de Ancylostomidos, ooquistes inmaduros de coccidios (incluyendo el género *Eimeria* spp.), y diversas especies del género *Entamoeba*.

Nuestros resultados en prevalencia parasitaria coinciden con lo reportado por Figueroa et al. (2018), quienes informaron una alta positividad (91.8%) de parásitos gastrointestinales en caprinos y bovinos, incluyendo protozoos como *Eimeria* spp. y diversos helmintos. En su estudio, la prevalencia de coccidios en caprinos alcanzó el 95.1%, aunque debe considerarse que emplearon tanto el examen directo como la técnica de sedimentación simple. En el presente estudio, si bien también se identificaron coccidios y se determinó la presencia del género *Eimeria* spp., las frecuencias fueron ligeramente inferiores, posiblemente debido a diferencias metodológicas. Es por eso que, recomendamos con certeza el diagnóstico directo por triplicado.

De igual forma, Romero y Valverde (2015) reportaron una alta prevalencia de enteroparásitos (94%) utilizando el examen directo y la técnica de Ritchie modificada. Según estos autores, el examen directo permitió detectar *Eimeria* spp. en el 92% de las muestras y *Entamoeba* spp. en el 60.7%; sin embargo, al aplicar el método de concentración de Ritchie modificada, la prevalencia se incrementó significativamente, alcanzando el 99.3% para *Eimeria*

spp. y el 82.7% para *Entamoeba* spp. Estos mismos parásitos fueron identificados en el presente estudio, lo que respalda la utilidad del examen directo como herramienta diagnóstica básica.

Asimismo, Campo et al. (2015) destacaron la eficacia diagnóstica del examen directo, con una capacidad de detección superior al 96% para nueve especies de parásitos intestinales, incluyendo *Blastocystis* spp. (50%), *Endolimax nana* (39.2%) y *Entamoeba coli* (29.5%), hallazgos similares a los de este estudio. Mientras que ellos emplearon una mezcla de solución salina isotónica al 0.85% y Lugol, en el presente trabajo se utilizó exclusivamente Lugol en montajes realizados por triplicado. Esta repetición incrementada la sensibilidad del diagnóstico, ya que, a diferencia de lo reportado por dichos autores quienes señalaron limitaciones para detectar helmintos, en este estudio sí se logró identificar una mayor diversidad de estos organismos, lo que sugiere una ventaja del abordaje triplicado.

Vilches et al. (2018) complementan estos hallazgos al detectar estructuras como coccidios (6.8%) y *Entamoeba histolytica* (4.5%) mediante examen microscópico directo utilizando solución salina y Lugol. No obstante, la prevalencia observada en su estudio fue considerablemente menor en comparación con la del presente trabajo, lo que podría atribuirse al uso de un protocolo más simple por ellos. En contraste, la aplicación del examen directo en triplicado y el uso exclusivo de Lugol en este estudio aumentaron la sensibilidad diagnóstica.

Aunque algunos autores, como Dires et al. (2020), señalan que el examen directo presenta menor sensibilidad que las técnicas de concentración, los resultados aquí obtenidos sugieren que pueden ser similares siempre y cuando se haga por triplicado. Este hallazgo también es respaldado por Romero y Valverde (2015), quienes en su investigación afirman que el examen directo puede ofrecer resultados comparables a las técnicas de concentración. Por su parte, Saavedra (2024) considera útil esta técnica para el diagnóstico de protozoarios

intestinales, pero advierte que no es la más adecuada cuando la densidad parasitaria es baja, recomendando en su lugar métodos como el de Ritchie.

Investigaciones como las de Figueroa et al. (2018), Campo et al. (2015) y Romero y Valverde (2015) reportaron prevalencias generales entre el 91% y el 94% empleando métodos combinados (flotación, sedimentación o técnicas de concentración). En contraste, el presente estudio, a pesar de utilizar exclusivamente el examen directo, alcanzó una prevalencia del 92.4% gracias a su aplicación en triplicado, lo que demuestra que esta estrategia mejora significativamente su sensibilidad diagnóstica y lo posiciona como una herramienta eficaz.

Estos hallazgos son respaldados por González y Ordoñez (2010), quienes evaluaron la eficacia de tres técnicas coproparasitoscópicas (examen directo, flotación y sedimentación), aplicando el examen directo y la flotación en duplicado. Reportaron sensibilidades del 97.62% para el examen directo, 94.76% para la sedimentación y 92.86% para la flotación. Esto sugiere que la repetición del examen directo puede igualar o incluso superar la sensibilidad de métodos más complejos, acercándose al rendimiento de técnicas moleculares. Por tanto, la repetición del examen directo no solo incrementa su rendimiento, sino que lo convierte en una opción diagnóstica confiable y accesible.

En nuestro estudio, se utilizó yodo de Lugol como tinte de contraste en montajes húmedos de muestras fecales frescas, lo que facilitó la visualización e identificación de estructuras compatibles con protozoarios. Este colorante inespecífico permitió una mejor diferenciación de los quistes parasitarios frente a otros elementos presentes en la muestra, al teñir sus estructuras internas y mejorar el contraste bajo microscopía óptica. En contraste, el uso de soluciones amortiguadas sin coloración dificulta la detección de estas formas, debido a su

escasa visibilidad. Esto coincide con lo señalado por Pinilla et al. (2021), quienes también destacaron la utilidad del Lugol para observar quistes en métodos coproparasitológicos directos.

Se puede inferir que, el uso adicional del Lugol se confirma como una herramienta útil, sencilla y de bajo costo dentro del diagnóstico coproparasitológico, especialmente eficaz en muestras sin conservantes químicos. Estos hallazgos coinciden con los de Figueroa et al. (2015), quienes subrayan que la tinción con Lugol mejora la diferenciación entre formas parasitarias y artefactos, favoreciendo así su uso rutinario en laboratorios de diagnóstico.

#### Método de Baermann:

El método de Baermann se utiliza para permitir que los huevos de Ancylostomidos presentes en heces frescas maduren hasta alcanzar su estado larvario, lo que facilita su identificación con un alto grado de especificidad a nivel de especie.

El coprocultivo mediante la técnica de Baermann registró una prevalencia general del 52.7%, lo que indica que más de la mitad de los caprinos evaluados presentaban larvas parasitarias detectables. Al analizar las zonas de vida, se observó una prevalencia del 45% en el bosque húmedo tropical y del 60% en el bosque seco premontano. Sin embargo, los análisis estadísticos revelaron que no existe una relación significativa entre la zona de vida y la detección de parásitos mediante esta técnica.

Entre los parásitos identificados, se registró una mayor prevalencia de larvas correspondientes a los géneros *Haemonchus* spp. (24.8%), *Cooperia* spp. (21.7%) y *Trichostrongylus* spp.(10.0%), coincidiendo con estudios previos que han demostrado la utilidad del método de Baermann en la identificación de larvas de nematodos gastrointestinales en caprinos (Rodríguez et al., 2024).

Cáceres et al. (2021) en Perú reportaron una prevalencia del 67.6% de nematodos gastrointestinales mediante el método de Baermann, destacando la presencia de *Haemonchus* spp. (45%), *Trichostrongylus* spp. (37%) y *Ostertagia* spp. (15%), todos géneros también observados en el presente estudio. En su protocolo, emplearon inicialmente la técnica de Corticelli y Lai modificada para concentrar huevos tipo *Strongylus*, los cuales fueron posteriormente incubados mediante el método de Baermann para recuperar larvas de tercer estadio (L3). A pesar de que en el presente estudio solo se utilizó el método de Baermann, se logró recuperar larvas L3 correspondientes a los mismos géneros, lo que refuerza la eficacia de esta técnica en la detección de formas larvarias en caprinos.

De forma similar, Tasón et al., (2021) reportaron una prevalencia del 100% de caprinos parasitados, con altas frecuencias de *Trichostrongylus* spp. (91.7%) y *Haemonchus* spp. (90.0%), identificadas a partir de coprocultivos. Aunque no especifican la técnica exacta utilizada, sus hallazgos, coinciden parcialmente con los de este estudio, en el que también se identificaron dichos géneros mediante Baermann. Cabe destacar que ambos estudios se realizaron en provincias distintas del mismo país, lo que sugiere una amplia distribución geográfica de estos nematodos.

Zapata et al. (2016) documentaron una prevalencia del 76% de nematodos gastrointestinales en Colombia, con predominio de *Haemonchus contortus* (61.3%), *Teladorsagia (Ostertagia) circumcincta* (25.5%) y *Trichostrongylus* spp. (21.5%), utilizando la técnica de Corticelli y Lai. Estos mismos géneros fueron identificados en el presente estudio mediante la técnica de Baermann, lo que refuerza la consistencia de su presencia, independientemente del método diagnóstico empleado.

De igual modo, Suárez et al. (2018) en Argentina identificaron *Haemonchus* spp. y *Trichostrongylus* spp. mediante coprocultivos con Baermann, observando mayor abundancia de *Haemonchus* spp. en verano y de *Trichostrongylus* spp. en otoño. Aunque en el presente estudio no se evaluaron variaciones estacionales, la identificación de los mismos géneros respalda su persistencia en caprinos a lo largo del año.

Oliveira et al. (2018), en Brasil, destacaron la eficacia de los coprocultivos para detectar nematodos en cabras, reportando prevalencias de *Haemonchus* spp. (66.67%) y *Trichostrongylus* spp. (63.67%) mediante el protocolo de Roberts y O'Sullivan (1950, como se citó en Oliveira et al., 2018). A pesar de las diferencias metodológicas, el presente estudio, que utilizó exclusivamente el método de Baermann, identificó los mismos géneros, lo cual refuerza su importancia epidemiológica en la especie caprina.

La aplicación del método de Baermann permitió la recuperación específica de larvas en tercer estadio (L3), las cuales son formas infectantes de alta movilidad y capacidad migratoria, favorecidas por estímulos térmicos (termotaxis). Esta técnica, ampliamente utilizada para el aislamiento de larvas de nematodos gastrointestinales, demostró ser eficaz tanto para la recuperación de L3 como para evidenciar una notable diversidad parasitaria.

En comparación con estudios que emplearon condiciones controladas, como temperaturas constantes de incubación de 27 °C, nuestro análisis reveló una mayor diversidad de géneros parasitarios. Por ejemplo, Moje et al. (2021) optimizaron su protocolo mediante agitación diaria de las muestras fecales durante la incubación para evitar el desarrollo de hongos y favorecer la migración larvaria. Aunque en este estudio no se implementó dicha agitación y en alguna muestra se observó crecimiento de un hongo filamentoso blanquecino no identificado,

ello no impidió la recuperación eficaz de larvas L3 al término los 8 días de incubación, ni afectó su identificación taxonómica. Esta omisión metodológica, lejos de ser una limitación, podría interpretarse como una ventaja práctica, al demostrar que el método de Baermann mantiene su eficacia incluso bajo condiciones menos estrictas, lo que lo hace aplicable en entornos de laboratorio con recursos limitados.

Complementariamente, los resultados del examen directo mostraron una mayor proporción de huevos de Ancylostomidos en el bosque seco premontano (70.3%) en comparación con el bosque húmedo tropical (62.1%). Además, en ambas zonas se identificaron estructuras compatibles con protozoarios, cestodos y trematodos. Por su parte, el método de Baermann reveló mayor prevalencia de larvas L3 en el bosque seco premontano (60%) que en el bosque húmedo tropical (45%), reforzando así la tendencia observada en los resultados del examen directo.

Esta coherencia entre ambos métodos sugiere una estrecha relación diagnóstica: mientras el examen directo se enfoca en formas tempranas como huevos de Ancylostomidos no identificables, la técnica de Baermann permite detectar larvas desarrolladas e identificarla a nivel de género. Así, ambas técnicas ofrecen una visión complementaria de la presencia y distribución de los parásitos según la zona de vida.

Esta interpretación coincide con lo expuesto por Vega (2024), quien reporta una eficacia del 97% para la técnica de Baermann en la identificación de larvas, pero subraya que la combinación de métodos coparásitológicos mejora significativamente tanto la sensibilidad como la especificidad del diagnóstico. En ese sentido, la aplicación conjunta de métodos, como

se realizó en este estudio, se consolida como una estrategia clave para una evaluación más completa y precisa de la diversidad parasitaria en caprinos.

### **4.3 Variaciones climáticas y ambientales**

Este estudio examinó los factores climáticos y ambientales con el propósito de entender cómo estos influyen en la presencia y diversidad de parásitos intestinales en caprinos.

El ambiente representa un factor clave en la interacción entre huésped, patógeno y clima. Se ha sugerido que los nematodos gastrointestinales son particularmente sensibles a los cambios de temperatura y humedad, lo que refuerza la importancia del clima en la dinámica de los parásitos (Rahal et al., 2014).

#### **4.3.1 Temperatura**

En este estudio, se observó una mayor diversidad parasitaria en los caprinos a temperaturas de 26–27°C, lo que sugiere que los animales se encontraban dentro de su zona termoneutral. Esto coincide con Araúz et al. (2009), quienes señalan que la zona de confort térmico para el adecuado desarrollo en caprinos oscila entre los 10°C y 30°C, indicando que, aunque los ambientes tropicales pueden ser desafiantes, los caprinos muestran una notable tolerancia a distintas condiciones biológicas.

Esta situación puede relacionarse con las características climáticas de las zonas de vida estudiadas. En el Bosque Húmedo Tropical, las temperaturas moderadas (24–26°C) junto con las altas precipitaciones favorecerían a una mayor biodiversidad parasitaria (Ramírez, 2003;

ANAM, 2010). Por otro lado, en el Bosque Seco Premontano, donde las temperaturas pueden oscilar entre 25–35°C, se esperaría un estrés térmico que limitara la diversidad de parásitos (ANAM, 2010). Sin embargo, nuestros resultados no coinciden totalmente con esta expectativa, ya que en el Bosque Seco Premontano los caprinos no experimentaron estrés térmico, probablemente porque permanecieron en una zona de confort térmico, lo que permitió observar también una alta diversidad parasitaria.

Clemente et al. (2025) destacan que el estrés térmico, generado por condiciones climáticas extremas, afecta la fisiología de las cabras, debilitando su sistema inmunológico y favoreciendo el desarrollo de enfermedades y parásitos. Dicho estrés se asocia con problemas reproductivos, reducción en la producción de leche y mayor susceptibilidad a infecciones. No obstante, en nuestros estudios, los caprinos se mantuvieron en temperaturas óptimas, evitando el estrés térmico y conservando un sistema inmunológico funcional, lo que coincide con la ausencia de una proliferación excesiva de parásitos atribuible a inmunosupresión.

Asimismo, se observó que a medida que la temperatura aumentaba hasta alcanzar los 31°C, la diversidad parasitaria disminuía. Este patrón concuerda con lo señalado por Lima et al. (2022), quienes reportan que temperaturas superiores a 31°C provocan alteraciones en las funciones vitales de los caprinos, comprometiendo su fisiología. Además, a estas temperaturas extremas no solo el huésped se ve afectado, sino también los parásitos, que enfrentan mayores dificultades para sobrevivir y reproducirse, limitando así su proliferación.

Dado el papel crucial que las condiciones climáticas desempeñan en la dinámica parasitaria, a continuación, se analiza de manera específica el efecto de la temperatura, la humedad y la precipitación sobre la diversidad y presencia de parásitos gastrointestinales en caprinos.

### **4.3.2 Humedad**

En cuanto a la temperatura, Vanalli et al. (2024), destacaron que tanto la temperatura como la humedad son factores críticos en la transmisión de helmintos, subrayando que la humedad suele ser subestimada en comparación con la temperatura. Su estudio, basado en datos de helmintos entre 10–50 °C y 20–100 % de humedad, mostró que la combinación de ambas variables permite una comprensión más precisa del riesgo de infección. Estos hallazgos concuerdan con los resultados de nuestro estudio, donde la mayor diversidad parasitaria se registró en condiciones de alta humedad (91 % y 94 %) y temperaturas moderadas (26 °C y 27 °C).

Nuestros resultados en términos de humedad concordaron con Ajith et al. (2024), quienes observaron que una humedad relativamente alta favorecía una mayor incidencia de parásitos en cabras, especialmente durante los meses de monzón. De forma similar, en nuestro estudio, las mayores diversidades parasitarias se registraron en condiciones de humedad relativa del 91 % y 94 %, lo que respalda que un ambiente más húmedo favorece la supervivencia, transmisión y ciclo de vida de los parásitos.

### **4.3.3 Precipitación**

Otro factor relevante en la diversidad parasitaria observada fue la precipitación. Se encontraron mayores diversidades parasitarias en condiciones de precipitación extremadamente baja (0 mm y 3.2 mm), lo cual coincide con lo reportado por Shearer & Ezenwa (2020), quienes indicaron que la carga parasitaria aumentaba durante periodos de baja precipitación, con un efecto retardado de dos meses. Este patrón se atribuyó a la mayor susceptibilidad del huésped, debido a la disminución de la calidad de la dieta y el deterioro de la condición corporal e inmune

durante la sequía. Esto sugiere que incluso lluvias ligeras o su ausencia prolongada podrían afectar negativamente la condición fisiológica de los caprinos, favoreciendo el establecimiento de una mayor diversidad de endoparásitos.

A pesar de que nuestros resultados se confirman con diversos autores, también existen estudios que no coinciden con nuestras observaciones.

Chattopadhyay & Bandyopadhyay (2013) en su estudio realizado en la región de Meghalaya, India una zona con clima subtropical húmedo y marcado régimen monzónico se observó un aumento significativo de las infecciones parasitarias gastrointestinales a temperaturas superiores a 30 °C, asociado a elevados niveles de precipitación. Sin embargo, en las zonas estudiadas en Panamá, correspondientes al bosque húmedo tropical y al bosque seco premontano, esta relación no se replicó de la misma forma. Nuestros datos indican que temperaturas por encima de los 30 °C, en combinación con condiciones variables de humedad relativa, no favorecieron la presencia de parásitos. Por el contrario, la mayor diversidad parasitaria se registró en rangos térmicos moderados, entre 26 °C y 27 °C, lo que sugiere que las respuestas parasitarias están moduladas no solo por el calor y la humedad, sino también por las particularidades ecológicas y climáticas de cada región.

En contraste con nuestro estudio, Turner & Getz (2010) encontraron que, en el Parque Nacional de Etosha, Namibia, las infecciones por nematodos aumentaban con las altas precipitaciones, especialmente 1 a 2 meses después de lluvias intensas. Este patrón se explicaba por el hecho de que las lluvias favorecían la supervivencia y desarrollo de los parásitos en un ambiente árido, aumentando la exposición de los animales a ellos.

Por otro lado, Santos et al. (2015) reportaron que la humedad estaba negativamente correlacionada con la intensidad del parasitismo, encontrando que, a mayor humedad, menor era la infección. Esta diferencia podría deberse a las características ecológicas del bioma amazónico de Mato Grosso, Brasil, que difieren de las de Panamá, donde una mayor humedad parece favorecer una mayor diversidad parasitaria.

Además de las condiciones climáticas, en este estudio se consideraron otros factores ambientales que podrían influir en la diversidad parasitaria en caprinos, como el hacinamiento, el tipo de alimento, la calidad del agua y las prácticas de limpieza.

#### **4.3.4 Relación entre las condiciones de manejo y parásitos:**

Las distintas pruebas estadísticas como la chi-cuadrado, respaldada por un coeficiente de Cramer nulo, no mostraron una asociación estadísticamente significativa entre las condiciones de manejo y la prevalencia de parásitos, por ende, no debería un factor para que se dé una parasitosis. En contraste, aunque no se obtuvieron resultados estadísticamente significativos, se observó una situación de hacinamiento en muchos pequeños hatos de caprinos, particularmente en las zonas de vida del bosque húmedo tropical. Los animales se encontraban confinados en espacios reducidos, con escasa limpieza y una notable acumulación de excremento, lo que podría favorecer la persistencia y transmisión de parásitos gastrointestinales, aun cuando estos factores no se reflejaron cuantitativamente en el análisis.

En el bosque seco premontano se observaron condiciones manejo sanitario, con características comparables a las mencionadas, como el hacinamiento de animales en pequeños hatos con un gran número de caprinos, con un hábito poco saludable, debido a que muchas zonas

de hatos estaban repletas de excremento, corroborando lo de Moreno (2012) encontró en su estudio.

No obstante, diversos autores como Zapata et al., (2016) indican que el pastoreo libre y una densidad poblacional moderada reducen la probabilidad de altas cargas parasitarias, así como Yucatán (Caballero, 2011) demostró que un esquema de 3 días de pastoreo por 30 de descanso, con una carga de 40 animales, reduce casi totalmente el riesgo de infección en corderos durante la temporada de lluvias.

Sin embargo, esta práctica demanda amplias extensiones de terreno, lo que representa un problema para las caprino cultores panameños, quienes buscan la cría de este pequeño rumiante por los pocos recursos que requiere, y una rentabilidad moderada.

#### **4.3.5 Relación entre la fuente de agua y parásitos:**

González-Ramírez et al. (2020) afirman que el agua es un elemento vital para los seres vivos, pero constituye una vía de contaminación para los parásitos intestinales, ya que estos se encuentran presentes en las fuentes de agua debido a la contaminación con material fecal.

Sin embargo, según Starke et al. (1992), para que los parásitos mantengan la continuidad de su ciclo biológico, es necesario que el agua esté siempre contaminada con heces. En las fincas estudiadas, aunque los bebederos estaban sucios, no se observaron signos visibles de contaminación fecal directa.

Según Foreyt (1990), la coccidiosis es una de las principales enfermedades entéricas en caprinos, y generalmente está asociada con el hacinamiento y la ingestión de agua contaminada. En nuestro estudio, los coccidios fueron el segundo grupo más común, con 26 animales,

únicamente reportados en el bosque seco, lo que sugiere que existe un problema con el manejo de este parásito en esta región.

Esto contrasta con nuestro estudio, donde a pesar de la alta prevalencia de coccidios, se obtuvo una baja prevalencia de *Eimeria* spp., en que solo parasitó a 5 animales, pues su estado de maduración no permite identificar a las otras posibles eimerias presentes en el hato.

Esta conclusión se sostiene también con los resultados estadísticos, donde la prueba de chi-cuadrado no reveló una relación significativa entre el tipo de agua (natural o procesada) y la presencia de parásitos. Sin embargo, se observó que todos los animales que consumían agua natural estaban parasitados, en contraste con aquellos que consumían agua procesada con cloro, entre los cuales un 7 % no presentaba parásitos.

Esto puede ser debido a que el sistema de filtración en el tratamiento del agua puede reducir la presencia de ciertos parásitos intestinales, aunque su eficacia varía según el tipo de organismo, por ejemplo, los ooquistes de *coccidia* son notoriamente resistentes a la desinfección con cloro en el agua potable. Por lo tanto, aunque la cloración puede disminuir la carga parasitaria general, no garantiza la eliminación completa de *coccidia* en el agua destinada al consumo animal Wainwright et al. (2007).

#### **4.3.6 Relación entre el tipo de alimento y parásitos**

Al analizar la relación entre los tres tipos de alimentación vistos en el estudio que son el procesado, pasto y una mezcla de ambos a través de la prueba estadística, ninguna de las pruebas mostró una asociación estadísticamente significativa entre las variables, respaldado con la prueba de valor de Cramer, que sugiere una relación débil entre las variables, así como el análisis bayesiano, que ofrece un soporte a favor.

Estos resultados contrastan parcialmente con lo reportado por Rivera Bautista et al. (2015), quienes observaron que la suplementación con ingredientes de alto valor nutricional, tales como heno de alfalfa, forraje hidropónico de triticale y concentrados energéticos, contribuye a la disminución de la carga parasitaria. Según este estudio, dicha reducción estaría estrechamente relacionada con parámetros hematológicos, como el hematocrito, lo que sugiere un vínculo entre el estado nutricional del animal y su capacidad para resistir infecciones parasitarias.

Asimismo, Aguilar et al. (2011) destacan que la suplementación con proteína dietética mejora la resistencia frente a infecciones por nematodos gastrointestinales (NGI) tanto en ovinos como en caprinos, observándose una disminución significativa en las cargas de huevos por gramo de heces. De igual forma, Torres et al. (2012) señalan la efectividad de fuentes energéticas como el maíz y la melaza en el control de nematodos, posiblemente mediante el fortalecimiento del sistema inmunológico del hospedador.

La diferencia entre nuestros resultados y los de estudios previos podría deberse a varios factores, incluyendo las diferencias en el tipo y calidad del suplemento nutricional, las condiciones ambientales, el manejo sanitario, y el estado fisiológico de los animales. En nuestro caso, la alimentación basada predominantemente en pajas y pastos naturales, sin suplementación proteica o energética especializada, podría no ser suficiente para generar un efecto detectable sobre la carga parasitaria. Además, es posible que otras variables no consideradas en el análisis, como la densidad de animales, la rotación de potreros o la carga parasitaria previa, estén influyendo en los resultados.

#### **4.3.7 Relación entre hábito de limpieza y parásitos:**

La relación entre el hábito de limpieza y los parásitos no mostró resultados estadísticamente significativos indicando que no hay una asociación significativa que ligue estas dos variables.

No obstante, algunos estudios respaldan esta observación. Llerena et al. (2022) identificaron que los hábitos inadecuados de higiene constituyen uno de los principales factores predisponentes para la transmisión de parásitos gastrointestinales en sistemas pecuarios.

Del mismo modo, Zuta et al. (2019) destacan que la falta de educación sanitaria y las precarias condiciones socioeconómicas de muchas familias rurales están directamente relacionadas con la elevada prevalencia de parasitismo intestinal.

Esto también fue señalado por Gómez y Pinzón (1983), quienes documentaron una alta prevalencia de múltiples géneros parasitarios en zonas como Panamá y Colón, atribuida a deficiencias en prácticas sanitarias y alta concentración de animales pueden incrementar el riesgo y la posibilidad de parasitosis intestinales Sánchez-Murillo et al., (2022).

Finalmente, este estudio representa un aporte significativo al conocimiento parasitológico en caprinos en Panamá, proporcionando una base científica sólida para futuras investigaciones epidemiológicas y estudios de intervención. Los resultados obtenidos también refuerzan la importancia de considerar la ecología local y las herramientas diagnósticas como elementos clave en la sanidad animal. En conjunto, estos hallazgos pueden contribuir al desarrollo de políticas de salud veterinaria más eficaces y sostenibles en el sector agropecuario nacional.

**CAPÍTULO IV:  
CONCLUSIONES Y  
RECOMENDACIONES**

## CONCLUSIONES

- El presente estudio permitió caracterizar la diversidad y prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en caprinos en dos zonas de vida contrastantes bosque húmedo tropical y bosque seco premontano, evidenciando una prevalencia general del 94.5%.
- Se identificaron 22 géneros parasitarios, con predominio de nematodos gastrointestinales.
- El análisis de diversidad reveló que ambos ecosistemas albergan una riqueza parasitaria moderadamente alta, con valores del índice de Shannon similares. Sin embargo, pruebas estadísticas como Wilcoxon y los índices de diversidad alfa sugirieron una tendencia hacia una mayor diversidad en el bosque seco premontano.
- El uso combinado del método directo y el método de Baermann permitió una detección más completa de los parásitos gastrointestinales en caprinos, al aprovechar las fortalezas de cada técnica. El método directo, aplicado por triplicado, fue más sensible para detectar huevos, quistes y ooquistes, mientras que Baermann se enfocó en larvas L3, aportando información complementaria para un diagnóstico más preciso.
- Desde una perspectiva ecológica, se identificó una influencia observable de variables climáticas como la temperatura, humedad relativa y precipitación sobre la presencia y diversidad de los parásitos, observándose que a un rango térmico moderado (26°C a 27°C), elevada humedad (91% y 94%) y bajos niveles de precipitación (0 mm y 3.2 mm) favorecieron la presencia de géneros parasitarios específicos.
- Aunque este estudio no establece claras relaciones causales, nuestro mapa epidemiológico aporta evidencia valiosa para comprender la ecología de los parásitos en ambientes tropicales, lo cual puede ser clave para el diseño de estrategias integradas de control parasitario adaptadas al contexto climático local.

## RECOMENDACIONES

- Se recomienda establecer programas de control de endoparásitos que consideren la dinámica estacional y ecológica específica de cada zona de vida.
- Los programas de control deben incorporar desparasitaciones estratégicas basadas en diagnósticos coproparasitológicos periódicos, prácticas de manejo nutricional, rotación de potreros y monitoreo de la carga parasitaria para reducir la presión de infección, minimizar el uso indiscriminado de antihelmínticos y prevenir la aparición de resistencias.
- Dado que los caprinos presentan una tasa metabólica más elevada en comparación con otros rumiantes, es imprescindible ajustar la dosificación de antihelmínticos según el peso corporal y especie, llevando un registro de los tratamientos aplicados, y realizar pruebas de eficacia post-tratamiento para detectar posibles fallos terapéuticos o aparición de resistencia.
- Aplicar métodos coproparasitológicos complementarios en diagnósticos rutinarios para mejorar la sensibilidad diagnóstica, con la colaboración de varios laboratorios veterinarios y estudios epidemiológicos, a fin de obtener diagnósticos más precisos y establecer medidas de control más oportunas.
- Capacitar a los productores, técnicos y manejadores de sistemas caprinos en sanidad animal preventiva de forma continua, lo cual permitirá optimizar las prácticas sanitarias y mejorar la productividad.
- Estudiar la interacción entre factores ambientales y ciclos parasitarios con la intención de permitir predecir la dinámica de transmisión parasitaria en distintos escenarios climáticos, considerando también los efectos del cambio climático.

- Regular la densidad poblacional en los hatos caprinos para prevenir la acumulación excesiva de heces con huevos y larvas infectantes en los potreros. Se recomienda mantener una carga animal adecuada a la superficie disponible, complementada con prácticas de manejo como la rotación de pasturas y el descanso de áreas previamente utilizadas.
- Se sugiere realizar estudios comparativos entre sistemas de producción intensivo, semiextensivo y extensivo, con el fin de identificar prácticas que influyan en la presencia, diversidad y carga parasitaria. Asimismo, es necesario evaluar el efecto de factores como la nutrición, tipo de pastura y respuesta inmunológica del hospedador para el diseño de estrategias de manejo sanitario basadas en evidencia.

# **REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICA

- Aftab, A., Raina, O. K., Maxton, A., & Masih, S. A. (2024). Advances in diagnostic approaches to Fasciola infection in animals and humans: An overview. *Journal of Helminthology*, 98, e12. <https://doi.org/10.1017/S0022149X23000950>
- Aguilar, C. A. J., Cámara, S. R., Torres, A. J. F., & Sandoval, C. C. (2011). El control de los nematodos gastrointestinales en caprinos: ¿Dónde estamos? *Bioagrocencias*, 4(2), 10–16.
- Aguillón-Gutiérrez, David, Meraz-Rodríguez, Yanet, García-De-La-Peña, Cristina, Ávila-Rodríguez, Verónica, Rodríguez-Vivas, Roger, & Moreno-Chávez, Marisol. (2021). Prevalencia de parásitos en heces fecales de perros de Gómez Palacio, Durango, México. *Abanico veterinario*, 11, e127. Epub 04 de abril de 2022. <https://doi.org/10.21929/abavet2021.39>
- Ajith, Y., Adithya, S., Athira, K. S., Beena, V., Safeer, M. S., Mevin, S. M., Preena, P., Nisha, A. R., Manju, M., Arun, G., & Ajithkumar, S. (2024). Effects of environmental factors on host interaction patterns in backward goats of Kerala, India. *Experimental Parasitology*, 266, 108846. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2024.108846>
- Almeida, J. R., Sánchez, M. T., & Gómez, P. L. (2024). Clasificación y ciclos de vida de los helmintos: una revisión actualizada. *Revista Latinoamericana de Parasitología*, 12(1), 45-60.
- Almeida, M., Almeida, R., Nuñez, O., & Borja, B. (2023). *Moniezia expansa* y *Moniezia benedeni* una parasitosis en rumiantes: Una visión general de sus aspectos vinculados

- a su taxonomía. *Diario de la Ciencia Animal de Selva Andina*, 10(2), 130-138.  
<https://doi.org/10.36610/j.jsaas.2023.100200130>
- Álvarez Delgado, J. (1977). Leyenda erudita sobre la población de Canarias con africanos de lenguas cortadas. *Anuario de Estudios Atlánticos*, (23), 51–81.
- Álvarez, A. R. (2006). Los protozoos: Características generales y su rol como agentes patógenos. *Revista Electrónica de Veterinaria*, 8(1), 62–71.
- Araúz, E. E. (2009). Importancia del microambiente para el desempeño fisiológico y efectos negativos del estrés calórico sobre la capacidad fisiológica y de producción en los caprinos y ovinos. *Engormix*. [https://www.engormix.com/ovinos/instalaciones-ovinos/importancia-microambiente-desempeno-fisiologico\\_a28204/](https://www.engormix.com/ovinos/instalaciones-ovinos/importancia-microambiente-desempeno-fisiologico_a28204/)
- Arévalo Santana, N. A. (2024). Impacto de la paratuberculosis bovina en la productividad de ganaderías en el Ecuador [Tesis de Licenciatura, Universidad Técnica de Babahoyo].  
<http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/17063>
- Arranz Solana, C., García Del Valle, M. I., Sáez Méndez, L., & Solís García Del Pozo, J. (2014). Infecciones por cestodos. *Medicine - Programa de Formación Médica Continuada Acreditado*, 11(53), 3099-3114. [https://doi.org/10.1016/S0304-5412\(14\)70747-4](https://doi.org/10.1016/S0304-5412(14)70747-4)
- Arsenopoulos, K. V., & Fthenakis, G. C. (2021). Haemonchosis: A challenging parasitic infection of sheep and goats. *Animals*, 11(3), 804. <https://doi.org/10.3390/ani11030804>
- Aunión, M., Cedillo, D., Laguna, A., Rodríguez, M. J., & Frontera, E. M. (2021, septiembre). Estatus parasitario de la cabra de raza Verata.. Recuperado a partir de:  
<https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8153833>

Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM). (2010). Atlas ambiental de la República de Panamá (1.<sup>a</sup> ed.). Editora Novo Art, S.A.

<https://bdigital.binal.ac.pa/bdp/AtlasAmbiental%202010.pdf>

Balic, A., Bowles, V. M., & Meeusen, E. N. T. (2002). The immunobiology of gastrointestinal nematode infections in ruminants. *Advances in Parasitology*, 54, 181–241.

[https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(02\)54004-3](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(02)54004-3)

Barzola Ricaurte, Y. D. (2024). Prevalencia de parasitosis intestinales mediante análisis coprológico cuantitativo en el hato ganadero de la Facultad de Ciencias Agropecuarias (Tesis de Licenciatura). Universidad Técnica de Babahoyo (UTB).

Boaer, (1575). Guía de diagnóstico de huevos de parásitos gastrointestinales.

Bowman, D. D. (2011). *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (10th ed.). Saunders Elsevier.

Bravo, F., & Xavier, M. (2019). Epidemiología y control de nematodos gastrointestinales en rumiantes. *Revista Científica de Parasitología*, 15(2), 45-57.

Buitrago Ochoa, V. F. (2021). Parásitos intestinales en *Quiscalus lugubris* (Aves: Passeriformes, Icteridae) con posible riesgo zoonótico en la población de Pamplona, Norte de Santander [Tesis de grado, Universidad de Pamplona]. Repositorio Institucional UNIPAMPLONA.

<http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/913>

Burke J.M, & Miller J.E. 2020. Sustainable Approaches to Parasite Control in Ruminant Livestock. *The Veterinary clinics of North America. Food animal practice* 36:89–107.

- Caballero, A. J. A., Sarmiento, R. C., Acosta, J. F. T., & Castro, C. S. (2011). El control de los nemátodos gastrointestinales en caprinos: ¿Dónde estamos? [Informe técnico]. <https://repositorio.una.edu.ni/bitstream/handle/123456789/11235/El-control-de-los-nematodos-gastrointestinales-en-caprinos-donde-estamos.pdf>
- Cáceres V., M., Pinedo V., R. Y., & Chávez V., A. (2021). Nematodiasis gastrointestinal en caprinos de Ica, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(5), e21342. <https://doi.org/10.15381/rivep.v32i5.21342>
- Campo, L., Botero, L., Gutiérrez, L., & Cardona, J. (2015). Reproducibilidad del examen directo de heces y de la concentración formoléter y validez del examen directo de heces para el diagnóstico de parásitos intestinales. Internet Medical Publishing. <http://hdl.handle.net/10495/20784>
- Capote, J., & Fresno, M. (2022). La colonización americana y el ganado caprino. En *Biodiversidad caprina iberoamericana* (pp. 7–12). Universidad Cooperativa de Colombia.
- Carrau, T., Martínez-Carrasco, C., Garijo, M. M., Alonso, F., Ruiz De Ybáñez, R., & Tizzani, P. (2021). Evaluation of the Baermann–Wetzel method for detecting lungworm larvae in wild ruminants from faecal samples. *Journal of Helminthology*, 95, e13. <https://doi.org/10.1017/S0022149X21000067>
- Cartwright, C. P. (1999). Utility of multiple-stool-specimen ova and parasite examination using a combined concentration technique in a high-prevalence setting. *Journal of Clinical Microbiology*, 37(8), 2408–2411. <https://doi.org/10.1128/jcm.37.8.2408-2411.1999>

- CECOPESCA. (2012). Los principales parásitos presentes en productos pesqueros: Técnicas de estudio e identificación. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. [https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia\\_Parasitos\\_tcm7-248621\\_tcm30-285792.pdf](https://www.mapa.gob.es/es/pesca/temas/calidad-seguridad-alimentaria/07-Guia_Parasitos_tcm7-248621_tcm30-285792.pdf)
- Chattopadhyay, A. K., & Bandyopadhyay, S. (2013). Seasonal variation of EPG levels in gastrointestinal parasitic infection in a controlled locale of the southeast region: A statistical analysis. SpringerPlus, 2, 205. <https://doi.org/10.1186/2193-1801-2-205>
- Chuchuca, C. (2019). Prevalencia de parasitosis intestinal en el ganado bovino mediante el análisis coprológico cuantitativo (Trabajo de grado, Universidad Politécnica Salesiana). <https://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/17638>
- Cioranescu, A. (1980). Historia de Santa Cruz de Tenerife (Tomo II). Santa Cruz de Tenerife: Ayuntamiento de Santa Cruz de Tenerife.
- Clemente, J. et al. (2025). Estrés por calor en enfermedades de las cabras. ResearchGate. [https://www.researchgate.net/publication/379048335\\_CAPITULO\\_Estres\\_por\\_calor\\_en\\_Enfermedades\\_de\\_las\\_Cabras\\_2015](https://www.researchgate.net/publication/379048335_CAPITULO_Estres_por_calor_en_Enfermedades_de_las_Cabras_2015)
- Cociancic, P., & Navone, G. (2023). En *Entamoeba coli* (parásito intestinal no patógeno) (pp. 23-27). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155254/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155254/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Cueva, M., Torrel, T., Hobán, C., Alvarez-García, W., Mejía, F., & Vargas-Rocha, L. (2024). Prevalencia de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron* spp. En vacunos de crianza extensiva

- del distrito Florida (Amazonas), Perú. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 15(2), 376-392. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v15i2.6496>
- De Kamínsky, R. G. (2003). *Manual de parasitología* (2.<sup>a</sup> ed.). Organización Panamericana de la Salud.
- De León, W., López, O., & Martínez, E. (2013). *Parasitología veterinaria: diagnóstico y control de parásitos en animales domésticos*. Editorial Académica Española.
- De Montellano, C. M. O., Acosta, J. F. D. J. T., Robertos, N. F. O., Reyes, L. G., & Maldonado, S. A. M. (2022). Manejo integrado de parásitos en pequeños rumiantes. *Bioagrociencias*, 15(2), artículo BAC.4463. <https://doi.org/10.56369/BAC.4463>
- Del Coco, V. F., Molina, N. B., Basualdo, J. A., & Córdoba, M. A. (2017). *Blastocystis* spp.: Avances, controversias y desafíos futuros. *Revista Argentina de Microbiología*, 49(1), 110-118. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2016.08.004>
- Delgado Morales, R. S. (2021). Prevalencia de parásitos nemátodos gastrointestinales en equinos (*Equus caballus*) en el distrito de Samuel Pastor, Camaná, Arequipa 2020 [Tesis de licenciatura, Universidad Católica de Santa María]. Repositorio Institucional UCSM. <https://repositorio.ucsm.edu.pe/items/424b6b5b-e7f9-412e-a84b-87dd4588876d>
- Derguy, M. R. (2017). Clasificación ecológica para la República Argentina a partir del modelo de zonas de vida de Holdridge: mapeo, caracterización y tendencias de cambio. *Cartografías del Sur. Revista de Ciencias, Artes y Tecnología*, (6), 140–151. <https://doi.org/10.35428/cds.vi6.94>

- Dires, A., Mekonnen, Z., & Legesse, M. (2020). Prevalence and associated risk factors of human intestinal protozoan parasitic infections in Ethiopia: A systematic review and meta-analysis. *Journal of Parasitology Research*, 2020, 8884064. <https://doi.org/10.1155/2020/8884064>
- Dutta, T. K., & Phani, V. (2023). The widespread impact of global climate change on the sustainability of plant–nematode interactions. *Frontiers in Plant Science*, 14, 1143889. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1143889>
- Escobar, A., Baldrich, N., Valencia, A., García, A., Macias, R., Yirlcza, Y., Poveda, M., & Rojas, I. (2017). Tratamiento homeopático y homotoxicológico de tripanosomiasis y papilomatosis en bovino de Florencia – Caquetá. *Ciencias Agropecuarias*, 5(1), 37–41.
- Falcone, A., & Navone, G. (2023). Protozoos parásitos de importancia sanitaria: Un abordaje transdisciplinar. En *Endolimax nana* (parásito intestinal no patógeno). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155492/Documento\\_completo.pdf?sequence=1](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155492/Documento_completo.pdf?sequence=1)
- Fallas, S., Hernández, F., Mora, N., & Porras, A. (2000). *Strongyloides stercoralis*: Una discusión sobre su diagnóstico coproparasitológico y su prevalencia en pacientes positivos por el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). *Acta Médica Costarricense*, 42(1), 31-34.
- Fernández, M. D. L., González, M. D. A., Sua, M. D., PhD(c), L. F., Vargas, M. D. D., & Muñoz, M. D. C. A. (2015). Síndrome de hiperinfección por *Strongyloides stercoralis*:

diagnóstico por medio de citología de lavado broncoalveolar. *Revista Colombiana de Neumología*, 27(4). <https://doi.org/10.30789/rcneumologia.v27.n4.2015.69>

Fiel, C. (2018). *Parasitosis gastrointestinal en bovinos de carne* (33 p.). Instituto de Promoción de la Carne Vacuna Argentina (IPCVA).

Figuroa, A., Pineda, S., Godínez, J., Vargas, D., & Rodríguez, E. (2018). Parásitos gastrointestinales de ganado bovino y caprino en Quechultenango, Guerrero, México. *Agro Productividad*, 11(6), 97-104. <https://www.revista-agroproductividad.org/index.php/agroproductividad/article/view/438>

Figuroa-Castillo, J. A., Jasso-Villazul, C., Liébano-Hernández, E., Martínez-Labat, P., Rodríguez-Vivas, R. I., & Zárate-Ramos, J. J. (2015). Examen coproparasitológico: Técnicas para el diagnóstico de parásitos con importancia en salud pública y veterinaria. En R. I. Rodríguez-Vivas (Ed.), *Ampave-Conasa*. México, D.F.

Foreyt, W. J. (1990). Coccidiosis and cryptosporidiosis in sheep and goats. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 6(3), 655–670. [https://doi.org/10.1016/s0749-0720\(15\)30838-0](https://doi.org/10.1016/s0749-0720(15)30838-0)

Gainza, Y. A., Santos, I. B. D., Figueiredo, A., Santos, L. A. L. D., Esteves, S. N., Barioni Junior, W., ... & Chagas, A. C. D. S. (2021). Anthelmintic resistance of *Haemonchus contortus* from sheep flocks in Brazil: concordance of in vivo and in vitro (RESISTA Test©) methods. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 30(2), e025120. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120201093>

- Galindo, L., Fong, A., Méndez, Y., & Moreira, Y. (2014). Patogenicidad de *Blastocystis* spp.: Evidencias y mecanismos. *Revista Cubana de Medicina Tropical*, 66(3), 312–321.
- García Ceballos, L. (2021). Platelminotos. Recuperado de <https://es.scribd.com/document/705803599/Platelminotos-1>
- García, G., & Domínguez, B. (2023). Detección de protozoos y otros endoparásitos en muestras de agua y aire de la Bahía de Panamá durante la estación seca del 2021 [Informe técnico, Universidad de Panamá]. <https://up-rid.up.ac.pa/7965>
- García, I., Muñoz, B., Aguirre, A., Polo, I., García, A., & Refoyo, P. (2008). Manual de laboratorio de parasitología 1: Introducción a los protozoos. *Revista de Parasitología Experimental*, 1(1), 1–6.
- Gardner, S. L., & Gardner, S. A. (Eds.). (2024). Part IV: Nemata, Nematomorpha, Acanthocephala, Pentastomida (Chapters 48–59, pp. 532–731). In *Concepts in animal parasitology*. Zea Books. doi:10.32873/unl.dc.ciap074
- Garrido, G. (2009). Determinación de parásitos gastrointestinales en cabras en la finca el Vigía, Aguadule, Provincia de Coclé, República de Panamá. Universidad de Panamá.
- Gehman, A.-L. M., Hall, R. J., & Byers, J. E. (2018). Host and parasite thermal ecology jointly determine the effect of climate warming on epidemic dynamics. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 115(4), 744–749. <https://doi.org/10.1073/pnas.1705067115>
- Gelaye, W., Williams, N. A., Kephau, S., Junior, A. M., Fleitas, P. E., Marti-Soler, H., Damtie, D., Menkir, S., Krolewiecki, A. J., Lieshout, L. van, Enbiale, W., & Consortium, on

behalf of the S. T. of I. P. (STOP) project. (2021). Performance evaluation of Baermann techniques: The quest for developing a microscopy reference standard for the diagnosis of *Strongyloides stercoralis*. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 15(2), e0009076. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009076>

Geng, H. L., Yan, W. L., Wang, J. M., Meng, J. X., Zhang, M., Zhao, J. X., ... & Liu, W. H. (2023). Meta-analysis of the prevalence of *Giardia duodenalis* in sheep and goats in China. *Microbial Pathogenesis*, 179, Article 106097. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2023.106097>

Gibbons, L. M., & Khalil, L. F. (2015). *Trichostrongylus* spp. and other nematodes of ruminants. In *Veterinary Parasitology* (pp. 105–123). Wiley-Blackwell.

Gibbons, L. M., Jacobs, D. E., Fox, M. T., & Hansen, J. (c. 2005). Guía RVC/FAO para el diagnóstico parasitológico veterinario. Recuperado el 20 de mayo de 2023, de [https://www.rvc.ac.uk/review/parasitology\\_spanish/RuminantL3/ID\\_Overview.html](https://www.rvc.ac.uk/review/parasitology_spanish/RuminantL3/ID_Overview.html)

Gibson, D. I., Jones, A., & Bray, R. A. (2019). *Keys to the Nematode Parasites of Vertebrates: Supplementary Volume*. CAB International.

Gómez, I., & Pinzón, R. (1983). Problemas sanitarios que afectan la producción de ovinos y caprinos en las provincias de Panamá y Colón. Universidad de Panamá.

Gómez, J., & Hernández, A. (2023). Control fisicoquímico y biológico de enteroparásitos en suelos de las jaulas de los monos del Parque Municipal Summit (Tesis de licenciatura). Universidad de Panamá, Ciudad de Panamá, Panamá.

González, J., & Ordoñez, R. (2010). Evaluación comparativa de tres técnicas utilizadas para diagnóstico parasitológico en heces de vacas y cerdos [Tesis de licenciatura, Universidad de Panamá].

González, M. (2008). Tema 29. Platelminetos. Trematodos: *Fasciola hepatica*. Cestodos: Taenia y *Echinococcus*. [Guía docente].

<https://www2.ulpgc.es/hege/almacen/download/25/25518/tema29.pdf>

González, M., & Cobo, F. (2002). Platelminetos.Generalidades.pdf. En Galicia: Naturaleza: Vol. Zoología I (España, pp. 274-291). Hércules de Ediciones.

[https://www.researchgate.net/profile/Fernando-](https://www.researchgate.net/profile/Fernando-Cobo/publication/280574339_Platelminetos_Generalidades/links/57481f3c08ae2301b0b9684d/Platelminetos-Generalidades.pdf)

[Cobo/publication/280574339\\_Platelminetos\\_Generalidades/links/57481f3c08ae2301b](https://www.researchgate.net/profile/Fernando-Cobo/publication/280574339_Platelminetos_Generalidades/links/57481f3c08ae2301b0b9684d/Platelminetos-Generalidades.pdf)

[0b9684d/Platelminetos-Generalidades.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Fernando-Cobo/publication/280574339_Platelminetos_Generalidades/links/57481f3c08ae2301b0b9684d/Platelminetos-Generalidades.pdf)

González-Ramírez, L. C., Falconí-Ontaneda, F., Yaucén-Rodríguez, M., Romero-Zapata, C., Parra-Mayorga, P., García-Ríos, C., & Prato-Moreno, J. G. (2020). Dispersión hídrica de enteroparásitos en una zona agropecuaria de gran altitud, en los andes ecuatorianos. *Kasmera*, 48(2), e48231698. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3938528>

Hafiz, M. R., Abbas, H., & Sajid, M. S. (2021). Gastrointestinal nematodes, nutrition and immunity: Breaking the negative spiral. In *Preventive Management of Parasitic Diseases Through Trace Elements* (pp. 1–12). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-70283-4>

Hernández, L. E. C. (2017). Determinación de la prevalencia de *Moniezia expansa* en heces de cabras (*capra hircus*) del programa paisano de pci, mediante la técnica de flotación, en

el municipio de Jacaltenango, [Universidad de San Carlos de Guatemala].  
<http://www.repositorio.usac.edu.gt/8943/1/Tesis%20Med%20Vet%20LuisEmanuel%20Castillo%20Hern%C3%A1ndez.pdf>

Hernández-Castro, C. (2014). *Strongyloides stercoralis*: un geohelminto olvidado. *Medicina & Laboratorio*, 20(7-8), 387–392. Recuperado de [https://www.researchgate.net/publication/350277351\\_Strongyloides\\_stercoralis\\_un\\_geohelminto\\_olvidado](https://www.researchgate.net/publication/350277351_Strongyloides_stercoralis_un_geohelminto_olvidado)

Hilje, L., & Jiménez, H. (2017). Leslie R. Holdridge: Un botánico que vio muy lejos. *Revista de Ciencias Ambientales*, 51(2), 181-194. <https://doi.org/10.15359/rca.51-2.10>

Holdridge, L. R. (1978). *Ecología basada en zonas de vida*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA). <https://repositorio.iica.int/bitstream/handle/11324/7936/BVE19040225e.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Ibáñez Lujan, L., Sánchez Rojas, C., & Jara Campos, C. (2022). Efecto in vitro del aceite esencial de *Cymbopogon citratus* sobre la embriogénesis y viabilidad de los huevos de *Trichuris ovis*. *REBIOL*, 42(1), 20-28. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/faccbiol/article/view/4585>

Instituto de Innovación Agropecuaria de Panamá (IDIAP). (2020). *Investigación e innovación para el fortalecimiento de las cadenas de valor de ovinos y caprinos en Panamá (2020–2024)*. Estación Experimental de Gualaca “Carlos M. Ortega”. [https://proyectos.idiap.gob.pa/uploads/adjuntos/Propuesta\\_OC\\_-\\_2020\\_a\\_2024.pdf](https://proyectos.idiap.gob.pa/uploads/adjuntos/Propuesta_OC_-_2020_a_2024.pdf)

Instituto Nacional de Estadística y Censo (INEC). (2011). Instituto Nacional de Estadística y Censo presenta los resultados del VII Censo Nacional Agropecuario. <https://www.inec.gob.pa/archivos/P4801Comentarios.pdf>

Instituto Nacional de Estadística y Censo (INEC). (2014). VI Censo Nacional Agropecuario 2014. Panamá: Contraloría General de la República.

Jastrzebsky, F. A., Vega, L. E., Maruñak, S. L., Esquivel, G. P., Montesi, A. M., Almirón, E. C., Cabrera, W. R., & De Biasio, M. B. (2024). Utilidad de PCR anidada en el diagnóstico de leishmaniosis canina en Corrientes. *Revista Veterinaria*, 35(1), 1–7. <https://doi.org/10.30972/vet.3517471>

Jiménez, I., & Vicente, M. (2015). *Parasitología en el laboratorio- Guía básica de diagnóstico*. Área de innovación y desarrollo, S.L.

Jolley, W. R., & Bardsley, K. D. (2006). Ruminant coccidiosis. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 613–621. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2006.07.004>

Keeton, S. T. N., & Navarre, C. B. (2018). Coccidiosis in large and small ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 34(1), 201–208. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2017.10.009>

Knapp-Lawitzke, F., von Samson-Himmelstjerna, G., & Demeler, J. (2016). Elevated temperatures and long drought periods have a negative impact on survival and fitness of strongylid third stage larvae. *International Journal for Parasitology*, 46(4), 229–237. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2015.10.006>

Knopp, S., Mgeni, A. F., Khamis, I. S., Steinmann, P., Stothard, J. R., Rollinson, D., Marti, H., & Utzinger, J. (2008). Diagnosis of soil-transmitted helminths in the era of preventive chemotherapy: Effect of multiple stool sampling and use of different diagnostic techniques. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2(11), e331. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000331>

León Frías, J. M. (2014). Identificación de endoparásitos del borrego cimarrón (*Ovis canadensis weemsi*) y de la cabra doméstica (*Capra hircus*) en zonas borregueras de Baja California Sur, mediante copromicroscopía. Recupera do <https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1001/143>

Lima, A. R. C., Silveira, R. M. F., Castro, M. S. M., De Vecchi, L. B., Fernandes, M. H. M. D. R., & Resende, K. T. (2022). Relación entre el medio ambiente térmico, las respuestas termorreguladoras y el metabolismo energético en cabras: Una revisión integral. *Revista de Biología Térmica*, 109, 103324. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2022.103324>

Llerena Cepeda, M. de L., Falcón López, A., Martínez Martínez, R., Carranza, V., Ramírez, E., & Pérez, L. (2022). Prevalence of intestinal parasitosis in schoolchildren from semi-rural areas of Ecuador II. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, 62(3), 397–402. <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2022/09/1395380/489-1555-1-pb.pdf>

Luján, H. D. (2006). *Giardia* y giardiasis. *Medicina* (Buenos Aires), 66(1), 70–74.

Lunaschi, L. (2017). Capítulo 4. Clase Trematoda. En *Macroparásitos. Diversidad y biología* (pp. 42-67). Universidad de la Plata.

[http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155786/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155786/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

Madrid Vargas, E. J. (2019). Determinación de la presencia de nematodos gastrointestinales en ovinos del municipio de Chiantla, Huehuetenango 2018 [Tesis de pregrado, Universidad de San Carlos de Guatemala]. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/11856/>

Manz, K. M., Clowes, P., Kroidl, I., Kowuor, D. O., Geldmacher, C., Ntinginya, N. E., Maboko, L., Hoelscher, M., & Saathoff, E. (2017). Infección por *Trichuris trichiura* y su relación con factores ambientales en la región de Mbeya, Tanzania: Un estudio transversal basado en la población. PLoS ONE, 12(4), e0175137. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0175137>

Maravilla, P., López, E., & Martínez, F. (2017). Blastocistosis. Revista Latinoamericana de Microbiología, 68(1), 18–21.

Marquínez-Batista, L. M., Saldaña-Ríos, C. I., Moreno, E. E., Rivera, R., Escudero, V., Sandoya, I., Espinosa, J., & Martínez, M. (2022). Caracterización de la producción, agroindustrialización y comercialización de ovinos y caprinos en Panamá. Ciencia Agropecuaria, (35), 30–52.

Martínez Cázares, M. T., Castro Navarro, M. V., Portilla Cárdenas, M. D., Bolívar Duarte, L. M., Deschamps Lago, R. A., & Peralta Cadena, M. (2023). Actualización de coccidios intestinales. Revista de Investigación en Ciencias de la Salud, 18(1), 5–96. <https://doi.org/10.35537/10915/154565>

- Maurizio, A., Stancampiano, L., Tessarin, C., Pertile, A., Pedrini, G., Asti, C., Terfa, W., Frangipane di Regalbono, A., & Cassini, R. (2021). Survey on Endoparasites of Dairy Goats in North-Eastern Italy Using a Farm-Tailored Monitoring Approach. *Veterinary Sciences*, 8(5), 69. <https://doi.org/10.3390/vetsci8050069>
- Mayorga G., B. A. (2021). Prevalencia de parásitos gastrointestinales y factores predisponentes en *Capra aegagrus hircus* en apriscos de Madriz, Estelí y Jinotega, 2019-2020, Tesis de Licenciatura, Universidad Católica del Trópico Seco. Recuperado a partir de <http://repositorio.ucatse.edu.ni/95>
- Medina, P., Guevara-Hernández, F., La O, M. A., Ojeda-Robertos, N. F., & Reyes, E. (2014). Resistencia antihelmíntica en ovinos: Una revisión de informes del sureste de México y alternativas disponibles para el control de nemátodos gastrointestinales. *Pastos y Forrajes*, 37(3), 257–263. <https://payfo.ihatuey.cu/index.php?journal=pasto&page=article&op=view&path%5B%5D=1802>
- Méndez Solano, M. (2019). Análisis hematológicos y parasitológicos en pequeños rumiantes. URI: <http://hdl.handle.net/11056/17663>
- Mendoza, M. (2023). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en caprinos criollos en época de lluvia en el distrito de Pacaycasa (Tesis de licenciatura, Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. <https://repositorio.unsch.edu.pe/items/3cbc09e2-4027-4a90-a1c3-c21fdffbe716>

Miller, J. E., & Horohov, D. W. (2006). Immunological aspects of nematode parasite control in sheep. *Journal of Animal Science*, 84(Suppl.), E124–E132.  
[https://doi.org/10.2527/2006.8413\\_supplE124x](https://doi.org/10.2527/2006.8413_supplE124x)

Ministerio de Ambiente (MiAMBIENTE). (2024). Primer informe bienal de transparencia de Panamá ante la Convención Marco de las Naciones Unidas sobre Cambio Climático.  
[https://transparencia-climatica.miambiente.gob.pa/wp-content/uploads/2024/07/2024\\_DIN\\_PA\\_vfinal.pdf](https://transparencia-climatica.miambiente.gob.pa/wp-content/uploads/2024/07/2024_DIN_PA_vfinal.pdf)

Ministerio de Comercio e Industrias (MICI). (2020). La Demanda de Carne de Oveja y Cabra en el Mercado Internacional. Intelcom. Recuperado de  
<https://intelcom.gob.pa/informe/la-demanda-de-carne-de-oveja-y-cabra-en-el-mercado-internacional>

Ministerio de Desarrollo Agropecuario (MIDA). (2023, marzo 31). Panamá está apostando por el desarrollo de la producción caprina. Ministerio de Desarrollo Agropecuario. Recuperado de  
<https://mida.gob.pa/2023/03/31/panama-esta-apostando-por-el-desarrollo-de-la-produccion-caprina/>

Ministerio de Desarrollo Agropecuario (MIDA). (2022, abril 9). Actividad ovino-caprina toma auge en Panamá. <https://mida.gob.pa/2022/04/09/actividad-ovino-caprina-toma-auge-en-panama/>

Modabbernia, G., Meshgi, B., & Kinsley, A. C. (2024). Climatic variations and Fasciola: A review of impacts across the parasite life cycle. *Parasitology Research*, 123(8), 300.  
<https://doi.org/10.1007/s00436-024-08319-6>

- Moje, N., Gurmesa, A., & Regassa, G. (2021). Gastrointestinal tract nematodes of small ruminants: Prevalence and their identification in and around Alage, Southern Ethiopia. *Animal and Veterinary Sciences*, 9(3), 65–72. <https://doi.org/10.11648/j.av.s.20210903.14>
- Montenegro Álvarez, G. E. (2016). Determinación de la prevalencia de *Moniezia* sp a través del método de flotación en tres explotaciones caprinas de la zona 16, de la ciudad de Guatemala (Tesis doctoral). Universidad de San Carlos de Guatemala. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/id/eprint/5269>
- Moreno, J. A. (2012). Evaluación de la eficacia de la Ivermectina, Fenbendazol y Levamisol en el control de parásitos gastrointestinales en caprinos (Doctoral dissertation, Universidad de Panamá). URI: <http://up-rid.up.ac.pa/id/eprint/7266>
- Muñoz Durán, K., Elías Piperis, R., & Vásquez Ruesta, P. (2021). Diagnóstico situacional y propuesta de un programa de monitoreo zoonosanitario para el sector Sauce Grande del coto de caza El Angolo, Piura – Perú. *Salud y Tecnología Veterinaria*, 9(2), 57–66. <https://doi.org/10.20453/stv.v9i2.4108>
- Muro, A., Andrade, M. A., Shariati, F., & Pérez-Arellano, J. L. (2010). Infecciones por cestodos. *Medicine - Programa de Formación Médica Continuada Acreditado*, 10(55), 3707-3716. [https://doi.org/10.1016/S0304-5412\(10\)70105-0](https://doi.org/10.1016/S0304-5412(10)70105-0)
- Nascimento, A. M. L. C., & Nascimento, S. D. (1978). Occurrence of *Skrjabinema ovis* in goats in Pernambuco State.
- Navarre CB. 2019. New era of parasite control—BMPs for beef cattle. In: AABP Proceedings

- Negrete, L., & Damborenea, C. (2017). Capítulo 2. Phylum Platyhelminthes. En Macroparásitos. Diversidad y biología (pp. 21-35). Universidad de la Plata. [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155787/Documento\\_completo.pdf?sequence=1](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/155787/Documento_completo.pdf?sequence=1)
- Ninamanco, C. A. D., Pinedo, R. V., & Chávez, A. V. (2021). Frecuencia de nematodos gastrointestinales en ovinos de tres distritos de la región Ancash, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(2), e20021. <https://doi.org/10.15381/rivep.v32i2.20021>
- Oliveira, D. A., Brito, R. L., Neves, M. R., Sousa, M. M., Miranda, R. R., Mourão, A. E. B., Cavalcante, A. C. R., & Vieira, L. S. (2018). Parasitos gastrintestinais em caprinos no município de Quixadá, Ceará. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 38(8), 1505-1510. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-pvb-4828>
- Oviedo Fernández, G., Citlali Hernández, V., & Oviedo Hernández, E. (2021). Atlas enfermedades más frecuentes de ovinos y caprino en el centro de México. B.M Editores.
- Palomino-Guerrera, W., Ramos-Huaman, M., Flores-Prado, V., Godoy-Padilla, D., & Zárate-Rendón, D. A. (2024). Gastrointestinal parasites in free grazing goats from Ayacucho, Peru: Prevalence and risk factors associated with infection in herds. *Tropical Animal Health and Production*, 56(8), 365. <https://doi.org/10.1007/s11250-024-04192-8>
- Patiño Chicaiza, P. N. (2023). Prevalencia del parásito *Oesophagostomum* en cabras domésticas (*Capra aegagrus hircus*) faenadas en el camal municipal de Ambato, Ecuador [Tesis

de Licenciatura, Universidad Técnica de Ambato]. Repositorio Institucional UTA.  
<https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/39871>

Peris, B., Molina, P., Lorente, M., & García, Á. (Eds.). (2002). Producción ovina y caprina: XXVII Jornadas Científicas y VI Internacionales de la Sociedad Española de Ovinotecnia y Caprinotecnia: Valencia, 19–21 septiembre 2002. Universidad Cardenal Herrera-CEU, Servicio de Publicaciones.

Pinilla, J. C., Pinilla, A. I., & Florez, A. A. (2021). Comparación entre cinco métodos coprológicos para el diagnóstico de *Balantidium coli* quistes en muestras fecales de cerdos. *Mundo Veterinario*, 14(4), 873–877.  
<https://doi.org/10.14202/vetworld.2021.873-877>

Porras, H. F. (1998). Papel histórico de los grupos humanos de Panamá (Vol. 82). Panama City: Editorial Portobelo. <http://bdigital.binal.ac.pa/bdp/tomoXIIIp3.pdf>

Quiroz, H., Figueroa, J. A., Ibarra, F., & López, M. (2011). Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos (1.ª ed.). México: Trillas.

Rahal, A., Ahmad, A. H., Prakash, A., Mandil, R., & Kumar, A. T. (2014). Environmental attributions to respiratory diseases of small ruminants. *Veterinary Medicine International*, 2014, 853627. <https://doi.org/10.1155/2014/853627>

Ramírez, A., Saldaña-Pérez, L., Arrellano-Rocha, R. E., Chagoya-Sánchez, M., Gutiérrez Chávez, A. J., & Angel-Sahagún, C. A. (2022). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en pequeños rumiantes jóvenes en la ciencia, 16, 1–3. Recuperado

a partir de

<https://www.jovenesenlaciencia.ugto.mx/index.php/jovenesenlaciencia/article/view/3>

729

Ramírez, C. (2003). Estado de la diversidad biológica de los árboles y bosques de Panamá. FAO.

[https://www.fao.org/4/j0604s/j0604s03.htm#P103\\_3231](https://www.fao.org/4/j0604s/j0604s03.htm#P103_3231)

Rana, T. (2023). Principles of Goat Disease and Prevention (1st ed.). Wiley Blackwell.

Ratanapob, N., Arunvipas, P., Kasemsuwan, S., & Pattanakul, P. (2012). Prevalence and risk factors for intestinal parasite infection in goats raised in Nakhon Pathom Province, Thailand. *Tropical Animal Health and Production*, 44(4), 741–745.

<https://doi.org/10.1007/s11250-011-9954-6>

Rivera-Bautista, J. L., Ruiz-Zárate, F., Aguilar-Caballero, A. J., López-Trujillo, R., García-Elizondo, R., & García-Castillo, R. F. (2015). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en cabras lecheras, alimentadas con forraje hidropónico de triticale. *Agraria*, 12(2), 47–54. Recuperado de

<https://www.revistaagraria.com/index.php/agraria/article/view/507>

Roberts, F. H. S., & O'Sullivan, P. J. (1950). Methods for egg counts and larval cultures for strongyles infecting the gastrointestinal tract of cattle. *Australian Journal of Agricultural Research*, 1(1), 99–102. <https://doi.org/10.1071/AR9500099>

Rodríguez Vega, J., Carrasco Solano, F., Vergara Espinoza, M., & Vásquez Del Castillo, A. (2024). Diagnóstico de helmintos intestinales con cuatro métodos de concentración. *Revista Cubana de Investigaciones Biomédicas*, 43, artículo 3000.

<https://revibiomedica.sld.cu/index.php/ibi/article/view/3000>

- Rodríguez–Vivas, R., Pérez-Cogollo, L., Trinidad-Martínez, I., Ojeda–Chi, M., & González-Santana, M. (2017). Primer reporte de infección natural de *Nematodirus filicollis* en un ovino del trópico sub-húmedo mexicano. *Revista MVZ Córdoba*, 22(3), 6256–6265. <https://doi.org/10.21897/rmvz.1130>
- Rojas, E. (2004). Identificación de nematodos gastrointestinales de rumiantes en el trópico de Guerrero, México. Universidad Autónoma de Guerrero.
- Romero Zapata, B. J., & Valverde Alduvin, J. E. (2015). Comparación de dos métodos de diagnóstico parasitario (Examen directo y Ritchie modificado) e identificación de parásitos gastrointestinales en bovinos del municipio Larreynaga-Malpaisillo, comunidad Valle de las Zapatas, en el periodo de febrero a abril del 2015 [Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León].
- Rubio, M., Noris, G., Martínez, S., & Manning, R. (2017). Biología molecular de protozoarios parásitos. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 68(1), 10–13.
- Rueda, K., Trujillo, J. E., Carranza, J. C., & Vallejo, G. A. (2014). Transmisión oral de *Trypanosoma cruzi*: una nueva situación epidemiológica de la enfermedad de Chagas en Colombia y otros países suramericanos. *Biomédica*, 34(4), 631–641. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v34i4.2204>
- Saavedra, C. L. (2024). Evaluación de métodos coproparasitológicos para la detección de protozoarios intestinales en muestras humanas. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. <https://repositorio.unprg.edu.pe/handle/20.500.12893/13872>

Salvadori, M. I.,(2019). Repurposing salicylanilide anthelmintic drugs to combat drug resistant *Staphylococcus aureus*. *PLoS ONE*, 10(4), e0124595.  
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0124595>

Sánchez, A. L., Bell, W., & Ponzoni, R. W. (2019). Consideraciones sobre la precisión necesaria en el recuento interno de huevos de parásitos en heces ovinas. *Agrociencia Uruguay*, 23, 76–79. <https://doi.org/10.31285/agro.23.1.3>

Sánchez-Murillo, M., Martin-Solano, S., Carrillo-Bilbao, G., Celi-Eraza, M., & Cueva-Salazar, N. (2022). Determinación de parásitos gastrointestinales en primates no humanos en medios de conservación y manejo *ex situ* en la Amazonía ecuatoriana. *Revista Recursos Naturales, Producción y Sostenibilidad*, 1(1), 1–18.  
<https://doi.org/10.61236/renpys.v1i1.400>

Santos, L. C., Vidotto, O., Morikawa, V. M., Santos, N. J. R., Vieira, T. S. W. J., Barros Filho, I. R., Vieira, R. F. C., & Biondo, A. W. (2015). Prevalencia y aspectos estacionales del parasitismo por *Oestrus ovis* (*Diptera: Oestridae*) en ovejas del Estado de Mato Grosso, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(3), 320-324.  
<https://doi.org/10.1590/S1984-29612015063>

Sarango-Ordóñez, J. P. (2025). Impacto del cambio climático en los ecosistemas forestales: Un análisis exploratorio. *Horizon Nexus Journal*, 3(1), 1–17.  
<https://doi.org/10.70881/hnj/v3/n1/45>

- Sard, B., Navarro, R. T., & Esteban Sanchis, J. G. (2011). Amebas intestinales no patógenas: Una visión clinicoanalítica. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 29, 20–28. [https://doi.org/10.1016/S0213-005X\(11\)70023-4](https://doi.org/10.1016/S0213-005X(11)70023-4)
- Servián, A., Zont, L., & Navone, G. (2023). Cap. 3 *E. histolytica/E. dispar/E. moshkovskii/E. bangladeshi*. En *Protozoos parásitos de importancia sanitaria: Un abordaje transdisciplinar* (pp. 29-35). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- Shams, M., Asghari, A., Baniasad, M., et al. (2022). *Blastocystis* sp. in small ruminants: A universal systematic review and meta-analysis. *Acta Parasitologica*, 67(4), 1073–1085. <https://doi.org/10.1007/s11686-022-00589-3>
- Shearer, C. L., & Ezenwa, V. O. (2020). Lluvia como conductor de estacionalidad en el parasitismo. *Revista Internacional Para la Parasitología. Parásitos y vida silvestre*, 12, 8-12. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2020.04.004>
- Sievers, G., & Fuentealba, C. (2003). Comparación de la efectividad antihelmíntica de seis productos comerciales que contienen lactonas macrocíclicas frente a nematodos gastrointestinales del bovino. *Archivos de medicina veterinaria*, 35(1), 81-88.
- Soulsby, E. J. L. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos* (7ª ed.). México, D.F.: Nueva Editorial Interamericana S.A. de C.V.
- Starke, W., Zocoller, M., Machado, R., & Montenegro, E. (1992). Helminthiasis em búfalo. II: Sobrevivencia de larvas de nematodes parasitos de búfalos jovens nas fezes depositadas

- em pastagens no município de Selvíria, M.S., nos períodos secos e chuvosos. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 11, 7–15.
- Suárez, V. H., Martínez, G. M., & Viñabal, A. E. (2017). Nematodes gastrointestinales en la recría bovina de la región del Chaco Serrano del noroeste de Argentina. *Revista FAVE. Sección Ciencias Veterinarias*, 16(1), 1–6. <https://doi.org/10.14409/favecv.v16i1.6572>
- Suárez, V., Echazú, F., Quiroga, J., & Viñabal, A. (2018). Parásitos internos de caprinos y ovinos en las regiones de Quebradas Áridas y la Puna de Jujuy (Argentina). *Revista Médica Veterinaria (Buenos Aires)*, 99(2), 112-116. [https://www.someve.org.ar/images/revista/2018/N2-2018\\_Articulo-05.pdf](https://www.someve.org.ar/images/revista/2018/N2-2018_Articulo-05.pdf)
- Tasón, M., Montenegro, N., & Zurdo, F.C Universidad Autónoma de Chiriquí. (2021). Determinación e identificación de parásitos gastrointestinales de un hato caprino en el corregimiento de Potrerillo, provincia de Chiriquí, Panamá. *Revista Plus Economía*, 9, 2644-4046. Recuperado a partir de <https://revistas.unachi.ac.pa/index.php/pluseconomia/article/view/499/431>
- Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4th ed.). Wiley-Blackwell.
- Torres, A. J. F., Sandoval, C. C. A., Hoste, H., Aguilar, C. A. J., Cámara, S. R., & Alonso, D. M. A. (2012). Nutritional manipulation of sheep and goats for the control of gastrointestinal nematodes under hot humid and subhumid tropical conditions. *Small Ruminant Research*, 103, 28–40.

Torres-Acosta, J. F. J., Jacobs, D. E., Aguilar Caballero, A. J., Sandoval-Castro, C., Cob Galera, L., & May-Martínez, M. (2006). Improving resilience gastrointestinal against natural nematode infections in browsing kids during the dry season in tropical Mexico. *Veterinary Parasitology*, *135*, 163–173.

Torres-Acosta, J. F. J., Sandoval-Castro, C. A., González-Pech, P. G., Mancilla-Montelongo, M. G., Ortega-Pacheco, A., Aguilar-Caballero, A. J., Santos-Ricalde, R. H., Sarmiento Franco, L. A., Ramos-Bruno, E., Torres-Fajardo, R. A., & Méndez-Ortíz, F. A. (2021). Interacción entre la nutrición y los nematodos gastrointestinales en pequeños rumiantes pastoreando la selva baja caducifolia – Contribuciones de la FMVZ-UADY. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, *24*, Artículo #127.  
<https://www.researchgate.net/publication/354379057>

Torres-Fajardo, R. A., Navarro-Alberto, J. A., Ventura-Cordero, J., González-Pech, P. G., Sandoval-Castro, C. A., Chan Pérez, J. I., & Torres-Acosta, J. F. J. (2019). Intake and selection of goats grazing heterogeneous vegetation: Effect of gastrointestinal nematodes and condensed tannins. *Rangeland Ecology & Management*, *72*, 946–954.  
<https://doi.org/10.1016/j.rama.2019.06.008>

Tumusiime, M., Ndayisenga, F., & Ntampaka, P. (2022). Prevalence of gastrointestinal nematodes, cestodes, and protozoans of goats in Nyagatare District, Rwanda. *Veterinary Medicine: Research and Reports*, *13*, 339–349.  
<https://doi.org/10.2147/VMRR.S389336>

- Turner, W. C., & Getz, W. M. (2010). Factores estacionales y demográficos que influyen en el parasitismo gastrointestinal en ungulados del Parque Nacional Etosha. *Journal of Wildlife Diseases*, 46(4), 1108-1119. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.4.1108>
- Unzaga, J. M., & Zonta, M. L. (Eds.). (2023). *Protozoos parásitos de importancia sanitaria: Un abordaje transdisciplinar*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://doi.org/10.35537/10915/154565>
- Vanalli, T. A. F., et al. (2024). Helminth ecological requirements shape the impact of climate change on the hazard of infection. *Ecology Letters*. <https://doi.org/10.1111/ele.14386>
- Vázquez Tsuji, O. (2009). Giardiasis. La parasitosis más frecuente a nivel mundial. *Revista de Investigación en Ciencias de la Salud*, 8(31). <https://revistasinvestigacion.lasalle.mx/index.php/recein/article/view/183>
- Vázquez, C. A. (2022). Caracterización de productores de pequeños rumiantes como variable del desarrollo rural en tres localidades de la Sierra de Huautla, Tlaquiltenango, Morelos, México [Tesis de Licenciatura, Universidad Autónoma del Estado de Morelos]. Repositorio Institucional RIAA. <http://riaa.uaem.mx/handle/20.500.12055/2642>
- Vega, W. (2024). Comparación entre las técnicas de sedimentación, flotación y coproparasitario seriado para el diagnóstico de geohelmintiasis intestinal (Tesis de Licenciatura, Universidad Técnica de Ambato). Universidad Técnica de Ambato. <https://repositorio.uta.edu.ec/server/api/core/bitstreams/7ebf3c49-5194-4c13-bd01-35fe0a6ab0d2/content>

Vercruyse, J., & Claerebout, E. (2014, September 29). Lactonas macrocíclicas. Manual de Veterinaria de MSD; Manual de veterinaria de MSD. <https://www.msdrvmanual.com/es/farmacolog%C3%ADa/antihelm%C3%ADnticos/lactonas-macro%C3%ADclicas>

Vilches-Berrios, G. N., Rentería-Valle, C. A., Monteza-Salazar, J. L., & Silva-Díaz, H. (2018). coccidiosis y amibiasis intestinal en niños de edad escolar de un distrito de Lambayeque, Perú. *Revista Médica Herediana*, 29(1), 5–10. <https://doi.org/10.20453/rmh.v29i1.3254>

Villalobos, A., & Tasón, J. (2016). Biodiversidad caprina iberoamericana: La producción caprina en Panamá (The goat production in Panama). En Biodiversidad caprina iberoamericana (Cap. 8, p. 132). Ediciones Universidad Cooperativa de Colombia. Recuperado de [https://www.researchgate.net/profile/LeninAguirre/publication/325184212\\_Libro\\_Diversidad\\_caprina\\_Iberoamericana\\_Capitulo\\_Recursos\\_geneticos\\_caprinos\\_locales\\_en\\_el\\_Ecuador/links/5afccec30f7e9b98e03e8e4c/Libro-Diversidad-caprina-Iberoamericana-Capitulo-Recursos-geneticos-caprinos-locales-en-el-Ecuador.pdf#page=132](https://www.researchgate.net/profile/LeninAguirre/publication/325184212_Libro_Diversidad_caprina_Iberoamericana_Capitulo_Recursos_geneticos_caprinos_locales_en_el_Ecuador/links/5afccec30f7e9b98e03e8e4c/Libro-Diversidad-caprina-Iberoamericana-Capitulo-Recursos-geneticos-caprinos-locales-en-el-Ecuador.pdf#page=132)

Villareal, C. A. (1990). Incidencia de parásitos gastrointestinales en ganado caprino en las zonas de Boquete y Concepción de la provincia de Chiriquí (Tesis de licenciatura, Universidad de Panamá).

Wainwright, K. E., Miller, M. A., Barr, B. C., Gardner, I. A., Melli, A. C., Essert, T., Packham, A. E., Truong, T., Lagunas-Solar, M., & Conrad, P. A. (2007). Chemical inactivation

of *Toxoplasma gondii* oocysts in water. *Journal of Parasitology*, 93(4), 925–931.  
<https://doi.org/10.1645/GE-1063R.1>

Webb, C., & Cabada, M. M. (2017). Intestinal cestodes. *Current Opinion in Infectious Diseases*, 30(5), 504-510. <https://doi.org/10.1097/QCO.0000000000000400>

Yevstafieva, V. A., Yuskiv, I. D., Melnychuk, V. V., Yasnolob, I. O., Kovalenko, V. A., & Horb, K. O. (2018). Nematode of the genus *Trichuris* (Nematoda, Trichuridae) parasitizing sheep in central and south-eastern regions of Ukraine. *Vestnik Zoologii*, 52(3), 553-556.

Zalewski, A., Kołodziej-Sobocińska, M., & Bartoń, K. A. (2022). A tale of two nematodes: Climate mediates mustelid infection by nematodes across the geographical range. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 17, 218-224.

Zapata Salas, Richard, Velásquez Vélez, Raúl, Herrera Ospina, Liseth Vanessa, Ríos Osorio, Leonardo, & Polanco Echeverry, Diana N. (2016). Prevalencia de Nematodos Gastrointestinales en Sistemas de Producción Ovina y Caprina bajo Confinamiento, Semiconfinamiento y Pastoreo en Municipios de Antioquia, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 27(2), 344-354.  
<https://dx.doi.org/10.15381/rivep.v27i2.11647>

Zonta, M. L., (2023). *Giardia duodenalis* y su problemática en salud en animales domésticos. *Ciencia Latina*, 7(1), 1–15.  
<https://ciencialatina.org/index.php/cienciala/article/download/16019/22835/>

Zuñiga Navarrete, J. M. (2015). Comprobación de la capacidad antiparasitaria del extracto de las hojas de neem (*Azadirachta indica* A. Juss) en ovinos [Tesis de licenciatura, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro].  
<https://es.scribd.com/document/415382879/Jose-Miguel-Zuniga-Navarrete>

Zuta, N., Rojas, A., Mori, M., Paredes, E., & García, Y. (2019). Impacto de la educación sanitaria escolar, hacinamiento y parasitosis intestinal en niños preescolares. *Revista de Investigación en Comunicación y Desarrollo*, 10(1), 1–10.  
<http://www.scielo.org.pe/pdf/comunica/v10n1/a04v10n1.pdf>

# **ANEXOS**

## Anexo I: Cuadros

**Cuadro 1**

*Descripción de los sitios de colecta*

<b>Zona de vida</b>	<b>Provincia</b>	<b>Finca</b>	<b>Coordenadas UTM</b>	<b>Descripción</b>	<b>Temperatura, precipitación, humedad</b>
<b>Bosque húmedo tropical</b>	Panamá	San Vicente	17P 65344718169	Fincas ganaderas	28°C, 0.2 mm, 84%
		El Peñón	17P 6587221611686		31°C, 0.1 mm, 75%
		Gobeita	17 P 5837277311459571		29°C, 0 mm, 79%
	Colón	Rio indio	17P 589678681169533	Fincas ganaderas	29°C, 0 mm, 75%
		Icacal	17P 59483991162272		30°C, 0 mm, 75%
		Achiote	17P 652137912261155		30°C, 0 mm, 75%
		Darién	Canglón		18P 188545149222647
<b>Bosque seco premontano</b>	Los Santos	El Espinal	17N 5751569986989	Fincas ganaderas	27°C, 3.2 mm, 91%

## Cuadro 2

### Áreas de estudio

Zona de vida	Extensión	% del territorio	Temperatura	Precipitación	Húmedad relativa %	Provincias	Comunidades
Bosque húmedo tropical	29,899.9 km <sup>2</sup>	40%	24-26°C	1,850-3,400 mm	80%±	Panamá, Colón, Darién	San Vicente, El Peñón, Gobeita, Río Indio, Icacal, Achioté, Canglón
Bosque seco premontano	612.51 km <sup>2</sup>	0.82%	25-35°C	1,100 mm	60%-70%	Los Santos	El Espinal

**Cuadro 3***Universo del estudio*

<b>Zonas de vida</b>	<b>Provincia</b>	<b>Nº Fincas</b>	<b>Cantidad de cabras</b>
Bosque húmedo tropical	Panamá	1 San Vicente	5
		2 El Peñón	5
	Darién	3 Canglón	10
		4 Gobeita	3
		5 Río Indio	2
	Colón	6 Icacal	2
		7 Achiote	2
Bosque seco premontano	Los Santos	8 El Espinal	31
<b>Total</b>			<b>60</b>

**Cuadro 4***Muestras de heces colectadas por zona de vida*

<b>Zona de vida</b>	<b>Muestras</b>
Bosque húmedo tropical	58
Bosque seco premontano	62
<b>Total</b>	<b>120</b>

**Cuadro 5**

*Índice de Shannon para conocer la diversidad parasitaria*

Bosque húmedo tropical				Bosque seco premontano			
Géneros	Nro. Individuos	Pi	Pi*LnPi	Géneros	Nro. Individuos	Pi	Pi*LnPi
<i>Giardia</i> spp.	1	0.012	-0.054	<i>Giardia</i> spp.	2	0.018	-0.072
<i>E. histolytica</i>	7	0.085	-0.210	<i>E. histolytica</i>	8	0.071	-0.189
<i>E. coli</i> spp.	1	0.012	-0.054	<i>E. coli</i> spp.	13	0.116	-0.250
<i>Endolimax nana</i>	1	0.012	-0.054	<i>Endolimax nana</i>	7	0.063	-0.173
coccidios	13	0.159	-0.292	coccidios	13	0.116	-0.250
<i>Eimeria</i> spp.	5	0.061	-0.171	<i>Eimeria</i> spp.	0	0.000	0.000
<i>Blastocystis</i> spp.	3	0.037	-0.121	<i>Blastocystis</i> spp.	5	0.045	-0.139
<i>Moniezia</i> spp.	1	0.012	-0.054	<i>Moniezia</i> spp.	3	0.027	-0.097
<i>Fasciolidos</i> spp.	2	0.024	-0.091	<i>Fasciolidos</i> spp.	1	0.009	-0.042
<i>Trichuris</i> spp.	0	0.000	0.000	<i>Trichuris</i> spp.	4	0.036	-0.119
<i>Skrjabinema</i> spp.	0	0.000	0.000	<i>Skrjabinema</i> spp.	7	0.063	-0.173
<i>Strongyloides</i> spp.	4	0.049	-0.147	<i>Strongyloides</i> spp.	2	0.018	-0.072
Ancylostomidos	18	0.220	-0.333	Ancylostomidos	26	0.232	-0.339
<i>Haemonchus</i> spp.	8	0.098	-0.227	<i>Haemonchus</i> spp.	8	0.071	-0.189
<i>Cooperia</i> spp.	9	0.110	-0.243	<i>Cooperia</i> spp.	4	0.036	-0.119
<i>Nematodirus</i> spp.	1	0.012	-0.054	<i>Nematodirus</i> spp.	0	0.000	0.000
<i>Trichostrongylus</i> spp.	2	0.024	-0.091	<i>Trichostrongylus</i> spp.	5	0.045	-0.139
<i>Ostertagia</i> spp.	2	0.024	-0.091	<i>Ostertagia</i> spp.	1	0.009	-0.042
<i>Bunostomum</i> spp.	1	0.012	-0.054	<i>Bunostomum</i> spp.	0	0.000	0.000
<i>Oesophagostomum</i> spp.	2	0.024	-0.091	<i>Oesophagostomum</i> spp.	2	0.018	-0.072
<i>Chabertia</i> spp.	0	0.000	0.000	<i>Chabertia</i> spp.	1	0.009	-0.042
<b>Sumatoria</b>	82	1.000	-2.482	<b>Sumatoria</b>	112	1.000	-2.517
<b>Índice de Shannon</b>			<b>2.482</b>	<b>Índice de Shannon</b>			<b>2.517</b>

### Cuadro 6

*Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida*

Zona de vida	Caprinos parasitados	Porcentaje (%)	Caprinos no parasitados	Porcentaje (%)	Total (%)
Bosque húmedo tropical (n:29)	28	97	1	3	100
Bosque seco premontano (n:37)	34	92	3	8	100

### Cuadro 7

*Prevalencia por grupos parasitarios en los caprinos*

Grupo parasitario	Hospedadores (n)	Prevalencia (%)
<i>Nematodos</i>	107	89.7
<i>Protozoarios</i>	79	65.8
<i>Trematodos</i>	4	3.3
<i>Cestodos</i>	4	3.3

### Cuadro 8

*Prevalencia de endoparásitos presentes en muestras de heces en caprinos según su zona de vida*

Grupo parasitario	Bosque húmedo tropical (n:58)		Bosque seco premontano (n:62)	
	Hospedadores (n)	Porcentaje (%)	Hospedadores (n)	Porcentaje (%)
Nematodos	47	81	60	96.7
Protozoarios	31	53.4	48	77.4
Cestodos	1	1.72	3	4.84
Trematodos	3	5.17	1	1.61

**Cuadro 9***Prevalencia de los géneros parasitarios presentes en caprinos según su zona de vida*

Géneros	Bosque húmedo tropical		Bosque seco premontano	
	Hospedadores (n)	Porcentaje (%)	Hospedadores (n)	Porcentaje (%)
<i>Giardia</i> spp.	1	3.4	2	5.4
<i>E. histolytica</i>	7	24.1	8	21.6
<i>E. coli</i> spp.	1	3.4	13	35.1
<i>Entamoeba</i> spp.	8	13.3	21	35
<i>Endolimax nana</i> spp.	1	3.4	7	18.9
coccidios	13	44.8	13	35.1
<i>Eimeria</i> spp.	5	17.2	0	0
<i>Blastocystis</i> spp.	3	10.3	5	13.5
<i>Moniezia</i> spp.	1	3.4	3	8.1
<i>Fasciolidos</i> spp.	2	6.9	1	2.7
<i>Trichuris</i> spp.	0	0	4	10.8
<i>Skrjabinema</i> spp.	0	0	7	18.9
<i>Strongyloides</i> spp.	4	13.8	2	5.4
Ancylostomidos	18	62.1	26	70.3
<i>Haemonchus</i> spp.	8	27.6	8	21.6
<i>Cooperia</i> spp.	9	31	4	10.8
<i>Nematodirus</i> spp.	1	3.4	0	0
<i>Trichostrongylus</i> spp.	2	6.9	5	13.5
<i>Ostertagia</i> spp.	2	6.9	1	2.7
<i>Bunostomum</i> spp.	1	3.4	0	0
<i>Oesophagostomum</i> spp.	2	6.9	2	5.4
<i>Chabertia</i> spp.	0	0	1	2.7

### Cuadro 10

*Muestras de heces por método de diagnóstico y zona de vida*

	Método Directo (n:66)		Método de Baermann (n:54)	
	Bosque húmedo tropical	Bosque seco premontano	Bosque húmedo tropical	Bosque seco premontano
Muestras por zona de vida	29	37	29	25

### Cuadro 11

*Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida, identificados por el método directo.*

Zona de vida	Método directo				Total (%)
	Caprinos parasitados	Porcentaje (%)	Caprinos no parasitados	Porcentaje (%)	
Bosque húmedo tropical (n:29)	27	93	2	7	100
Bosque seco premontano (n:37)	34	92	3	8	100

### Cuadro 12

*Presencia y ausencia de endoparásitos en caprinos por zona de vida, identificados por el método de Baermann*

Zona de vida	Método de Baermann				Total (%)
	Caprinos parasitados	Porcentaje (%)	Caprinos no parasitados	Porcentaje (%)	
Bosque húmedo tropical (n:29)	13	45	16	55	100
Bosque seco premontano (n:25)	15	60	10	40	100

### Cuadro 13

*Influencia de la temperatura en la abundancia de parásitos en caprinos*

Temperatura/ Géneros	26 °C		27°C		28°C		29°C		30°C		31°C	
	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%
<i>Giardia</i> spp.	--	--	2	1.78	1	9.09	--	--	--	--	--	--
<i>E. histolytica</i>	1	2.77	8	7.14	2	18.18	1	8.33	1	7.69	2	18.18
<i>E. coli</i>	--	--	13	11.6	--	--	--	--	--	--	1	9.09
<i>Endolimax nana</i>	1	2.77	7	6.25	--	--	--	--	--	--	--	--
coccidios	4	11.11	13	11.6	4	36.36	1	8.33	1	7.69	3	27.27
<i>Eimeria</i> spp.	--	--	--	--	2	18.18	1	8.33	--	--	2	18.18
<i>Blastocystis</i> spp.	2	5.55	5	4.46	1	9.09	--	--	--	--	--	--
<i>Moniezia</i> spp.	--	--	3	2.67	--	--	--	--	--	--	1	9.09
<i>Fasciolidos</i> spp.	1	2.77	1	0.89	--	--	--	--	1	7.69	--	--
<i>Trichuris</i> spp.	--	--	4	3.57	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Skryabinema</i> spp.	--	--	7	6.25	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Strongyloides</i> spp.	2	5.55	2	1.78	--	--	1	8.33	1	7.69	--	--
Ancylostomidos	10	27.77	26	23.21	1	9.09	3	25.00	3	23.07	2	18.18
<i>Haemonchus</i> spp.	5	13.88	8	7.14	--	--	2	16.66	1	7.69	--	--
<i>Cooperia</i> spp.	4	11.11	4	3.57	--	--	1	8.33	4	30.76	--	--
<i>Nematodirus</i> spp.	1	2.77	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Trichostrongylus</i> spp.	1	2.77	5	4.46	--	--	1	8.33	--	--	--	--
<i>Ostertagia</i> spp.	1	2.77	1	0.89	--	--	--	--	1	7.69	--	--
<i>Bunostomum</i> spp.	1	2.77	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--
<i>Oesophagostomum</i> spp.	1	2.77	2	1.78	--	--	1	8.33	--	--	--	--
<i>Chabertia</i> spp.	--	--	1	0.89	--	--	--	--	--	--	--	--
<b>Total</b>	<b>36</b>	<b>100</b>	<b>112</b>	<b>100</b>	<b>11</b>	<b>100</b>	<b>12</b>	<b>100</b>	<b>13</b>	<b>100</b>	<b>11</b>	<b>100</b>

(Aa): Abundancia absoluta, (Ar): abundancia relativa

### Cuadro 14

*Influencia de la precipitación en la abundancia de parásitos en caprinos*

Precipitación/ Géneros	0 mm		0.1 mm		0.2 mm		3.2 mm	
	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%
<i>Giardia</i> spp.	--	--	--	--	1	9.09	2	1.78
<i>E. histolytica</i>	3	5.00	2	18.18	2	18.18	8	7.14
<i>E. coli</i>	--	--	1	9.09	--	--	13	11.60
<i>Endolimax nana</i>	1	1.66	--	--	--	--	7	6.25
coccidios	6	10.00	3	27.27	4	36.36	13	11.60
<i>Eimeria</i> spp.	1	1.66	2	18.18	2	18.18	--	--
<i>Blastocystis</i> spp.	2	3.33	--	--	1	9.09	5	4.46
<i>Moniezia</i> spp.	--	--	1	9.09	--	--	3	2.67
<i>Fasciolidos</i> spp.	2	3.33	--	--	--	--	1	0.89
<i>Trichuris</i> spp.	--	--	--	--	--	--	4	3.57
<i>Skrjabinema</i> spp.	--	--	--	--	--	--	7	6.25
<i>Strongyloides</i> spp.	3	5.00	--	--	--	--	2	1.78
Ancylostomidos	16	26.66	2	18.18	1	9.09	26	23.21
<i>Haemonchus</i> spp.	8	13.33	--	--	--	--	8	7.14
<i>Cooperia</i> spp.	9	15.00	--	--	--	--	4	3.57
<i>Nematodirus</i> spp.	1	1.66	--	--	--	--	--	--
<i>Trichostrongylus</i> spp.	2	3.33	--	--	--	--	5	4.46
<i>Ostertagia</i> spp.	2	3.33	--	--	--	--	1	0.89
<i>Bunostomum</i> spp.	1	1.66	--	--	--	--	--	--
<i>Oesophagostomum</i> spp.	2	3.33	--	--	--	--	2	1.78
<i>Chabertia</i> spp.	--	--	--	--	--	--	1	0.89
<b>Total</b>	<b>60</b>	<b>100</b>	<b>11</b>	<b>100</b>	<b>11</b>	<b>100</b>	<b>112</b>	<b>100</b>

(Aa): Abundancia absoluta, (Ar): abundancia relativa

### Cuadro 15

*Influencia de la precipitación en la abundancia de parásitos en caprinos*

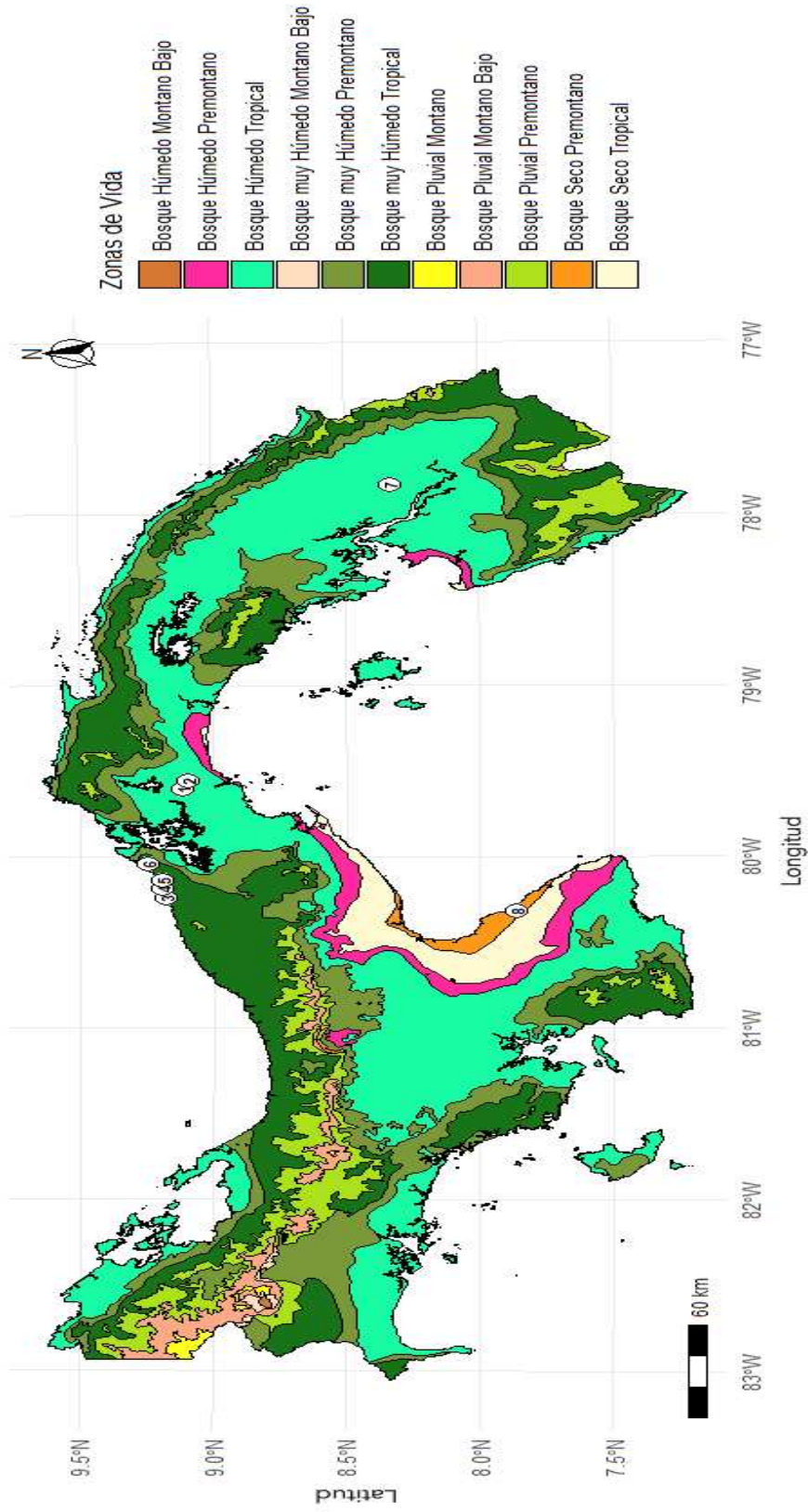
Humedad/ Géneros	75%		79%		84%		91%		94%	
	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%	(Aa)	(Ar)%
<i>Giardia</i> spp.	--	--	--	--	1	9.09	2	1.78	1	2.77
<i>E. histolytica</i>	4	13.33	--	--	2	18.18	8	7.14	1	2.77
<i>Entamoeba coli</i>	1	3.33	--	--	--	--	13	11.60		--
<i>Endolimax nana</i>	--	--	--	--	--	--	7	6.25		--
coccidios	4	13.33	1	16.66	4	36.36	13	11.60	4	11.11
<i>Eimeria</i> spp.	2	6.66	1	16.66	2	18.18	--	--		--
<i>Blastocystis</i> spp.	--	--	--	--	1	9.09	5	4.46	2	5.55
<i>Moniezia</i> spp.	1	3.33	--	--	--	--	3	2.67		--
<i>Fasciolidos</i> spp.	1	3.33	--	--	--	--	1	0.89	1	2.77
<i>Trichuris</i> spp.	--	--	--	--	--	--	4	3.57		--
<i>Skrjabinema</i> spp.	--	--	--	--	--	--	7	6.25		--
<i>Strongyloides</i> spp.	1	3.33	1	16.66	--	--	2	1.78	2	5.55
Ancylostomidos	7	23.33	1	16.66	1	9.09	26	23.21	10	27.77
<i>Haemonchus</i> spp.	2	6.66	1	16.66	--	--	8	7.14	5	13.88
<i>Cooperia</i> spp.	5	16.66	--	--	--	--	4	3.57	4	11.11
<i>Nematodirus</i> spp.	--	--	--	--	--	--			1	2.77
<i>Trichostrongylus</i> spp.	--	--	1	16.66	--	--	5	4.46	1	2.77
<i>Ostertagia</i> spp.	1	3.33	--	--	--	--	1	0.89	1	2.77
<i>Bunostomum</i> spp.	--	--	--	--	--	--	--	--	1	2.77
<i>Oesophagostomum</i> spp.	1	3.33	--	--	--	--	2	1.78	1	2.77
<i>Chabertia</i> spp.	--	--	--	--	--	--	1	0.89		
<b>Total</b>	30	100	6	100	11	100	112	100	36	100

## Anexo II: Figuras

**Figura 1**  
Sitios de colecta

### Zonas de Vida de Panamá según Holdridge con sitios de colecta

Realizado por: Erika Figueroa



Sitios de colecta: San Vicente (1), El Peñón (2), Gobeita (3), Río Indio (4), Icacal (5), Achiale (6), Canglón (7), El Espiral (8)

*Nota.* Datos obtenidos del shapefile de zonas de vida de Panamá disponible en la página del Instituto Smithsonian de Investigaciones Tropicales (STRI), elaborador por Milton Solano (2021). El mapa fue procesado y diseñado en Rstudio por Erika Figueroa.

## Figura 2

*Colecta de muestras de campo por zona de vida*



*Nota.* Sitios de colecta: (A) Provincia de Darién, Bosque húmedo tropical, (B) Provincia de Colón, Bosque húmedo tropical, (C) y (D) Los Santos, Bosque seco premontano.

## Figura 3

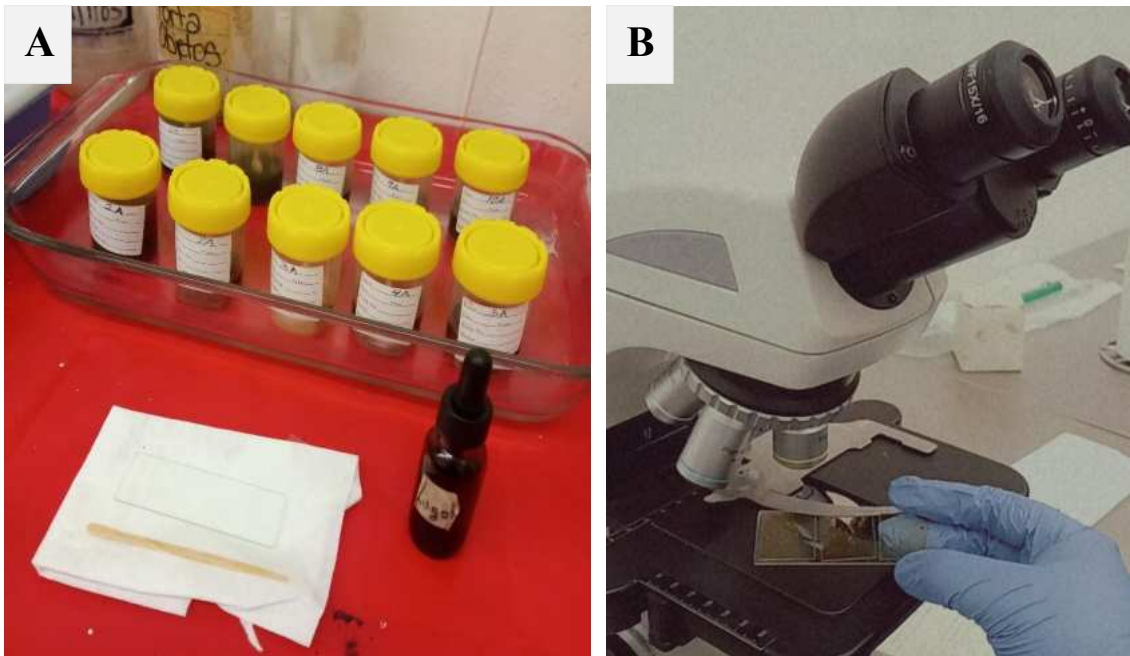
*Toma de las muestras*



*Nota.* (A) Adición de formalina 7% en las muestras del método directo, (B) Cooler para transportar muestras.

## Figura 4

*Procesamiento del examen directo*



## Figura 5

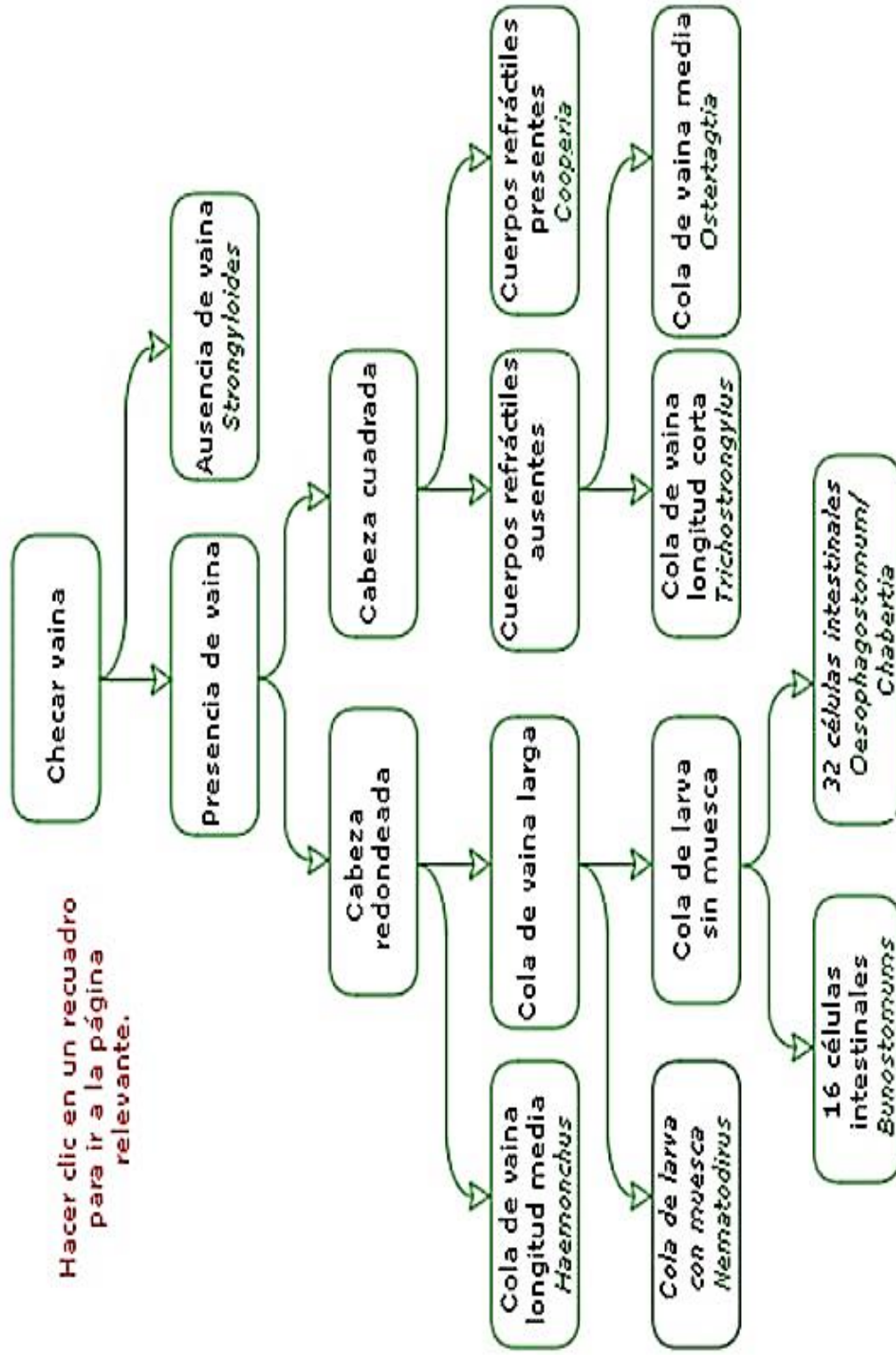
*Procesamiento de las muestras para el cultivo de larvas*



*Nota. (A) Cultivos de Baermann, (B) Extracción de cultivo de Baermann*

Figura 6

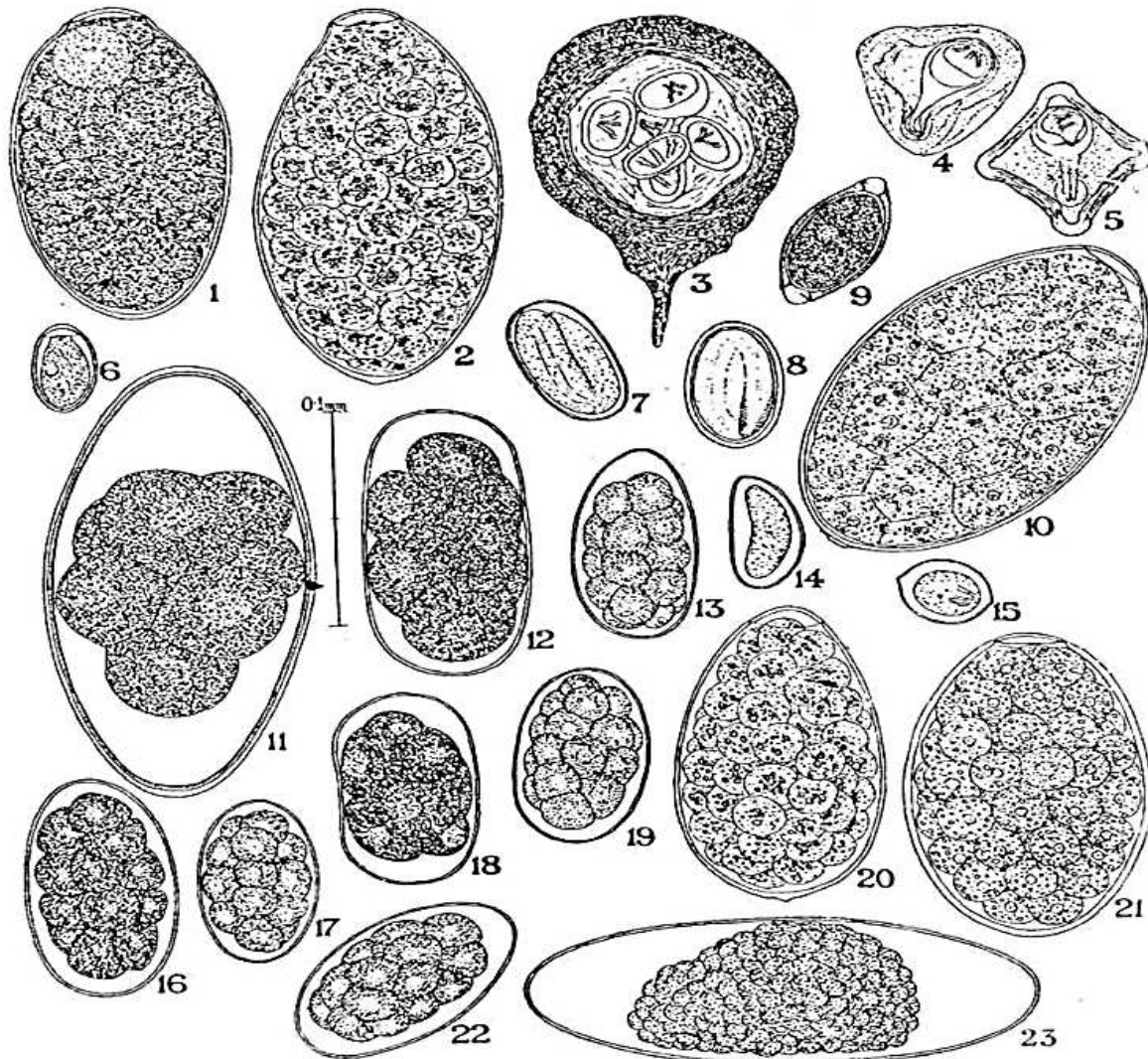
Clave taxonómica para identificar las larvas



Nota. Guía RVC/FAO para el diagnóstico parasitológico veterinario de rumiantes L3 (Gibbons et ál., 2005).

## Figura 7

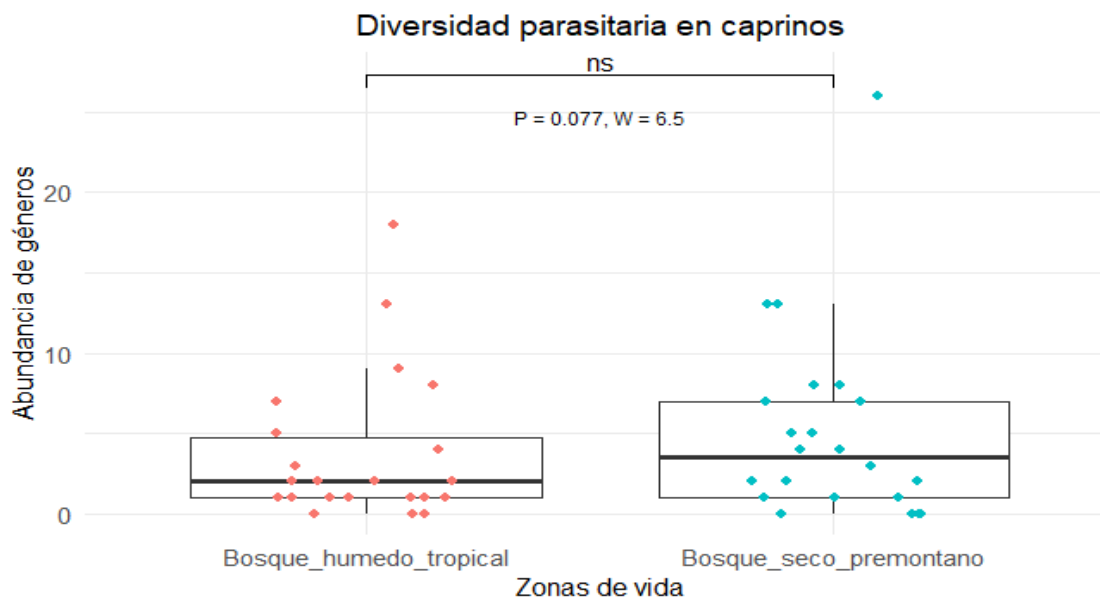
### Morfología de los huevos de gusanos parásitos en ovejas



Huevos de gusanos parásitos observados en ovejas. *Fasciola hepática* (1), *Paraphistomum cervi* (2), *Thysaniezia giardi* (3), *Moniezia expansa* (4), *Moniezia benedeni* (5), *Dicrocoelium dendriticum* (6), *Strongyloides papillosus* (7), *Gongylonema pulchrum* (8), *Trichuris* spp. (9), *Fasciola gigantica* (10), *Nematodirus spathiger* (11), *Gaigeria pachyscelis* (12), *Trichostrongylus* spp. (13), *Skrjabinema ovis* (14), *Avitellina centripunctata* (15), *Chabertia ovina* (16), *Haemonchus contortus* (17), *Bunostomum trionocephalum* (18), *Oesophagostomum Columbiana* (19), *Cotylophoron cotylophorum* (20), *Fascioloides magna* (21), *Ostertagia circumcinata* (22), *Marshallagia arshalli* (23). Tomado de *Diagnóstico y Control de Parásitos de Animales y el Hombre* (p. 779), por H. Quiroz, s.f., Universidad Nacional Autónoma de México.

**Figura 8**

*Diversidad parasitaria según la zona de vida*



*Nota.* Este gráfico muestra la diversidad parasitaria en caprino en dos zonas de vida: bosque húmedo tropical y bosque seco premontano. \*P: probabilidad, W: estadístico de Wilcoxon.

**Figura 9**

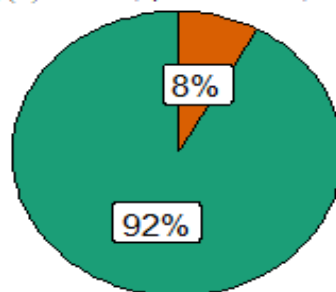
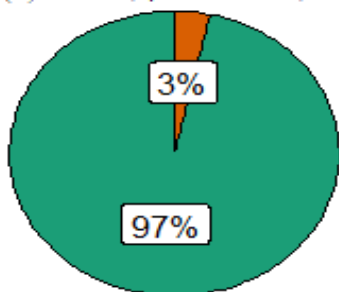
*Prueba de Chi cuadrado (X<sup>2</sup>) sobre la prevalencia de parásitos en caprinos*

$$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 0.62, p = 0.43, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.00, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.32], n_{\text{obs}} = 66$$

Bosque Húmedo Tropical	Bosque Seco Premontano
------------------------	------------------------

$$\chi^2_{\text{gof}}(1) = 25.14, p = 5.34e-07, n = 29$$

$$\chi^2_{\text{gof}}(1) = 25.97, p = 3.46e-07, n = 37$$



**Parasitados**

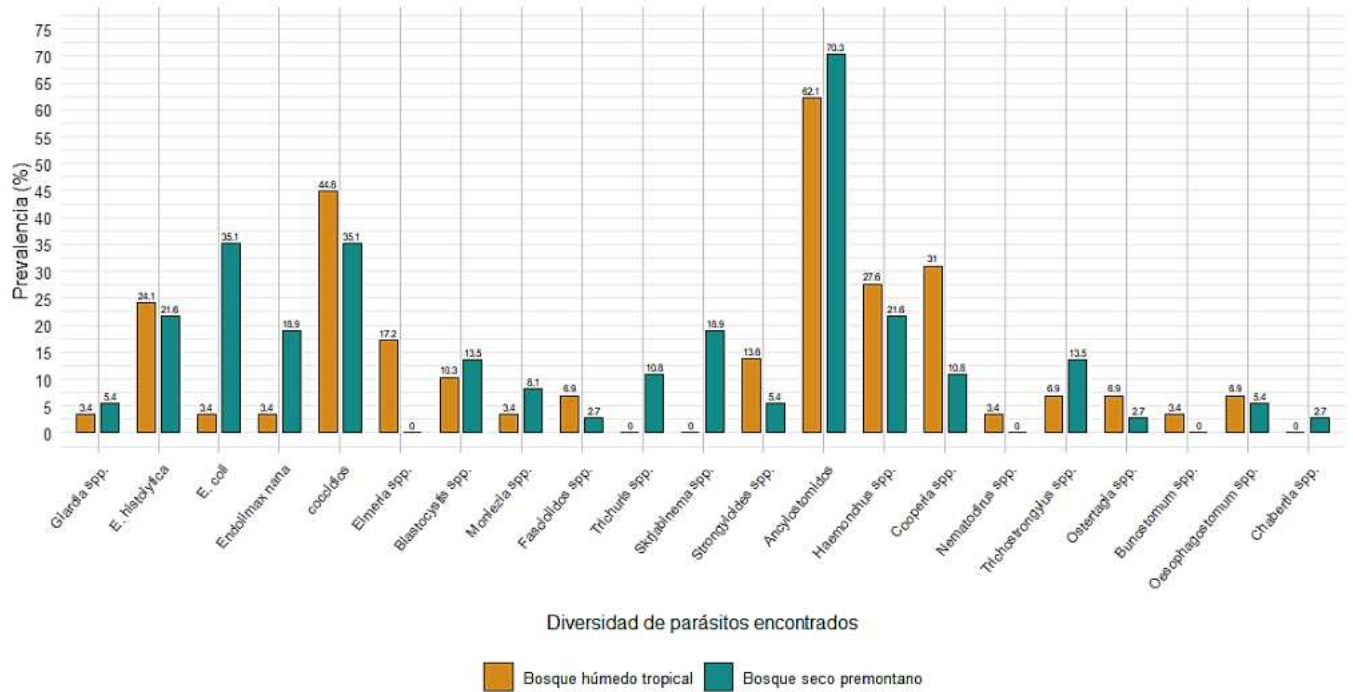


$$\log_e(\text{BF}_{01}) = 0.39, \hat{V}_{\text{Cramer}}^{\text{posterior}} = 0.00, \text{CI}_{95\%}^{\text{ETI}} [0.00, 0.23], a_{\text{Gundel-Dickey}} = 1.00$$

*Nota:* \*X<sup>2</sup>: Chi cuadrado de Pearson, *p*: probabilidad, *V de Cramer*: magnitud de la asociación entre variables categóricas, *n\_obs*: número total de observaciones, X<sup>2</sup><sub>gof</sub>: chi-cuadrado de bondad de ajuste, log<sub>10</sub>(BF<sub>01</sub>): factor de Bayes, *V\_posterior Cramer*: versión bayesiana el *V* de Cramer, *CI95%*: intervalo de confianza al 95%, *CI\_ETI 95%*: intervalo de confianza equitailed al 95%, *a\_Gundel-Dickey*: criterios de convergencia en modelos bayesianos.

**Figura 10**

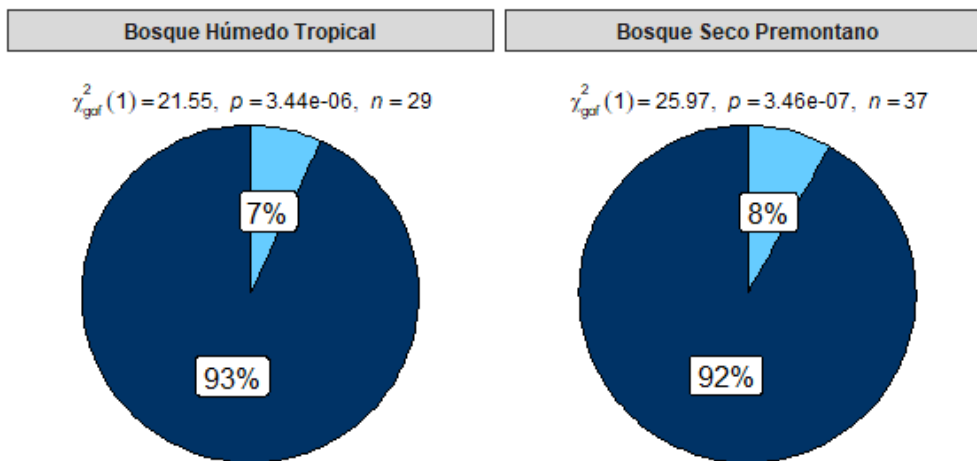
*Prevalencia de parásitos encontrados en caprinos según la zona de vida*



**Figura 11**

*Prueba de Chi cuadrado (X2) para el método directo*

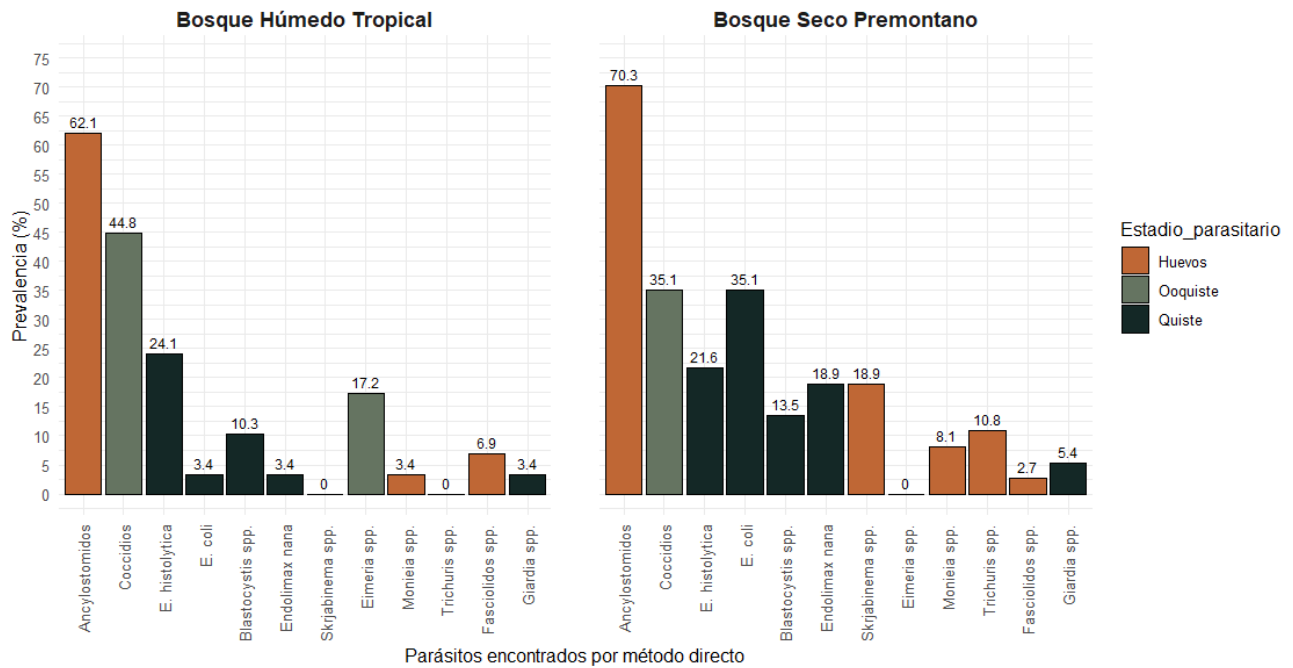
$$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 0.03, p = 0.85, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.00, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.20], n_{\text{obs}} = 66$$



$$\log_e(\text{BF}_{01}) = 0.67, \hat{V}_{\text{Cramer}}^{\text{posterior}} = 0.00, \text{CI}_{95\%}^{\text{ETI}} [0.00, 0.20], a_{\text{Gund-Dickey}} = 1.00$$

**Figura 12**

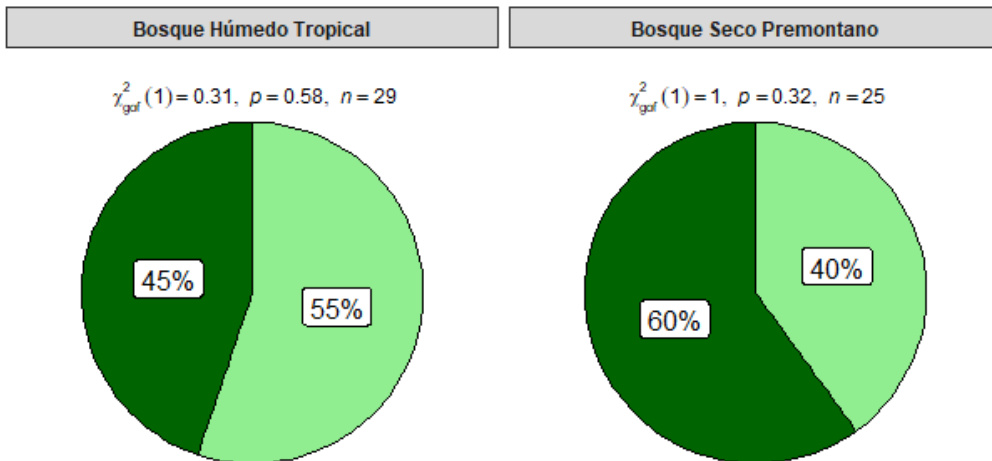
*Prevalencia de parásitos encontrados por el método directo*



**Figura 13**

*Prevalencia de Chi cuadrado ( $\chi^2$ ) para el método de Baermann*

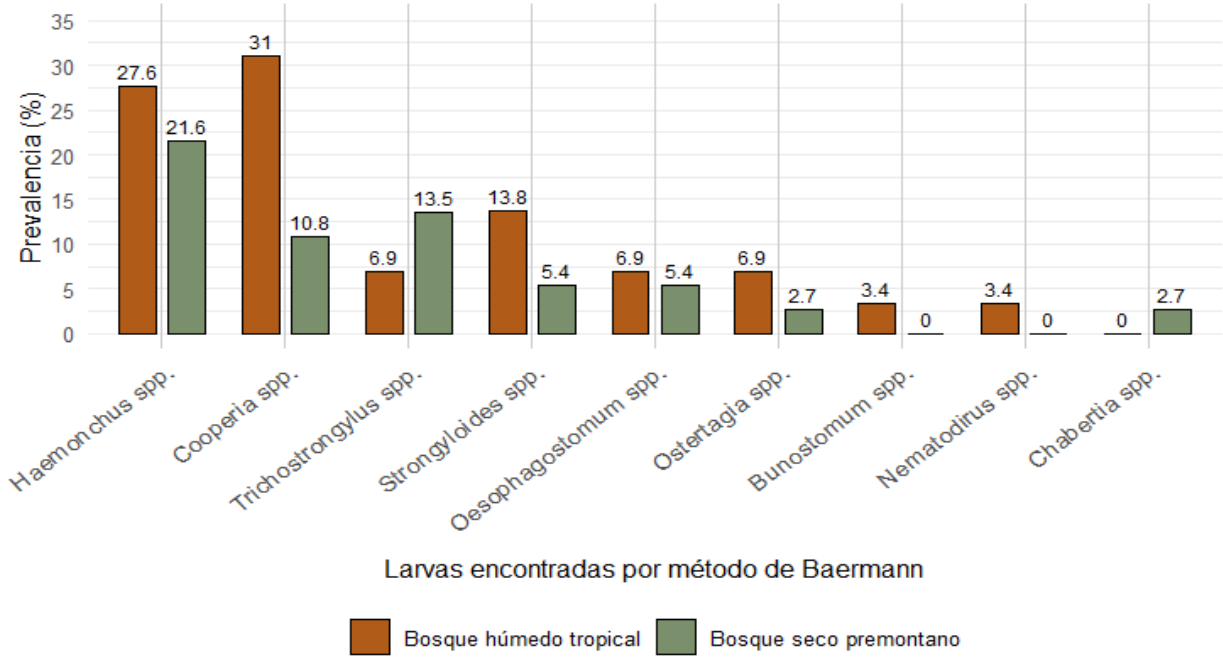
$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 1.24, p = 0.27, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.06, CI_{95\%} [0.00, 0.40], n_{\text{obs}} = 54$



$\log_e(BF_{01}) = 0.52, \hat{V}_{\text{Cramer}}^{\text{posterior}} = 0.04, CI_{95\%}^{\text{ETI}} [0.00, 0.36], a_{\text{Gunnell-Dickey}} = 1.00$

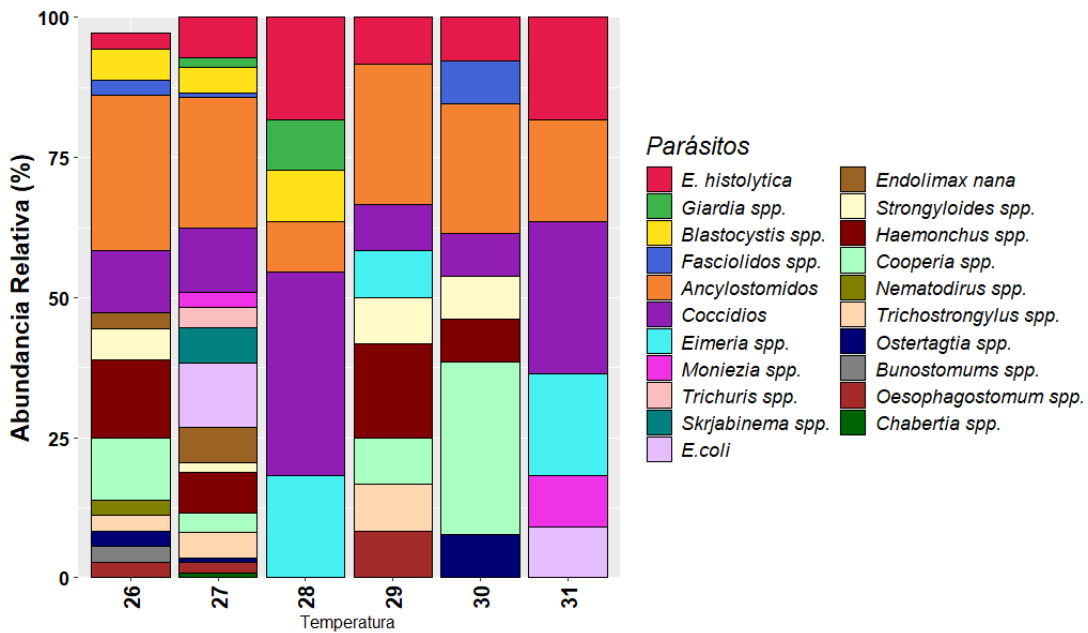
**Figura 14**

*Prevalencia de parásitos encontrados por el método de Baermann*



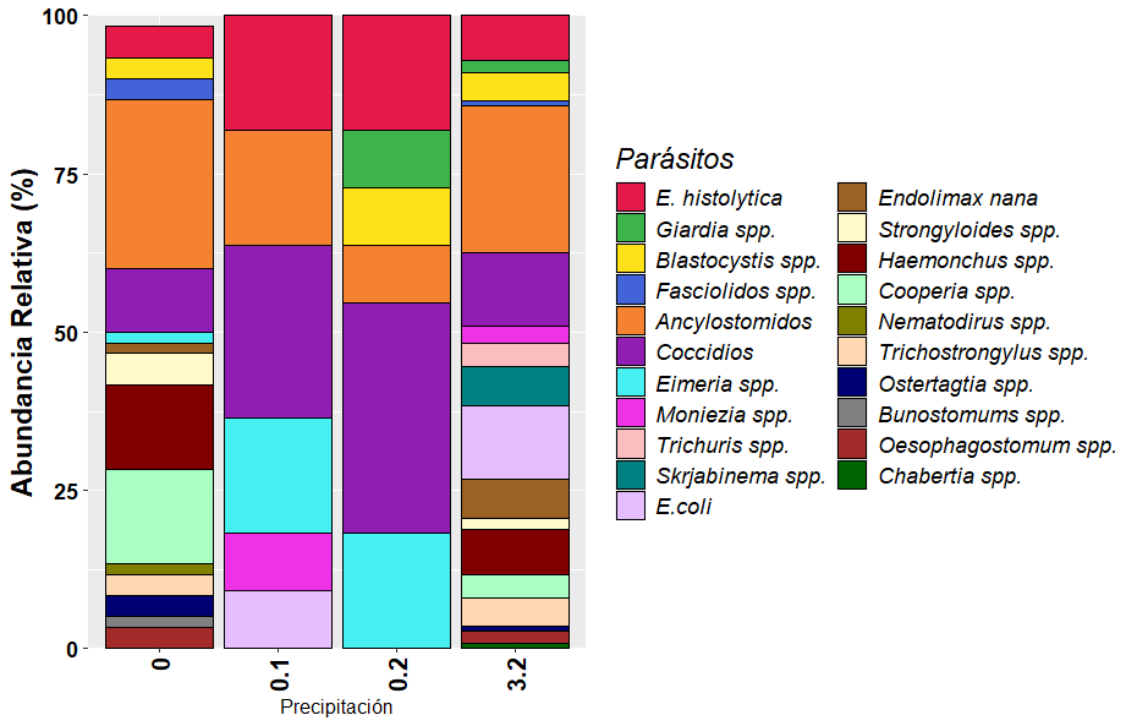
**Figura 15**

*Abundancia relativa para la temperatura*



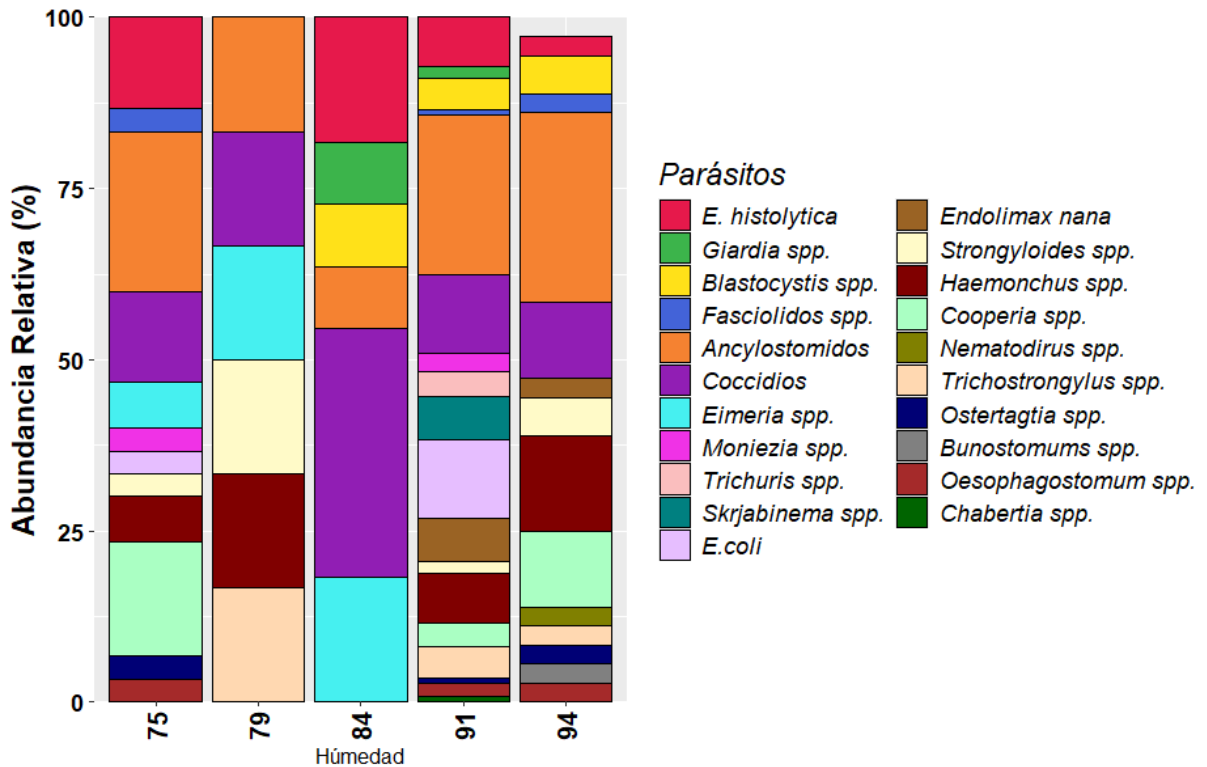
**Figura 16**

*Abundancia relativa para la precipitación*



**Figura 17**

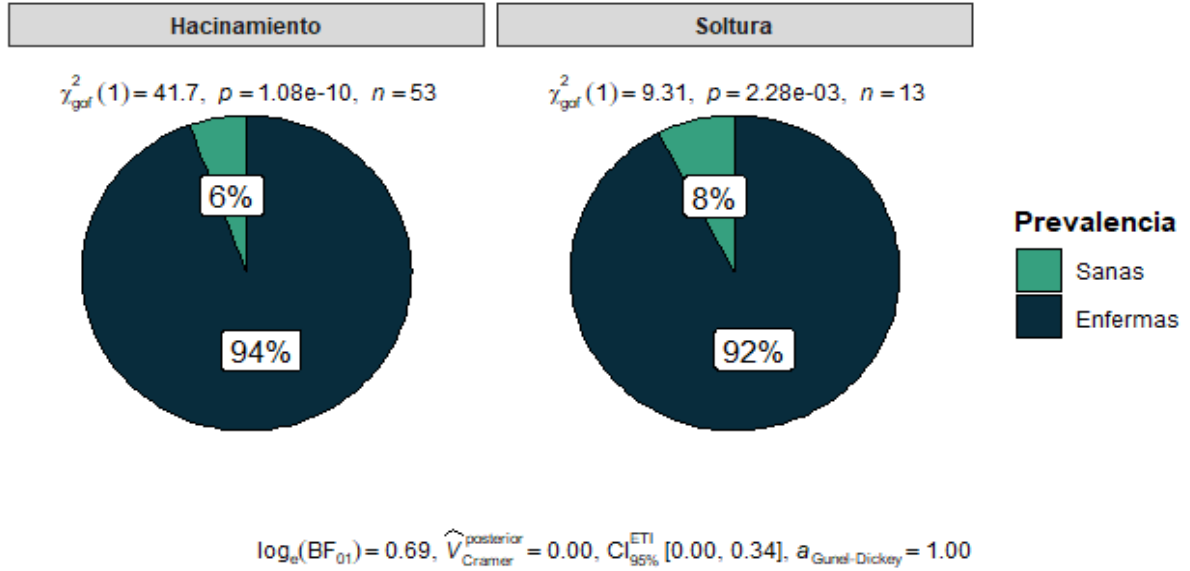
*Abundancia relativa para la humedad*



**Figura 18**

*Relación entre las condiciones de manejo y parásitos*

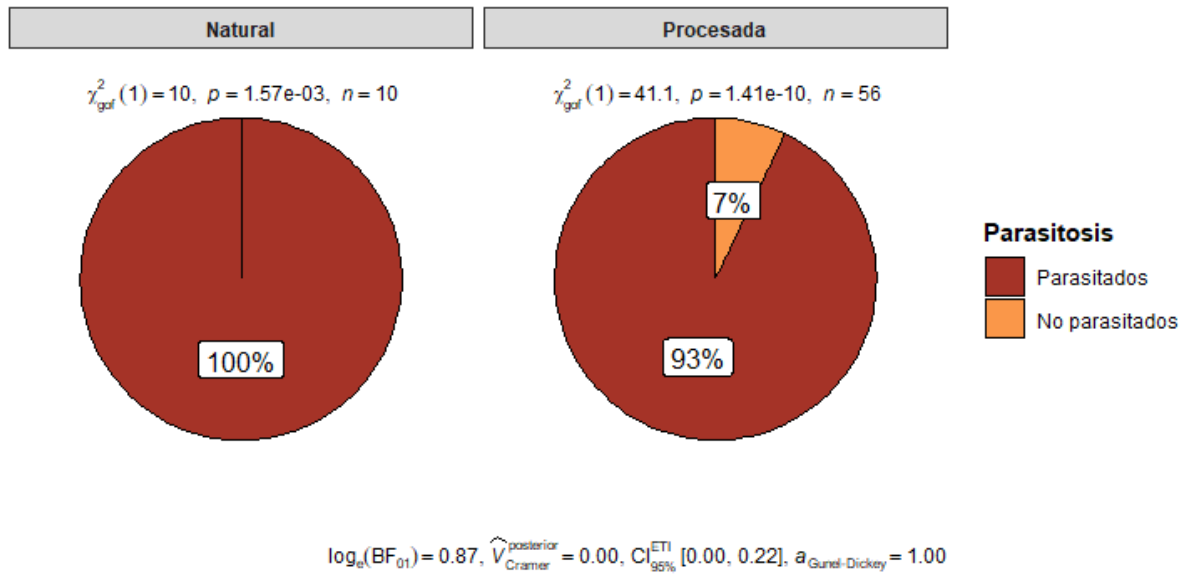
$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 0.08, p = 0.78, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.00, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.23], n_{\text{obs}} = 66$



**Figura 19**

*Relación entre la fuente de agua y parásitos*

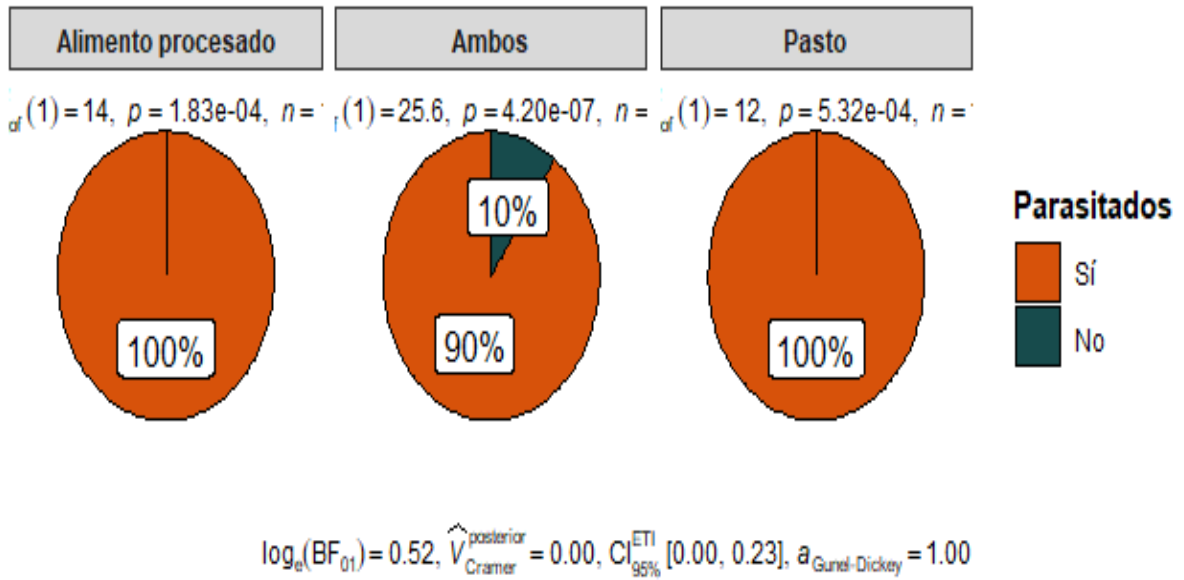
$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 0.76, p = 0.38, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.00, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.33], n_{\text{obs}} = 66$



**Figura 20**

*Relación entre el tipo de alimento y parásitos*

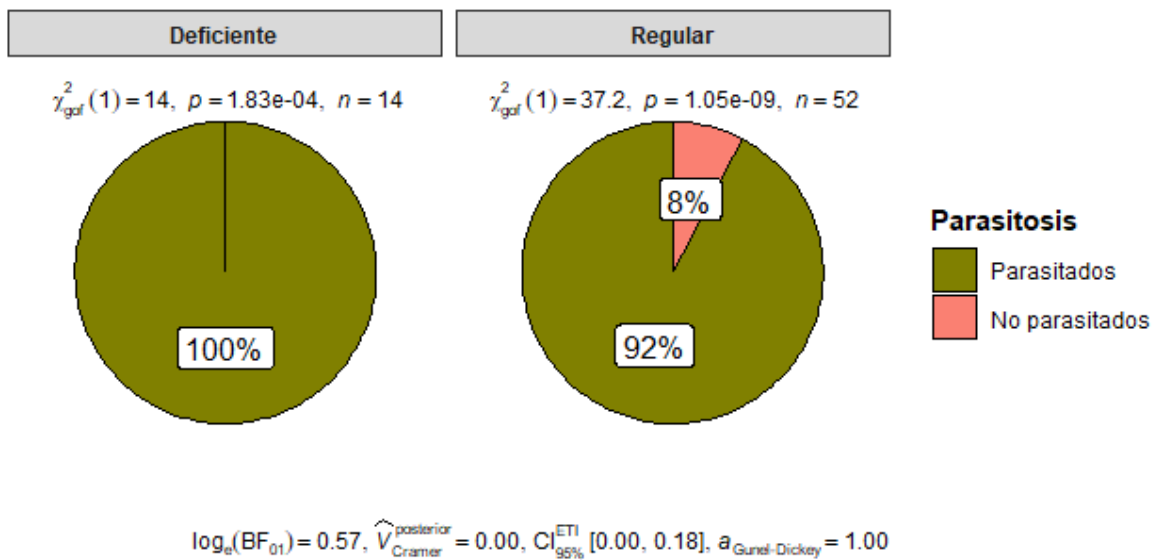
$$\chi^2_{\text{Pearson}}(2) = 2.77, p = 0.25, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.11, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.38], n_{\text{obs}} = 66$$



**Figura 21**

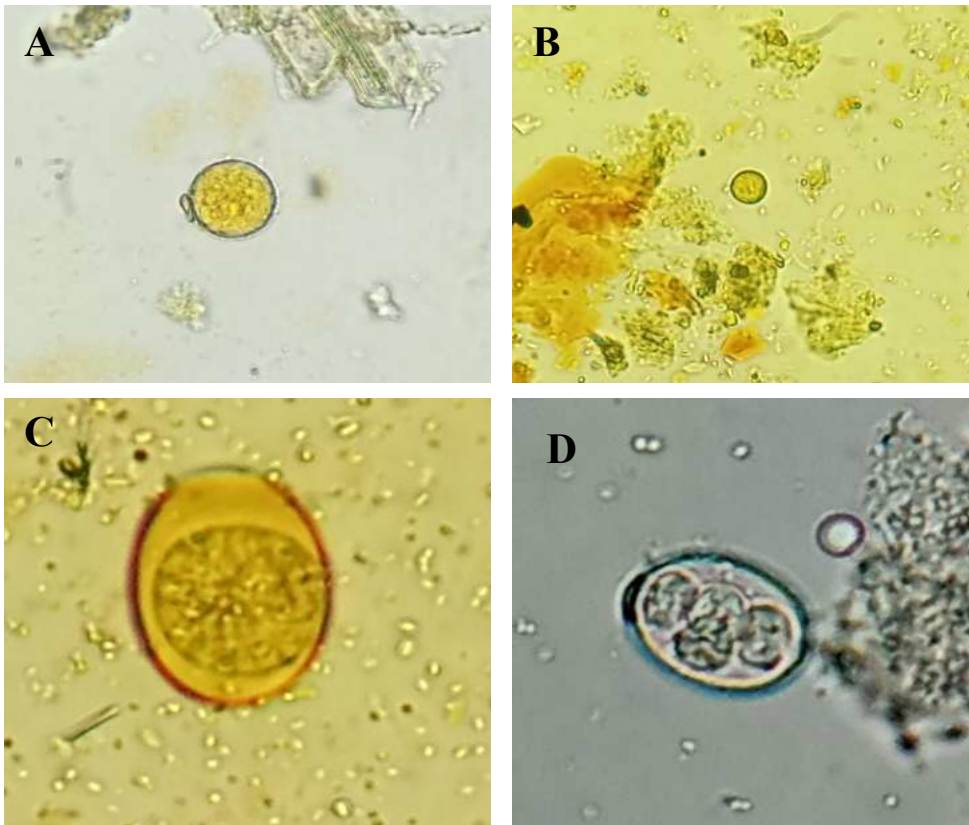
*Relación entre el hábito de limpieza y parásitos*

$$\chi^2_{\text{Pearson}}(1) = 1.15, p = 0.28, \hat{V}_{\text{Cramer}} = 0.04, \text{CI}_{95\%} [0.00, 0.35], n_{\text{obs}} = 66$$



## Figura 22

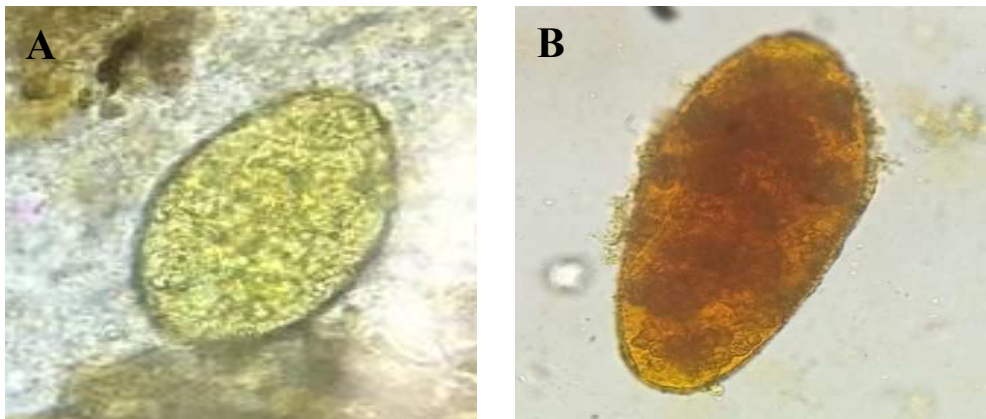
*Protozoos identificados por el método directo*



*Nota.* Protozoos identificados: (A) *E. coli*, (B) *E. histolytica*, (C) coccidios, (D) *Eimeria* spp.

## Figura 23

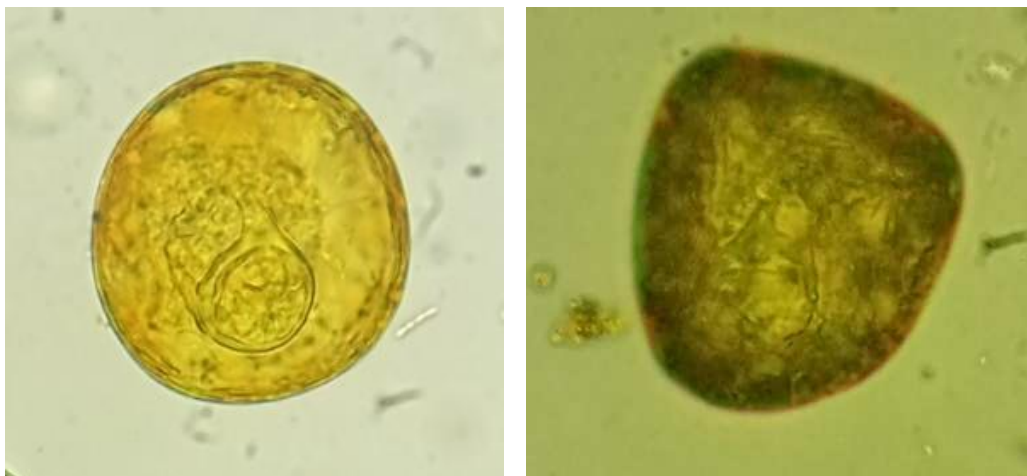
*Trematodos identificados a través del método directo*



*Nota.* Trematodos identificados: (A) y (B) *Fasciola* spp.

**Figura 24**

*Cestodos identificados por el método directo*



*Nota.* Cestodo identificado: *Moniezia* spp.

**Figura 25**

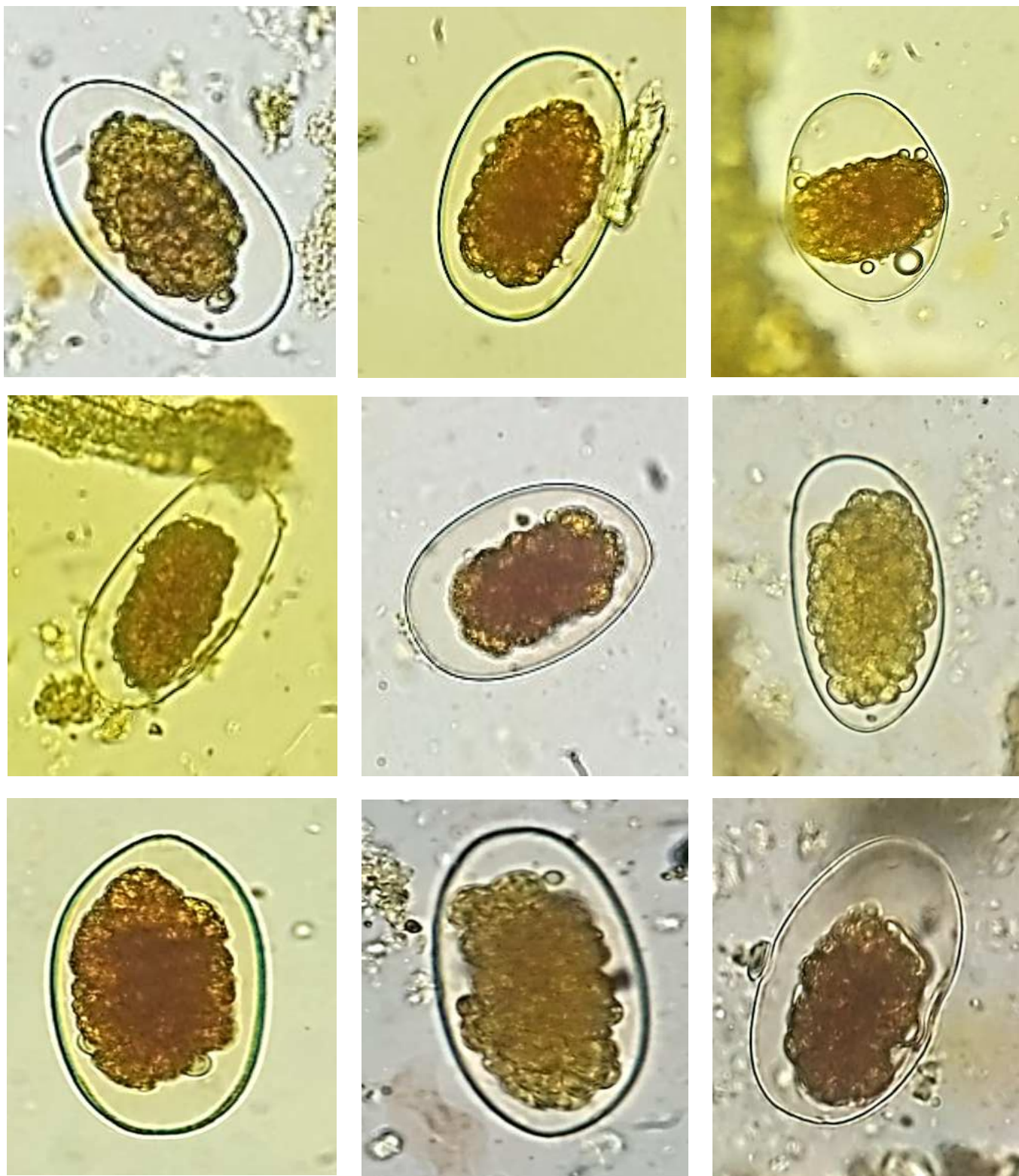
*Nematodos identificados por el método directo*



*Nota.* Algunos de los nematodos identificados: **A.** *Trichuris* spp., **B.** *Skrjabinema* spp., **C.** *Strongyloides* spp.

**Figura 26**

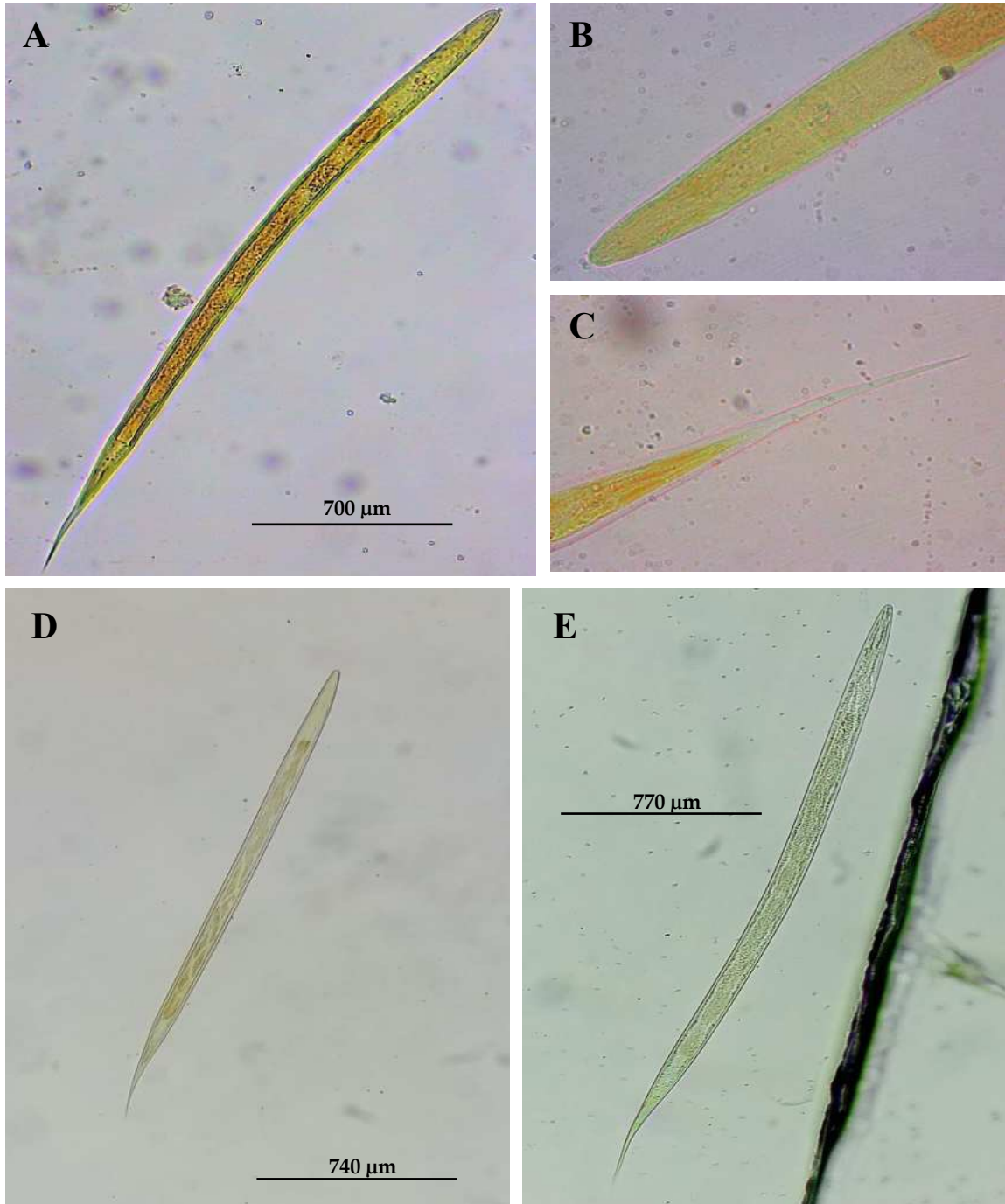
*Nematodos identificados por el examen directo*



*Nota.* Se observan 9 Uncinarias, sin identificación a nivel de género. Esta imagen es utilizada con fines ilustrativos dentro del estudio.

**Figura 27**

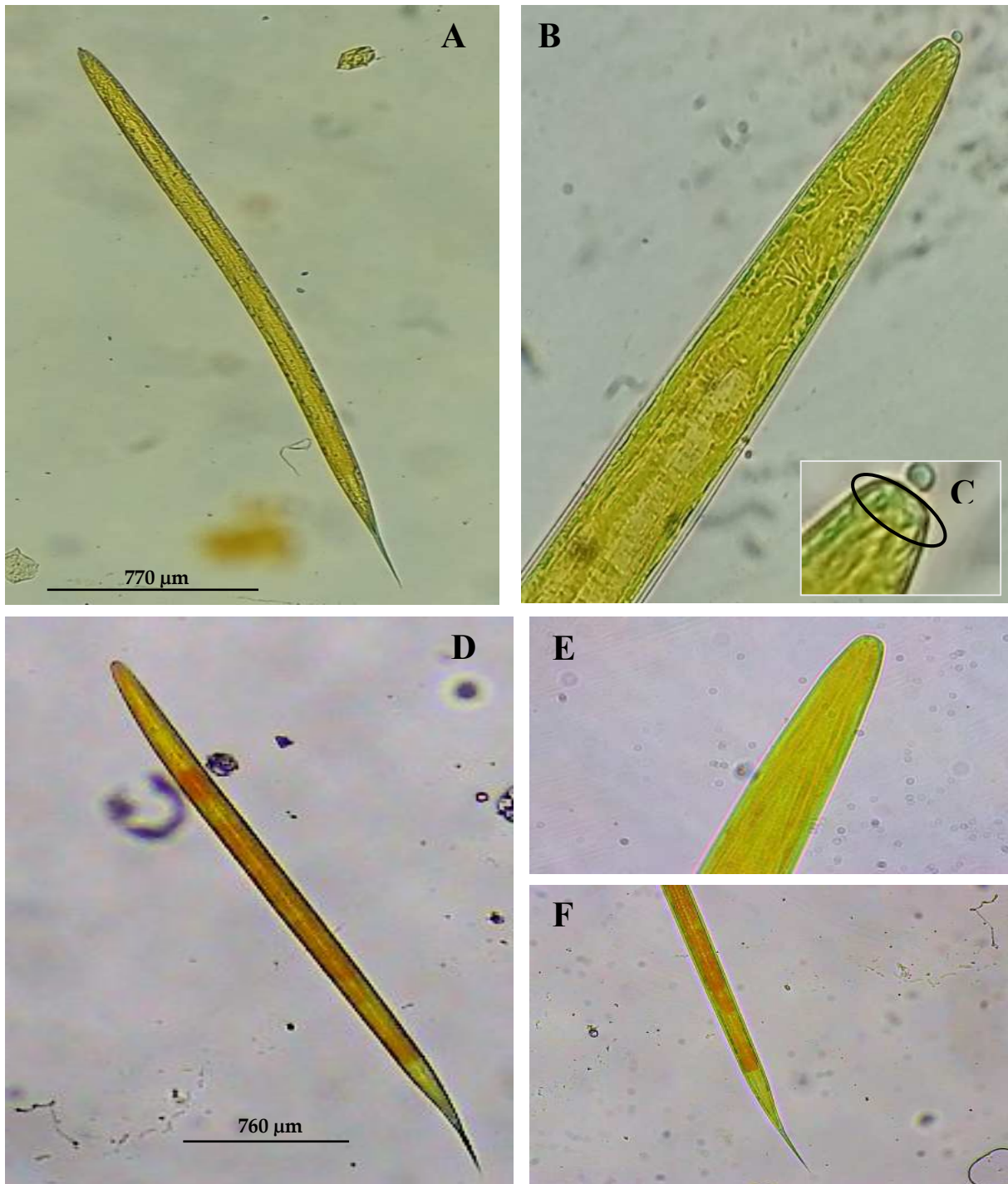
*Larvas de Haemonchus spp.*



*Nota.* (A) Larva identificada en el Bosque húmedo tropical, provincia de Darién, (B) Cabeza redonda de *Haemonchus* spp., (C) Cola de vaina media., (D) y (E) Larvas del Bosque seco premontano, ubicados en la provincia de Los Santos.

**Figura 28**

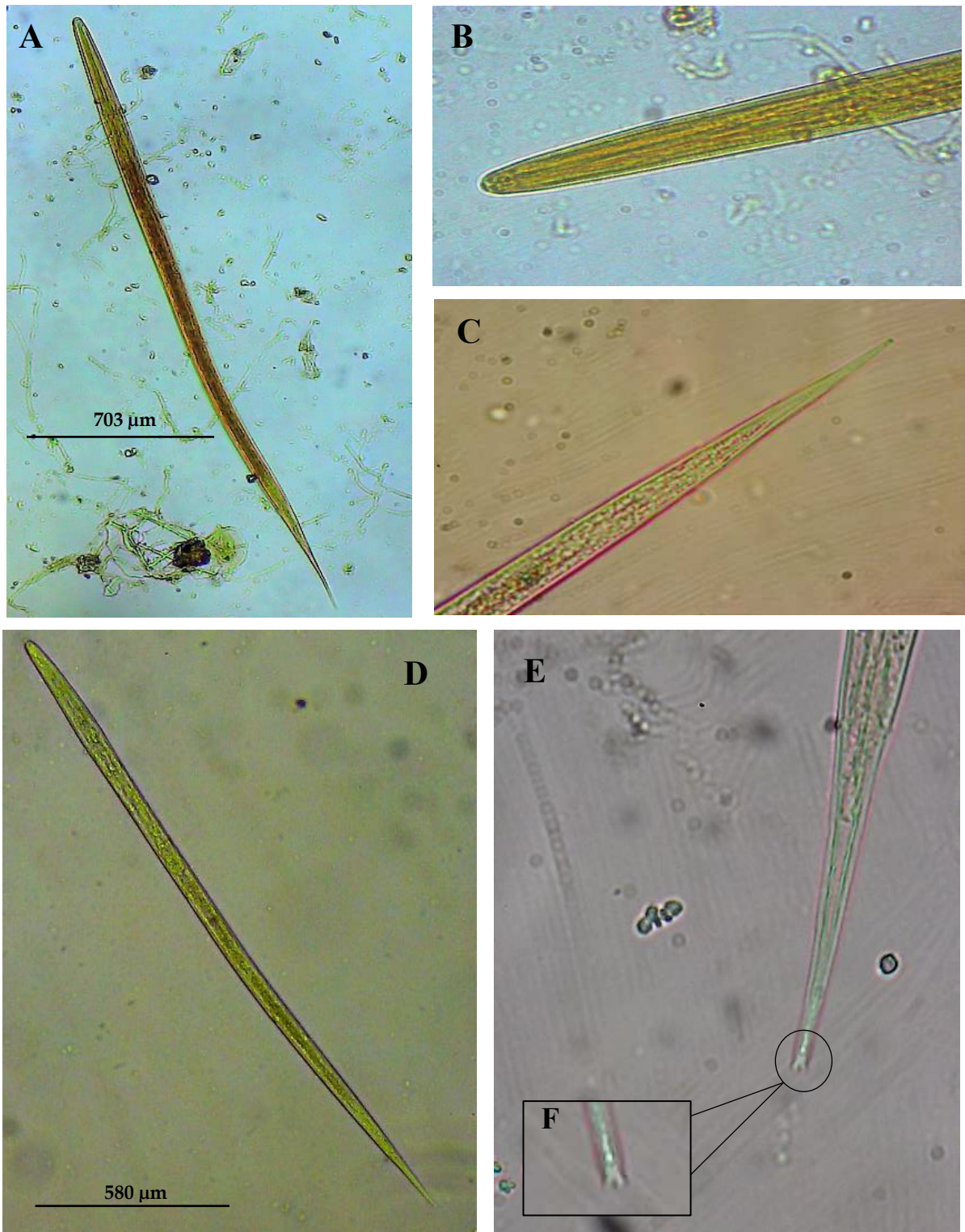
*Larvas de Cooperia* spp.



*Nota.* (A) Larva ubicada en el Bosque seco premontano, provincia de Los Santos. (B) Cabeza de *Cooperia* spp. (C) Cuerpos refráctiles presentes (parecido a ojos), (D) Larva encontrada en el Bosque húmedo tropical, provincias de Darién, (E) Cabeza, (F) Cola.

**Figura 29**

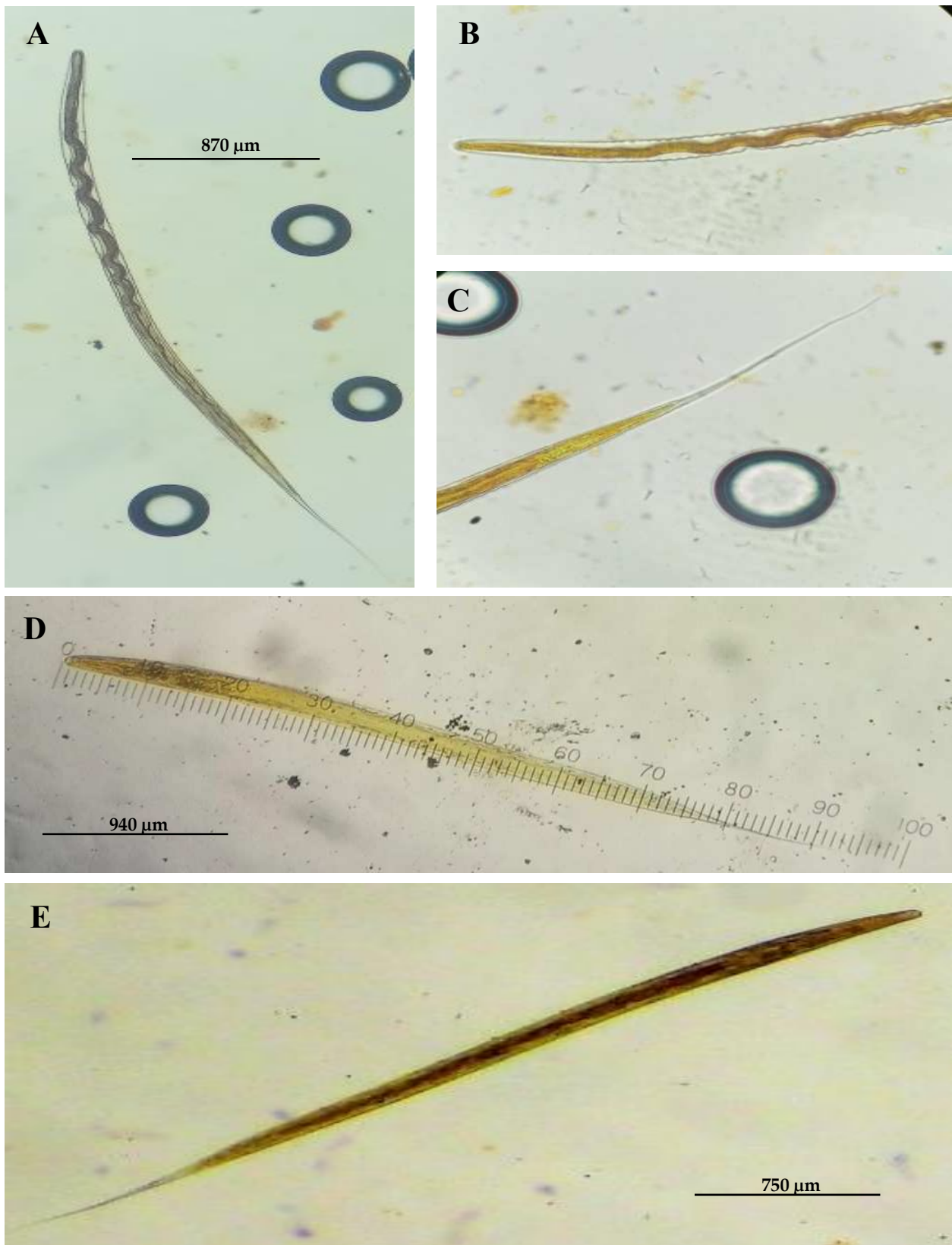
*Larva de Strongyloides spp.*



*Nota.* (A) Larva identificada en el Bosque húmedo tropical, (B) Cabeza de *Strongyloides* spp., (C) y (E) Cola de *Strongyloides* spp., (D) Larva del bosque seco premontano, (F) Muesca de la cola.

**Figura 30**

*Larva de Oesophagostomum spp.*



*Nota.* (A) Larva del bosque húmedo tropical, (B) Cabeza de *Oesophagostomum* spp., (C) Cola, (D) y (E) Larvas del bosque seco premontano.

**Figura 31**

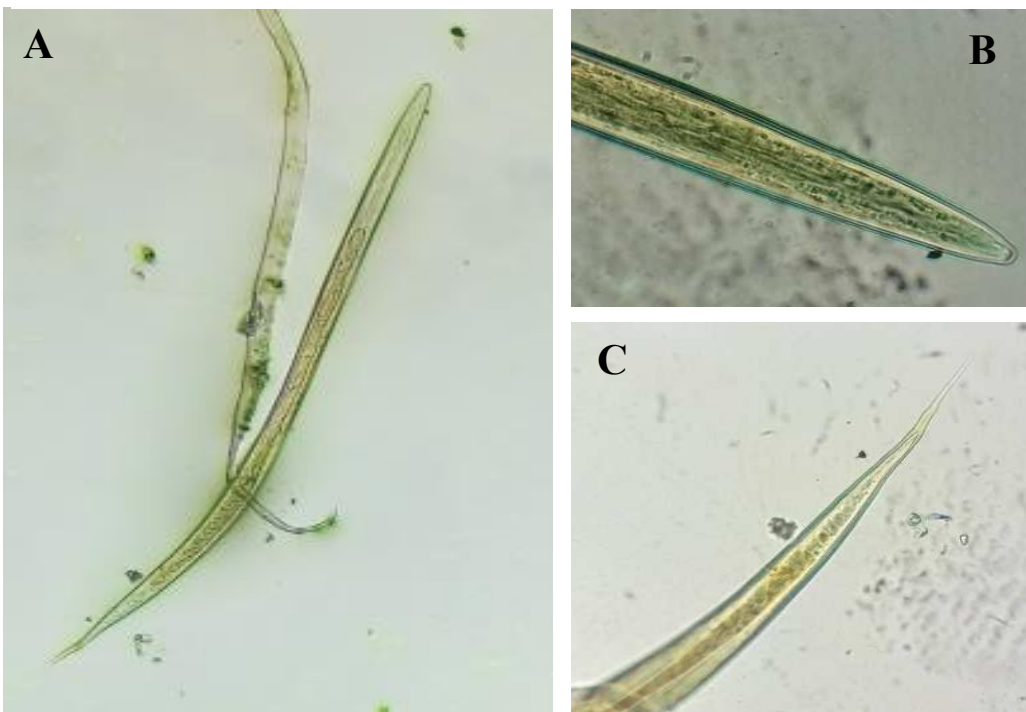
*Larva de Trichostrongylus spp.*



*Nota.* (A) Larva ubicada en ambos bosques (B) Cola corta.

**Figura 32**

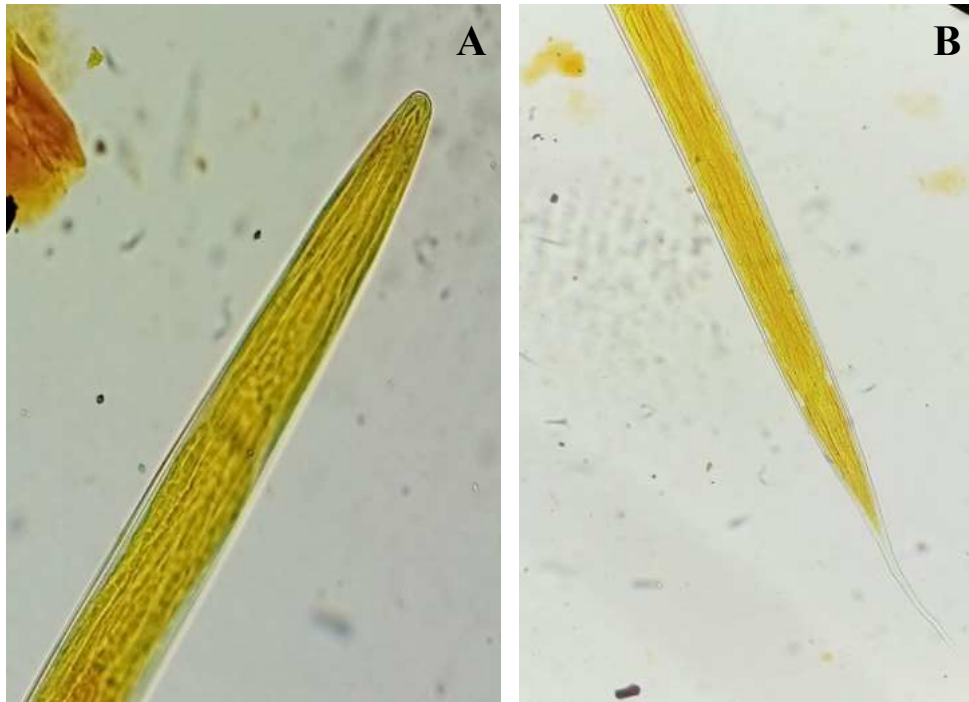
*Larva de Ostertagia spp.*



*Nota.* (A) Larva ubicada en ambos bosques (B) Cabeza, (C) Cola corta.

**Figura 33**

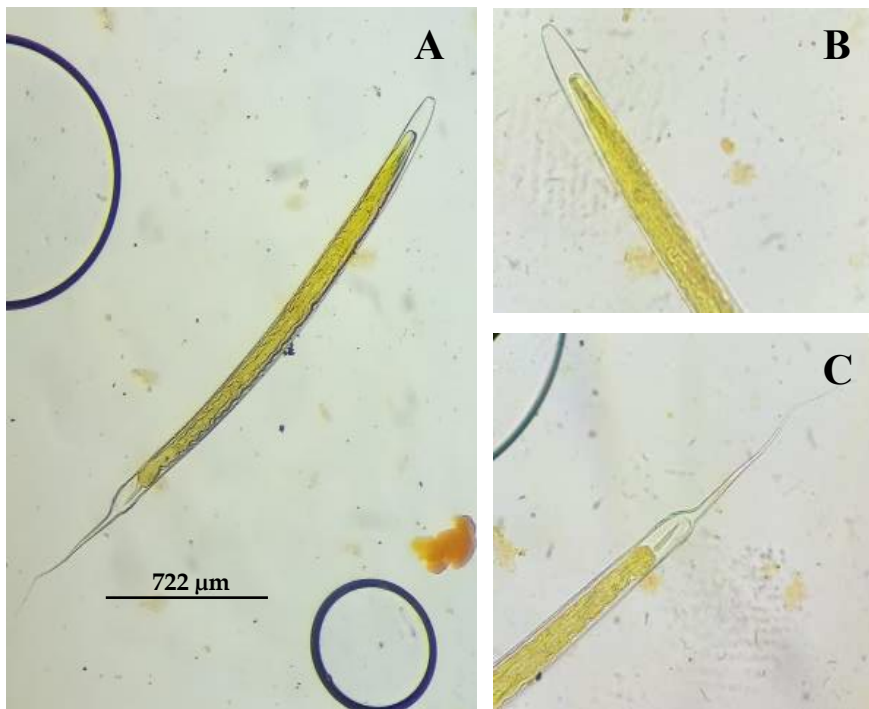
*Larva de Bunostomum spp.*



*Nota.* (A) Cabeza, (B) Cola.

**Figura 34**

*Larva de Nematodirus spp.*



*Nota.* (A) Larvas ubicada en el bosque húmedo tropical, (B) Cabeza de *Nematodirus*, (C) Cola con la muesca.

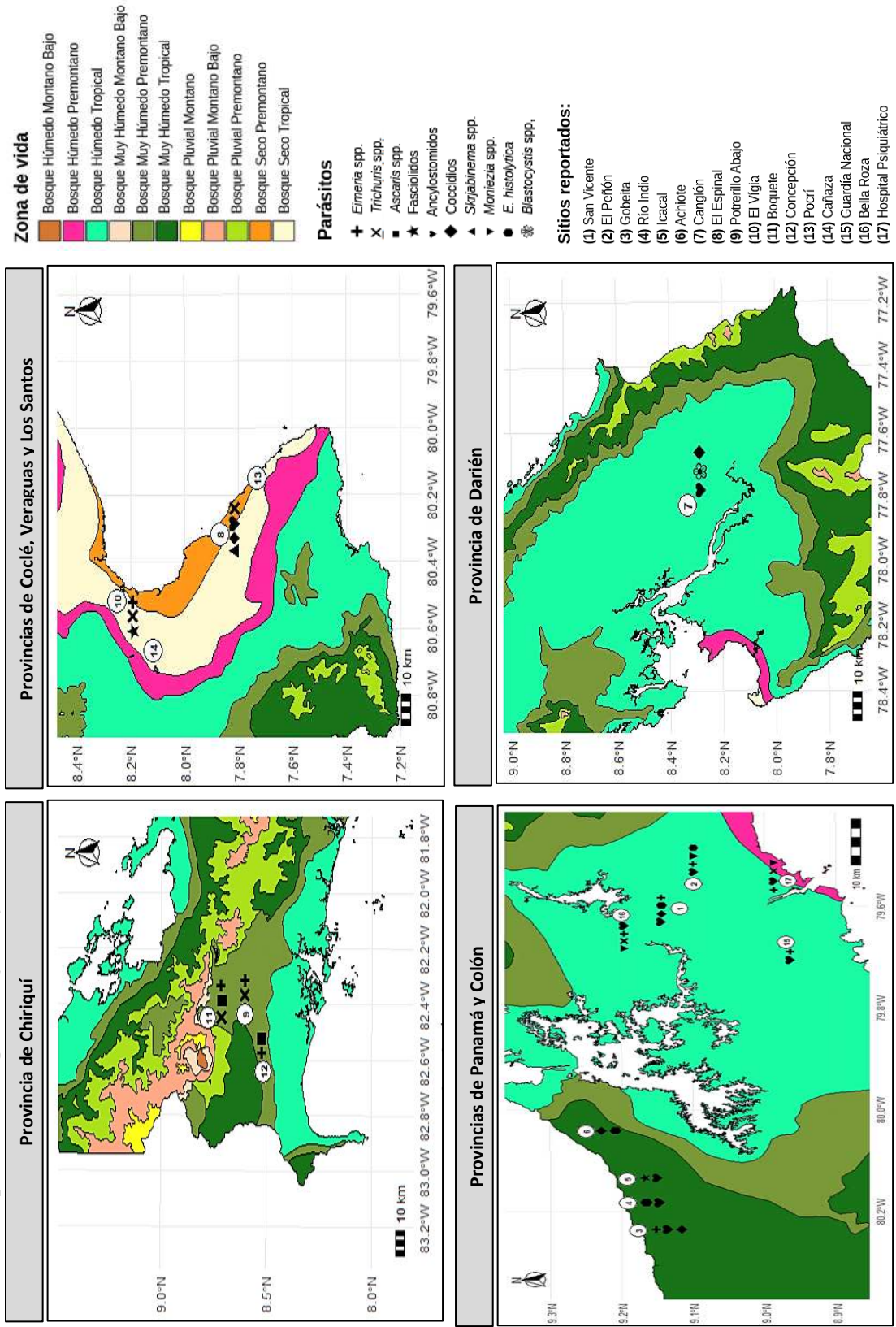
**Figura 35**

*Distribución geoespacial de huevos, quistes y ooquistes de parásitos en caprinos de Panamá*

## Distribución geoespacial de huevo, quistes y ooquistes de parásitos en

*Incluye sitios reportados en estudios previos y en la presente investigación.*

Realizado por: Erika Figueroa (2025)



*Nota.* Los sitios 1 a 8 corresponden a la presente investigación (Figueroa & Degracia Jaen, 2025). El sitio 9 fue reportado por Tazón et al. (2021); el sitio 10 por Garrido (2009); los sitios 11 y 12 por Villareal (1990); los sitios 13, 14 y 8 por Moreno (2012); y los sitios 15, 16 y 17 por Gómez y Pinzón (1983).

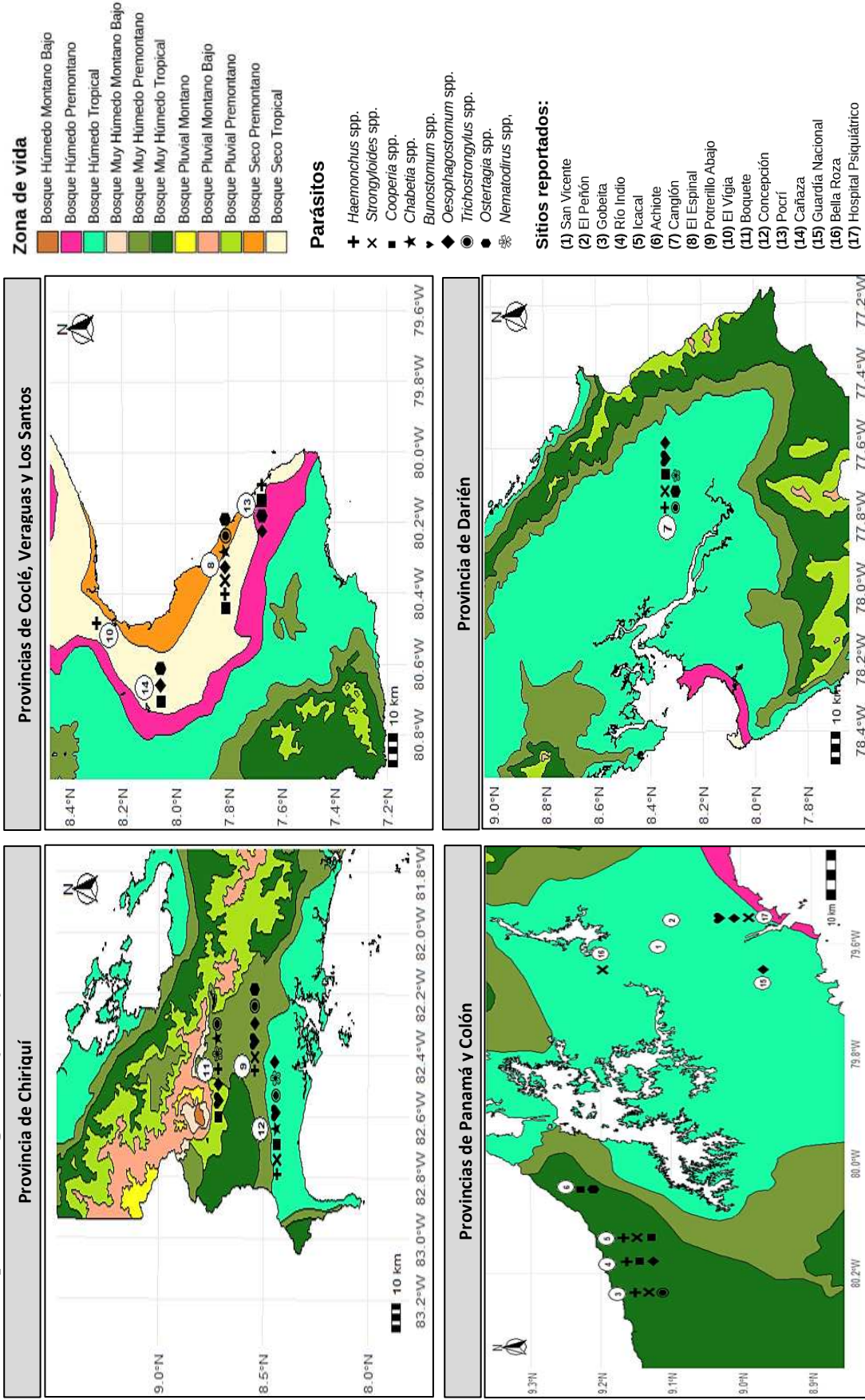
**Figura 36**

*Distribución geoespacial de larvas L3 de nematodos gastrointestinales en caprinos en Panamá*

## Distribución geoespacial de larvas L3 de nematodos gastrointestinales en caprinos

*Incluye sitios reportados en estudios previos y en la presente investigación.*

Realizado por: Erika Figueroa (2025)



*Nota.* Los sitios 1 al 8 corresponden a la presente investigación (Figueroa & Degracia Jaen, 2025). El sitio 9 fue reportado por Tazón et al. (2021); el sitio 10 por Garrido (2009); los sitios 11 y 12 por Villareal (1990); los sitios 13, 14 y 8 por Moreno (2012); y los sitios 15, 16 y 17 por Gómez y Pinzón (1983).