

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL**

**DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN ANIMAL**



**Closantel e ivermectina para el control de nematodos  
gastrointestinales en cabras bajo pastoreo extensivo: análisis de  
eficacia y resistencia**

Por:

**REINA ISABEL GARCÍA VELAZCO**

**TESIS**

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO ZOOTECNISTA**

Saltillo, Coahuila, México

Noviembre 2025

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL  
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN ANIMAL

Closantel e ivermectina para el control de nematodos  
gastrointestinales en cabras bajo pastoreo extensivo: análisis de  
eficacia y resistencia

Por:

REINA ISABEL GARCÍA VELAZCO

TESIS

Que somete a la consideración del H. Jurado Examinador como  
requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRONOMO ZOOTECNISTA

Aprobada por:

Dra. Raquel Olivas Salazar  
Directora

Dr. Fernando Ruiz Zarate  
Co-Director

Dr. Joel Ventura Ríos  
Asesor

M.C. Pedro Carrillo López  
Coordinador de la División de Ciencia Animal

Saltillo, Coahuila, México

Noviembre 2025



## AGRADECIMIENTOS

A **Dios**, por bendecirme con salud, fortaleza y sabiduría para enfrentar cada desafío que se presentó en este camino, por todas las oportunidades que me ha brindado y por permitirme llegar a este momento.

A mis padres, **Ma. Del Socorro** y **Leonardo** quienes siempre creyeron en mí, por su amor, trabajo y sacrificio en todos estos años, por estar siempre al pendiente de mí en todo momento y nunca dejarme sola.

A mi abuelita **Luisa**, quien ya no me acompaña físicamente, pero su voz y recuerdo permanecen vivos en mi corazón

A mi novio y compañero de vida **Jorge Iván**, por tu apoyo incondicional, por motivarme con tus palabras a luchar por mis sueños y sobre todo por brindarme todo tu amor.

A mis hermanos **Marisol** y **Daniel** por su compañía, cariño y apoyo en cada paso del camino.

A mi tío **Fermín**, por brindarme todo el apoyo, por abrirme las puertas de su casa, por sus consejos, palabras de ánimo y por siempre creer en mí.

A mi **Tita**, por nunca dejarme sola y acompañarme en todas las noches de desvelo, por ser mi apoyo emocional.

A mi compadre **Andrés** por impulsarme a entrar a esta maravillosa carrera, por todo el apoyo brindado y palabras de aliento.

A mis amigas **Karen, Daira, Alondra, Natasha, María, Liz, Evelyn, Mayra, Aracely** y **Claudia**, por su apoyo, risas y compañía brindada en estos años porque más allá de ser amigas se convirtieron en mi familia.

A la **Dra. Raquel Olivas Salazar** le agradezco por haberme brindado la oportunidad de hacer este trabajo de investigación, por su apoyo incondicional en la elaboración del mismo; por su confianza brindada en mí, sus consejos, orientación, tiempo y paciencia, por dar sus clases con tanta dedicación y sabiduría.

Al **Dr. Fernando Ruiz Zarate y Dr. Joel Ventura Ríos** por su ayuda en la revisión y asesoría en la elaboración de este trabajo, gracias por formar parte de este trabajo de investigación.

A la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme abierto sus puertas y darme la oportunidad de realizarme como profesionista, gracias “Alma Terra Mater”, siempre te llevare en el corazón.

A todos mis maestros que a lo largo de mis estudios aportaron sus conocimientos invaluables, sugerencias, apoyo, paciencia y motivación.

## **DEDICATORIA**

Este trabajo se lo dedico a mi Dios quien supo guiarme por el buen camino, dándome fuerzas para seguir adelante, siempre llenándome de bendiciones; a mi familia, especialmente a mis padres por el incondicional apoyo, por todo su esfuerzo y cariño, siempre brindándome sus consejos para hacer de mí una mejor persona; a mi abuelita Luisa porque sé que desde el cielo siempre me cuida y me guía para que todo salga bien; a mi compañero de vida Jorge Iván, por sus palabras y su confianza, por su amor y su paciencia; a mi tío Fermín por nunca dudar de mí y tratarme como a una hija más, y a todas aquellas personas que de una u otra manera han contribuido para el logro de mis objetivos.

Y, finalmente, me lo dedico a mí misma, porque este esfuerzo, sacrificio y perseverancia son testimonio de mi fortaleza y determinación. Este triunfo es un recordatorio de lo lejos que puedo llegar cuando creo en mí.

## **CURRICULUM VITAE**

La autora nació el 15 de septiembre del 2000 en Charcas, San Luis Potosí, México.

<b>AÑO</b>	<b>INSTITUCIÓN</b>
2017-2020	Estudios de preparatoria, Prepa en línea SEP, San Luis Potosí.
Semestre Agosto-Diciembre 2025	Prácticas profesionales. Grupo NU-3, Porcicola La Gaby S.A. de C.V. Ayotlán, Jalisco, México.
2021-2025	Ingeniero Agrónomo Zootecnista. División de Ciencia Animal de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo Coahuila, México.

## DECLARATORIA DE NO PLAGIO

Saltillo, Coahuila, noviembre de 2024

DECLARO QUE:

El trabajo de investigación titulado “**Closantel e ivermectina para el control de nematodos gastrointestinales en cabras bajo pastoreo extensivo: análisis de eficacia y resistencia**” es de mi autoría y constituye una producción original. Afirmo que en su elaboración no se ha incurrido en copia, reproducción o utilización de ideas, citas textuales, ilustraciones u otros elementos provenientes de tesis, obras intelectuales, artículos o memorias —en formato digital o impreso— sin la debida referencia y reconocimiento explícito de su fuente o autor.

Asimismo, manifiesto estar plenamente consciente de que, en caso de comprobarse plagio total o parcial, o la violación de derechos de autor, este documento académico quedará automáticamente anulado y sujeto a las sanciones correspondientes que determine el comité editorial y/o las instancias legales competentes. En consecuencia, el trabajo no será susceptible de aprobación ni podrá ser reenviado para evaluación.

Atentamente

Reina Isabel García Velazco

## ÍNDICE DE CONTENIDO

<b>RESUMEN.....</b>	<b>1</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>2</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>3</b>
<b>3.1. Objetivos.....</b>	<b>4</b>
<b>3.1.1. Objetivo general.....</b>	<b>4</b>
<b>3.1.2. Objetivos específicos .....</b>	<b>4</b>
<b>3.1.3. Hipótesis .....</b>	<b>5</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA.....</b>	<b>6</b>
<b>2.1. Situación actual de la caprinocultura.....</b>	<b>6</b>
<b>2.2. Nematodos gastrointestinales (NGI) .....</b>	<b>10</b>
<b>2.3. NGI más comunes en caprinos .....</b>	<b>12</b>
<b>2.4. Características de los principales NGI que afectan a los caprinos 14</b>	
<b>2.4.1. <i>Haemonchus contortus</i>.....</b>	<b>14</b>
<b>2.4.2. <i>Teladorsagia circumcincta</i>.....</b>	<b>16</b>
<b>2.4.3. <i>Trichostrongylus spp</i> .....</b>	<b>17</b>
<b>2.4.4. <i>Nematodirus spp.</i> .....</b>	<b>19</b>
<b>2.4.5. <i>Cooperia spp.</i>.....</b>	<b>20</b>
<b>2.4.6. <i>Strongyloides papillous</i> .....</b>	<b>21</b>
<b>2.4.7. <i>Oesophagostomum spp.</i>.....</b>	<b>22</b>
<b>2.4.8. <i>Trichuris spp.</i> .....</b>	<b>24</b>
<b>2.4.9. <i>Skrjabinema spp</i> .....</b>	<b>25</b>
<b>2.5. Ciclo biológico de los NGI.....</b>	<b>26</b>
<b>2.6. Transmisión de los NGI .....</b>	<b>30</b>
<b>2.7. Diagnóstico de los NGI .....</b>	<b>33</b>
<b>2.8. Tratamientos para el control de los NGI.....</b>	<b>36</b>
<b>2.9. Resistencia antihelmíntica (RA).....</b>	<b>42</b>
<b>2.9.1. Resistencia antihelmíntica en caprinos.....</b>	<b>45</b>

2.9.2. Factores de riesgo para el desarrollo de resistencia antihelmíntica en caprinos .....	46
<b>2.10. Estrategias alternativas para el control de los NGI en caprinos ....</b>	<b>48</b>
2.10.1. Rotación de antihelmínticos .....	49
2.10.2. Desparasitación selectiva (FAMACHA©) .....	49
2.10.3. Uso de plantas con actividad antihelmíntica .....	51
2.10.4. Selección genética de animales resistentes a los NGI.....	52
2.10.5. Manejo del pastoreo .....	52
2.10.6. Uso de vacunas .....	53
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>54</b>
3.1. Área de estudio .....	54
3.1.1. Localización del área de estudio .....	54
3.1.2. Vegetación .....	55
3.1.3. Clima .....	56
3.2. Diseño del experimento.....	56
3.3. Manejo de los animales y tratamientos.....	57
3.4. Muestreos postratamiento .....	58
3.5. Conteo de huevos de nematodos gastrointestinales .....	58
3.6. Coprocultivo para identificación de larvas .....	58
3.7. Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF). ...	59
<b>IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>61</b>
<b>V. CONCLUSIONES .....</b>	<b>68</b>
<b>VI. LITERATURA CITADA .....</b>	<b>69</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Principales nematodos gastrointestinales que afectan al ganado caprino, su localización en el tubo digestivo y la especie. ....	13
<b>Cuadro 2.</b> Prevalencia de NGI con relación a la especie, sexo, edad y condición corporal de los animales. ....	32
<b>Cuadro 3.</b> Resumen con los antihelmínticos utilizados contra nematodos gastrointestinales en caprinos. ....	39
<b>Cuadro 4.</b> Resistencia de los parásitos a los diferentes grupos de antihelmínticos que existen en el mercado. ....	44
<b>Cuadro 5.</b> Distribución de las cabras en los diferentes tratamientos. ....	57
<b>Cuadro 6.</b> Prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) a los siete días postratamiento con ivermectina. ....	62
<b>Cuadro 7.</b> Prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) a los 14 días postratamiento con ivermectina. ....	63

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Importancia de los caprinos en las zonas áridas y semiáridas de México.	8
<b>Figura 2.</b> Ciclo de vida de <i>Haemonchus contortus</i> y otros nematodos gastrointestinales (Olivas-Salazar, 2019).	15
<b>Figura 3.</b> Ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales que afectan a los pequeños rumiantes. En la fase endógena el nematodo se desarrolla dentro del hospedador y en fase exógena el desarrollo ocurre fuera del hospedador (Adaptado de Bautista-Garfias y Aguilar-Marcelino, 2022).	27
<b>Figura 4.</b> Tarjeta FAMACHA© con la descripción grafica sobre las diferentes coloraciones de la conjuntiva ocular de los caprinos.	50
<b>Figura 5.</b> Localización del área de estudio.	54
<b>Figura 6.</b> Tipo de vegetación en el área de estudio.	55
<b>Figura 7.</b> Conteo de huevos por gramo de heces (HPG) registrado el día de la administración del tratamiento antihelmíntico (día 0) y a los 7 y 14 días posteriores al tratamiento en las cabras evaluadas.	61

## RESUMEN

Se evaluó la eficacia del closantel y la ivermectina, administrados individualmente y en combinación, para el control de NGI en caprinos en agostaderos semiáridos del noreste de México. Se realizó un muestreo fecal en cabras mestizas de cuatro a cinco meses de edad para determinar la carga parasitaria mediante la técnica de McMaster. Se seleccionaron 51 cabras con conteos de huevos por gramo de heces (HPG)  $\geq 300$ , las cuales se asignaron aleatoriamente a cuatro grupos: **G1** (n=13): Closantel (5.0 mg/kg de peso vivo); **G2** (n=13): Ivermectina (0.2 mg/kg p.v.); **G3** (n=13): Closantel + Ivermectina (dosis de G1 y G2 de cada antihelmíntico); y **G4** (n=12): Sin tratamiento antihelmíntico. Se realizaron muestreos de heces fecales los días 7 y 14 postratamiento para determinar la eficacia antihelmíntica mediante la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF). El closantel, administrado en forma individual (G1) o en combinación con ivermectina (G3), tuvo una eficacia del 100% en ambas fechas postratamiento, mientras que la ivermectina en forma individual (G2) presentó una eficacia reducida, con un 57.1% y un 59.3% en los días 7 y 14 postratamiento, respectivamente. Estos hallazgos mostraron la presencia de NGI resistentes a la ivermectina en el hato bajo estudio. Los géneros de NGI encontrados fueron *Haemonchus spp.* (63%), *Trichostrongylus spp.* (26%) y *Cooperia spp.* (11%). El uso indiscriminado e inadecuado de la ivermectina ha disminuido significativamente su eficacia en ese rebaño caprino; en consecuencia, este fármaco ya no constituye una opción viable para el control de los nematodos gastrointestinales en dicho hato. El closantel evidenció una alta efectividad frente a los nematodos gastrointestinales, consolidándose como una opción terapéutica confiable; no obstante, su sostenibilidad dependerá de un uso racional y de su integración adecuada dentro de los programas de control parasitario.

**Palabras clave:** Caprinos, Resistencia antihelmíntica, Nematodos gastrointestinales, México.

## ABSTRACT

The efficacy of closantel and ivermectin, administered individually and in combination, was evaluated for the control of gastrointestinal nematodes (GIN) in goats grazing in semiarid rangelands of northeastern Mexico. Fecal sampling was performed in crossbred goats aged four to five months to determine parasite burden using the McMaster technique. A total of 51 goats with fecal egg counts (FEC)  $\geq 300$  eggs per gram were selected and randomly assigned to four groups: G1 (n = 13): Closantel (5.0 mg/kg live weight); G2 (n = 13): Ivermectin (0.2 mg/kg l.w.); G3 (n = 13): Closantel + Ivermectin (doses corresponding to G1 and G2 for each anthelmintic); and G4 (n = 12): Untreated control. Fecal samples were collected on days 7 and 14 post-treatment to assess anthelmintic efficacy using the Fecal Egg Count Reduction Test (FECRT). Closantel, administered alone (G1) or in combination with ivermectin (G3), achieved 100% efficacy at both post-treatment evaluations, whereas ivermectin alone (G2) showed reduced efficacy, with 57.1% and 59.3% on days 7 and 14 post-treatment, respectively. These findings indicate the presence of ivermectin-resistant GIN in the studied herd. The GIN genera identified were *Haemonchus* spp. (63%), *Trichostrongylus* spp. (26%), and *Cooperia* spp. (11%). The indiscriminate and inappropriate use of ivermectin has markedly decreased its efficacy in this goat herd; consequently, this drug is no longer a viable option for controlling gastrointestinal nematodes in this population. Closantel demonstrated high effectiveness against gastrointestinal nematodes, establishing itself as a reliable therapeutic option; however, its long-term sustainability will depend on rational use and its appropriate incorporation into integrated parasite control programs.

**Keywords:** Goats, Anthelmintic resistance, Gastrointestinal nematodes, Mexico.

## I. INTRODUCCIÓN

Diferente a los bovinos y ovinos, las cabras son animales rumiantes que tienen una dieta distinta, dado que ramonean un 80% y pastorean un 20% de su tiempo alimenticio (Hoste *et al.*, 2010). Su alta capacidad de adaptación alimentaria le permite obtener un mayor beneficio que otras especies a partir de forrajes de calidad inferior. Su dieta anual está formada en su mayoría por matorrales, pastos y herbáceas de valor forrajero regular, especies arbustivas y arbóreas. Por su agilidad y facilidad de desplazamiento, puede llegar a lugares que no son accesibles a otros rumiantes (Dias-Silva y Abdalla, 2020).

La presencia de enfermedades en los sistemas de producción caprina se ve favorecida por las condiciones de manejo, especialmente en sistemas de pastoreo extensivo, donde los animales están más expuestos a los parásitos y a la contaminación del medio (Ramos *et al.*, 2023). Las enfermedades parasitarias constituyen uno de los principales problemas sanitarios en los pequeños rumiantes, destacando los nematodos gastrointestinales (NGI) como los agentes más frecuentes (Mpofu *et al.*, 2022). Entre los géneros más relevantes se encuentran *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus* spp. y *Cooperia* spp., los cuales afectan directamente la salud, bienestar y productividad de las cabras (Baker *et al.*, 2023).

La identificación y uso adecuado de antihelmínticos eficaces permite controlar de manera oportuna las poblaciones parasitarias, evitando cuadros de anemia, pérdida de peso, reducción en la producción de leche o carne y, en casos graves, la muerte de los animales (Lifschitz *et al.*, 2024). Sin embargo, el uso indiscriminado o repetitivo de los mismos compuestos ha favorecido la aparición de cepas resistentes de nematodos gastrointestinales (Kaplan y Vidyashankar, 2022).

La evaluación de la eficacia de los antihelmínticos mediante pruebas como la prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF o FECRT por sus siglas en

inglés) permite detectar tempranamente la resistencia y ajustar los programas de desparasitación antes de que se generalice el problema (Rojas-Blanco *et al.*, 2021). De esta forma, se preserva la efectividad de los fármacos disponibles y se optimiza el uso de los recursos en los sistemas productivos caprinos.

En este contexto, el presente estudio plantea los siguientes:

### **3.1. Objetivos**

#### **3.1.1. Objetivo general**

- Evaluar la eficacia del closantel e ivermectina, administrados individualmente y en combinación, para el control de NGI en cabras bajo condiciones de pastoreo extensivo.

#### **3.1.2. Objetivos específicos**

- Evaluar el efecto del closantel sobre la reducción del conteo de huevos fecales de NGI en cabras de doble propósito en sistema de pastoreo extensivo.
- Evaluar el efecto de la ivermectina sobre la reducción del conteo de huevos fecales de NGI en cabras de doble propósito en sistema de pastoreo extensivo.
- Evaluar el efecto de la combinación closantel/ivermectina sobre la reducción del conteo de huevos fecales de NGI en cabras de doble propósito en sistema de pastoreo extensivo.

### **3.1.3. Hipótesis**

El closantel y la ivermectina, administrados solos y combinados, reducirá significativamente el conteo de huevos fecales de nematodos gastrointestinales en cabras bajo pastoreo extensivo.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Situación actual de la caprinocultura

A nivel mundial, alrededor del 90% de la población caprina se localiza en países en desarrollo, donde los rebaños representan un componente esencial de la economía de subsistencia rural y la seguridad alimentaria de las comunidades humanas (FAO, 2024; Rashid *et al.*, 2023). Los caprinos se caracterizan por su alta rusticidad y capacidad de adaptación a condiciones ambientales adversas, logrando sobrevivir y reproducirse bajo temperaturas extremas, períodos de sequía prolongados y disponibilidad limitada de forrajes de baja calidad (Gebreyesus *et al.*, 2023).

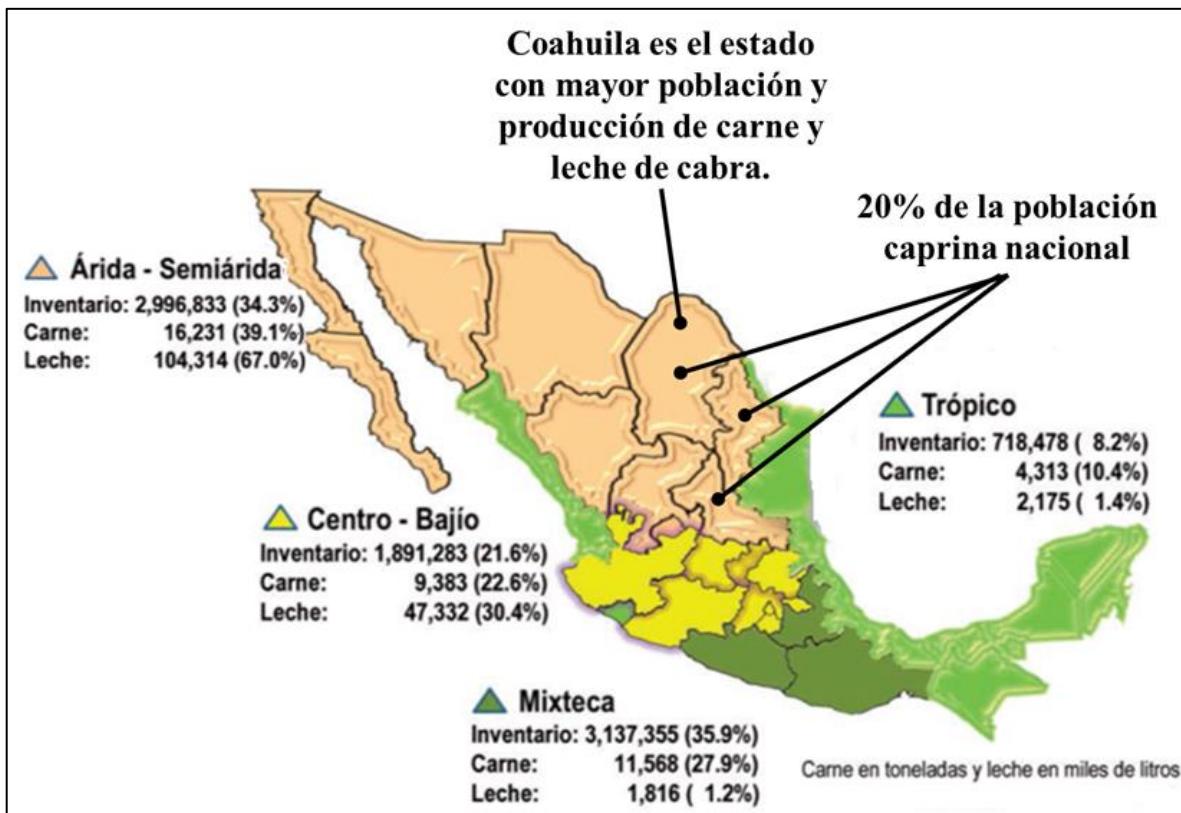
En gran parte de África, Asia y América Latina, los sistemas de producción caprina se desarrollan bajo un modelo extensivo de pastoreo, con escaso o nulo uso de suplementos alimenticios durante la mayor parte del año (Ramos *et al.*, 2023). La población mundial de cabras ha mostrado un crecimiento sostenido durante las últimas dos décadas, impulsado por el aumento de la demanda de carne, leche y productos derivados, así como por los cambios en los patrones de consumo y preferencias alimentarias de la población urbana (Silva *et al.*, 2022; FAO, 2024).

La población caprina en Latinoamérica asciende a unos 36 millones de cabras, de las cuales entre siete y ocho millones se dedican a la producción lechera. El inventario de cabras en México para 2024 se estima en alrededor de 8.8 millones de cabezas, ubicando al país en el puesto número 13 a nivel mundial y en el segundo lugar en América en población caprina. Las principales entidades con mayor población caprina son: Puebla, Oaxaca, San Luis Potosí, Guerrero y Zacatecas. Este sector se distribuye principalmente en las zonas áridas y semiáridas del país (SIAP, 2024).

En 2022, México produjo un total de 40,826 toneladas de carne en canal de caprino, mostrando un aumento del 0.9% respecto al año anterior y un 2.3% por encima del promedio de la última década. En 2022, los estados con mayor producción de carne en canal de caprinos fueron: Zacatecas con 4,495 toneladas, San Luis Potosí con 4,317 toneladas y Coahuila Noreste con un total de 3,965 toneladas.

En el ámbito nacional, la producción de leche de cabra fue de 168 millones 615 mil litros para el año 2022, 1.2 por ciento más que en el año anterior. De acuerdo con cifras del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2024), del total de esa producción Coahuila aportó 46 millones 104 mil litros, Guanajuato contribuyó con 44 millones 408 mil litros y Durango con 24 millones 986 mil litros.

El sector caprino se concentra principalmente en las zonas áridas y semiáridas, que corresponden al 60% del país (Figura 1). Su naturaleza de herbívoros ramoneadores les permite a las cabras alimentarse de una amplia variedad de plantas, incluyendo arbustos y árboles, lo que les da una ventaja en terrenos con vegetación escasa, donde otro tipo de ganado no podría subsistir. Las cabras se adaptan bien a las condiciones adversas de estas regiones, como la escasez de agua y las temperaturas extremas (SAGARPA, 2017).



**Figura 1.** Importancia de los caprinos en las zonas áridas y semiáridas de México.

SAGARPA (2017).

La ganadería caprina y ovina desempeña un papel socioeconómico fundamental en las comunidades rurales de países en desarrollo. En numerosos casos, constituye una actividad complementaria a la agricultura o al trabajo asalariado, siendo una fuente importante de ingresos adicionales, seguridad alimentaria y resiliencia económica para los hogares rurales con recursos limitados. Esta situación es especialmente evidente entre los productores de subsistencia, que carecen de infraestructura y tecnología modernas, y dependen de los sistemas extensivos de pastoreo (FAO, 2024).

Hay numerosas enfermedades importantes que afectan a cabras y ovejas. Sin embargo, ninguna es tan significativa ni supone un peligro tan directo para la salud

de las cabras como los parásitos internos (Kaplan *et al.*, 2023). El precio de la infección por parásitos internos abarca los costos del tratamiento, el descenso en el aumento de peso, disminución de la producción láctea e incluso la muerte animal.

En un ciclo anual, los animales pastan en dos estaciones: una de sequía y otra de lluvia. En el periodo seco, la disponibilidad de nutrientes es más baja y los alimentos con un alto contenido de lignina son predominantes. Como resultado de esto, la ganancia diaria de peso disminuye y en situaciones extremas algunos animales fallecen. Durante la temporada de lluvias, hay más forraje disponible; sin embargo, el clima en este período es más propicio para que las larvas de los parásitos se desarrolle (Charlier *et al.*, 2022).

Los pastizales áridos y otros ambientes secos tienen un menor riesgo de presentar infecciones parasitarias. Los climas cálidos y húmedos son perfectos para que estos parásitos internos sobrevivan, por lo cual los animales enfrentarán más dificultades en estas condiciones climáticas (Munguía-Xóchihua *et al.*, 2018)

Existen diferentes factores ambientales y climáticos que influyen en la presencia y dinámica poblacional de los NGI. El incremento de la temperatura global asociado al cambio climático ha generado condiciones más favorables para el desarrollo y supervivencia de las fases libres de estos parásitos en el ambiente. En particular, las altas temperaturas y la humedad relativa elevada favorecen la eclosión de huevos, el desarrollo larvario y la migración de las larvas infectantes (L3) hacia el pasto, incrementando así el riesgo de infección durante la temporada de lluvias (Morgan y van Dijk, 2023).

## **2.2. Nematodos gastrointestinales (NGI)**

Los nematodos son gusanos que tienen una forma cilíndrica, redonda y filiforme, son dioicos y no segmentados, y se reproducen sexualmente. Existen especies parásitas y otras libres; su morfología es parecida.

Los nematodos gastrointestinales son parásitos que viven en el aparato digestivo de los rumiantes y se les considera de gran importancia para la industria ganadera, especialmente en sistemas extensivos. Los parásitos adultos copulan y producen una gran cantidad de huevos que, junto con las heces, se liberan al entorno. De estos huevos nacen larvas infectantes (L3), que contaminan los pastos, y los animales se contaminan al ingerir pasto que tiene larvas de este estadio (Reyes-Guerrero *et al.*, 2021).

Los nematodos gastrointestinales se alimentan de los tejidos o fluidos del hospedero; algunos, como *Haemonchus contortus*, son hematófagos y se adhieren a la pared del abomaso para alimentarse directamente de la sangre, provocando anemia, debilidad y disminución de la productividad del hospedador (Adduci *et al.*, 2022). Otros nematodos, como *Trichostrongylus spp.* y *Cooperia spp.*, se nutren principalmente de los nutrientes ingeridos por el hospedador, ocasionando pérdida de peso y bajo rendimiento productivo, aunque sin causar anemia evidente (Rojas-Blanco *et al.*, 2021).

Los parásitos gastrointestinales afectan significativamente el bienestar animal y la eficiencia productiva en sistemas tanto intensivos como extensivos, debido a la reducción del crecimiento, la producción de leche y carne, y la alteración del comportamiento alimenticio de los animales (Baker *et al.*, 2023).

Los nematodos gastrointestinales (NGI) afectan de manera significativa la salud y la nutrición del hospedador mediante diversos mecanismos fisiopatológicos. Entre los principales efectos se encuentra la pérdida de nutrientes ocasionada por la ingestión de sangre por parte de los parásitos hematófagos, así como la liberación

de toxinas que interfieren con los procesos metabólicos normales. Además, las infecciones por NGI reducen la capacidad del sistema inmunitario para contrarrestar la infección, al alterar la proliferación y función de las células inmunocompetentes. También se presentan modificaciones en los niveles hormonales y en los péptidos digestivos, lo que repercute en la homeostasis metabólica del hospedador. Por otro lado, durante las etapas fisiológicas de crecimiento, gestación y lactancia, el organismo prioriza las demandas energéticas asociadas a estos procesos por encima de la respuesta inmunitaria, de modo que el estado nutricional influye directamente en el grado de expresión de la inmunidad, afectando la resiliencia y la resistencia frente a las infecciones parasitarias (Olmos *et al.*, 2023)

Las infecciones por nematodos gastrointestinales continúan siendo una de las principales limitantes sanitarias y productivas en la ganadería caprina y ovina. Diversos estudios recientes las consideran los enemigos más importantes a controlar, pues pueden ocasionar reducciones de entre 30% y 50% en la ganancia diaria de peso en cabritos y corderos, además de disminuir la producción de leche entre 15% y 25%, afectando directamente la rentabilidad de los sistemas productivos (Mpfou *et al.*, 2022; González-Garduño *et al.*, 2023).

Asimismo, se ha documentado que los NGI son responsables de pérdidas significativas por mortalidad y morbilidad en crías jóvenes, pudiendo causar hasta el 40%–50% de las muertes durante la etapa de crecimiento en rebaños no desparasitados o con resistencia antihelmíntica (Ramos *et al.*, 2023). Estos datos subrayan la importancia económica y sanitaria de las parasitosis gastrointestinales y la necesidad de estrategias de control integral y sostenible.

Las infecciones por NGI en pequeños rumiantes ocasionan disminuciones en la producción de carne, leche y lana, que pueden oscilar entre 10% y 40%, principalmente por la reducción del consumo de alimento y la eficiencia de utilización de los nutrientes (Charlier *et al.*, 2022). Estas pérdidas derivan del impacto de los NGI sobre el metabolismo proteico, la digestibilidad de la materia seca y la

redistribución de minerales esenciales, afectando la síntesis y el depósito de proteínas y grasa corporal.

De manera concordante, estudios recientes demuestran que las infecciones por NGI reducen significativamente el consumo voluntario y la conversión alimenticia en ovinos y caprinos, lo que se traduce en pérdidas productivas y económicas considerables (Ramos *et al.*, 2023).

En sistemas lecheros caprinos, se ha comprobado que las infecciones subclínicas por NGI disminuyen el rendimiento lácteo entre 8% y 15% y reducen el contenido de proteína y grasa en la leche, afectando directamente la calidad de la materia prima y la eficiencia tecnológica en la elaboración de productos derivados (González-Garduño *et al.*, 2023). Estos efectos evidencian la relevancia económica y sanitaria de las parasitosis gastrointestinales y la urgencia de implementar estrategias sostenibles de control integrado.

### **2.3. NGI más comunes en caprinos**

Los géneros de nematodos que tienen un impacto en los caprinos pueden provocar enfermedades particulares como la hemoncosis, la tricostrongilosis o la nematodirosis. No obstante, los animales se contaminan simultáneamente con distintas especies de nematodos que afectan al aparato digestivo; por este motivo, la patología recibe el nombre de nematodosis gastrointestinal, estrongilosis gastrointestinal, gastroenteritis parasitaria o verminosis gastroentérica (Quiroz, 2013).

La disminución de la producción lechera, la anemia (que se puede detectar a través del sistema FAMACHA), la diarrea y la pérdida de peso son indicios de una infección parasitaria. La apatía, el adelgazamiento y la falta de apetito son también signos de debilidad en los animales, así como los ojos hundidos, debilidad, pelo quebradizo y

sin brillo, y mucosas pálidas. Con respecto a los ectoparásitos, se nota un rascado excesivo, manchas en la piel y caída de pelo como consecuencia del rascado (Mpofu *et al.*, 2022).

Estos parásitos son hallados en diversas zonas del tracto digestivo de los caprinos, desde el estómago hasta los intestinos. Un solo animal puede albergar diferentes géneros de nematodos en sus órganos digestivos (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011)

En el Cuadro 1 muestra los nematodos más importantes que afectan a los caprinos en México.

**Cuadro 1.** Principales nematodos gastrointestinales que afectan al ganado caprino, su localización en el tubo digestivo y la especie.

Localización	Especie
Abomaso	<i>Haemonchus contortus</i>
	<i>Teladorsagia circumcincta</i>
	<i>Trichostrongylus axei</i>
Intestino delgado	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>
	<i>Nematodirus spp.</i>
	<i>Cooperia spp.</i>
	<i>Strongyloides papillosus</i>
Intestino grueso	<i>Oesophagostomum spp.</i>
	<i>Trichuris spp.</i>
	<i>Skrjabinema ovis</i>

(Aguilar y Lorenzutti, 2018).

## **2.4. Características de los principales NGI que afectan a los caprinos**

### **2.4.1. *Haemonchus contortus***

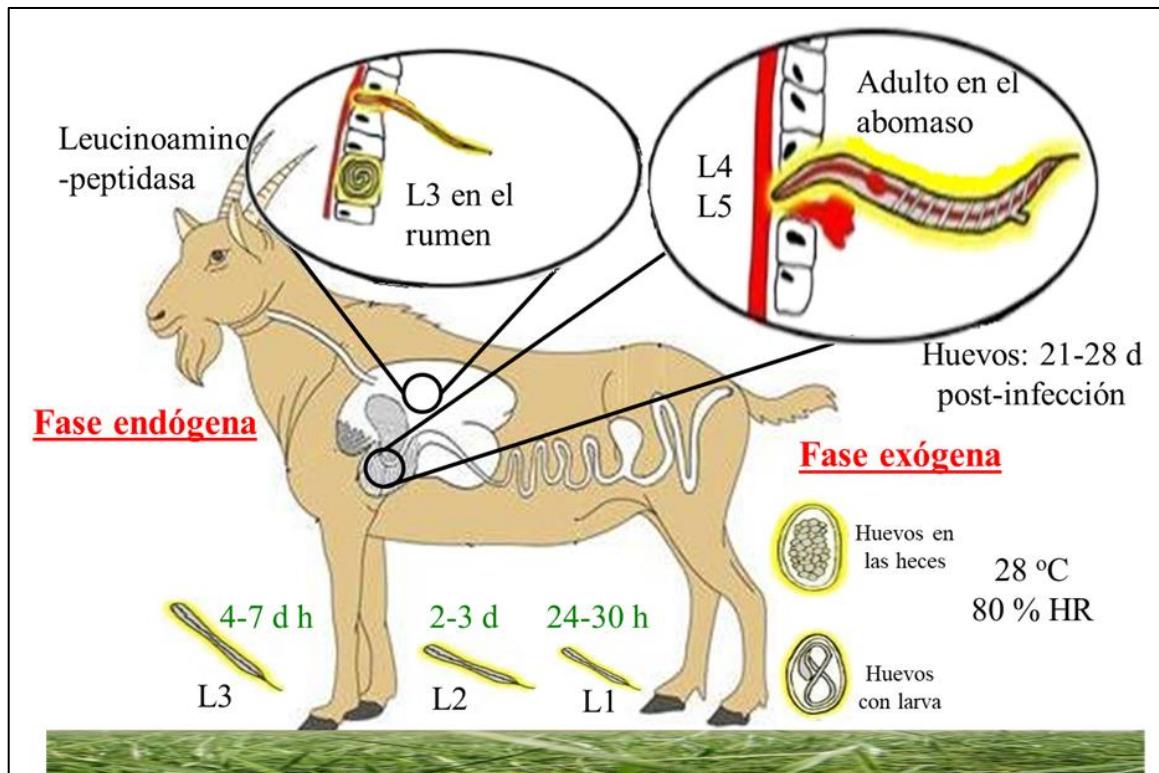
A este nematodo se le puede conocer con diferentes nombres como gusano grande del estómago, gusano contorneado o palo de barbero. Es considerado uno de los nematodos de mayor patogenicidad en rebaños ovinos y caprinos debido a sus hábitos de hematofagia y a su alta prolificidad. Provoca una enfermedad que es conocida como “hemoncosis” esta provoca pérdidas de peso, falta de apetito, disminución de la condición corporal, anemia, debilidad, emaciación, edemas de regiones bajas del cuerpo, susceptibilidad a otras enfermedades y la muerte en animales jóvenes, especialmente este parásito ha desarrollado resistencia a los fármacos (Howell *et al.*, 2008)

Es el nematodo más importante encontrado en el abomaso, capaz de extraer 0.05 mL de sangre por nematodo al día, a causa de la filtración e ingestión de las lesiones, lo que provoca pérdidas de plasma sanguíneo y proteínas; por lo tanto, 2000 larvas extraerían diariamente 100 mL de sangre. Las hembras tienen un tamaño un poco más grande que los machos, su longitud alcanza hasta los 30 mm, y su extremo cefálico es delgado, muestran una pequeña cápsula bucal equipada con un diente o lanceta que les permite succionar sangre del hospedador. Los machos tienen una costilla dorsal asimétrica en la bolsa y espículas de tamaño relativamente pequeño en forma de cuña (Quiroz, 2013)

Las hembras maduras pueden producir hasta 10 000 huevos al día, por lo tanto, los pastos pueden contaminarse muy rápido si no se hace una rotación de potreros frecuentemente o si los animales presentan una alta concentración de parásitos (Zajac, 2013).

Como se muestra en la Figura 2, el ciclo de vida de *H. contortus* y otros nematodos gastrointestinales de rumiantes comprende dos fases bien diferenciadas: una fase endógena o parasitaria, que transcurre dentro del hospedador (en el abomaso o

intestino), y una fase exógena o de vida libre, que ocurre en las pasturas o el medio ambiente. Durante la fase exógena, los huevos eliminados con las heces eclosionan y dan lugar a las larvas de primer estadio (L1), que se alimentan de bacterias y progresan hasta la larva infectante de tercer estadio (L3). Esta última migra al pasto y es ingerida por el hospedador, completando el ciclo (Adduci *et al.*, 2022; Paz *et al.*, 2024).



**Figura 2.** Ciclo de vida de *Haemonchus contortus* y otros nematodos gastrointestinales (Olivas-Salazar, 2019).

La hembra es sumamente prolífica comenzando el llamado "periodo patente de infección" es cuando la hembra inicia la ovoposición liberando entre 5,000 y 10,000 huevos diarios; estos se desplazan por el tracto digestivo y caen al suelo, junto con las heces, lo que inicia el desarrollo de la fase no parasitaria (Amarante *et al.*, 2014).

El huevo comienza a desarrollarse al primer estadio evolutivo L1 en las primeras 24 horas de incubación (Cepeda, 2017). Esto se debe a la secreción de enzimas como la proteasa y la quitinosa, que rompen la membrana externa del huevo, lo que posibilita el desvainé de la larva L1. La duración de la etapa L1 a la etapa L3 está entre los 5 y 14 días, aproximadamente. La etapa L3 es en realidad la fase infectante, las etapas L1 y L2 no pueden infectar a un hospedero porque si éstas son ingeridas por algún animal, los jugos gástricos las destruyen (Quiroz, 2013).

#### **2.4.2. *Teladorsagia circumcincta***

En los rumiantes domésticos, especialmente en el ganado caprino, uno de los géneros más prevalentes es el género *Teladorsagia*, constituyendo la especie *T. circumcincta* el agente parasitario más frecuente en muchas regiones geográficas. Este nematodo gastrointestinal tiene gran capacidad para desarrollarse en climas templados, en bajas temperaturas y puede hibernar en el hospedador durante la cuarta etapa larvaria, en óptimas condiciones, su ciclo de vida dura aproximadamente de 3 a 4 semanas (Cordero *et al.*, 1999).

La patología de la infección por *T. circumcincta* (teladorsagiosis) está asociada con la respuesta inmunitaria a las larvas que se desarrollan en las glándulas gástricas del abomoso, esto daña la capacidad que tiene el intestino para poder digerir los alimentos. Los gusanos adultos sobreviven en el abomoso en pequeñas cantidades y causan pérdida de peso, diarrea intermitente y deshidratación. Estos nematodos miden menos de 14 mm, con una cavidad bucal corta y amplia y dos o tres espículas de corta longitud, generalmente, el extremo distal de la hembra es anillado, los huevos estrongilados se encuentran en el oviyector anfidelfo y la vulva está cubierta por una cutícula llamada solapa vulvar (Bowman, 2011).

Su ciclo de vida es directo y comienza con la ovoposición que es el proceso en el que los huevos, tras ser expulsados a través de las heces, se desarrollan en

condiciones apropiadas hasta L3 en un lapso de 14 días; las L3 se mueven hacia los pastos donde los caprinos consumen el forraje junto con las larvas, estas empiezan a desenfundarse en el rumen y crecen en la cavidad de las glándulas abomasales, en los que se llevan a cabo dos mudas antes de que las glándulas produzcan la L5, para más tarde llegar a la madurez sexual e iniciar con la cópula y producción de huevos por parte de las hembras (Urquhart, et al., 2001).

El ciclo biológico generalmente se termina en dos semanas o se interrumpe su desarrollo en L4, en una condición de hipobiosis de hasta seis meses (Urquhart, et al., 2001).

#### **2.4.3. *Trichostrongylus spp***

En este tipo de nematodos se incluyen especies parásitas que se sitúan en el abomoso e intestino delgado. Suelen ser vermes, delgados y pequeños que miden entre 5 y 8 mm de largo, son muy finos, lo que les hace parecer cabellos, tienen una coloración marrón rojiza, la cutícula es estriada transversalmente, la boca está rodeada por tres labios y la cavidad bucal es lisa. Los machos poseen espículas cortas, retorcidas y fuertes. Son parásitos con una porcióncefálica delgada, sin cápsula bucal ni papillas. Las espículas gruesas son una característica distintiva del género. Entre las especies de este género se encuentran: *axei*, *colubriformis*, *vitrinus* y *capricola* (Junquera, 2017).

### **a) *Trichostrongylus axei***

La única especie que vive en el abomaso es la *Trichostrongylus axei*, y se caracteriza por ser la más pequeña. El macho mide entre 2 y 6 mm de longitud, mientras que la hembra mide entre 4 y 8 mm.

Los *T. axei* causan daño en la mucosa del estómago de los hospedadores, lo que podría dar lugar a gastritis o enteritis con erosión a nivel superficial e hiperemia de la mucosa abomasal, así como diarrea o estreñimiento, pérdida de peso y apetito y debilidad general. Estos síntomas pueden ser agudos si la infección es grande y se desarrolla en un corto periodo de tiempo. La anorexia y la pérdida de proteínas de la mucosa dañada causan una disminución de peso y una hipoproteinemia (Cordero *et al.*, 1999)

Las larvas en desarrollo son enterradas sobre la superficie de las criptas de la mucosa del abomaso, donde se convierten en adultos que producen huevos entre los 18 y 21 días (Cordero *et al.*, 1999). Los gusanos adultos tienen un tamaño pequeño, de alrededor de 5 mm de longitud y una fecundidad baja. Los síntomas clínicos solo aparecen en caso de que haya una infección grave, desnutrición o estrés (Grace, 2023).

### **b) *Trichostrongylus colubriformis***

Es otro parásito frecuente en los caprinos, particularmente en zonas tropicales y subtropicales; su cuerpo es delgado y alargado, con esófago sin estructura bulbosa; se localiza en el intestino delgado donde causa alteraciones digestivas, pérdida de peso y, en casos severos, diarrea oscura asociada a daño de la mucosa intestinal. El macho tiene una dimensión de 4 a 4.5 mm de longitud, y en hembras entre 5 y 7 mm de longitud, con un potencial biótico moderado de excreción entre 100 y 200 huevos por día. Estudios recientes en pequeños rumiantes reportan longitudes de

adultos en el orden de ~6–10 mm, con variación por origen del lote y condiciones del hospedero, y describen daño de la mucosa intestinal y afectación de la absorción posabortiva asociadas a la infección por *T. colubriformis*. Las infecciones naturales presentan cargas promedio de 500 a 3,000 huevos por gramo (HPG) en animales en pastoreo, con picos estacionales durante los períodos húmedos o templados (Bhat *et al.*, 2023).

*T. colubriformis* causa menos mortalidad que *H. contortus* pero tiene efectos comprobados sobre la ganancia de peso, disminución del apetito, así como sobre el peso y la calidad del vellón, esto a causa de las diarreas crónicas que provoca (Bompadre *et al.*, 2023). Las larvas en desarrollo penetran las criptas de la mucosa del intestino delgado (fase histotrópica) para realizar dos mudas antes de emergir como adultos, produciendo huevos entre los 18 y 21 días (Tafere *et al.*, 2022).

Las cabras en zonas rurales son especialmente vulnerables debido a las condiciones de alta temperatura y humedad, que favorecen la supervivencia de estas larvas (Cáceres *et al.*, 2021).

#### **2.4.4. *Nematodirus spp.***

Los nemátodos pertenecientes al género *Nematodirus* se encuentran en el intestino delgado. Los gusanos adultos tienen una longitud de 10 a 25 mm y las hembras de 12 a 29 mm. La parte trasera del cuerpo de las hembras es más gruesa que el anterior, lo cual provoca que la cabeza se vea hinchada. Los huevos son particularmente grandes y tienen un tamaño de 90 x 200 micras (Cordero *et al.*, 1999). La zona anterior tiene estrías transversales, los machos tienen espículas largas y filiformes, pero no tienen gobernáculo. La estructura reproductiva tiene dos úteros funcionales, el extremo final de la cola puede ser fino o tener una espina (Merck, 2007).

Los gusanos no se nutren de sangre, pero causan daño en la mucosa intestinal de manera significativa y ocasionalmente la atraviesan. La enfermedad se distingue por su aparición repentina, deshidratación severa y bajo rendimiento, pueden ocasionar enteritis, diarrea de color verde oscuro a negra, hipoproteinemia, hinchazón en las extremidades, pelaje hirsuto, apatía, disminución del apetito y crecimiento limitado. Las especies que más interesan son: *battus*, *filicollis*, *spathiger* y *helveticus* (Junquera, 2017).

#### **2.4.5. *Cooperia spp.***

*Cooperia spp.* son nematodos gastrointestinales comunes en pequeños rumiantes, especialmente en zonas tropicales y subtropicales. Aunque no son hematófagos, su presencia provoca irritación y daño mecánico en la mucosa del duodeno e intestino delgado, lo que se traduce en pérdida de peso, anorexia y diarrea profusa sin anemia (Paz-Silva *et al.*, 2021).

Entre las especies de mayor relevancia se encuentra *Cooperia curticei*, parásito frecuente en ovinos y caprinos en sistemas de pastoreo (Charlier *et al.*, 2022). Los adultos presentan una coloración rojiza, con cuerpo delgado y extremo anterior ligeramente enroscado, alcanzando aproximadamente 8–10 mm de longitud. Poseen una vesícula céfálica prominente, cutícula con estriaciones transversales y entre 14 y 16 crestas longitudinales. Los machos muestran una bolsa copulatrix con dos rayos laterales anchos y espículas cortas y robustas con una sola punta, sin gubernáculo visible. Las hembras presentan la vulva en la mitad posterior del cuerpo, a veces cubierta por un labio vulvar.

El ciclo biológico es directo, con un periodo prepatente de 12 a 15 días; los adultos se alojan principalmente en los primeros 3–6 metros del intestino delgado. En infecciones masivas, *Cooperia spp.* produce enteritis catarral, diarrea acuosa y

pérdida de condición corporal, sin evidencias de anemia significativa (Charlier *et al.*, 2022).

La mayor parte de ellos habita en los primeros 3 a 6 metros del intestino delgado y tiene un periodo de incubación que dura entre 12 y 15 días. En los casos de infestación masiva por *Cooperia*, se observa anorexia, diarrea abundante y pérdida de peso, pero no hay anemia (Cordero *et al.*, 1999).

#### **2.4.6. *Strongyloides papillosus***

Este parásito es menos frecuente, pero tiene particular importancia en los animales jóvenes, debido a que son más vulnerables, se ubica en el intestino delgado, ahí mismo, el parásito consume los nutrientes del huésped, provocando diarreas graves, desnutrición y un crecimiento limitado, lo que puede llevar a una muerte súbita, es más frecuente en áreas húmedas y cálidas; se trata de un nematodo de tamaño pequeño, que puede tener entre 3.5 y 10 mm de largo, presenta una morfología propia de los parásitos del tipo *Strongyloides*, con un esófago filiforme y una estructura delgada; los machos son pequeños y no cumplen una función parasitaria directa, en cambio las hembras se desarrollan dentro del intestino delgado de huésped, en el que son responsables de la infección. Los huevos son considerablemente más pequeños, midiendo aproximadamente 40-60 × 32-40 µm (Ruiz de Alegría *et al.*, 2017).

Los gusanos adultos se pueden introducir en la mucosa del intestino delgado proximal de los caprinos. Este género cuenta con un ciclo de vida diferente: en el intestino del hospedero las hembras partenogenéticas (producen huevos que se desarrollan sin requerir fecundación por un macho) generan huevos que inician su desarrollo antes de llegar a las heces (Cordero *et al.*, 1999).

Las hembras se desarrollan en la mucosa del intestino delgado, donde ponen huevos con embrión, los cuales son excretados y eclosionan a L1 a 27 °C durante aproximadamente seis horas. Las larvas perjudican la pared intestinal. Esto causa serias inflamaciones (enteritis) y diarrea que puede tener sangre, reducción de apetito, pérdida de peso significativa e incluso la muerte de animales fuertemente contagiados (Quiroz, 2013)

Los huevos tienen unas dimensiones de aproximadamente 25 x 50 micras y, cuando salen del hospedador con las heces, cada uno ya tiene una larva completamente desarrollada que tiene la capacidad de transformarse directamente en larva infectante o en adulto de vida libre. Las larvas infectivas ingresan al hospedador a por medio de la piel, el agua o la hierba (Quiroz, 2013). Las larvas que atraviesan la piel causan dermatitis graves, con picazón intensa, sobre todo en las extremidades (Merck, 2007).

La duración del periodo de prepatencia es de 9 a 14 días (Urquhart, *et al.*, 2001). Cuando entran en el hospedador a través de la piel o la ingestión, se trasladan hacia la tráquea y los pulmones para evolucionar en hembras filiformes o padecer hipobiosis en los tejidos de los hospederos ancianos. Igualmente, las larvas que permanecen inactivas en los tejidos de animales adultos tienen la posibilidad de activarse y desplazarse hacia las glándulas mamarias antes del parto, infectando a los cabritos a través del calostro en un período de tres semanas después del parto, siendo este el principal modo de transmisión de las especies de *Strongyloides* en mamíferos (Bowman, 2011).

#### **2.4.7. *Oesophagostomum spp.***

*Oesophagostomum spp* es un parásito nematodo que es fácilmente visible a simple vista, en su fase adulta los machos miden de 12-16 mm y las hembras de 15-20 mm; se encuentra en el intestino grueso de las cabras, ovejas, vacas y cerdos,

provocando oesophagostomiasis que es una enfermedad que causa una diarrea severa en el hospedero a causa de los daños tisulares que se producen en el intestino grueso de todas las especies de animales que sufren la afección (Bravo, 2019). Las especies *O. columbianum*, *O. asperum* y *O. venulosum* son las especies más comunes en pequeños rumiantes alrededor del mundo, sin embargo *O. columbianum* representa la especie más relevante en ovinos y caprinos (Shohana *et al.*, 2024).

a) ***Oesophagostomum columbianum***

En el individuo adulto, la boca está circundada por una corona radiante; no tiene dientes ni placas de quitina. Su boca es subcilíndrica o corta. Muestra un surco ventral, el tipo de huevo que oviponan las hembras es el estróngilo (Rosales, 2015). Los huevos de *O. columbianum* tienen una membrana exterior y miden aproximadamente 40 x 80 micras. Los vermes adultos están localizados en la parte anterior del colon; pero no se alimentan con sangre (Cordero *et al.*, 1999).

Después de haber sido consumidos con el pasto por el hospedador final, se introducen en la pared intestinal y producen nódulos en cualquier parte entre el intestino delgado y el grueso. La absorción de agua y nutrientes ocurre en estas partes del sistema digestivo, por lo que estas funciones no se realizan de forma exitosa. Despues de aproximadamente una semana, dejan los nódulos y se trasladan al colon, donde se reproducen y completan su desarrollo a la edad adulta (Cordero *et al.*, 1999).

La presencia de edema submandibular y anemia son rasgos distintivos de la oesofagostomosis. La infección aguda es el producto de la invasión de la larva en la mucosa intestinal durante la fase prepatente. La diarrea es un indicativo clínico habitual de la existencia de estos nematodos gastrointestinales y puede ir acompañada de disminución de peso. Presenta diarrea intermitente junto con la

reducción del deseo de comer. En situaciones más graves, puede ir acompañado de anemia y emaciación (Rosales, 2015).

En el diagnóstico clínico se observa la presencia de mucosidad en las heces. Esto ocurre a causa de la irritación del intestino grueso. El animal también se muestra con inapetencia y al realizar un diagnóstico en laboratorio se observarán huevos de tipo estróngilo en las heces fecales, (Rosales, 2015).

#### **2.4.8. *Trichuris spp.***

Son nematodos intestinales que infectan a los caprinos y a muchos otros mamíferos, tanto domésticos como silvestres. *T. globulosa*, *T. discolor*, *T. ovis* son las especies que parasitan a las cabras y ovejas. En la etapa adulta pueden ser observados a simple vista. Los machos miden de 50 a 80 mm y las hembras de 50 a 70 mm de largo, son de color amarillento (Cordero *et al.*, 1999).

Los machos no tienen bolsa copulatriz y solo muestran una espícula larga y estrecha. Las hembras tienen una vulva en la zona próxima a la unión entre la parte anterior delgada y la posterior gruesa del cuerpo. Tienen un sistema reproductivo monodélfico, y su cola es corta y redonda (Cordero *et al.*, 1999).

La trichurosis es una enfermedad parasitaria provocada por el llamado gusano látigo, que se caracteriza por tener la parte posterior del cuerpo más ancha y la parte delantera filiforme (Cordero *et al.*, 1999)

Los huevos tienen una forma de tonel característica, son amarillentos y marrones, miden alrededor de 40 x 70 micras. Cuando el animal se alimenta de forraje o agua contaminada, ingiere huevos que contienen larvas infectivas. Después de llegar al final del intestino delgado, las larvas emergen del huevo y se quedan allí por un periodo de 2 a 10 días previos a mudarse al ciego, donde terminan su desarrollo en adultos y se reproducen (Cordero *et al.*, 1999)

Los signos más relevantes que aparecen son edema y congestión de la mucosa cecal (capa de revestimiento interna del ciego), junto con diarrea y anemia, pérdida de peso gradual y bajo rendimiento (Merck, 2007)

#### **2.4.9. *Skrjabinema spp***

*Skrjabinema* es un género de nematodo, o gusano redondo, parásito intestinal que predomina en ovinos y caprinos. Existen en todo el mundo, pero su frecuencia no es alta y varía mucho de una región a otra. Las especies con mayor importancia son: *Skrjabinema ovis*, *Skrjabinema caprae* y *Skrjabinema alata*. Se encuentran en el intestino grueso (ciego), los adultos no miden más de 10 mm de largo, un gran bulbo esférico es el final del esófago. El macho cuenta con una espícula única. Los huevos, que normalmente se hallan en la piel alrededor del ano del hospedador, tienen un tamaño de aproximadamente 35 x 55 micras e incluyen una larva en su interior. Posee un ciclo de vida directo, las hembras colocan los huevos fertilizados en la zona perianal del hospedador. Se desprenden del hospedador y los otros hospedadores los consumen al pastar. Las larvas emergen en el intestino delgado y luego se trasladan al intestino grueso, donde terminan su desarrollo aproximadamente 25 días después de la infección (Melnichuk y Reshetilo, 2020)

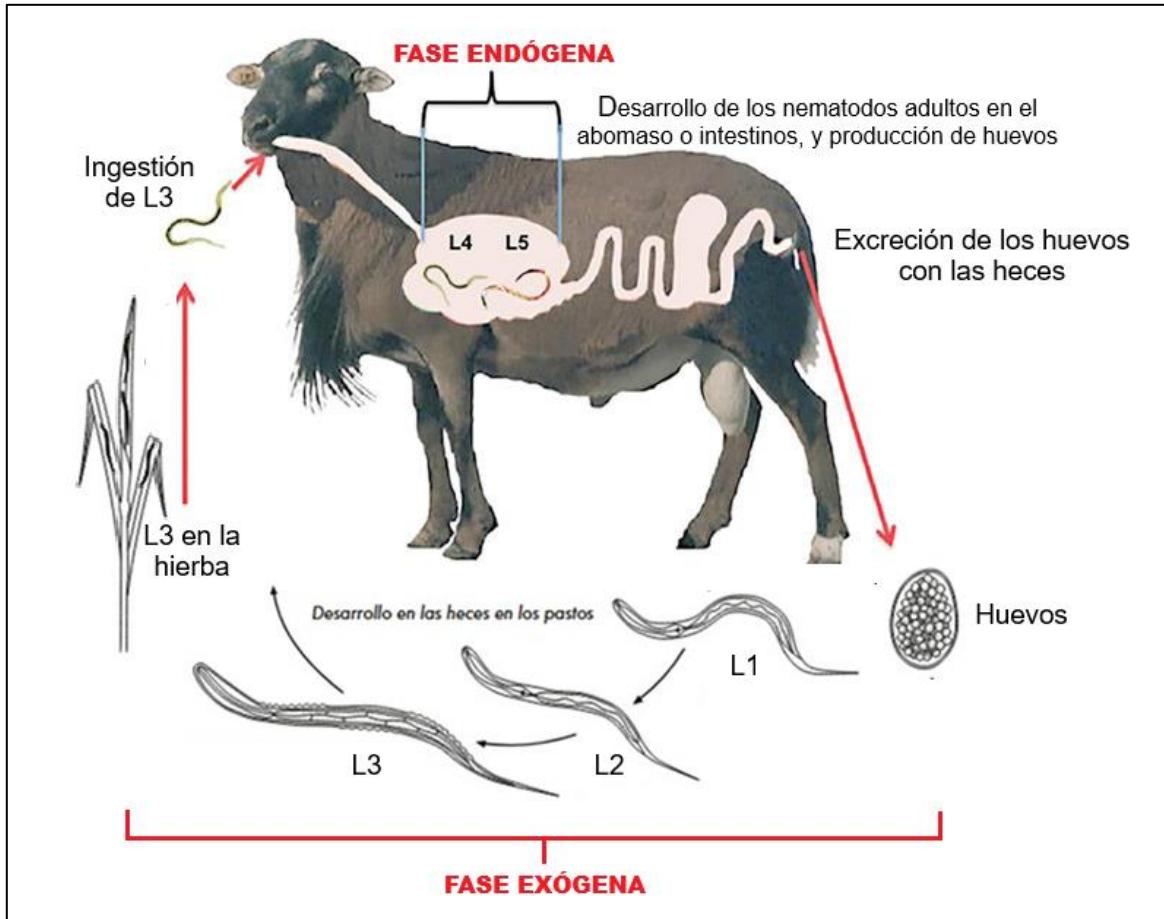
*Skrjabinema ovis* (en ovejas) y *Skrjabinema caprae* (en cabras) son oxiuros no patogénicos, los adultos viven en el recto y ano; los huevos no se observan rutinariamente en flotación coprológica, pero se pueden detectar mediante adhesivo en la región perianal. Las hembras migran a la región anal del hospedador y ponen los huevos en la zona perianal, donde su desarrollo hasta la fase infectiva se lleva a cabo rápidamente. Los huevos esparcidos en entornos con temperatura y humedad propicias pueden transformarse en un foco constante de infección bucal. *Skrjabinema ovis* parasita el ciego y colon de pequeños rumiantes a nivel mundial y, en general, se considera de baja patogenicidad. Las hembras migran a la región perianal del hospedador para ovipositar; los huevos embrionados rápidamente bajo

condiciones favorables y la infección subsecuente ocurre por ingestión de huevos (ciclo directo). En caprinos, *Skrjabinema* spp. se ha reportado en distintos países en sistemas de pastoreo. (Palomino-Guerrera *et al.*, 2024).

## 2.5. Ciclo biológico de los NGI

Los NGI atraviesan fases fisiológicas desde el huevo hasta la adultez, en el momento en que generan huevos e infectan a otros animales o reinfectan a su hospedador (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

La mayor parte de los nematodos tienen un ciclo de vida directo, lo que significa que no requieren la ayuda de otros animales para finalizarlo. Este ciclo se divide en dos etapas: la endógena y la exógena (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011). Su ciclo vital tiene una duración de aproximadamente 20 a 25 días (Figura 3).



**Figura 3.** Ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales que afectan a los pequeños rumiantes. En la fase endógena el nematodo se desarrolla dentro del hospedador y en fase exógena el desarrollo ocurre fuera del hospedador (Adaptado de Bautista-Garfias y Aguilar-Marcelino, 2022).

El ciclo de vida de los NGI involucra una fase parasitaria sobre el hospedero (fase endógena) y otra no parasitaria que es en los pastos (fase exógena). Los parásitos en estadio adultos (hembras y machos) copulan dentro estómago y/o intestinos del hospedador y las hembras producen huevos. Los huevos salen mezclados y expulsados con las heces (iniciando la fase exógena) en fase de blástula con un número variable de blastómeros (16-32), según la especie. *Nematodirus* se reconoce fácilmente por su tamaño y por tener 8 blastómeros. La excreción de huevos es variable y depende del hospedador (edad, estado inmunitario,

consistencia fecal) y del parásito (prolíficidad de las hembras). Algunos nematodos son muy prolíficos (*Haemonchus*: 5000-10000 huevos/día); moderadamente prolíficos (*Trichostrongylus*: 100-200 huevos/día); y pocos prolíficos (*Nematodirus*: 50 huevos/día) (Cordero *et al.*, 1999). Si las condiciones climáticas del medio son favorables: tipo de vegetación, época del año, temperatura, humedad y oxígeno, en el interior de los huevos se desarrolla la larva en estadio I (L1); este huevo eclosiona en la materia fecal y muda dos veces pasando a larva de estadio II (L2) y a larva de estadio III (L3), que ya es infectante. La supervivencia de la larva L3 está en relación con la temperatura ambiente, la reserva alimenticia, la humedad y la depredación por parte de otros animales. En condiciones óptimas de humedad y temperatura se puede formar la L3 en 5-14 días. La L3 retiene la cutícula de la fase anterior y emigra a la hierba donde permanece hasta ser ingerida por un hospedador. En el caso de *Nematodirus spp* las fases larvarias L1 a L3 se desarrollan en el interior del huevo, hasta que éste eclosiona liberando la larva infectante L3. Los animales se infectan al ingerir hierbas con larvas de estadio L3. La fase endógena del parásito comienza precisamente con la ingestión de las larvas L3 y concluye con el desarrollo de los parásitos al estadio adulto. Tras la ingestión, las larvas pierden la vaina en el interior del aparato digestivo del animal, por diversos estímulos del hospedador (amortiguador bicarbonato-CO<sub>2</sub>, CO<sub>2</sub> gaseoso, etc.). Este estímulo hace que la larva segregue un fluido de muda que actúa sobre la cutícula provocando su ruptura, con lo que la larva, ayudada por sus movimientos, puede salir la larva en estadio L4. Una vez en la mucosa, las larvas mudan otra vez y pasan al estadio L5 en el interior de las glándulas o profundamente entre los espacios de las vellosidades intestinales, según las especies de nematodos. Posteriormente, las larvas L5 salen al lumen y alcanzan su madurez sexual convirtiéndose en parásitos adultos en un periodo de 15 a 21 días. En el caso de *Nematodirus* las larvas no penetran en la mucosa, permanecen entre las vellosidades y alcanzan su madurez sexual en el periodo prepatente de 21 a 26 días (Quiroz, 2013). Ya como parásitos adultos, los nematodos machos copulan con las hembras, y estas últimas comienzan a producir

huevos, cerrándose el ciclo. Las hembras parásitas comienzan a depositar huevos entre los 21 y 28 días post infección (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

En determinadas circunstancias, el desarrollo larvario en el hospedador puede detenerse durante cuatro o cinco meses. El fenómeno denominado hipobiosis o inhibición larvaria, tiene lugar cuando las condiciones ambientales son adversas (meses fríos o estaciones secas). Parece que la capacidad de inhibición del desarrollo es un carácter heredable, por lo que se considera una adaptación del parásito a la resistencia del hospedador, a factores ambientales adversos, o a ambos a la vez. También influye la edad del hospedador, al igual que la exposición previa. En ausencia de hipobiosis, la duración de la prepatencia es alrededor de 20-25 días.

El pastoreo es el principal método de infección en los pequeños rumiantes. Las larvas que los rumiantes pequeños consumen con el pasto requieren un mínimo de tres semanas para transformarse en gusanos en estado sexual maduro y liberar huevos. Los huevos llegan al pasto al ser excretados por los animales. Despues de tres fases larvarias, se transforman en larvas infecciosas en un periodo de aproximadamente 14 días. Estas se liberan de los excrementos, ya sea de manera pasiva o activa (por ejemplo, mediante la lluvia o las pisadas), y son consumidas por los pequeños rumiantes a través del forraje de los pastizales. Las larvas que causan infecciones son muy resistentes y pueden sobrevivir en el pasto durante meses, dependiendo del clima. A veces incluso logran resistir en zonas con inviernos de temperaturas frías o veranos de temperaturas cálidas (Bautista-Garfias y Aguilar-Marcelino, 2022).

## 2.6. Transmisión de los NGI

La transmisión de nematodos gastrointestinales más frecuente es la de heces-pasto-boca, que necesita que el suelo y el pasto estén en condiciones apropiadas. La humedad de la pradera es la que determina esto. Si el suelo tiene un alto nivel de humedad, las larvas de nematodos gastrointestinales pueden desarrollarse y sobrevivir con más facilidad, lo cual incrementa la carga parasitaria de los caprinos. Por otro lado, si el suelo tiene una baja humedad, las posibilidades de supervivencia de las larvas disminuyen (Quiroz *et al.*, 2011).

Los nematodos de los géneros *Ostertagia*, *Nematodirus* y *Trichostrongylus* depositan sus huevos durante el verano. Las parasitosis y la neumonía presentan una mayor incidencia durante la temporada de lluvias, lo que disminuye la productividad del rebaño en dicho periodo. Los huevos y larvas de los nematodos gastrointestinales son poco resistentes a la desecación y sobreviven escasamente en condiciones de sequedad. La infección en caprinos y ovinos ocurre cuando los animales ingieren las larvas infectantes de tercer estadio (L3) al consumir forraje contaminado. Las infecciones por nematodos pueden transmitirse de una temporada favorable a otra dentro del hospedador, lo que explica la persistencia de estos parásitos incluso durante la estación seca, cuando las condiciones ambientales del área de estudio impiden el desarrollo y la supervivencia de sus etapas pre-parasíticas (Besier *et al.*, 2016).

El nivel de contaminación de los pastos con larvas infectivas (L3) de *Haemonchus contortus* y otros nematodos gastrointestinales (NGI) varía significativamente con las condiciones climáticas. El mayor grado de infestación se presenta durante la época lluviosa, cuando la humedad y la temperatura favorecen el desarrollo y migración de las larvas desde las heces hacia el pasto. Por el contrario, durante la estación seca, la cobertura vegetal disminuye y las larvas quedan expuestas a la desecación y radiación solar, provocando una elevada mortalidad o migración a capas más profundas del suelo (Rose *et al.*, 2023).

Los NGI han desarrollado estrategias adaptativas que les permiten sobrevivir bajo sequías recurrentes o condiciones adversas, particularmente en zonas áridas y semiáridas. Entre ellas destacan la resistencia estructural de la cutícula larvaria y la capacidad de entrar en hipobiosis o arresto del desarrollo cuando las condiciones ambientales no son favorables. Este mecanismo permite que los huevos o larvas reactiven su desarrollo una vez que se restablecen la humedad y temperatura óptimas, asegurando la continuidad del ciclo parasitario (Paz *et al.*, 2024).

Asimismo, factores como el tipo de hospedador, el sexo, la edad, la condición corporal y la raza influyen significativamente en la presentación de infecciones por nematodos gastrointestinales (Badaso y Addis, 2015; Yimer y Birhan, 2016). La raza y el estado nutricional son factores determinantes en la susceptibilidad a la nematodiasis gastrointestinal. Los animales criollos o nativos tienden a mostrar una mayor resistencia o tolerancia frente a las infecciones parasitarias, atribuida a su adaptación al entorno y al desarrollo de una inmunidad adquirida y más eficiente frente a los nematodos gastrointestinales. En contraste, las razas altamente productivas o especializadas suelen ser más susceptibles a la infección y presentan mayores pérdidas de peso y productividad bajo condiciones de pastoreo (Mouton *et al.*, 2024).

Además, un estado nutricional adecuado, especialmente en proteínas, minerales y energía metabolizable, fortalece la respuesta inmunitaria del hospedador, reduciendo la carga parasitaria y la excreción de huevos en las heces (Saddiqi *et al.*, 2023).

Yimer y Birhan (2016) reportan que la prevalencia de infección por NGI es mayor en animales con condición corporal deficiente (67.6%) en comparación con aquellos con condición corporal media (37.1%) o buena (31.4%). Además, los animales con pobre condición corporal presentan un riesgo 4.17 veces superior al de los animales con buena condición corporal, mientras que los de condición corporal media muestran un riesgo 3.54 veces más alto (Cuadro 3).

**Cuadro 2.** Prevalencia de NGI con relación a la especie, sexo, edad y condición corporal de los animales.

Variables	No. de animales examinados	No. de positivos (%)	X <sup>2</sup> (P)	Proporción de probabilidades (95% IC)
<b>Sexo</b>				
Macho*	188	68 (36.2)		
Hembra	196	94 (48.0)	0.47 (0.02)	1.67 (1.07-0.14)
Total	384	162 (42.2)		
<b>Especie</b>				
Caprina*	149	51 (34.2)		
Ovina	235	111 (47.2)	6.3 (0.012)	1.72 (1.32-0.21)
Total	384	162 (42.2)		
<b>Edad</b>				
Adulto*	212	70 (33.0)		
Joven	172	92 (53.5)	16.3 (0.000)	2.28 (1.51-3.45)
Total	384	162 (42.2)		
<b>Condición corporal</b>				
Buena*	51	16 (31.4)		
Media	259	96 (37.1)	13.6 (0.000)	3.54 (2.1-6.12) *
Pobre	74	50 (67.6)	24.8 (0.004)	4.17 (1.95-8.90)
Total	384	162 (42.2)		

\* El factor determinante, estadísticamente significativo a un IC del 95%.

Yimer y Birhan (2016)

## **2.7. Diagnóstico de los NGI**

Las parasitosis por nematodos gastrointestinales (NGI) en pequeños rumiantes se expresan clínicamente mediante anemia, diarrea, pérdida de condición corporal y, en casos graves, muerte del hospedador (Kimeli *et al.*, 2025). Para una intervención eficaz es imprescindible confirmar la presencia de NGI mediante un diagnóstico preciso e identificación adecuada de los parásitos (Sabatini *et al.*, 2023). El diagnóstico se basa en el reconocimiento del agente etiológico o de sus formas evolutivas. Dado que las heces representan una fuente rica de información sobre parásitos endógenos, el examen coprológico es una herramienta fundamental para diagnosticar los diferentes géneros de NGI. Por lo general, la recolección de muestras en ovinos y caprinos se realiza individualmente por vía rectal (Tachack *et al.*, 2022).

### **2.7.1. Examen coproparasitoscópico**

Esta técnica implica la observación macroscópica y microscópica de las heces en busca de parásitos. Se distinguen dos tipos de técnicas coproparasitoscópicas: cualitativas (que indican presencia o ausencia de parásitos) y cuantitativas (que permiten estimar la intensidad de infección y su correlato clínico) (Sabatini *et al.*, 2023).

### **2.7.2. Examen macroscópico**

Examinar las heces a simple vista puede revelar la presencia de parásitos adultos que son expulsados en las heces de los animales. Además, se deben registrar características de la muestra como consistencia, color, presencia de sangre o moco, así como el tiempo transcurrido desde la toma de la muestra (Kimeli *et al.*, 2025).

### **2.7.3. Examen microscópico**

Este examen es muy importante para el diagnóstico de los parásitos, así como para determinar el género de éstos. Para el diagnóstico del género de nemátodos, la técnica de flotación es comúnmente empleada: se utiliza una solución de densidad mayor que el agua para que los huevos floten mientras los desechos fecales sedimentan. Las soluciones frecuentemente usadas comprenden sulfato de zinc, sulfato de magnesio, sal común o azúcar; la densidad típica oscila entre 1.120 y 1.360, dependiendo de la concentración del soluto y la temperatura (Vieira *et al.*, 2021).

### **2.7.4. Técnica McMaster**

La técnica de McMaster es una técnica coproparasitoscópica cuantitativa usada para determinar la presencia y la cantidad de huevos de NGI y ooquistes de protozoario en la materia fecal de los animales. Esta técnica utiliza cámaras de conteo que posibilitan el examen microscópico de un volumen conocido de suspensión fecal. La técnica de Técnica de McMaster es un método coproparasitoscópico cuantitativo utilizado para determinar el número de huevos por gramo (HPG) de nemátodos gastrointestinales en heces. Consiste en el uso de cámaras de conteo que permiten examinar un volumen conocido de suspensión fecal (por ejemplo,  $2 \times 0.15$  ml). Se prepara una suspensión heces-líquido de flotación con peso y volumen conocidos, lo que permite calcular HPG mediante un factor de conversión. Las cantidades son elegidas de tal manera que la cuenta de huevos fecales puede ser fácilmente derivado al multiplicar el número de huevos dentro de las áreas marcadas por un simple factor de conversión. La cámara de McMaster tiene dos o más componentes, cada uno marcado con un grabado sobre la superficie superior. Cuando la cámara se llena con una suspensión de heces en fluido de flotación, la mayoría de los detritos se van al fondo mientras los huevos de

nemátodos flotan, en donde son observados fácilmente y contados los que están dentro de la rejilla (Vieira *et al.*, 2021).

#### **2.7.5. Técnica de cultivo larvario**

Debido a que muchos de los huevos de NGI son muy parecidos, es difícil determinar el género del parásito. Cuando se requiere identificar el género de NGI es necesario obtener larvas de tercer estadio y observarlas al microscopio para distinguir, entre otras características, su tamaño, estructura, morfología de cabeza y cola y número de células intestinales (Van Wyk y Mayhew, 2013).

El coprocultivo (o cultivo larvario) consiste en proporcionar a las heces con huevos condiciones de humedad, temperatura y oxigenación para que se desarrolle hasta la larva de tercer estadio (L3), tal y como ocurriría en el ambiente natural del pastizal o suelo (Sabatini *et al.*, 2023).

En el caso particular del nematodo *Haemonchus contortus*, por su carácter hematófago, los signos de anemia en los animales permiten establecer un diagnóstico indirecto. Esto se puede hacer mediante la medición del volumen del paquete celular de glóbulos rojos (hematócrito/VPC), la determinación de la hemoglobina sanguínea y la observación y valoración del color de la conjuntiva ocular mediante el sistema FAMACHA (Ndlela *et al.*, 2023).

## **2.8. Tratamientos para el control de los NGI**

El control de los NGI puede hacerse a través de sustancias químicas convencionales de varias clases, contra las cuales existen ya cepas de NGI resistentes a sus efectos (Jabbar *et al.*, 2006):

- a) Benzimidazoles
- b) Imidazotiazoles
- c) Tetrahidropirimidinas
- d) Lactonas macrocíclicas
- e) Salicilanilidas
- f) Amino-acetonitrilos

### **2.8.1. Benzimidazoles (BZ)**

Los benzimidazoles, como el albendazol, fenbendazol, oxfendazol, son útiles cuando la población es susceptible; la eficacia frente a *Haemonchus contortus* varía y está condicionada por la frecuencia de alelos de resistencia  $\beta$ -tubulina. En infecciones experimentales controladas, la respuesta en cabras puede diferir levemente de la oveja si se aplican dosis etiquetadas para ovino (riesgo de subdosificación en caprinos). Por ello, la verificación con FECRT es clave antes de “confiar” en BZ como monoterapia. Los benzimidazoles continúan empleándose ampliamente; sin embargo, su eficacia frente a *Haemonchus contortus* se ha reducido en diversas regiones por la aparición de resistencia asociada a mutaciones en el gen de la  $\beta$ -tubulina (Babják *et al.*, 2024).

### **2.8.2. Imidazotiazoles**

Los imidazotiazoles como el levamisol mantiene buena eficacia en múltiples escenarios de campo y, en análisis comparativos recientes, suele superar a varios BZ en reducción de huevos; es una opción valiosa cuando hay sospecha de resistencia a BZ o lactonas macrocíclicas. Los imidazotiazoles, como el levamisol, muestran una eficacia superior en varios estudios de campo, siendo una alternativa importante en sistemas donde se ha documentado resistencia a benzimidazoles o lactonas macrocíclicas (Packianathan *et al.*, 2023).

### **2.8.3. Lactonas macrocíclicas (LM)**

Las lactonas macrocíclicas (ivermectina, moxidectina, doramectina, eprinomectina): su eficacia es muy variable por la expansión global de resistencia; en caprinos lecheros la eprinomectina (pour-on e inyectable) está aprobada en varios países, pero ya se han documentado fallas (FECR <95%) y, en Europa, resistencia a moxidectina en granja caprina. La eficacia varía ampliamente debido al incremento de resistencia; incluso se ha reportado resistencia múltiple en caprinos frente a eprinomectina y moxidectina (Mohammedsalih *et al.*, 2024).

### **2.8.4. Salicilanilidas**

Los salicilanilidas como closantel es activo contra nematodos hematófagos (*H. contortus*); útil como alternativa o en rotación donde hay fallas con BZ/LM. En caprinos con *H. contortus* resistente a BZ se han observado FECRT ~96% con closantel. El closantel mantiene alta eficacia contra especies hematófagas como *H. contortus*, siendo útiles en casos de resistencia múltiple (Dixit *et al.*, 2019).

## **2.8.5. Amino-acetonitrilos**

Los amino-acetonitrilos como el monepantel es una opción eficaz frente a *H. contortus* y *Trichostrongylus* incluso con multirresistencia (cuando está disponible en el país y con etiquetado autorizado). El monepantel representa una opción eficaz frente a nematodos resistentes, con reducciones del 99-100% en pruebas *in vivo* en caprinos (Cooper *et al.*, 2016).

Los caprinos metabolizan y eliminan los antihelmínticos más rápidamente que los ovinos, lo que justifica la necesidad de ajustar las dosis para alcanzar niveles plasmáticos eficaces (Mohammedsalih *et al.*, 2024). Además, la biodisponibilidad de las formulaciones pour-on es menor que la de las formulaciones orales o inyectables, por lo que su eficacia puede ser variable (Hinney *et al.*, 2022). Por ello, se recomienda utilizar formulaciones específicas para caprinos y verificar los resultados mediante pruebas de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF).

Para confirmar la eficacia del tratamiento, se recomienda realizar una PRCHF conforme a las directrices de la *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology* (WAAVP), considerando resistencia cuando la reducción media de huevos sea inferior al 95% y el límite inferior del intervalo de confianza esté por debajo del 90% (Burden *et al.*, 2024). En casos de predominio de *H. contortus*, el uso de closantel o monepantel es aconsejable cuando los benzimidazoles o lactonas macrocíclicas no son efectivos (Dixit *et al.*, 2019; Cooper *et al.*, 2016).

En el Cuadro 4 se presenta un resumen con los antihelmínticos más utilizados contra nematodos gastrointestinales en caprinos.

**Cuadro 3.** Resumen con los antihelmínticos utilizados contra nematodos gastrointestinales en caprinos.

Clase farmacológica	Principio activo	Mecanismo de acción	Dosis recomendada en caprinos	Eficacia reportada (% reducción HPG)	Resistencia documentada	Referencias
<b>Benzimidazoles (BZ)</b>	Albendazol,	Inhiben la polimerización de microtúbulos al unirse a la $\beta$ -tubulina del parásito, interfiriendo con el transporte de glucosa.	10 mg/kg VO	70–95%	Alta en <i>H. contortus</i> y <i>Trichostrongylus</i> ( $\beta$ -tubulina F200Y)	Babják et al. (2024)
	Fenbendazol,	(1.5–2x la dosis dependiendo de la susceptibilidad del parásito, interfiriendo con ovina)				Kapo et al. (2024)
	Oxfendazol					
<b>Imidazotiazoles</b>	/ Levamisol	/ Agonistas nicotínicos; provocan parálisis espástica del nematodo.	8–12 mg/kg VO o SC	95–99% en rebaños sin resistencia previa	Baja a moderada; útil donde BZ y LM fallan	Packianathan et al. (2023)
	Tetrahidropirimidinas	Pirantel				Voigt et al. (2022)
<b>Lactonas macrocíclicas (LM)</b>	Ivermectina, Moxidectina, Eprinomectina, Doramectina	Incrementan la permeabilidad al ion $\text{Cl}^-$ por canales de glutamato, causando parálisis flácida y muerte del parásito.	Ivermectina 0.4 mg/kg VO o SC (ajustada por dosis y formulación especie)	60–98% según	Alta; resistencia extendida a LM en caprinos	Hinney et al. (2022)
						Mohammedsalih et al. (2024)
	Closantel	Desacopla la fosforilación oxidativa en las	10 mg/kg VO	95–100% frente a <i>H. contortus</i>	Escasa; útil en rotación o combinación	Dixit et al. (2019)

Clase farmacológica	Principio activo	Mecanismo de acción	Dosis recomendada en caprinos	Eficacia reportada (% reducción HPG)	Resistencia documentada	Referencias
		mitocondrias de helmintos hematófagos.		susceptible y resistente		
Amino-acetonitrilos	Monepantel	Agonista selectivo de receptores nicotínicos de acetilcolina (subunidad 2.5 mg/kg VO DEG-3/DES-2), exclusivo de nematodos.	99–100% frente a cepas multirresistentes	Sin resistencia significativa reportada caprinos	Cooper et al. en (2016)	
Combinaciones de clases	Levamisol + nicotínico Moxidectina o glutamatérgico; Doramectina	Sinergia de mecanismos y reduce supervivencia de genotipos resistentes.	Variable producto según	95–100% en infecciones mixtas resistentes	Baja; recomendada como preventivo manejo	Luque et al. (2021) Packianathan et al. (2023)

Una alternativa para tratar nematodos gastrointestinales es mezclar antihelmínticos con propiedades farmacológicas diversas, para controlar las poblaciones de parásitos que son resistentes a varios fármacos o retrasar la aparición de una resistencia antihelmíntica (Packianathan *et al.*, 2023).

En la actualidad, se considera que ningún enfoque de control de la NGI es sostenible por sí mismo y que para lograr un control efectivo y duradero de los parásitos es necesario combinar diversas estrategias (Cerutti *et al.*, 2018).

La combinación de las estrategias de pastoreo con el tratamiento antihelmíntico puede llevar a un control más efectivo de los parásitos con un costo menor; sin embargo, es posible que no disminuya de manera significativa la presión de selección para el desarrollo de resistencia. Se ha sostenido que el grado de éxito y la frecuencia del pastoreo tienen relación con la elección de resistencia en todas las estrategias de control, incluidas las que utilizan antihelmínticos (Barger, 1995).

El manejo integrado de parásitos implica emplear distintos productos o métodos de control, de modo que posibiliten el combate a los parásitos en diversas etapas de su ciclo vital y con instrumentos que poseen diversos métodos de funcionamiento. En otras palabras, se intenta integrar las técnicas de control de NGI para mantener a la población de NGI en niveles bajos en las praderas, especialmente en los animales, con el fin de que no perjudiquen la producción y la salud de los rumiantes menores. Lo que se busca no es erradicar por completo los NGI en los animales, sino disminuir la dependencia de los antiparasitarios tradicionales y demorar el surgimiento de poblaciones de NGI (Vercruyse *et al.* 2018).

Hoy en día, los benzimidazoles, los imidazotiazoles y las lactonas macrocíclicas representan probablemente más del 90% de los antihelmínticos empleados en los animales, y son al mismo tiempo los que presentan mayores problemas de resistencia antihelmíntica y más efectos negativos sobre el medio ambiente, especialmente en las poblaciones de insectos benéficos asociados al estiércol, principalmente en sus formas larvarias (Lumaret *et al.*, 2022). Los residuos de BZ

pueden llegar al ambiente por la excreción fecal de metabolitos activos y el uso de estiércol como fertilizante, lo que afecta la microbiota del suelo y reduce la actividad de hongos coprófagos. Su toxicidad crónica en organismos del suelo es mayor que la de imidazotiazoles, aunque menor que la de lactonas macrocíclicas (Kolar *et al.*, 2022). El levamisol es menos persistente que los BZ o LM, pero más tóxico a corto plazo para fauna acuática (Braga *et al.*, 2019). Las lactonas macrocíclicas - ivermectina, moxidectina, doramectina y eprinomectina- son las más dañinas para el medio ambiente, debido a su alta lipofilia, baja solubilidad en agua y elevada estabilidad (Lumaret *et al.*, 2022). Se excretan casi sin metabolizar, permaneciendo activas en el estiércol durante semanas o meses. La ivermectina y doramectina, incluso a bajas concentraciones (0.001–0.01 mg/kg de estiércol), causan mortalidad, inhibición de reproducción y retraso del desarrollo larvario de escarabajos estercoleros, moscas, dípteros y coleópteros, esenciales para la descomposición de estiércol (Verdú *et al.*, 2020). Así mismo, afectan a organismos acuáticos y anfibios expuestos indirectamente a estiércol contaminado con residuos (Sommer *et al.*, 2021).

## **2.9. Resistencia antihelmíntica (RA)**

La resistencia antihelmíntica se define como la pérdida heredable de sensibilidad de una población de parásitos a un fármaco que antes era eficaz contra esa población (es decir, individuos que antes serían eliminados ahora sobreviven) (Fissiha y Kinde, 2021). Medicamentos que inicialmente resultaban eficaces van perdiendo su efecto con el tiempo, como consecuencia de adaptaciones en la respuesta biológica del parásito (Kotze *et al.*, 2020).

De acuerdo con los criterios establecidos por la Asociación Mundial para el Avance de la Parasitología Veterinaria (WAAVP), Coles *et al.* (1992) definieron la resistencia como la situación en la que, tras aplicar un tratamiento farmacológico, la reducción en el recuento de huevos fecales es inferior al 95%, con un intervalo de confianza

del 95% cuyo límite inferior sea menor al 90%. Esta evaluación se realiza mediante la prueba conocida como prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) o *fecal egg count reduction test* (FECRT), ampliamente utilizada en el diagnóstico de resistencia a antihelmínticos.

Cuando se habla específicamente a la resistencia de parásitos a estos fármacos, se refiere, sobre todo, a la pérdida de sensibilidad de los nematodos frente a compuestos como los benzimidazoles, pro-benzimidazoles y levamisoles. Este fenómeno ha sido documentado con mayor frecuencia en pequeños rumiantes, como ovejas, cabras, y también en caballos. Aunque en menor medida, también se han registrado casos de resistencia frente a moléculas como el closantel y las lactonas macrocíclicas. Entre los nematodos que han desarrollado resistencia se destacan *Haemonchus contortus*, *Cooperia curticei*, *Trichostrongylus spp.* y *Teladorsagia spp.* (Vandiest, 2014).

En el Cuadro 5 se muestra la resistencia de los parásitos a los diferentes grupos de antihelmínticos que existen en el mercado para su uso en animales.

**Cuadro 4.** Resistencia de los parásitos a los diferentes grupos de antihelmínticos que existen en el mercado.

Grupo	Familia	Material activo	Nombre comercial	Nematodos	Cestodos (Tenias)	Gusanos grandes
Probenzimidazoles	Benzimidazoles	Benzimidazol				
		Albendazol	Valbazen-Disthelmin-Proftril	X	X	X
		Fenbendazol	Panacur	X	X	
		Mebendazol	Ovitelmin	X	X	
		Oxfendazol	Synanthic-Systamex	X	X	X
		Oxibendazol	Loditac	X		
		Thiabendazol	Thibenzolet-Nemapan	X		
		Triclabendazol	Fascinex			X
	Guanidina	Guanidina	Febantel	Rinal	X	X
		Nitrofenil-guanidina	Netobimin	Hapadex	X	X
		Thioallophanate	Thiophanate	Strongynate	X	
Asociaciones	Imidazotiazoles	Imidazotiazol	Levamisol	Ripercol-Némisol	X	
		Salicilanilida	Closantel	Séponver-Séponver LA	X	X
				Flukiver		X
		Avermectina	Ivermectina	Ivomec-Oramec-Noramectin	X	
			Doramectina	Dectomax	X	X
	Lactosas macrocíclicas		Promectina	Eprinex	X	
		Milbemicina	Moxidectina	Cydectin	X	
		Benzimidazol	Mebendazol		X	X
		+	+	Supaverm		
		Salicilanilida	Closantel		X	X
Asociaciones	Avermectina	Avermectina	Ivermectina		X	
		+	+	Oestrocure		
		Salicilanilida	Closantel		X	X
		Benzimidazol	Triclabendazol			X
		+	+	Parsifal		
	Pyrazine-isoquinoline	Imidazotiazol	Levamisol		X	
		Pyrazine-isoquinoline	Praziquantel	Ténisol		X
		+	+			
		Imidazotiazol	Levamisol		X	
		Benzimidazol	Oxibendazol		X	
Asociaciones	Salicilanilida	+	+	Strongténia		
		Niclosamida				X

Observación: Caracteres rojos: **resistencia comprobada**; caracteres verdes: **sin resistencia**; caracteres naranjas: **resistencia en desarrollo con casos observados** (Vandiest, 2014).

### 2.9.1. Resistencia antihelmíntica en caprinos

Con el objetivo de combatir las enfermedades parasitarias, la comunidad científica, los productores y la industria farmacéutica crearon con éxito fármacos o productos químicos para controlar estos parásitos; no obstante, su uso indiscriminado causó que los NGI desarrollaran mecanismos de defensa y surgió lo que se conoce como resistencia antihelmíntica (RA) de los NGI a un punto en el cual las aplicaciones de estos productos dejaron de ser efectivas contra esta enfermedad (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

La resistencia antihelmíntica en caprinos es un fenómeno de creciente relevancia a nivel global, que pone en riesgo la eficacia de los tratamientos parasitarios convencionales y la sustentabilidad de los sistemas de producción caprina.

De acuerdo con Fissiha y Kinde (2021), los mecanismos moleculares subyacentes para el desarrollo de RA incluyen:

- Alteraciones en los sitios de acción del fármaco, de modo que la unión del compuesto se reduce o elimina.
- Aumento del metabolismo del fármaco dentro del parásito, para degradarlo o inactivarlo.
- Incremento de mecanismos de expulsión que remueven el fármaco antes de que actúe.
- Reducción en la expresión de receptores o cambios en la regulación genética de dichos receptores.

- Mutaciones puntuales en genes implicados en la sensibilidad al fármaco (por ejemplo, en los benzimidazoles).

Estas modificaciones conferidas al parásito se transmiten a generaciones posteriores, de modo que la resistencia tiende a persistir y expandirse.

### **2.9.2. Factores de riesgo para el desarrollo de resistencia antihelmíntica en caprinos**

Varios factores contribuyen al surgimiento y propagación de la resistencia en caprinos. Entre los más relevantes:

- **Uso frecuente e indiscriminado de antihelmínticos:** tratamientos periódicos sin diagnóstico previo favorecen la selección de parásitos resistentes (Charlier *et al.*, 2022).
- **Subdosificación:** administrar dosis inferiores a las recomendadas, ya sea por error de cálculo, dilución inadecuada o intención de ahorro, favorece la supervivencia de individuos parcialmente sensibles (Fissiha y Kinde, 2021)
- **Uso repetido de la misma clase de fármacos** (falta de rotación entre clases): la presión selectiva persistente sobre una misma clase (por ejemplo, benzimidazoles) acelera la resistencia (Mickiewicz *et al.*, 2021).
- **Malas prácticas de manejo del rebaño:** falta de refugios de parásitos, ausencia de diagnóstico fecal, tratamientos masivos sin segmentación, escasa rotación de pasturas, alta densidad animal (Ndwandwe *et al.*, 2025).
- **Movilidad de animales y compra de stock no verificado:** introducir animales con parásitos resistentes en un rebaño sin control previo puede diseminar la resistencia.

- **Producción en sistemas comunales o con recursos limitados:** como reflejan encuestas en sistemas comunales de cabras en Sudáfrica, donde la falta de acceso a asesoría técnica favorece prácticas poco óptimas (subdosificación, poca rotación) (Ndwandwe *et al.*, 2025)

En un metaanálisis reciente centrado en cabras, se identificó que la resistencia es significativa en las tres clases principales de antihelmínticos (benzimidazoles, lactonas macrocíclicas y anti-colinérgicos), y se encontró que los tratamientos combinados mostraban menos resistencia que los tratamientos con clases únicas, y estos hallazgos subrayan que la resistencia en caprinos no es un fenómeno marginal ni local, sino un desafío global que amenaza la producción caprina en múltiples regiones (Baudinette *et al.*, 2022).

La resistencia antihelmíntica de los NGI sigue creciendo, lo que hace que los productos desparasitantes no tengan el efecto deseado. Por esta razón, es necesario encontrar nuevas alternativas de control. Actualmente se puede ver resistencia a los antiparasitarios en todo el mundo (Kaplan *et al.*, 2023). Para retrasar la resistencia a los antihelmínticos, es necesario usarlos de manera racional y aplicar tratamientos específicos. Solo se deben tratar los animales más susceptibles, lo que permite controlar la carga parasitaria y evitar una alta presión de selección sobre los nematodos, lo cual retrasa la resistencia a los tratamientos. (Van Wyk y Mayhew, 2013).

Anteriormente, se acostumbraba desparasitar a todos los animales cada tres o seis meses, al no tener buenos resultados se optó con desparasitar en menores lapsos de tiempo, con mayor frecuencia en los climas cálidos y húmedos, esta mala práctica de los productores propicia el desarrollo de resistencia a los desparasitantes, lo que provoca que ya no tengan el mismo efecto contra los parásitos, estos al generar una capacidad para sobrevivir a tratamientos

farmacológicos hacen que los antiparasitarios disponibles en el mercado resulten ineficaces en muchos casos (Kaplan *et al.*, 2023).

El tratamiento desparasitante elimina parásitos susceptibles a ese medicamento en particular; sin embargo, los parásitos que son resistentes sobreviven y transmiten genes de resistencia. Con cada ciclo de desparasitación, la cantidad de parásitos resistentes va en aumento. Por lo tanto, si se realiza con frecuencia el tratamiento de desparasitación, se incrementa notablemente la velocidad a la cual se desarrolla la resistencia. (Howell *et al.*, 2008).

Diversas prácticas aumentan la resistencia a los medicamentos. La administración de dosis insuficientes, la desparasitación frecuente (más de tres veces al año), el tratamiento previo a mover a los animales a pastos limpios y la atención a todos los animales, sin importar su necesidad, son algunas de ellas. Estas prácticas producen resistencia, ya que disminuyen el número de parásitos que son sensibles a los desparasitantes. (Howell *et al.*, 2008).

## **2.10. Estrategias alternativas para el control de los NGI en caprinos**

Ante el incremento global de la resistencia antihelmíntica, los sistemas de producción animal en general se han visto en la necesidad de adoptar estrategias complementarias al uso de fármacos convencionales. En este contexto, diversas investigaciones recientes han puesto de relieve el potencial de enfoques no farmacológicos para el control de nematodos gastrointestinales en pequeños rumiantes.

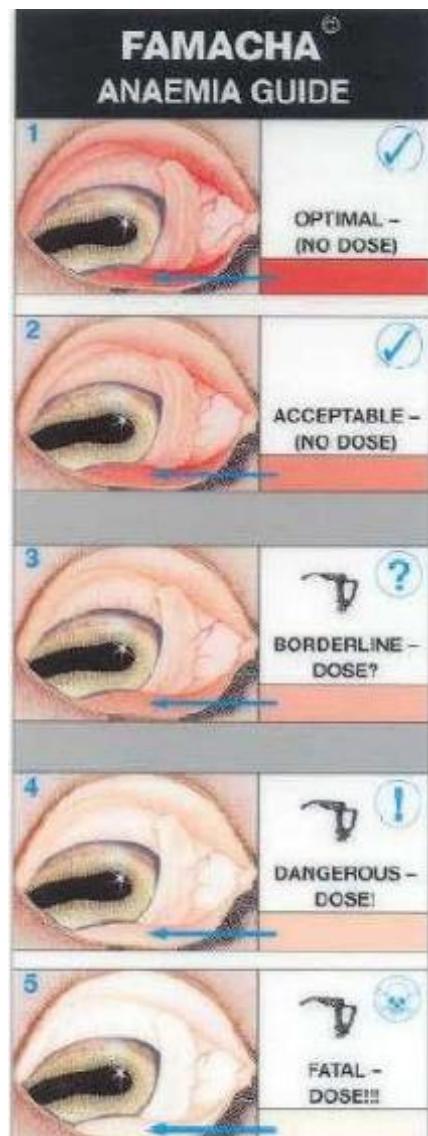
### **2.10.1. Rotación de antihelmínticos**

La rotación de antiparasitarios es una de las mejores estrategias para reducir la resistencia antihelmíntica. Sin embargo, se ha comprobado que la resistencia puede surgir rápidamente con el empleo de uno o más antiparasitarios. Por esta razón, se sugiere usar un mismo antiparasitario durante toda una temporada antes de pasar a otro de una familia química distinta (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

De acuerdo con Melo *et al.* (2003), el uso rotativo de antihelmínticos puede alargar el tiempo que tardan los helmínticos en hacerse resistentes a estos medicamentos y aumentar la efectividad de los desparasitantes.

### **2.10.2. Desparasitación selectiva (FAMACHA<sup>©</sup>)**

El método FAMACHA<sup>©</sup> (FAffa MAlan CHArt) es un procedimiento de desparasitación selectiva que se fundamenta en el nivel de anemia del animal por medio de la palidez de su mucosa ocular empleando una tarjeta. Consiste en examinar el color de la conjuntiva ocular de los animales, y compararla con una escala gráfica que ilustra las diferentes tonalidades vinculadas a la condición anémica del animal. Existe la tarjeta FAMACHA<sup>©</sup> (Figura 4), que tiene cinco colores que van del rojo vivo al blanco o pálido, se utiliza para medir la coloración de la mucosa palpebral de los caprinos en una escala de 1 a 5. El examen coproparasitológico, el conteo fecal de huevos (CFH), y la evaluación de la condición corporal se combinan con este método para establecer un criterio de desparasitación (Kaplan *et al.*, 2023).



**Figura 4.** Tarjeta FAMACHA© con la descripción grafica sobre las diferentes coloraciones de la conjuntiva ocular de los caprinos (Vargas, 2006).

En la escala, el número 1 se refiere a una mucosa de un color rojo vivo; a medida que la mucosa pierde color, el número disminuye hasta llegar al 5 para las mucosas blancas. Los animales que podrían tener más parásitos son aquellos con una calificación de FAMACHA© de 4 o 5. Dado que la anemia es el síntoma más importante de la infección por el gusano barbero, este método para determinar el

nivel de anemia en animales se utiliza para diagnosticar dicha infección. El sistema FAMACHA© clasifica a los animales en cinco grupos (del uno al cinco) basándose en el grado de anemia. El sistema fue creado en Sudáfrica y ha sido comprobado en Estados Unidos (Kaplan *et al.*, 2023).

Para disminuir el empleo de antiparasitarios, retrasar la aparición de parásitos resistentes y hacer que el productor ahorre dinero, se examina de cabras y ovejas y solo se atienden a los animales anémicos. (Burke y Miller, 2008). Esta técnica es simple de aprender y rápida y fácil de emplear, pero solo sirve para tratar *H. contortus* porque otros parásitos no producen anemia y, por ende, no pueden ser identificados con este método (Mpofu *et al.*, 2022).

Para elegir el tratamiento selectivo de parásitos cuyo signo clínico común no es la anemia, se utilizan otros parámetros, como el conteo individual de huevos en las heces, la medición total de proteínas o las puntuaciones de la condición corporal (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

#### **2.10.3. Uso de plantas con actividad antihelmíntica**

Una de las líneas más prometedoras como estrategia para el control de NGI en caprinos es el empleo de plantas con compuestos bioactivos, como los taninos condensados. Estos metabolitos secundarios presentes en especies vegetales forrajeras o subproductos agroindustriales han demostrado reducir la carga parasitaria y mejorar el estado inmunológico del hospedero (Rodríguez-Hernández *et al.*, 2023). Además de sus efectos antiparasitarios directos, este tipo de alimentación favorece una mejor nutrición, lo que resulta clave en la resistencia natural del animal.

Diversas especies vegetales han sido empleadas en el control biológico de parásitos del aparato digestivo en pequeños rumiantes, dado que representan una alternativa económica y eficaz para controlar nematodos (Mhlongo *et al.*, 2024).

Están apareciendo otros métodos, como la administración de extractos vegetales que emplean compuestos bioactivos naturales para controlar las cargas parasitarias de NGI (Hoste *et al.*, 2022).

#### **2.10.4. Selección genética de animales resistentes a los NGI**

La selección genética de animales resistentes a las infecciones gastrointestinales representa una estrategia sostenible a largo plazo. Se ha observado que algunos individuos mantienen cargas de huevos fecales significativamente más bajas, lo cual puede aprovecharse mediante programas de mejora genética (Jas *et al.*, 2023). Aunque este enfoque requiere tiempo y rigurosidad en la selección, su implementación es altamente costo-efectiva en sistemas pastoriles.

#### **2.10.5. Manejo del pastoreo**

El manejo del pastoreo también se perfila como una medida clave para controlar los NGI en animales que se crían bajo sistemas de pastoreo. Prácticas como la rotación racional de potreros, el uso de sistemas silvopastoriles y la reducción de la carga animal ayudan a disminuir la exposición a larvas infectantes y rompen el ciclo de vida de los nematodos (Peña-Espinoza *et al.*, 2025). Estas acciones, si bien sencillas, requieren planificación y conocimiento del comportamiento estacional de los parásitos.

De acuerdo con Shaik *et al.* (2004), el manejo de los pastos debería ser una herramienta esencial para el control de parásitos internos. La mayor parte de las

larvas de gusanos se deslizan por la planta a una o dos pulgadas del suelo. Si se evita que los animales pasten por debajo de ese punto, se reduce la ingestión de larvas de gusanos. Los animales que se alimentan más cerca del suelo suelen tener mayor cantidad de problemas con los parásitos internos (Min y Hart, 2003).

Es relevante observar la altura de los forrajes en el pasto. Hacer que los animales pasten en pastos excesivamente cortos causa un aumento en la ingestión de parásitos y una disminución de la comida ingerida, lo cual afecta al animal de dos formas. Además, impide la regeneración del pasto. Por lo tanto, para el beneficio del pasto y los animales, no deben pastar en menos de cuatro pulgadas. Si se disminuye la tasa de carga animal, ya sea a través de reducir el tiempo que los animales pasan en el pasto o a través de disminuir su cantidad, se reduce también el número de gusanos presentes en ese pasto (Zajac, 2013).

#### **2.10.6. Uso de vacunas**

Una vía de investigación con gran potencial es el desarrollo de vacunas contra parásitos como *Haemonchus contortus*. Recientes avances en biotecnología han permitido diseñar vacunas recombinantes, e incluso plataformas de liberación prolongada de antígenos que inducen respuestas inmunes duraderas (Brewer *et al.*, 2025). Aunque todavía en etapas experimentales, estas herramientas podrían reducir significativamente la dependencia de los antihelmínticos sintéticos.

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Área de estudio

El experimento se llevó a cabo en el ejido El Mezquite, perteneciente al municipio de Galeana del estado de Nuevo León, México, a 128 km al sur de Monterrey, Nuevo León y a 58.7 km al sureste del municipio de Saltillo, Coahuila (Figura 5).



**Figura 5.** Localización del área de estudio.

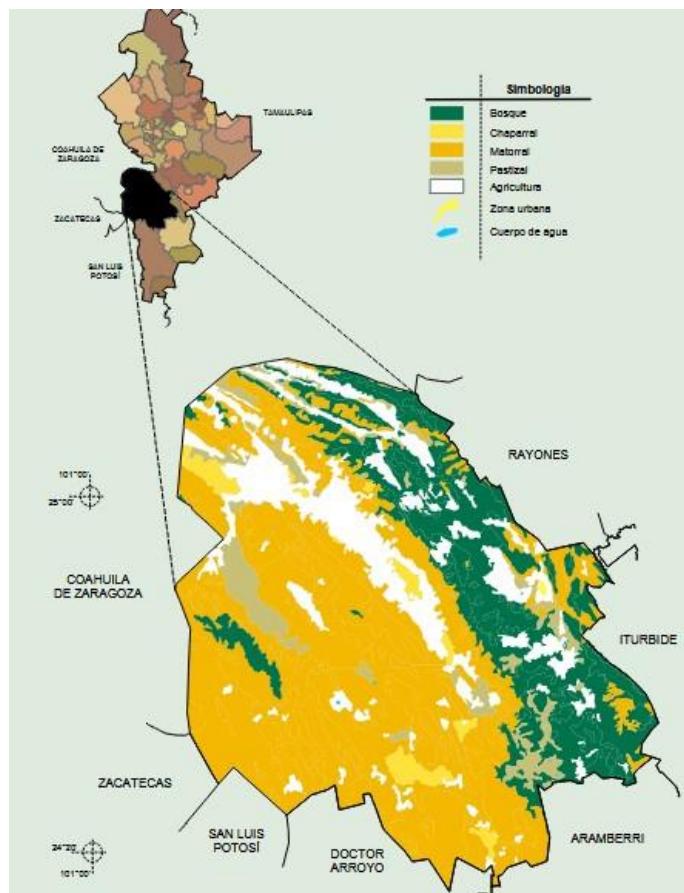
##### 3.1.1. Localización del área de estudio

El ejido El Mezquite se localiza en las coordenadas: 24°55'12.2" latitud N 100°17'42.1" longitud O, a una altura media de 1980 metros sobre el nivel del mar

y cuenta con una población total de 464 habitantes (<https://mexico.pueblosamerica.com/i/el-prado-el-mezquite/>)

### 3.1.2. Vegetación

El 80% del total de la superficie estatal está compuesto por vegetación, que incluye matorral desértico rosetófilo y microfilo, bosque de pino, mezquital, chaparral y matorral submontano (Figura 6). Otras especies, como el nopal, la gobernadora, el cedro, las hojasen y el chaparro amargoso, son características de los pastizales donde los hatos caprinos se alimentan en sistemas extensivos, el municipio de Galeana se compone de 55% de matorral, bosque 23% y pastizal 6% (INEGI, 2010).



**Figura 6.** Tipo de vegetación en el área de estudio (INEGI, 2010).

### **3.1.3. Clima**

El rango de temperatura fluctúa entre los 8 a 22°C. Por su posición geográfica, se determina la existencia de varios tipos de climas, principalmente seco templado (34%), semiseco templado (28%), templado subhúmedo con lluvias escasas todo el año (15%) con una precipitación pluvial anual de 393 mm (INEGI, 2010; CONAGUA, 2024)

Los veranos son largos y calurosos y los inviernos cortos, fríos y secos, con muy poca frecuencia la temperatura baja a menos de -1°C o sube a más de 31°C, los meses con más frío son diciembre, enero y febrero con temperatura máxima promedio de 18°C y mínima y los meses más calurosos son mayo, junio, julio y agosto con temperatura máxima promedio de 24°C. La temporada seca es de octubre a mayo y la temporada lluviosa es de mayo a octubre mientras que el mes con más lluvia es septiembre con un promedio de 104 mm de lluvia (Weather Spark, 2025).

## **3.2. Diseño del experimento**

Se realizó un muestreo fecal a todas las cabras del hato que tenían de 4 a 5 meses de edad con el fin de determinar la carga parasitaria mediante la técnica de McMaster. De esas cabras, se seleccionaron 51 que tuvieron conteos de huevos por gramo de heces (HPG)  $\geq 300$ , las cuales se asignaron aleatoriamente a cuatro grupos: **G1** (n=13): Closantel (5.0 mg/kg p.v.); **G2** (n=13): Ivermectina (0.2 mg/kg p.v.); **G3** (n=13): Closantel + Ivermectina (mismas dosis); y **G4** (n=12): Grupo control sin tratamiento. Se realizaron muestreos fecales los días 7 y 14 postratamiento (pt) para determinar la eficacia antihelmíntica mediante la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF).

### **3.3. Manejo de los animales y tratamientos**

Las cabras fueron pastoreadas diariamente, saliendo al campo a las 11:00 horas y regresando a las 18:00 horas a un área de encierro nocturno destinada a protegerlas contra robos, depredadores y condiciones climáticas adversas.

Primeramente, se tomaron muestras de heces a todas las cabras del hato que tenían entre 4 a 5 meses de edad con el fin de determinar la carga parasitaria mediante la técnica de McMaster.

De esas cabras, se seleccionaron 51 que tuvieron conteos de huevos por gramo de heces (HPG)  $\geq 300$ , las cuales se asignaron aleatoriamente a cuatro grupos, como lo muestra el Cuadro 6:

**Cuadro 5.** Distribución de las cabras en los diferentes tratamientos.

Tratamiento	n	Antihelmíntico	Dosis vía subcutánea
G1	13	Closantel	5.0 mg/kg p.v.
G2	13	Ivermectina	0.2 mg/kg p.v
G3	13	Closantel + Ivermectina	Mismas dosis del G1 y G2
G4 (Control)	12	Aqua inyectable	1.0 mL

Se realizaron muestreos fecales los días 7 y 14 postratamiento (pt) para determinar la eficacia antihelmíntica mediante la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF).

### **3.4. Muestreos postratamiento**

Con el fin de cuantificar la carga parasitaria de NGI se realizaron muestreos los días 7 y 14 postratamiento (pt). Para ello, se recolectaron muestras fecales directamente del recto de cada animal, empleando bolsas de polietileno limpias, rotuladas individualmente para evitar confusiones. Se tuvo especial cuidado en prevenir la contaminación con suelo, orina u otros residuos.

Una vez recolectadas, las muestras fueron trasladadas al laboratorio de Producción Animal de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, donde fueron procesadas dentro de las siguientes dos horas posteriores a su recolección.

### **3.5. Conteo de huevos de nematodos gastrointestinales**

Para el conteo de huevos por gramo de heces (HPG) se utilizó la técnica McMaster, conforme a la metodología descrita por Olivas-Salazar *et al.* (2018).

### **3.6. Coprocultivo para identificación de larvas**

Para identificar el género de nematodos gastrointestinales presentes en las cabras del estudio, se realizó un coprocultivo de heces utilizando la técnica descrita por Corticelli y Lai, (1963). El coprocultivo consistió en colocar muestras de heces de las cabras en cajas de Petri, las cuales fueron rociadas diariamente con agua purificada y mantenidas en incubación a 27 °C durante 11 días para permitir la eclosión de los huevos y el desarrollo de las larvas. Pasado ese periodo, se recolectaron las larvas L3 para su identificación utilizando las claves de identificación descritas por Bowman y Lynn (1999). Estas claves consideran principalmente la forma de la cabeza de las larvas y la longitud de la cola.

### **3.7. Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF).**

La eficacia antihelmíntica se determinó mediante la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF) descrita por Coles (1992).

El procedimiento de la PRCHF es el siguiente:

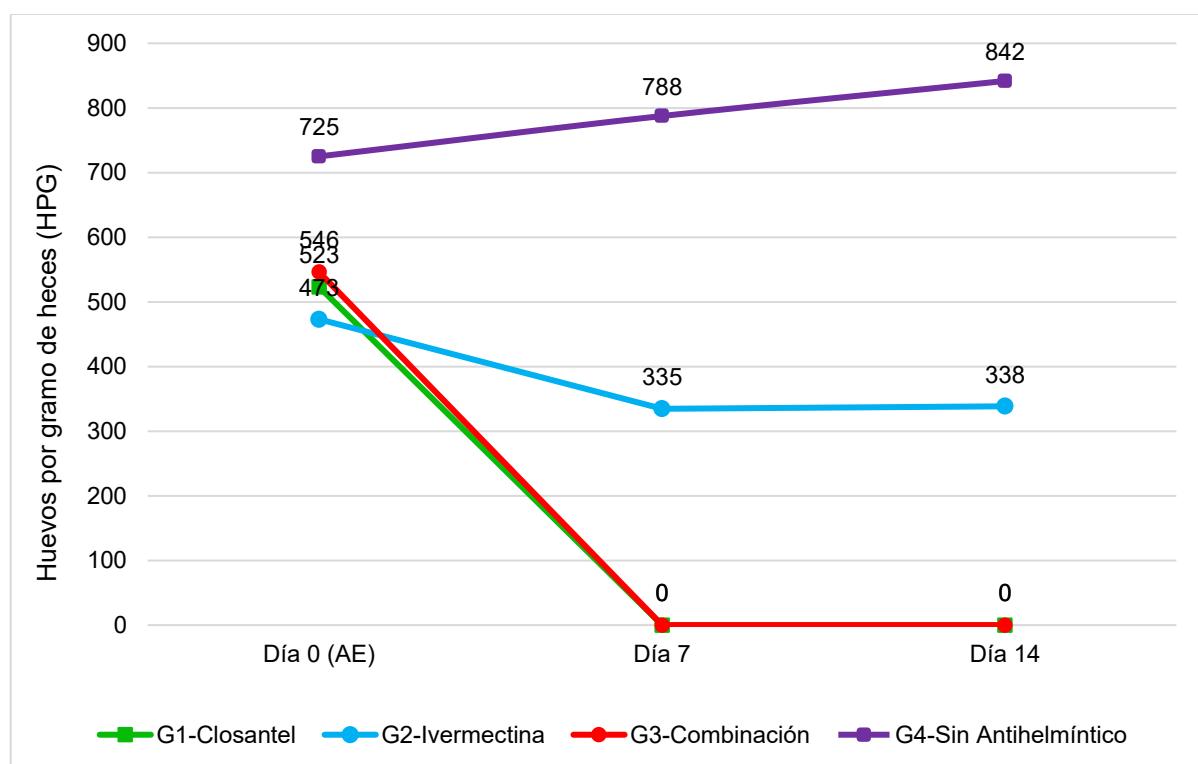
1. Esta prueba se realiza en animales jóvenes, de 3 a 6 meses de edad, criados en la propiedad en estudio, o animales mayores si el recuento de huevos supera los 150 huevos por gramo de heces (HPG). Los animales no deben haber recibido tratamiento en las 8 a 12 semanas previas, ya que la prueba podría realizarse con parásitos preseleccionados y no ser representativa de la población normal.
2. Los animales se distribuyen aleatoriamente, o según el recuento de huevos en heces si es posible, en grupos de control y tratamiento de 15 animales cada uno. Se debe utilizar un grupo de control (sin tratamiento) para tener en cuenta las variaciones naturales en el recuento de huevos durante la prueba.
3. Se debe recolectar un mínimo de 5 g (10-15 bolitas) de heces de cada animal directamente del recto. Las muestras deben colocarse en recipientes sellados individualmente y enviarse rápidamente al laboratorio para el recuento de huevos.
4. Si se van a cultivar las muestras restantes para la identificación de especies de nematodos, no deben almacenarse a 4 °C, ya que esto podría afectar la eclosión de *Haemonchus contortus*. Si el recuento medio de huevos por grupo es inferior a 150 HPG, la evaluación objetiva de la resistencia no será fiable.
5. Los animales se tratan con un antihelmíntico según la dosis recomendada por el fabricante, la dosis debe ser de acuerdo con peso de cada animal. Los

antihelmínticos deben administrarse con una jeringa o una pistola dosificadora previamente calibrada.

6. Las muestras fecales deben recolectarse entre 10 y 14 días después del tratamiento. Un período más corto antes de la toma de muestras puede dar resultados engañosos con algunos antihelmínticos.
7. Se determina el conteo de HPG mediante la técnica de McMaster modificada.
8. Se calcula la media aritmética, el porcentaje de reducción y el intervalo de confianza del 95%. El porcentaje de reducción es  $100(1 - \frac{X_t}{X_c})$ , donde  $t$  es el recuento de huevos en el grupo tratado a los 10-14 días y  $c$  es el recuento en el grupo control a los 10-14 días.
9. Se considera que existe resistencia si la reducción porcentual en el recuento de huevos es inferior al 95% y el nivel de confianza del 95% es inferior al 90%. Si solo se cumple uno de los dos criterios, se sospecha de resistencia.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la Figura 7 se muestra el conteo de huevos que tuvieron las cabras el día que se les administró el tratamiento antihelmíntico, así como el día 7 y 14 postratamiento.



**Figura 7.** Conteo de huevos por gramo de heces (HPG) registrado el día de la administración del tratamiento antihelmíntico (día 0) y a los 7 y 14 días posteriores al tratamiento en las cabras evaluadas.

En los Cuadros 7 y 8 se presenta los resultados de la prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) a los 7 y 14 días postratamiento con ivermectina, respectivamente.

**Cuadro 6.** Prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) a los siete días postratamiento con ivermectina.

Grupo control		Grupo tratado con ivermectina	
HPG	(HPG) <sup>2</sup>	HPG	(HPG) <sup>2</sup>
1600	2560000	0	0
400	160000	0	0
1250	1562500	350	122500
550	302500	350	122500
400	160000	0	0
350	122500	400	160000
800	640000	600	360000
1900	3610000	500	250000
300	90000	400	160000
1050	1102500	300	90000
450	202500	550	302500
400	160000	500	250000
		400	160000
n	12	13	
Promedio	787.5	334.6	1977500
Suma	9450	4350	
Varianza de conteos	293693	43494	
Porcentaje de reducción		<b>57.509</b>	
Varianza de la reducción (escala logarítmica)		0.069	
Límite de confianza superior		<b>75.221</b>	
Límite de confianza inferior		<b>27.135</b>	
<b>Interpretación del resultado:</b> De acuerdo con la WAVVP existe resistencia porque la reducción es menor a 95 y los límites son menores a 95%.			

**Cuadro 7.** Prueba de reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) a los 14 días postratamiento con ivermectina.

Grupo control		Grupo tratado con ivermectina	
HPG	(HPG) <sup>2</sup>	HPG	(HPG) <sup>2</sup>
1950	3802500	300	90000
450	202500	0	0
1400	1960000	400	160000
500	250000	200	40000
450	202500	500	250000
350	122500	500	250000
1050	1102500	450	202500
1800	3240000	0	0
450	202500	550	302500
900	810000	350	122500
350	122500	350	122500
450	202500	450	202500
		350	122500
N	12	13	
Promedio	841.666	338.5	1865000
Suma	10100	4400	
Varianza de conteos	338106	31314	
Porcentaje de reducción		<b>59.786</b>	
Varianza de la reducción (escala logarítmica)		0.0608	
Límite de confianza superior		<b>75.730</b>	
Límite de confianza inferior		<b>33.367</b>	
<b>Interpretación del resultado:</b> De acuerdo con la WAVVP existe resistencia porque la reducción es menor a 95 y los límites son menores a 95%.			

Al día 7 postratamiento, el grupo tratado con closantel (G1) y la combinación (G3) mostraron una reducción del 100% en el conteo de huevos fecales, mientras que el grupo tratado con ivermectina (G2) presentó una reducción del 57.1%. En el muestreo del día 14, closantel y la combinación mantuvieron la eficacia completa (100%), mientras que la ivermectina alcanzó solo un 59.3% de reducción. El grupo control sin tratamiento (G4) mantuvo o incrementó ligeramente su HPG, confirmando la persistencia de la infección natural bajo condiciones de pastoreo.

Los resultados obtenidos concuerdan con los criterios establecidos por la *World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology* (WAAVP), que considera la existencia de resistencia antihelmíntica (RA) cuando la reducción del conteo de huevos fecales (PRCHF) es inferior al 95% y el límite inferior del intervalo de confianza está por debajo del 90% (Burden *et al.*, 2024). De acuerdo con este criterio, se confirmó resistencia a ivermectina en el hato caprino evaluado, mientras que el closantel mantuvo eficacia plena frente a los nematodos gastrointestinales (NGI).

El análisis cualitativo de larvas de tercer estadio (L3) recuperadas del coprocultivo mostró predominancia de *Haemonchus spp.* (63%), seguida de *Trichostrongylus spp.* (26%) y *Cooperia spp.* (11%), lo que coincide con la literatura que identifica a *H. contortus* como el principal nematodo hematófago en regiones semiáridas de México (Ramos *et al.*, 2023).

Los hallazgos de este estudio confirman la presencia de resistencia antihelmíntica a ivermectina en nematodos gastrointestinales de caprinos en sistemas de pastoreo semiárido, lo cual representa una amenaza creciente para la sostenibilidad productiva. Resultados similares fueron reportados por Sontigun (2025) en rebaños de Tailandia, donde la eficacia de ivermectina se redujo a menos del 60% tras repetidas aplicaciones, y por Kaur *et al.* (2025) en Punjab (India), con reducciones promedio del 55% frente a *H. contortus* resistentes.

La pérdida de eficacia de la ivermectina puede atribuirse a varios factores: uso repetido sin rotación de principios activos, subdosificación, tratamientos simultáneos de toda la población (que reducen los refugios parasitarios susceptibles) y variabilidad en la farmacocinética del compuesto en caprinos, quienes metabolizan y eliminan las lactonas macrocíclicas más rápidamente que los ovinos (Mohammedsalih *et al.*, 2024). Estos factores aceleran la selección de genotipos resistentes y reducen la efectividad del tratamiento químico.

En contraste, el closantel mostró una eficacia del 100% tanto en aplicación individual como en combinación con ivermectina, lo que concuerda con estudios previos que lo identifican como un fármaco eficaz contra *Haemonchus contortus* y otros nematodos hematófagos. D'Amico *et al.* (2025) reportaron una eficacia del 99-100% de closantel en caprinos infectados naturalmente, mientras que Ambaw (2025) observó reducciones del 98% en *H. contortus* en Etiopía, incluso en zonas donde la ivermectina había perdido eficacia.

El modo de acción del closantel, basado en la desacoplación de la fosforilación oxidativa en las mitocondrias de los helmintos, difiere del mecanismo de las lactonas macrocíclicas, lo que podría explicar su efectividad sostenida frente a cepas resistentes a ivermectina (Dixit *et al.*, 2019). Su actividad selectiva frente a nematodos hematófagos y la larga vida media plasmática le confieren ventajas para programas de control en sistemas extensivos, especialmente en zonas áridas y semiáridas donde *H. contortus* predomina (Ndwandwe *et al.*, 2025).

Sin embargo, la literatura reciente advierte que el uso intensivo de closantel sin rotación farmacológica puede también conducir al desarrollo de resistencia en el mediano plazo (Saidu *et al.*, 2025). Por tanto, la eficacia observada en este estudio debe interpretarse como resultado de un uso posiblemente limitado del compuesto en la región, y su efectividad podría disminuir si se emplea de manera continua y sin manejo racional.

Los resultados también respaldan el uso de combinaciones de antihelmínticos como estrategia eficaz para retardar la selección de resistencia. Luque *et al.* (2021) y Packianathan *et al.* (2023) demostraron que las combinaciones entre lactonas macrocíclicas y salicilanilidas pueden lograr sinergias farmacológicas, reduciendo la probabilidad de supervivencia de genotipos resistentes. En este estudio, la combinación de closantel + ivermectina mantuvo eficacia del 100%, sugiriendo un efecto complementario que podría contribuir a prolongar la vida útil de ambos principios activos.

Asimismo, los resultados concuerdan con el meta-análisis de Saidu *et al.* (2025), quien documentó prevalencias globales de resistencia a ivermectina superiores al 70% en caprinos, mientras que los reportes de resistencia a closantel siguen siendo escasos (< 5%). Estos datos confirman la importancia de implementar esquemas de rotación y combinaciones farmacológicas, así como medidas complementarias de control no químico, tales como manejo de refugia, pastoreo rotacional y selección de animales resistentes (Ndwandwe *et al.*, 2025).

En relación con la especie parasitaria predominante, la alta frecuencia de *Haemonchus contortus* coincide con lo descrito en estudios latinoamericanos recientes. Ramos *et al.* (2023) reportaron que esta especie representa más del 80% de los aislamientos en caprinos de sistemas extensivos, afectando severamente la ganancia de peso y la producción láctea. El control efectivo de este nematodo es, por tanto, esencial para mantener la productividad en regiones semiáridas del noreste de México.

El uso indiscriminado de ivermectina, sumado a la falta de monitoreo parasitológico, constituye uno de los principales factores que han acelerado la resistencia en los rebaños caprinos (Lifschitz *et al.*, 2024). Estudios de campo en África y Asia, como los realizados por Ambaw, (2025) y Saidu *et al.* (2025), han identificado la ausencia de diagnóstico previo al tratamiento y la administración simultánea a todo el hato como prácticas críticas que incrementan la presión de selección. Este fenómeno parece replicarse en sistemas caprinos mexicanos, donde la dosificación empírica aún prevalece.

Por otro lado, la eficacia sostenida del closantel en este estudio ofrece una oportunidad para su incorporación dentro de un programa de control integrado de nematodos gastrointestinales, que combine intervenciones farmacológicas, manejo de potreros, evaluación coprológica periódica y prácticas de refugia. Mohammadian *et al.* (2024) demostraron que la integración de fármacos convencionales con compuestos naturales, como aceites esenciales o extractos vegetales, puede

reducir la dependencia de antihelmínticos sintéticos sin comprometer la eficacia del control.

Finalmente, los resultados obtenidos refuerzan la necesidad de monitorear de forma continua la eficacia de los antihelmínticos empleados. La aplicación periódica de la Prueba de Reducción del Conteo de Huevos Fecales (PRCHF/FECRT) es indispensable para detectar tempranamente la aparición de resistencia y ajustar los programas terapéuticos antes de que se comprometa la efectividad del control químico (Kaplan *et al.*, 2023; Sontigun, 2025).

## **V. CONCLUSIONES**

El closantel, administrado de manera individual, mostró una eficacia destacada contra los nematodos gastrointestinales presentes en las cabras del hato evaluado.

El empleo de closantel dentro de un programa integral, racional y sostenible de control parasitario constituye una alternativa viable para los caprinocultores de zonas semiáridas de Coahuila, México. Su eficacia a largo plazo dependerá de la correcta dosificación, del uso estratégico del fármaco y de la implementación complementaria de medidas de manejo orientadas a mitigar el desarrollo de resistencia.

La ivermectina no representa, en las condiciones actuales del hato evaluado, una opción eficaz para el control de nematodos gastrointestinales, debido a la presencia de resistencia antihelmíntica en la población parasitaria.

## VI. LITERATURA CITADA

- Adduci**, I., Sajovitz, F., Hinney, B., Lichtmannsperger, K., Joachim, A., Wittek, T., Yan, S. 2022. Haemonchosis in sheep and goats: Control strategies and development of vaccines against *Haemonchus contortus*. *Animals*, 12(18), 2339. <https://doi.org/10.3390/ani12182339>
- Aguilar-Caballero**, A. J., Cámara-Sarmiento, R., Torres-Acosta, J. F. y Sandoval-Castro, C. 2011. El control de los nemátodos gastrointestinales en caprinos: ¿Dónde estamos? *Bioagrociencias*. Vol. 4. No. 2. <https://www.researchgate.net/publication/267098507>
- Aguilar**, M. S., Lorenzutti, A. M. 2018. Aspectos sanitarios de la producción caprina II. Panorama Actual del Medicamento, 42 (410): 118-124. En: [https://www.farmaceuticos.com/wp-content/uploads/2020/11/PAM\\_410\\_21-118-124\\_FARMACIA\\_VETERINARIA.pdf](https://www.farmaceuticos.com/wp-content/uploads/2020/11/PAM_410_21-118-124_FARMACIA_VETERINARIA.pdf)
- Amarante**, A. F. T., Ragozo, A. M. A., Da Silva, B. F. 2014. Os parasitas de ovinos. São Paulo: Editora UNESP, 263 p. En: <https://static.scielo.org/scielobooks/nv4nc/pdf/amarante9788568334423.pdf>
- Ambaw**, Y. G., Wubaye, A. M., Mekonen, M. T., Endalamew, S. G., Belay, B. M., Kallu, S. A. 2025. Therapeutic efficacy of common anthelmintics used in the control of gastrointestinal nematodes in naturally infected sheep in Bishoftu, Central Ethiopia. *Veterinary and Animal Science*. 9:29:100476. <https://doi.org/10.1016/j.vas.2025.100476>
- Babják**, M., Königová, A., Urda Dolinská, M., von Samson-Himmelstjerna, G., Syrota, Y., Komáromyová, M., Várady, M. 2024. Effectiveness of benzimidazole treatments against *Haemonchus contortus* in sheep and

goats – Do they produce similar responses? Veterinary Parasitology, 332, 110301. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110301>

**Badaso**, T., Addis, M. 2015. Small ruminants haemonchosis: prevalence and associated risk factors in Arsi Negelle municipal abattoir, Ethiopia. Global Veterinaria. 15:315-320. <https://doi.org/10.5829/idosi.gv.2015.15.03.96108>

**Baker**, R. L., Bishop, S. C., Knox, M. R. 2023. Advances in the control of gastrointestinal nematodes in small ruminants: integrated and sustainable approaches. Animals, 13(5), 780. <https://doi.org/10.3390/ani13050780>

**Barger**, I. A. 1995. Control strategies minimising the use of anthelmintics. In: Petersen, G. (Ed.), Proceedings of the 25th sheep and beef cattle seminar, Publication No. 165. Veterinary Continuing Education, Massey University, Palmerston North, New Zealand, pp: 59-66

**Baudinette**, E., Ryan, O., Colin, T. 2022. Anthelmintic Resistance of Gastrointestinal Nematodes in Goats: A Systematic Review and Meta-Analysis. Veterinary Parasitology, 312. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2022.109809>

**Bautista-Garfias**, C. R., Aguilar-Marcelino, L. 2022. Generalidades de las infecciones parasitarias por nematodos gastrointestinales (NGI) en ovinos y alternativas de control. En: Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles (*Pleurotus* spp.) en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural. Laberinto ediciones. Págs. 329-337. Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/361243521>

**Besier**, R. B., Kahn, L. P., Sargison, N. D., Van Wyk, J. A. 2016. The pathophysiology, ecology and epidemiology of *Haemonchus contortus* infection in small ruminants. In: *Haemonchus contortus* and haemonchosis-Past, present and future trends. Gasser, R.B. and Von Samson-Himmelstjerna G. (Eds).

Advances in parasitology. 93:95-143.  
<https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.022>

**Bhat**, A. H., Tak, H., Malik, I. M., Ganai, B. A., Zehbi, N. 2023. Trichostrongylosis: a zoonotic disease of small ruminants. *Journal of Helminthology*, 97, e26. <https://doi.org/10.1017/S0022149X2300007X>

**Bompadre**, T. F. V., Martinez, M. I. V., Fernandes, E. A. N., Sakita, G. Z., Abdalla, A. L., Hanigan, M. D., Louvandini, H. 2023. *Trichostrongylus colubriformis* infection damages intestine brush border cells and could negatively impact postabsorptive parameters of Santa Ines lambs. *Experimental Parasitology*, 246, 108464. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2023.108464>

**Bowman**, D. D. 2011. Georgis Parásitología para Veterinarios. España: El Sevier

**Bowman**, D. D., Lynn, R. C. 1999. Diagnosis parasitology. In: Bowman, D.D, Lynn, R.C. (eds). Georgis' parasitology for veterinarians, 7th edn. WB Saunder Company, Philadelphia. Pp 361-367.

**Bravo**, L. X. 2019. Estimación de la frecuencia de lesiones intestinales de ovinos faenados en la EMRAQ-EP, con enfoque en el parásito *Oesophagostomum spp.* Mediante métodos anatomo-patológicos y coproparasitarios. [Universidad de las Américas]. In 2019. <https://dspace.udla.edu.ec/handle/33000/11016>

**Braga**, R. S., Silva, A. P., Fernandes, A. N. 2019. Environmental behavior and ecotoxicological risk of levamisole in aquatic environments. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 70, 103194. <https://doi.org/10.1016/j.etap.2019.103194>

**Brewer**, M. T., Kersh, L. P., Periasamy, S. 2025. Implantation of a vaccine platform for extended antigen release (VPEAR) induces long-term immunity against

*Haemonchus contortus* in sheep. *Scientific Reports*, 15(1), 95929.  
<https://doi.org/10.1038/s41598-025-95929-4>

**Burden**, D.J., Bartley, D. J., Besier, R. B., Claerebout, E., Elliott, T. P., Höglund, J, Rehbein, S., Torres-Acosta, J. F. J., Van Wyk, J. A., Yazwinski, T. 2024. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.): Third edition of the guideline for evaluating efficacy of anthelmintics in ruminants (bovine, ovine, caprine). *Veterinary Parasitology*, 329: 110187. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110187>.

**Burke**, J. M., Miller, J. E. 2008. Uso del sistema FAMACHA para evaluar la resistencia/resiliencia a nematodos gastrointestinales en crías de carneros de cría. *Parasitología Veterinaria*. Vol. 153, págs. 85-92.

**Cáceres**, V. M., Pinedo V. R. Y., Chávez, V. A. 2021. Nematodiasis gastrointestinal en caprinos de Ica, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, publicado 27 de octubre de 2021.  
<https://doi.org/10.15381/rivep.v32i5.21342>

**Cerutti**, J., Cooper, L. G.; Torrents, J., Suarez Archilla, G. A., Anziani, O.S. 2018. Eficacia reducida de derquantel y abamectina en ovinos y caprinos con *Haemonchus sp* resistentes a lactonas macrocíclicas. Eficacia reducida de derquantel y abamectina en ovinos y caprinos con *Haemonchus sp* resistentes a lactonas macrocíclicas. *Revista Veterinaria*, 29: 22-25.  
<https://dx.doi.org/10.30972/vet.2912782>

**Cepeda**, M. E. R. 2017. Estudio parasitológico de nematodos gastrointestinales en ovinos del municipio de Ubaté, Cundinamarca. (Trabajo de pregrado). Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Tunja.  
<http://repositorio.uptc.edu.co/handle/001/2312>

**Charlier**, J., van der Voort, M., Kenyon, F., Skuce, P., Vercruyse, J. 2022. Gastrointestinal nematodes in ruminants in the era of climate change: Challenges and opportunities for sustainable control. *Frontiers in Veterinary Science*, 9, 938132. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.938132>

**CONAGUA.** (2024). Comisión Nacional del Agua. Resúmenes Mensuales de Lluvia y Temperatura, Gobierno de México, <https://smn.conagua.gob.mx/es/climatologia/temperaturas-y-lluvias/resumenes-mensuales-de-temperaturas-y-lluvias> Consultado en octubre de 2025.

**Cooper**, L., Cerutti, J., Mohn, C., Torrents, J., Suarez, A. G., Anziani, O. S. 2016. Eficacia del monepantel para el control de aislamientos de *Haemonchus contortus* y *Trichostrongylus spp.* con resistencia múltiple (ivermectina y febendazole) en caprinos. *Revista FAVE – Sección Ciencias Veterinarias*, 15:5-8. <https://doi.org/10.14409/favecv.v15i1/2.5964>

**Cordero**, del C. M., Martinez, F. A. R., Sanchez, A. M. C., Hernandez, R. S. Navarrete, I. I., Diez, B. P. Quiroz, R. H., Carvalho, V. M. 1999. *Parasitología Veterinaria*. Editorial McGraw Hill-Interamericana. Madrid, España.

**Corticelli**, B. y M. Lai. 1963. Ricerche sulla tecnica di coltura delle larve infestive degli strongili gastrointestinali del bovino. *Acta Medica Veterinaria*. 9:347-357

**D'Amico**, G., Potârniche, A.-V., Tucă, B.-I., Györke, A. 2025. Occurrence of internal parasites and anthelmintic resistance in goats. *Animals*, 15(7), 1024. <https://doi.org/10.3390/ani15071024>

**Dias-Silva**, T. P., Abdalla, F. A. L. 2020. Sheep and goat feeding behavior profile in grazing systems. *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, 43(1), e51265. <https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v43i1.51265>

**Dixit**, A. K., Das, G., Dixit, P., Sharma, R. L. 2019. Efficacy of herbal extracts and closantel against fenbendazole-resistant *Haemonchus contortus*. Journal of Helminthology, 93(5), 529–532.  
<https://doi.org/10.1017/S0022149X18000627>

**FAO**. (2024). World goat population and production trends 2024. Food and Agriculture Organization of the United Nations.  
<https://doi.org/10.4060/cc9111en>

**Fissiha**, W., Kinde, M. Z. 2021. Anthelmintic resistance and its mechanism: a review. Infection and Drug Resistance, 14, 5403-5410.  
<https://doi.org/10.2147/IDR.S332378>

**Gebreyesus**, G., Kebede, A., Tesfay, T. 2023. Goat production systems, adaptive traits, and their role in rural livelihoods under arid and semi-arid conditions: A review. Tropical Animal Health and Production, 55(5), 412.  
<https://doi.org/10.1007/s11250-023-03854-3>

**González-Garduño**, R., Hernández-Castro, E., Mendoza-de Gives, P., Vázquez-Armijo, J. F. 2023. Impact of gastrointestinal nematode infections on milk yield and composition in dairy goats under extensive systems in Mexico. Tropical Animal Health and Production, 55(4), 323.  
<https://doi.org/10.1007/s11250-023-03664-7>

**Grace**, V. 2023. Common Gastrointestinal Parasites of Cattle, Departamento de Medicina y Epidemiología, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad de California, Davis. En: <https://www.msdvetmanual.com/digestive-system/gastrointestinal-parasites-of-ruminants/common-gastrointestinal-parasites-of-cattle>

**Hinney**, B., Wiedermann, S., Knotek, J., Walochnik, J., Joachim, A. 2022. Eprinomectin and moxidectin resistance of trichostrongyloids on a goat farm

in Austria. Pathogens, 11(5), 498.  
<https://doi.org/10.3390/pathogens11050498>

**Hoste**, H., Sotiraki, S., Landau, S.Y., Jackson, F., Beveridge, I. 2010. Goat–Nematode interactions: think differently. Trends in Parasitology

**Hoste**, H., Torres-Acosta, J. F. J., Sandoval-Castro, C. A. 2022. Use of agro-industrial by-products containing tannins for the control of gastrointestinal nematodes in small ruminants. Tropical Biomedicine, 39(1), 120–133.  
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC8884022>

**Howell**, S.B., Burke, J. M., Miller, J .E., Terrill, T .H., Valencia, E., Williams, M. J., Williamson, L. H., Zajac, A. M., Kaplan, R. M. 2008. Prevalencia de resistencia a antihelmínticos en granjas de ovejas y cabras del sureste de Estados Unidos. Revista de la Asociación Médica Veterinaria Americana. Volumen 233.

**INEGI**. 2010. Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática. Compendio de información geográfica municipal, Galeana, Nuevo León, Registro Nacional de Información Geográfica (RNIG).

**Jabbar**, A., Iqbal, Z., Kerboeuf, D., Muhammad, G., Khan, M. N., Afaq, M. 2006. Anthelmintic resistance: The state of play revisited. Life Science 79:2413–2431. <https://doi.org/10.1016/j.lfs.2006.08.010>

**Jas**, R., Kumar, P., Saini, N., Wani, Z. A. 2023. Exploitation of host resistance: A promising alternative approach to control gastrointestinal nematodoses in small ruminants. Indian Journal of Animal Research, 57(3), 439–448.  
<https://doi.org/10.18805/IJAR.B-4474>

**Junquera**, P. 2017. *Haemonchus spp*, gusanos nemátodos parásitos del estómago en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. Parasitipedia. Disponible en:

[https://parasitipedia.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=157&Itemid=237](https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=157&Itemid=237)

**Kaplan**, R. M., Denwood, M. J., Nielsen, M. K., Thamsborg, S. M., Torgerson, P. R., Gilleard, J. S., Dobson, R. J., Vercruyse, J., Levecke, B. 2023. WAAVP guideline for diagnosing anthelmintic resistance using the faecal egg count reduction test in ruminants, horses and swine. *Veterinary Parasitology*, 318, 109936. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.109936>

**Kaplan**, R. M., Vidyashankar, A. N. 2022. An update on the global status of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of livestock. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 19, 78–89. <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2022.02.005>

**Kaur**, A., Kaur, N., Chauhan, K., Jyoti, Singh, H., Singh, N. K. 2025. Epidemiology of caprine gastrointestinal nematodes and associated efficacy of anthelmintic drugs in Punjab districts, India. *Scientific Reports* 15, 5211. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-89784-6>

**Kimeli**, P., Mwacalimba, K., Tiernan, R., Mijten, E., Miroshnychenko, T., Poulsen N. B. 2025. Important Diseases of Small Ruminants in Sub-Saharan Africa: A Review with a Focus on Current Strategies for Treatment and Control in Smallholder Systems. *Animals*. 2025 Feb 28;15(5):706. doi: <https://doi.org/10.3390/ani15050706>

**Kolar**, L., Mikušová, P., Szotáková, B. 2022. Ecotoxicological aspects of veterinary benzimidazoles: occurrence, transformation, and environmental risks. *Environmental Pollution*, 300, 118944. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2022.118944>

**Kotze**, A. C., Hunt, P. W., Skuce, P., & von Samson-Himmelstjerna, G. 2020. Recent advances in the understanding of resistance to anthelmintics in

gastrointestinal nematodes of livestock. International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance, 14, 164–184.  
<https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2020.10.005>

**Lifschitz**, A., Nava, S., Miró, V., Cantón, C., Alvarez, L., Lanusse, C. 2024. Macrocyclic lactones and ectoparasites control in livestock: efficacy, drug resistance and therapeutic challenges. International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance, 26, 100559.  
<https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2024.100559>

**Luque**, S., Lanusse, C., Lifschitz, A. 2021. Combined moxidectin–levamisole treatment against resistant gastrointestinal nematodes: Evidence and prospects (ruminants). Veterinary Parasitology, 296, 109490.  
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109490>

**Lumaret**, J. P., Verdú, J. R., Ortiz-Zayas, J. R., Sánchez-Bayo, F. 2022. Environmental risks of macrocyclic lactone parasiticides: A comprehensive review. Environmental Science & Technology, 56(10), 6431–6448.  
<https://doi.org/10.1021/acs.est.1c08971>

**Melnichuk**, V. V., Reshetyo, O. I. 2020. Morphological characteristic of *Skrjabinema ovis* (Nematoda, Oxyuridae) obtained from domestic sheep. Regulatory Mechanisms in Biosystems, 11(3), 378–383.  
<https://doi.org/10.15421/022058>

**Merck**. 2007. El manual Merck de veterinaria. Editor: Kahn, C.M. Sexta edición. Editorial Océano. España. Pp. 2711.

**Mhlongo**, L.C., Priti, R., Schatz, G. 2024. A review of ethnomedicinal plants as potential anthelmintic agents in livestock: Current status and future perspectives. Helminthologia, 61(2):157-172.  
<https://doi.org/10.1155/2024/7955692>

**Mickiewicz**, M., Czopowicz, M., Moroz, A., Potärniche, A., Szaluś-Jordanow, O., Spinu, M., Górska, P., Markowska-Daniel, I., Várady, M., Kaba, J. 2021. Prevalence of anthelmintic resistance of gastrointestinal nematodes in Polish goat herds assessed by the larval development test. *BMC Vet Res* 17, 19. <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02721-9>

**Mohammadian**, B., Mafakheri, S., Ghaderi, H., Bahmani, H. R., Rokhzad, B. Sustainable approach to control gastrointestinal nematodes using pelargonium quercetorum Agnew in goats. *Parasitology International*. 103:102940. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2024.102940>

**Mohammedsalih**, K. M., Koko, W. S., Abdalla, H. S., Ahmed, M. E., Osman, I. Y. 2024. First evaluation and detection of ivermectin resistance in *Haemonchus contortus* in sheep in Sudan. *PLOS ONE*, 19(8), e0301554. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0301554>

**Morgan**, E. R., van Dijk, J. 2023. Impacts of climate change on helminth infections in livestock and wildlife. *Trends in Parasitology*, 39(3), 187–200. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2022.12.003>

**Mouton**, M. J., Morris, C. A., Bisset, S. A. 2024. Resilience and resistance to gastrointestinal nematodes in indigenous and improved sheep and goats under field conditions. *Veterinary Parasitology*, 322, 110042. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110042>

**Mpofu**, T. J., Nephawe, K. A., & Mtleni, B. 2022. Prevalence and resistance to gastrointestinal parasites in goats: A review. *Veterinary World*, 15(10), 2442–2452. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2022.2442-2452>

**Munguía-Xóchihua**, J., Navarro-Grave, R., Hernández-Chávez, J., Molina-Barrios, R., Cedillo-Cobián, J., Granados-Reyna, J. 2018. Parásitos gastroentericos, población *Haemonchus Contortus* en caprinos en clima semiárido de

Bacum, Sonora, México. Abanico veterinario, 8(3):42-50.  
<http://dx.doi.org/10.21929/abavet2018.83.2>

**Ndlela**, S. Z., Mwanazi, M. V., Chimonyo, M. 2023. Relationship between faecal egg count and health status in Nguni goats reared on semi-arid rangelands. Tropical Animal Health and Production, 55, 138.  
<https://doi.org/10.1007/s11250-023-03483-w>

**Ndwandwe**, K.C., Chimonyo, M., Tsotetsi-Khambule, A., Marufo, M.C. 2025. Perceptions on anthelmintic use and resistance development in goats under communal production systems. BMC Vet Res 21, 453.  
<https://doi.org/10.1186/s12917-025-04893-8>

**Olivas-Salazar**, R. 2019. Prevalencia, factores asociados y resistencia antihelmíntica de nemátodos gastrointestinales en hatos caprinos en agostaderos semiáridos del noreste de México. Tesis para obtener el grado de doctor. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Sinaloa.

**Olivas-Salazar**, R., Estrada-Angulo, A., Mellado, M., Aguilar-Caballero, A. J., Castro-Pérez, B. I., Gutiérrez-Blanco, E., Ruiz-Zárate, F. 2018. Prevalence of gastrointestinal nematode infections in goat flocks on semi-arid rangelands of northeastern Mexico. Tropical Animal Health Production. 50, 807–813 (2018). <https://doi.org/10.1007/s11250-017-1499-x>

**Olmos**, L. H., Martínez, G. M., Alfaro, R. J., Alfaro, E. J., Díaz, J. P., Colque-Caro, L. A., Moreno, R. D., Suarez, V. H. 2023. Effects of protein supplementation on dairy goats naturally infected with gastrointestinal nematodes in Valle de Lerma, province of Salta, Argentina. Revista de Investigaciones Agropecuarias, vol. 49, no. 1, pp. 3-9. Recuperado de <https://www.redalyc.org/journal/864/86474931002/html/?utm>

**Packianathan**, R., Hodge, A., Wright, J., DeRosa, A. A. 2023. Efficacy of a fixed-dose combination injectable (0.2 mg/kg doramectin + 6.0 mg/kg levamisole HCl) in cattle against gastrointestinal nematodes with resistance to doramectin. *Veterinary Parasitology*, 323S, 109998. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.109998>

**Palomino-Guerrera**, W., Rosadio, R., Condori, B., Aguilar, C., Rivera, H. (2024). Prevalence and risk factors associated with gastrointestinal parasite infection in goat herds from Ayacucho, Peru. *Tropical Animal Health and Production*, 56, 41. <https://doi.org/10.1007/s11250-024-04192-8>

**Paz**, E. A., Chua, E. G., Palmer, D. G., Martin, G. B., Tay, C. Y. 2024. Revealing the associated microflora hosted by the globally significant parasite *Trichostrongylus colubriformis*. *Scientific Reports*, 14, 3723. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-53772-z>

**Paz-Silva**, A., Cazapal-Monteiro, C., Arias, M. S., Sánchez-Andrade, R., Díez-Baños, P. 2021. Pathophysiological and immunological responses of small ruminants to gastrointestinal nematode infections: Focus on Cooperia and *Trichostrongylus* spp. *Veterinary Parasitology*, 293, 109432. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109432>

**Peña-Espinoza**, M., Simonsen, H. T., Williams, A. R. 2025. A 'green' toolbox: Non-chemotherapeutic approaches for gastrointestinal nematode control in ruminants. *Trends in Parasitology*, 41(1), 77–91. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2024.08.009>

**Quiroz**, R.H. 2013. *Parasitología y enfermedades parásitarias de animales domésticos*. Editorial Limusa. México.

**Quiroz**, R. H., Figueroa, C. J. A., Velarde I. F., Lopez, A. M. E. 2011. *Epidemiología de Enfermedades Parásitarias en Animales Domésticos*. Mexico.

**Ramos**, F., Molento, M. B., Torres-Acosta, J. F. J. 2023. *Pasture-based systems and parasite epidemiology in small ruminants: implications for integrated parasite management.* *Animals*, 13(7), 1203. <https://doi.org/10.3390/ani13071203>

**Rashid**, M. I., Muhammad, N., Abbas, M. N. 2023. Global goat production: An overview of distribution, economics, and challenges. *Veterinary Sciences*, 10(3), 165. <https://doi.org/10.3390/vetsci10030165>

**Reyes-Guerrero**, D. E., Olmedo-Juárez, A., Mendoza de Gives, P. 2021. Control y prevención de nematodosis en pequeños rumiantes: antecedentes, retos y perspectivas en México. *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias*, 12, 186–204. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v12s3.5840>

**Rodríguez-Hernández**, P., González-Coloma, A., Andrés, M. F. 2023. Antiparasitic tannin-rich plants from the south of Europe for grazing livestock. *Animals*, 13(2), 201. <https://doi.org/10.3390/ani13020201>

**Rojas-Blanco**, R., Aguilar-Caballero, A. J., Torres-Acosta, J. F. J. 2021. Use of the fecal egg count reduction test (FECRT) to detect anthelmintic resistance in goat herds in tropical Mexico. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 25, 100556. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100556>

**Rosales**, C. 2015. Determinación De La Prevalencia De Nematodos Gastrointestinales, Octubre 2014 - Enero 2015, Moyuta, Jutiapa (Tesis de grado), Universidad de San Carlos de Guatemala.

**Rose**, H., Caminade, C., Baylis, M. 2023. Modelling the effects of climate variability and climate change on the transmission dynamics of gastrointestinal nematodes in ruminants. *Parasites & Vectors*, 16(1), 255. <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05939-0>

**Ruiz de Alegria**, M. L. A., Colmenares, K., Espasa, M., Amor, A., Lopez, I., Nindia, A., Kanjala, J., Guilherme, D., Sulleiro, E., Barriga, B., Gil, E., Salvador, F., Bocanegra, C., Lopez, T., Moreno, M., Molina, I. 2017. Prevalence of *Strongyloides stercoralis* and Other Intestinal Parasite Infections in School Children in a Rural Area of Angola: A Cross-Sectional Study.. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene. 97:1226–1231.  
<https://doi.org/10.4269/ajtmh.17-0159>

**Sabatini**, G.A., de Almeida Borges, F., Claerebout, E., Sicali, G. L., Höglund, J., Kaplan, R. M., Zanetti, L. W. D., Mitchel, S., Rinaldi, L., Samson-Himmelstierna, G., Steffan, P., Woodgate, R. 2023. Practical guide to the diagnostics of ruminant gastrointestinal nematodes, liver fluke and lungworm infection: interpretation and usability of results. Parasites Vectors. 16, 58 (2023). <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05680-w>

**Saddiqi**, H. A., Iqbal, Z., Jabbar, A., Babar, W. 2023. Nutritional modulation of immunity and resistance to gastrointestinal nematodes in small ruminants: Current perspectives. Small Ruminant Research, 225, 106936.  
<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2023.106936>

**SAGARPA**. 2017. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Obtenido desde <https://www.gob.mx/sagarpa> en septiembre 2025

**Shohana**, N. N., Dey, A. R., Rony, S. A., Akter, S., Karmakar, B. C. y Alam, M. Z. 2024. Comparison of the first time detected *Oesophagostomum asperum* with *Oesophagostomum columbianum* in sheep and goats in Bangladesh based on the trinity: Morphology, morphometry and genetic diversity. Saudi Journal of Biological Sciences, 31(5).  
<https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2024.103980>

**SIAP.** 2024, Servicio de Información Agroalimentaria y pesquera (SIAP). Anuario estadístico de la producción ganadera  
[https://nube.agricultura.gob.mx/cierre\\_pecuario/](https://nube.agricultura.gob.mx/cierre_pecuario/)

**Silva**, R. L., de Oliveira, J. S., Santos, M. A. 2022. Trends in global goat production and consumption: Opportunities for sustainable development. *Small Ruminant Research*, 213, 106719.  
<https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2022.106719>

**Sommer**, C., Jensen, K., Holter, P. 2021. Ecotoxicological impact of ivermectin residues on coprophagous fauna and aquatic ecosystems. *Ecological Indicators*, 132, 108290. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2021.108290>

**Sontigun**, N., Sansamur, C., Klong-Klaew, T., Mektrirat, R., Kaewthamasorn, M., Fungwithaya, P. 2025. Field-based and molecular evaluation of anthelmintic resistance in gastrointestinal strongyle nematodes of meat goats in Southern Thailand. *Vet World*. 2025 Aug;18(8):2467-2478.  
<https://doi.org/10.14202/vetworld.2025.2467-2478>

**Tachack**, E.B., Oviedo-Socarrás, T., Pastrana, M.O., Pérez-Cogollo, L. C., Herrera, B. Y., Rugeles, P. C., Vergara, G. O. 2022. Status of gastrointestinal nematode infections and associated epidemiological factors in sheep from Córdoba, Colombia. *Tropical Animal Health and Production*. 54:171.  
<https://doi.org/10.1007/s11250-022-03170-2>

**Tafere**, A., Terefe, G., Mamo, G., Kaba, T., Shiferaw, J. 2022. A comparative study on pathological changes in the small intestine of sheep and goats experimentally infected with *Trichostrongylus colubriformis*. *Veterinary Medicine: Research and Reports*, 13, 213-233.  
<https://doi.org/10.2147/VMRR.S365549>

**Urquhart**, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., Jennings F. W. 2001. Parásitología Veterinaria. Zaragoza, España: Editorial Acribia

**Van Wyk**, J. A., Mayhew, E. 2013. Morphological identification of parasitic nematode infective larvae of small ruminants and cattle: A practical lab guide. The Onderstepoort journal of veterinary research,

**Vandiest**, P. (2014). La résistance aux anthelminthiques. Revue ovine et caprine. 48 (3): 8-11. URL: <https://www.ficow.be/ficow.site/wp-content/uploads/Res48.pdf>.

**Vargas**, C. 2006. FAMACHA control de Haemonchosis en caprinos. Agronomía Mesoamericana, 79-88

**Vercruyse**, J., Charlier, J., Van Dijk, J., Morgan, E. R., Geary, T., von Samson-Himmelstjerna, G., Claerebout, E. 2018. Control of helminth ruminant infections by 2030. Parasitology 145:1655–1664

**Verdú**, J. R., Sánchez-Bayo, F., Lumaret, J. P. 2020. The toxic legacy of ivermectin: ecological consequences for dung beetle biodiversity and ecosystem functioning. Insects, 11(9), 600. <https://doi.org/10.3390/insects11090600>

**Vieira**, O. L., Macedo, L. O., Bezerra-Santos, M. A., Azevedo, L., Lopes de Mendonça, C., Câmara Alves, L., Nascimento Ramos, R. A. Aparecida de Carvalho, G. 2021. Mini-FLOTAC and McMaster egg counting method for detection of gastrointestinal parasites in small ruminants: a comparison study. Medicina Veterinária (UFRPE), 15(2):119-124. <https://doi.org/10.26605/medvet-v15n2-4397>

**Voigt**, K., Hinney, B., Hofer, J., Sattler, T., Walkenhorst, M., Süss, D., Joachim, A., & Ranner, W. 2022. Effectiveness of anthelmintic treatments in small ruminants in Germany: A meta-analysis. Animals, 12(12), 1501. <https://doi.org/10.3390/ani12121501>

**Weather** Spark, Clima en Galena, <https://es.weatherspark.com/y/5144/Clima-promedio-en-Galeana-M%C3%A9jico-durante-todo-el-a%C3%B1o>

**Yimer**, A., Birhan, E. 2016. Prevalence and identification of gastrointestinal nematodes of small ruminants in northern Ethiopia. Middle-East Journal of Scientific Research. 24:2602–2608.  
<https://doi.org/10.5829/idosi.mejsr.2016.24.08.23834>

**Zajac**, A. 2013. Biología de los parásitos. En: Actas de la Décima Conferencia del Consorcio Americano para el Control de Parásitos en Pequeños Rumiantes. Fort Valley, Georgia. Disponible en:  
<https://attra.ncat.org/publication/managing-internal-parasites-in-sheep-and-goats/>