



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

CENTRO UNIVERSITARIO UAEM AMECAMECA

LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**DETERMINACIÓN DE LA RESISTENCIA DE NEMATODOS
GASTROINTESTINALES (NGI) AL LEVAMISOL, EN UN REBAÑO
OVINO DE AYAPANGO, ESTADO DE MÉXICO**

TESIS

PARA OBTENER EL TÍTULO DE MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA

ALEJANDRA CARRILLO CASTRO

DIRECTORA

DRA. VIRGINIA GUADALUPE GARCÍA RUBIO

CODIRECTOR

DR. JUAN JOSÉ OJEDA CARRASCO

Amecameca, Edo. de Méx., junio de 2025.

Resumen

Uno de los principales problemas de salud en los ovinos es la presencia de parasitosis provocada por nematodos gastrointestinales (NGI); los cuales durante un tiempo han sido controlados y eliminados mediante empleo de diferentes fármacos como es el levamisol que pertenece a la familia de los imidasotiazoles; sin embargo, el uso frecuente y generalizado de los desparasitantes o antihelmínticos ha provocado que ciertas poblaciones de estos NGI cuenten con resistencia o multiresistencia ante este tipo de productos. Por lo que el objetivo de este estudio fue evaluar la eficacia del levamisol utilizando una dosis de 7.5 mg/kg de peso por vía intramuscular en un rebaño ovino ubicado en Ayapango, Estado de México. Mediante una prueba de campo. Se eligieron de manera aleatoria 20 hembras ovinas adultas y se conformaron dos grupos con 10 animales cada uno; el (GI) que fungió como control al que se le aplicó 2 ml. de Solución Salina Fisiológica vía IM y el (GII) al que se le aplicó el levamisol. Se tomaron muestras de heces fecales de cada borrega antes de la aplicación del tratamiento y a los 14 días posteriores, se estimó la carga parasitaria por medio de la técnica Mc Master por el conteo de huevos por gramo de heces (HPG) para determinar la eficacia del fármaco y en su caso la presencia de resistencia antihelmíntica en los NGI. Se mostró una reducción del 100% de los huevos de nematodos gastrointestinales de los animales tratados con el levamisol; por lo que tuvo una eficacia del 100% y por tanto, no se identificó resistencia por parte de los parásitos a este antihelmíntico.

Palabras clave: Levamisol, Mc Master, huevos por gramo de heces, nematodos gastrintestinales, resistencia antihelmíntica, ovinos

Abstract

One of the main health problems in sheep is the presence of parasitic infections caused by gastrointestinal nematodes (GIN). These parasites have been controlled and eliminated for some time using different drugs such as levamisole, a member of the imidazolidine family. However, the frequent and widespread use of dewormers or anthelmintics has led to certain populations of these GIN developing resistance or multi-resistance to these products. Therefore, the objective of this study was to evaluate the efficacy of levamisole using a dose of 7.5 mg/kg of body weight administered intramuscularly in a sheep flock located in Ayapango, State of Mexico. Through a field trial, 20 adult female sheep were randomly selected and formed into two groups of 10 animals each; the (IG) group served as a control and received 2 ml of physiological saline solution intramuscularly; and the (GII) group received levamisole. Fecal samples were taken from each sheep before treatment, and 14 days later, parasite load was estimated using the McMaster technique by counting eggs per gram of feces (EPG) to determine drug efficacy and, if applicable, the presence of anthelmintic resistance in the NGI. A 100% reduction in gastrointestinal nematode eggs was observed in animals treated with levamisole; therefore, it was 100% effective, and no parasite resistance to this anthelmintic was identified.

Keywords: Levamisole, McMaster, eggs per gram of feces, gastrointestinal nematodes, anthelmintic resistance, sheep

ÍNDICE GENERAL

I.	INTRODUCCIÓN	1
II.	REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1.	SECTOR DE PRODUCCIÓN OVINO (OVINICULTURA).....	3
2.1.1.	Situación mundial de la producción ovina	3
2.1.2.	Producción ovina en México	4
2.1.3.	Ventajas del ovino sobre otras especies para la producción de carne	6
2.1.4.	Situación estatal y regional de la producción ovina.....	7
2.1.5.	Principales sistemas de producción ovina.	8
2.2	LAS ENFERMEDADES EN LA OVINOCULTURA.....	9
2.2.1.	Tipos de parásitos y enfermedades parasitarias en ovinos.	10
2.2.1.1.	Ectoparásitos.....	11
2.2.1.2.	Endoparásitos	11
	Protozoarios.....	12
	Helmintos.....	12
a)	Cestodos.....	13
b)	Trematodos	13
c)	Nematodos	14
	Nematodos pulmonares	16
	Nematodos Gastrointestinales (NGI)	19
2.3.	TIPOS DE CONTROL DE LOS NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES.....	40
2.3.1.	Control físico	40
2.3.2.	Control biológico.....	42
2.3.3.	Control químico	44
	Bencimidazoles	44
	Imidazotiazoles y tetrahidropirimidinas	44
	Levamisol	44
2.4.	RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA.....	46
III.	JUSTIFICACIÓN	58
IV.	HIPÓTESIS	59
V.	OBJETIVOS	60
VI.	MATERIALES Y MÉTODOS	61
6.1	Tipo de investigación:	61
6.2	Localización:	61
6.3	Universo de trabajo:	62
6.4	Prueba de campo para identificación de resistencia antihelmíntica:	62
	Tabla 5. Diseño experimental.....	63
VII.	RESULTADOS.....	64
VIII.	DISCUSIÓN	68
IX.	CONCLUSIÓN.....	71
X.	REFERENCIAS	72

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Producción ovina y su valor en México en el año 2023.	5
Tabla 2. Principales municipios productores de ovinos en el Estado de México en 2020. 7	
Tabla 3. Localización de los nemátodos gastrointestinales en ovinos.....	21
Tabla 4. Morfología de los diferentes tipos de nematodos gastrointestinales que afectan a los pequeños rumiantes en México.....	28
Tabla 5. Diseño experimental.	63
Tabla 6. Resultados de la prueba de Flotación y McMaster (HPG) para el grupo control (GI).....	65
Tabla 7. Resultados de la prueba de flotación y McMaster (HPG) para el grupo tratamiento Levamisol (GII)	66

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Bolsa copuladora de un estrogilido macho (<i>Haemonchus contortus</i>)	16
.....	16
Figura 2. Huevos de nematodos del orden <i>Strongylida</i>	16
Figura 3. Ciclo biológico de los nemátodos broncopulmonares que afectan a los pequeños rumiantes. A) directo (<i>D. filaria</i>), b) Indirecto (protostrongilidos).	19
Figura 4. Principales géneros de nemátodos gastrointestinales que parasitan a los ovinos en México	20
Figura 5. Ciclo biológico directo de <i>Haemochus contortus</i> en pequeños rumiantes.	25
.....	27
Figura 6. Morfología general de un nematodo gastrointestinal.....	27
Fuente: imagen tomada de (Bulbos, 2016).	27
Figura 7. Lóbulos laterales y dorsales de <i>Haemonchus contortus</i> . A) nematodo adulto; B) Macho; C) Hembra.....	32
Figura 8. Espículas de <i>Haemonchus contortus</i> . A) Detalle de la hembra; B) Detalle de la bolsa copuladora del macho.	32
Figura 10. Hembra <i>Teladorsagia circumcincta</i>	34
Figura 11. A) Huevo de <i>Nematodirus</i> spp. B) Huevo de estrogilido gastrointestinal.....	35
Figura 12. <i>Cooperia</i> . A. Hembra. B. Detalle del extremo anterior	36
Figura 13. Cavidad bucal de <i>Bunostomum</i> spp.....	37
Figura 14. <i>Trichuris</i> spp. A) macho y B) Hembra	38
Figura 15. <i>Trichuris</i> spp. A-B) Detalle del extremo posterior del macho; C) Huevo.....	39
Figura 16. Método FAMACHA	53
Figura 17. Medición de la condición corporal en ovinos.....	55
.....	56
.....	56
Figura 18. Escala de medición de la condición corporal en ovinos	56
Figura 19. Región 1 Amecameca (tomado de COPLADEM, 2017).....	61

I. INTRODUCCIÓN

Dentro de los rumiantes domésticos, los ovinos son la especie más susceptible a las enfermedades de tipo parasitarias. Esto pasa debido a que se encuentran en pastoreo manteniendo una relación directa con el medio ambiente, lo que provoca que aparezcan diversos tipos de enfermedades. Entre las más comunes están las enfermedades parasitarias, causadas por nematodos gastrointestinales (NGI) (Medina et al., 2014).

Los factores medio ambientales, como puede ser el clima, humedad, la estación de año y la región juegan un papel importante en la disponibilidad de la vegetación que generalmente son utilizados como un recurso forrajero y que, a su vez, permite disminuir los costos de alimentación. Si bien, parece ser beneficioso utilizar vegetación que existe en la región; sin embargo, la prevalencia de los parásitos en las unidades de producción favorece el desarrollo y permanencia de los parásitos en las pasturas accesibles para los ovinos (López-Rodríguez et al., 2023).

Las infestaciones que son provocadas por nematodos gastrointestinales representan unos de las principales problemáticas sanitarias a nivel mundial afectando de forma directa a animales jóvenes y a su vez limitando su crecimiento y productividad en la etapa adulta. Los nematodos gastrointestinales generan complicaciones en la salud y en la producción animal que van desde pérdidas subclínicas de peso, hasta la muerte de los animales que se encuentran severamente parasitados. Esto se explica por las características biológicas de los parásitos, entre las que destacan su alta prolificidad, notable adaptabilidad y resistencia a condiciones climáticas adversas (Toro et al., 2014; López-Rodríguez et al., 2023).

Las parasitosis son producidas por un complejo etiológico de nematodos trichostrongilidos (Biondi et al., 2019). Dentro de las especies más importantes de estos parásitos se encuentran: *Cooperia* spp. (infectan intestino delgado); *Haemonchus* spp. (uno de los más importantes por su capacidad hematófaga, causa daños en el abomaso); *Ostertagia* spp. (afecta jóvenes y adultos, se acumulan en las glándulas abomasales) y *Oesophagostomun* spp. (se pueden encontrar en cualquier parte del tracto gastrointestinal) (Torres et al., 2007).

En condiciones adecuadas, la mayoría de las unidades de producción que usan fármacos antihelmínticos logran tener más éxito en el control de los nematodos gastrointestinales. El uso adecuado y racional de los fármacos permiten que los animales puedan expresar su potencial productivo, evitando pérdidas económicas por nematodiasis (López-Rodríguez et al., 2023).

El primer reporte de resistencia antihelmíntica en nematodos gastrointestinales se realizó en 1977 en Estados Unidos. Por otra parte, en México, en 1990 se reportaron los primeros casos de resistencia antihelmíntica, en el cual se pudo identificar una cepa de nematodos gastrointestinales resistentes al albendazol (Medina et al., 2014).

La resistencia a los antihelmínticos es un fenómeno generacional en donde los fármacos antiparasitarios disponibles han disminuido su eficacia cuando son utilizados a concentraciones a las que normalmente tienen efectos sobre una población parasitaria susceptible (López-Rodríguez et al., 2023).

Es necesario recalcar la importancia del correcto uso de los desparasitantes ya que, tradicionalmente, se utiliza un solo producto durante tiempos prolongados, se dan los tratamientos subdosificados o se utilizan varios productos con intervalos de tiempos muy cortos para el control de los endoparásitos gastrointestinales (Torres et al., 2007).

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. SECTOR DE PRODUCCIÓN OVINO (OVINICULTURA)

2.1.1. Situación mundial de la producción ovina

El ovino es una de las especies que ha acompañado al pequeño y mediano productor agropecuario por muchos años, siendo esta una fuente importante de alimento y una forma de sustento para muchas familias (Orona et al., 2014). Son considerados una de las especies domésticas con mayor importancia a nivel mundial debido a que poseen un gran potencial productivo y reproductivo, se encuentran distribuidos por todo el mundo y se pueden encontrar en los diferentes tipos de climas y ecosistemas (Cardona et al., 2020).

Según los datos descritos por la OECD/FAO, se prevé que en el periodo de 2023 a 2032, la producción mundial de los productos agrícolas, ganaderos y pesqueros aumente 1.1% anual, siendo este aumento más lento que en los decenios anteriores. La carne de ovino contribuirá con solo 6% al crecimiento total de la producción de carne y se espera que tenga un incremento de 15% durante los próximos 10 años. Gracias al aumento de la población ovina en los rebaños y a los incrementos en la tasa de partos en Asia y en África, se espera que haya un incremento en la disponibilidad de esta proteína en el mercado mundial de carne de ovino (OECD/FAO, 2023).

En América Latina, la mayoría del ganado ovino se concentraba en países como Brasil, Argentina, Perú, Bolivia, México y Uruguay; siendo ésta una fuente económica y de alimentación para muchas de las comunidades indígenas, campesinos o pequeños productores. Por desgracia se ha visto un declive en la producción en América latina, esto se debe a la falta de información acerca de estos animales y al hecho de que los productores se están limitando a usar razas foráneas para realizar cruzamientos que favorezcan el desempeño productivo (Cardona et al., 2020).

En la crianza del ganado ovino, el producto con mayor relevancia es la carne que está destinada al consumo humano. Ésta constituye una importante proporción de la dieta cárnica en diversas regiones del mundo por el aporte importante de nutrientes para la salud, entre ellas proteínas, minerales y micronutrientes, todos esenciales para el crecimiento y desarrollo. En el 2014, se registraron alrededor de 1209 millones de ovinos, los cuales se distribuyeron en Asia con 549 millones, África con 340 millones, Europa con 130 millones, Oceanía con 102 millones y América con 87 millones. Dentro del continente asiático, China se llevó el primer lugar aportando la mayor cantidad de ovinos en el mundo con 202 millones y primer lugar en cuanto a la distribución mundial de ganado ovino con un 16.7% (Hernández-Marín, 2017).

2.1.2. Producción ovina en México

En México la ovinocultura se desarrolla en diferentes regiones y depende de la disponibilidad de los recursos y el mercado, así como de condiciones socioeconómicas como el acceso a tierras, las cuales proporcionan diferentes tipos de pastos y plantas para el ovino, el tipo de tecnología utilizada para el resguardo de los animales y la disponibilidad de los insumos (Vázquez-Martínez et al., 2018).

Durante los años 2013 al 2023 la producción de ganado en pie ovino en México aumentó de 113, 341.69 a 132, 328.71 toneladas; incrementando un total de 18, 987.02 toneladas en diez años, habiendo cambios significativos en los estados que se encontraban como principales productores. En el año 2013 los estados más fuertes en la producción ovina fueron: Estado de México (16,709.98 toneladas), Hidalgo (14,543.50 ton.), Veracruz (9,568.18 ton.), Zacatecas (8,263.25 ton.) y Puebla (7982.38 ton.) (SIAP, 2023). Para el 2023 la mayoría de los estados productores mantuvieron su posición a excepción de los estados Zacatecas y Puebla. Jalisco logró posicionarse en cuarto lugar en la tabla de los principales productores en México. Por otra parte, se pudo observar que ciertos estados principalmente ubicados en el norte del país, tuvieron una disminución de la

producción durante este periodo, entre estos se encuentran Baja California, Sinaloa, Sonora y Tamaulipas (Tabla 1).

Tabla 1. Producción ovina y su valor en México en el año 2023.

Estado	Producción (ton)	Peso (kg)
México	18,139.969	42.10
Hidalgo	13,484.40	41.68
Veracruz	11,751.08	38.66
Jalisco	10,186.33	44.84
Zacatecas	8,660.80	39.72
Puebla	8,544.59	40.99
Tlaxcala	6,150.12	44.68
San Luis Potosí	5,849.35	43.95
Oaxaca	4,977.08	35.90
Guanajuato	4,593.22	38.66

Fuente: Elaboración propia a partir de la información reportada por (SIAP, 2023)

Los datos de la Tabla 1., muestran que hubo un incremento en la producción ovina a nivel nacional; sin embargo, sigue siendo insuficiente para cubrir la demanda actual; por ejemplo, en el año 2018 la producción de carne ovina en canal fue de 62,939 toneladas; por otro lado, el consumo total para el 2023 fue de 74,494 toneladas y el consumo *per cápita* fue de 0.6 kg; significando que el 84.48% del consumo fue cubierto por la producción nacional y el 15.52% restante (11,555 toneladas) fue consumo de carne importada (Ojeda et al., 2022a).

El consumo de carne ovina en México ha tenido diversos cambios a lo largo de los años. El Consumo Nacional Aparente (CNA) indica que el consumo de carne ovina disminuyó durante dos periodos, 2002 a 2004 y en 2008 a 2011, los mexicanos prefirieron consumir la carne de bovino, porcino y ave (Hernández-Marín,

2017). En 2019, el consumo nacional aparente fue de 70,812 toneladas con una tasa de crecimiento media anual de 2.3%; mientras que el consumo *per cápita* se mantuvo en 567 g. (Bobadilla-Soto et al., 2021).

México no es considerado un país exportador de carne de ovino ya que el 95% de la carne está destinada al comercio local como alimento típico. Sólo ha sido significativa la venta de vientres y sementales de razas puras que van a ser utilizadas para fines reproductivos. Los países que fueron registrados en el 2011 como importadores de ovinos desde México fueron Ecuador (127 toneladas), Panamá (55 toneladas), Guatemala (14 toneladas) y Belice (6 toneladas) (Hernández-Marín, 2017).

A pesar de que ha habido un incremento en la producción nacional de ovino, sigue existiendo un déficit de carne requerida para satisfacer las necesidades del consumo interno. El consumidor siempre va a tener preferencia por carne que sea fresca y que tenga bajo contenido adiposo. Si es carne congelada, busca que sean cortes finos o sin hueso. Por lo tanto, si se considera que la carne de ovino se vende a un precio relativamente alto y se le agrega mano de obra e importación, cualquier presentación o platillo va a tener costos muy elevados lo cual termina perjudicando el consumo *per cápita* al año (Hernández-Marín, 2017).

2.1.3. Ventajas del ovino sobre otras especies para la producción de carne

Los ovinos son una especie que tiene una alta adaptabilidad a las diferentes condiciones climáticas y hace una gran contribución al medio ambiente controlando de manera indirecta la maleza que se encuentre en la región (Figueredo y del Toro, 2005; Garnier, 2010). El ganado ovino es relativamente sencillo de manejar y no se requiere de altas inversiones para el establecimiento de sitios para la crianza de éstas. También, tiene altos índices de transformación de los alimentos, se produce una mayor cantidad de carne permitiendo que se aproveche al máximo al igual que sucede con sus derivados como es la lana y la leche (Ojeda et al., 2022a).

2.1.4. Situación estatal y regional de la producción ovina.

En el año 2022, México contaba con una superficie rural de 196.3 millones de hectáreas, de las cuales, 87.9 millones (45.9% del área rural) eran utilizadas para fines agropecuarios. En el Estado de México, la superficie rural fue de 2.2 millones de hectáreas de las cuales un millón de hectáreas (53% de área rural) tenían un uso agropecuario (INEGI, 2022).

De acuerdo a lo descrito por Ojeda et al. (2022a), los municipios del Estado de México que lideraron en la producción de ovinos en el 2020 fueron los descritos en la Tabla 2.

Tabla 2. Principales municipios productores de ovinos en el Estado de México en 2020.

Municipio	Producción (Ton)
Juchitepec	22,357
San José del Rincón	16,784
Acambay	16,764
Jocotitlán	15,334
Villa del Carbón	13,947
Ixtlahuaca	13,805
Zinacantepec	12,507
Atlacomulco	11,909
Almoloya de Juárez	11,352
San Felipe del Progreso	10,314

Fuente: Elaboración propia con datos de (Ojeda et al., 2022a).

El municipio Juchitepec se encuentra a 19 km del municipio de Amecameca de Juárez. Esto resulta de gran relevancia debido a que apunta a que existe un

crecimiento en la producción de ovinos, generando, un desarrollo económico donde se requiera mano de obra y a su vez nuevos empleos favorable para la región (Ojeda et al., 2022a).

2.1.5. Principales sistemas de producción ovina.

Existen tres sistemas de producción ovina utilizados en México que cuentan con características propias de cada región donde son localizados (Rueda, 2022). Primero está el sistema intensivo, donde los ovinos se encuentran confinados en instalaciones tecnificadas sobre pisos elevados, corrales, comederos y bebederos. El sistema mixto o semi-intensivo, donde se combina la agricultura con la crianza de los animales. Aquí se alimentan de pastizales inducidos o cultivados, plantaciones de árboles, cafetales, áreas frutales, forestales y se complementan con granos básicos y concentrados industriales, la mayoría elaborado por los dueños. Por último, el sistema que predomina en México, es el extensivo también denominado tradicional, en este sistema no se maneja la tecnología básica, los animales pastorean en agostaderos naturales durante el día y son resguardados en la noche. La alimentación del ovino se basa en lo que consume durante el pastoreo provocando grandes diferencias como la condición corporal y el peso al momento de venta. Esto ocasionará una fluctuación en el mercado formal y la homogeneidad en la calidad del producto que se oferta (Orona et al., 2014; Bobadilla-Soto et al., 2022; Rueda, 2022).

El sistema de producción extensivo tiene como objetivo fundamental, la producción de los ovinos para la venta de carne como producto principal; sin embargo, para ser eficiente, el ecosistema debe tener producción de forraje como fuente principal de alimentación para las ovejas casi todo el año sin proporcionar otros insumos alimenticios. Adicional a esto, se basa en el aprovechamiento de la vegetación nativa, la cual va a variar de acuerdo con la región donde se localice (González et al., 2021).

En el sursureste del país es más común que se consuma zacate y leguminosas tropicales; en el norte se consumen pastizales y matorrales de gramíneas, leguminosas y cactáceas; por último, en las regiones templadas predomina el pastoreo de terrenos comunales, superficies agrícolas en descanso, terrenos baldíos, entre otros. Se debe de tomar en cuenta que la calidad del forraje va a variar de acuerdo al estado fenológico y a la época del año. La temporada de lluvia es la que más favorece para que haya una mayor disponibilidad y mejor calidad de forrajes. Durante épocas de escasez, se utilizan subproductos agrícolas como es el rastrojo de avena, trigo y maíz al igual que suplementos como sales minerales (González et al., 2021; Rueda, 2022).

El rebaño se mantiene en una sola unidad de producción; por lo tanto, el manejo y la tecnología es limitada. En este tipo de sistema el empadre ocurre de forma natural y sin un control o registro. El macho suele aparearse con hembras de todas las edades y mantenerse con ellas todo el año. El productor puede ser pequeño, mediano o grande dependiendo del objetivo que tenga la unidad de producción. Los rebaños pueden variar desde las 10 a 30 cabezas hasta 1,000 a 2,000 cabezas. Los pequeños productores mantienen a sus rebaños pequeños con fines de autoconsumo y mantienen la posibilidad de comercializarlos; mientras que los productores medianos y grandes mantienen a los rebaños con fines de comercializar llevando todo el producto al abasto (González et al., 2021).

2.2 LAS ENFERMEDADES EN LA OVINOCULTURA

Sin duda alguna se puede decir que la especie ovina tiene una gran ventaja debido a su tamaño, su adaptación fisiológica y por su habilidad de aclimatarse a condiciones ambientales severas; sin embargo, la productividad de estos animales se puede ver limitada en gran medida por la gran variedad de enfermedades y parásitos (Benavides, 2009).

Existen diversos cambios en el clima y el uso de suelo, como la deforestación, la erosión del suelo, la tala ilegal de árboles, la quema de selvas y bosques, que han provocado alteraciones en las condiciones ambientales. Estas condiciones negativas conllevan a que surjan enfermedades, su propagación y por lo tanto aumenta el riesgo para la salud de los animales. Los ovinos son propensos a padecer enfermedades asociadas a diferentes agentes etiológicos como pueden ser virus, bacterias, hongos, protozoarios, nematodos, cestodos, trematodos y artrópodos principalmente (Ojeda et al., 2022b).

Las enfermedades infecciosas en los ovinos son un desafío crucial en la producción ganadera, ya que pueden afectar gravemente la salud del rebaño, la productividad y la economía de los productores, y a su vez, evitar enfermedades que pongan en peligro la salud humana. Estas enfermedades, además de ser altamente contagiosas, suelen propagarse rápidamente en condiciones de manejo deficientes, lo que resalta la importancia de la prevención, el diagnóstico temprano y el control sanitario de las mismas.

En el territorio nacional, en la especie ovina las enfermedades bacterianas y parasitarias son las más diversas y comunes, además, están las de etiología viral, que frecuentemente predisponen a infecciones secundarias por bacterias agravando el cuadro clínico y generando consecuencias como descensos en la producción o incremento en la tasa de mortalidad. En otros países se presentan también enfermedades causadas por priones, como es el Scrapie, que afecta al sistema nervioso central; sin embargo, las parasitosis se consideran las principales patologías identificadas en los ovinos en México. Esta especie es altamente susceptible al efecto de los parásitos externos e internos (Benavides, 2009; de la Cruz et al., 2010; Ojeda et al., 2022b).

2.2.1. Tipos de parásitos y enfermedades parasitarias en ovinos.

Los parásitos, tanto internos como externos, pueden causar pérdidas significativas al reducir el crecimiento, la producción de lana, carne y leche, así como afectar la fertilidad y provocar debilidad general en los animales. Además, las infecciones parasitarias a menudo disminuyen la respuesta inmune de los ovinos, haciéndolos más susceptibles a otras enfermedades. La prevención y control de estos parásitos, mediante manejo adecuado, desparasitación estratégica y monitoreo constante, son esenciales para asegurar la rentabilidad y sostenibilidad de las unidades de producción ovinas. Las enfermedades parasitarias en los ovinos son de gran importancia debido a su impacto directo en la salud, el bienestar y la productividad del rebaño (Ojeda et al., 2022b).

2.2.1.1. Ectoparásitos

La presencia de estos agentes en las unidades productivas se debe a diferentes circunstancias como: la introducción de ovinos nuevos que estén infestados, animales que no recibieron un tratamiento antiparasitario a la llegada o por aquellos animales que participan en eventos como ferias y exposiciones ganaderas donde hay contacto con otros animales infestados; y por último, ovinos que están bajo pastoreo extensivo en áreas comunitarias o ejidales donde se mezclan con varios rebaños (Oviedo et al., 2021). Las parasitosis que tienen mayor relevancia en México son: melofagosis o falsa garrapata, pediculosis o ptiriasis, sarna, otobiosis, oestrosis ovina; y son causadas por diferentes tipos de artrópodos como las moscas ápteras, piojos, ácaros, garrapatas y gusanos (Lucientes, 2011; Ayala y Flores, 2021; Oviedo et al., 2021; Ojeda et al., 2022b).

2.2.1.2. Endoparásitos

Los endoparásitos en ovinos representan una amenaza significativa para la salud y productividad de los animales y se consideran de gran importancia en las producciones ovinas por el gran impacto negativo que llegan a generar (Besier et al., 2016). Dentro de los parásitos internos existen: los helmintos, los cuales comprenden a los nematodos (gusanos redondos) y platelmintos (gusanos planos)

que son los trematodos y cestodos; y también, los parásitos unicelulares, los protozoarios (Benavides, 2009). En específico, los nematodos gastrointestinales (NGI) suelen tener un impacto negativo en las producciones ovinas siendo un problema de sanidad, especialmente en producciones en zonas tropicales, subtropicales y templadas (Reyes-Guerrero et al., 2021; Bautista y Aguilar, 2022; Ojeda et al., 2022b).

Protozoarios

Los protozoarios son microorganismos unicelulares del reino Protista, generalmente de vida libre, pero algunos pueden llegar a ser patógenos para los animales y transmitirse a los humanos. En el ganado ovino, las coccidias del género *Eimeria* son uno de los principales parásitos que afectan gravemente a las unidades de producción. Las especies que se han encontrado con más frecuencia en ovinos son: *E. ahsata*, *E. bakuensis*, *E. ovinoidalis*, *E. crandallis*, *E. parva* y *E. pallida*, de las cuales las más patogénicas son: *E. ahsata*, *E. bakuensis* y *E. ovinoidalis*. Las infecciones por estos tipos de parásitos suelen ser mixtas; es decir, que diversos parásitos de la misma especie suelen estar presentes junto con otros, como los nemátodos y cestodos (poliparasitismo). Otros protozoarios que se consideran relevantes para la salud ovina son los géneros *Cryptosporidium* y *Giardia*, los cuales pueden causar trastornos gastrointestinales como la diarrea, pérdida de peso y retraso en el crecimiento especialmente en animales jóvenes (Rodríguez et al., s.f.; Foreyt, 1990).

Helmintos

El término helminto agrupa a los platelmintos y nematelmintos y a todos los parásitos que morfológicamente son semejantes con los gusanos, como los Acantocéfalos y algunos representantes de la Fila Anélido y Nematomorfa (Cordero del Campillo et al., 1999).

a) Cestodos

Los cestodos son parásitos de gran importancia en la producción ovina a nivel mundial. Este tipo de helminto se caracteriza por tener un cuerpo aplanado dorsoventralmente y segmentado, sin cavidad corporal ni tubo digestivo que se localizan en el intestino y conductos biliares de sus hospedadores definitivos, su tamaño varía de milímetros a varios metros de longitud, las fases larvianas tienen forma esferoide u oblonga, con un tamaño que va de milímetros a centímetros de diámetro, estas fases larvianas pueden tener importancia zoonótica. En estado adulto tienen color blanco amarillento o gris claro, para su estudio el cuerpo del cestodo en su fase adulta se divide en tres regiones:

1. Escólex, de forma globulosa, con órganos de fijación como ventosas, acetábulos, botridios y rostelos con o sin ganchos.
2. Cuello, región poco diferenciada, que se encuentra a continuación del escólex, que puede ser largo o corto con presencia de células germinales que generan de manera continua las proglótides (estrobilización).
3. Estróbilo o cuerpo del cestodo, constituido por las proglótides que de acuerdo con su grado de madurez se clasifican en inmaduros, maduros y grávidos, cada uno de estos se genera a partir del cuello de manera continua y van madurando e incrementando en tamaño conforme se acercan al final del estróbilo.

Cada proglótide contiene de uno a dos conjuntos de órganos reproductivos femenino y masculino, por lo que son hermafroditas, con reproducción sexual por autofecundación o por fertilización cruzada entre proglótides. Las proglótides grávidas conteniendo huevos o bien los huevos en forma libre llegan al exterior a través de las heces. Los ciclos biológicos de los cestodos son indirectos con uno o más hospederos intermediarios invertebrados y vertebrados (Cordero del Campillo et al., 1999; Quiroz, 1990; Taylor et al., 2007).

b) Trematodos

Los trematodos presentan simetría bilateral y cuerpo aplanado dorsoventralmente con formas ovoides, filiformes, lanceolada o cilindroides; como órganos de fijación tienen ventosas y desarrollan ciclos biológicos directos e indirectos con dos o hasta tres hospederos intermediarios invertebrados (Cordero del Campillo et al., 1999).

En la Clase *Digenea* existen varios parásitos de gran importancia veterinaria particularmente en la familia *Fasciolidae*, *Dicrocoelidae*, *Paramphistomidae* y *Schistosomatidae* (Quiroz, 1990; Alcalá et al., 2019). La parasitosis más frecuente e importante es la causada por *Fasciola hepatica*, *F. gigantica* y *Fascioloides magna*. Los hospederos intermediarios son los caracoles como *Lymnaea*, *Fossaria*, *Stagnicola* y *Pseudosuccinea*. Los hospederos definitivos son los ovinos, caprinos y bovinos tienden a infestarse al consumir agua o forraje que estén contaminados con las metacercarias del parásito (Ojeda et al., 2022b).

La forma aguda de la Fascioliasis es considerada de alta morbilidad, y va a depender de la cantidad de metacercarias que haya ingerido el ovino. Entre más haya consumido, más fácil y rápida será la llegada al tejido hepático. A la necropsia, lo que se puede llegar a observar a consecuencia de la migración de los parásitos, son hematomas, hemorragias, necrosis e inflamación. Los animales pueden morir de forma súbita sin presentar alguna otra signología. Lo contrario a esto, en la forma subaguda, la principal signología que van a presentar los ovinos afectados va a ser anorexia, emaciación hasta llegar a la caquexia, ascitis, letargia y postración. En casos más graves se puede observar diarrea, mucosas pálidas y edema submandibular (Oviedo et al., 2021; Ojeda et al., 2022b).

c) Nematodos

Los nematodos son gusanos redondos, con cuerpo cilíndrico o filiforme no segmentados, en algunas especies las hembras desarrollan dilataciones corporales (globulosas), su tamaño va desde algunos milímetros hasta un metro, tienen

cavidad celómica, aparato digestivo, presentan dimorfismo sexual y desarrollan ciclos biológicos directos e indirectos (Cordero del Campillo et al., 1999).

Las nematodosis son infestaciones producidas por nematodos, son consideradas una de las limitaciones más importantes para la producción de ovinos y caprinos e incluyen a las infestaciones por nemátodos pulmonares y gastrointestinales (Hernández-Serratos y Díaz-Sánchez, 2022; Maeso, 2022).

El orden *Strongylida* agrupa a nematodos que afectan el tracto pulmonar y gastrointestinal de los animales domésticos. Una de las características morfológicas principales en estos nematodos es la presencia de una bolsa copuladora que es sostenida por rayos y un par de espículas en los machos (Figura 1). Los huevos de los nematodos de este orden suelen ser elipsoidales blastómeros (Figura 2); tienen una pared delgada y lisa y son difíciles de diferenciar entre un género y otro a la observación microscópica, a menos que se tenga mucha experiencia en ello (Alcalá et al., 2019).

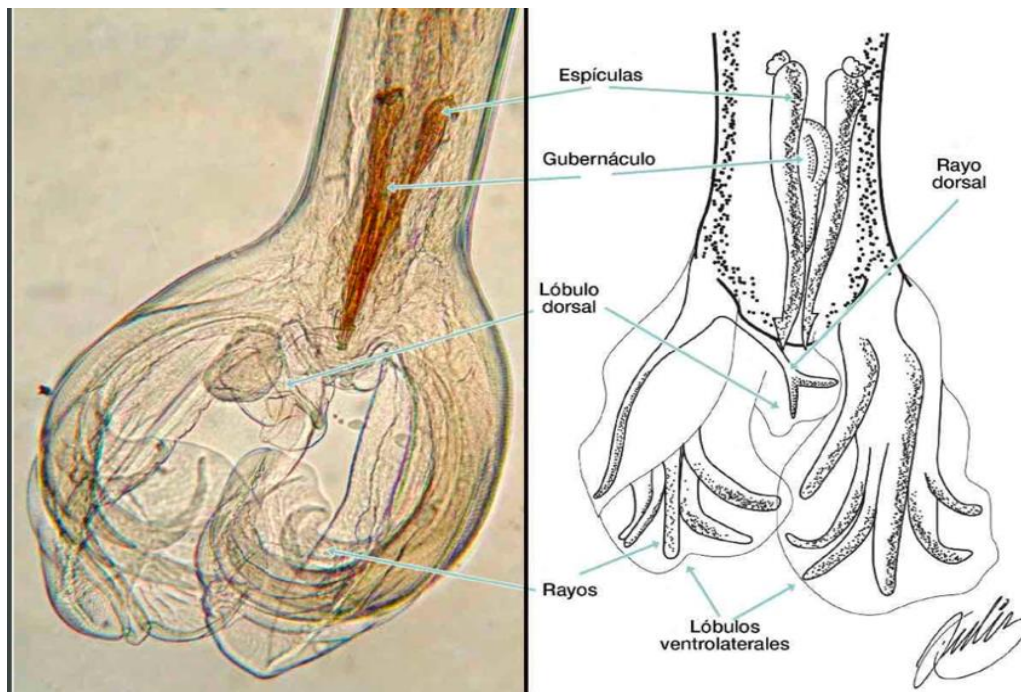


Figura 1. Bolsa copuladora de un estrogilido macho (*Haemonchus contortus*)

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).



Figura 2. Huevos de nematodos del orden Strongylida

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

Nematodos pulmonares

Los nematodos pulmonares pueden causar enfermedades respiratorias como las bronconeumonías verminosas. Esta patología se define como una enfermedad crónica en ovejas y cabras y es caracterizada clínicamente por las dificultades respiratorias que presentan los animales, los nematodos colonizan el tracto respiratorio inferior produciendo como consecuencia bronquitis, neumonía o ambas. Los nematodos que causan estas afecciones son: *Dictyocaulus filaria*, *Protostrongylus rufescens* y *Muellerius capillaris* (Hernández-Serratos y Díaz-Sánchez, 2022; Maeso, 2022). La única especie de la familia *Dictyocaulidae* que

afecta a los pequeños rumiantes es *D. filaria*. Esta especie tiene un ciclo biológico directo donde las ovejas o cabras actúan como hospederos definitivos. La hembra de este género vive en la tráquea y los bronquios, produciendo huevos embrionados que van a ser deglutidos hasta eclosionar en el tracto digestivo para después pasar por los cuatro estados larvarios (L1, L2, L3 y L4) antes de alcanzar el estado adulto. Por lo general, se encuentra en larvas en estadio uno (L1), en heces frescas de animales infectados; en condiciones favorables, la L1 se desarrolla a L3 llegando a su etapa infectante en menos de una semana. Los ovinos ingieren la L3 que posteriormente penetrará la pared intestinal y migrará por medio de los nódulos linfáticos mesentéricos donde madurará hasta la L4. Posteriormente, viajará a través de la linfa y la sangre hacia los pulmones, llegando a los capilares de los alveolos, aproximadamente una semana después de la ingestión. Por último, aproximadamente cuatro semanas después de la infección, mudará de los bronquiolos a los bronquios para madurar llegando hasta las cinco semanas (Hernández-Serratos y Díaz-Sánchez, 2022; Panuska, 2006; Maeso, 2022).

La familia *Protostrongylidae* presenta un ciclo de vida indirecto. Los primeros dos estados larvarios tienen lugar en un primer hospedero intermediario siendo los caracoles: *Monacha* spp., *Cochicella* spp., *Abida* spp., *Zebrina* spp., entre otras; y babosas del género *Limax* spp., *Agriolimax* spp. La infección del hospedero definitivo va a ser por la ingestión de estos moluscos. Los adultos de *M. capillaris* son ovíparos y ponen huevos que eclosionan en L1, las cuales van a migrar de los nódulos linfáticos a las vías respiratorias. Posteriormente, serán expulsadas por medio de las secreciones respiratorias, o tragadas y expulsadas en las heces después de su paso por el tracto digestivo. Cuando la L1 está en el ambiente, encuentra a su hospedero intermediario y penetra la piel de los moluscos, donde evolucionará hasta la L3 en un periodo de dos a tres semanas. Los ovinos se infectan durante el pastoreo, las larvas pasarán a través de la pared intestinal y migrarán hacia los pulmones, donde penetrarán los espacios alveolares e inducirán a la formación de nódulos granulomatosos. Durante el periodo de prepatencia que es de tres a cinco semanas o hasta más, L3 se convierte en L4 y luego en adultos

con dimorfismo sexual para poder reproducirse y poner huevos, cerrando de esta forma del ciclo de vida del parásito (Hernández-Serratos y Díaz-Sánchez, 2022).

Los signos clínicos que van a estar presentes van a ser de acuerdo con la localización de los parásitos, siendo principalmente respiratorios como taquipnea, disnea, anorexia y emaciación y tos con moco que contendrá larvas, huevos y en ocasiones parásitos adultos, este moco conforme avanza la parasitosis, se vuelve mucopurulento. Los animales muy parasitados muestran signos de bronconeumonía con taquipnea, estertores y tos seca (Maeso, 2022).

La familia Protostrongylidae provoca infecciones generalmente asintomáticas. Cuando hay infecciones repetidas, se pueden observar signos como tos seca y neumonías secundarias. En corderos de más de seis meses con mulleriosis puede mostrar anorexia, desnutrición, retraso en el crecimiento y la presencia de tos. Por lo contrario, cuando las infecciones son provocadas por *Protostrongylus* spp., hay presencia de tos expectorante, y viene acompañada de mucosidad nasal, anorexia y alteraciones respiratorias bastante considerables (Taylor, 2007; Maeso, 2022). En la Figura 3., el esquema muestra el ciclo biológico de los nemátodos pulmonares que afectan a los pequeños rumiantes.

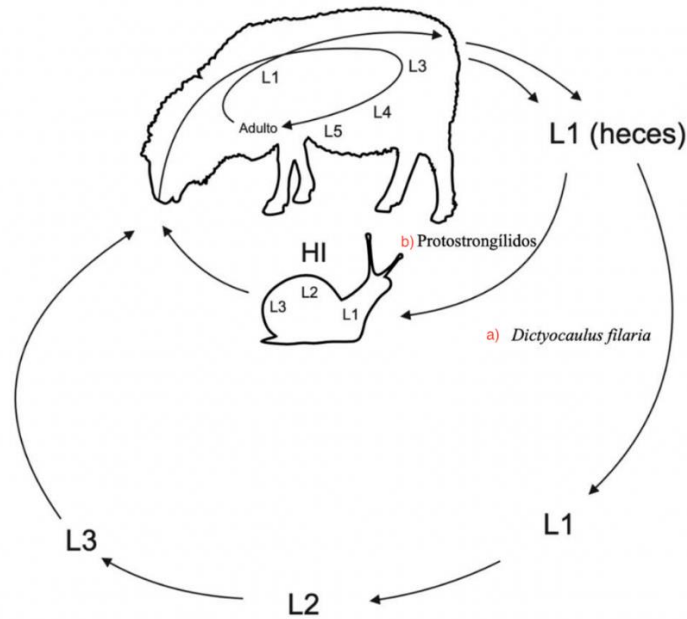


Figura 3. Ciclo biológico de los nemátodos broncopulmonares que afectan a los pequeños rumiantes. A) directo (*D. filaria*), b) Indirecto (protostrongílidos).

Fuente: Imagen modificada tomada de (Maeso, 2022)

Nematodos Gastrointestinales (NGI)

Los nematodos gastrointestinales (NGI) representan una de las principales amenazas parasitarias para la producción ovina a nivel mundial, esto causa significativas pérdidas económicas para los productores debido a la reducción en la productividad y los costos de tratamientos (Roeber et al., 2013). Las especies que son más comunes en las unidades de producción ovina incluyen a *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus colubriformis*, *T. axei*, *Teladorsagia (Ostertagia) circumcincta*, *Cooperia* spp., *Oesophagostomum*, *Trichuris ovis*, *Strongyloides papillosus* y *Bunostomum* spp. Considerándose a *Haemonchus contortus* como uno de los de mayor patogenicidad en los rebaños ovinos y caprinos debido a sus hábitos de hematofagia y a su alta prolificidad (Reyes-Guerrero et al., 2021); las cuales pueden generar una variedad de signos clínicos como anemia, diarreas, pérdida de peso y en el peor de los casos la muerte (Besier et al., 2016; Alcalá et al., 2019).

Los NGI suelen presentar predilección por ciertas áreas del tracto digestivo de los rumiantes, lo que puede observarse en la Figura 4. y en la Tabla 3., (Liébano, 2011).

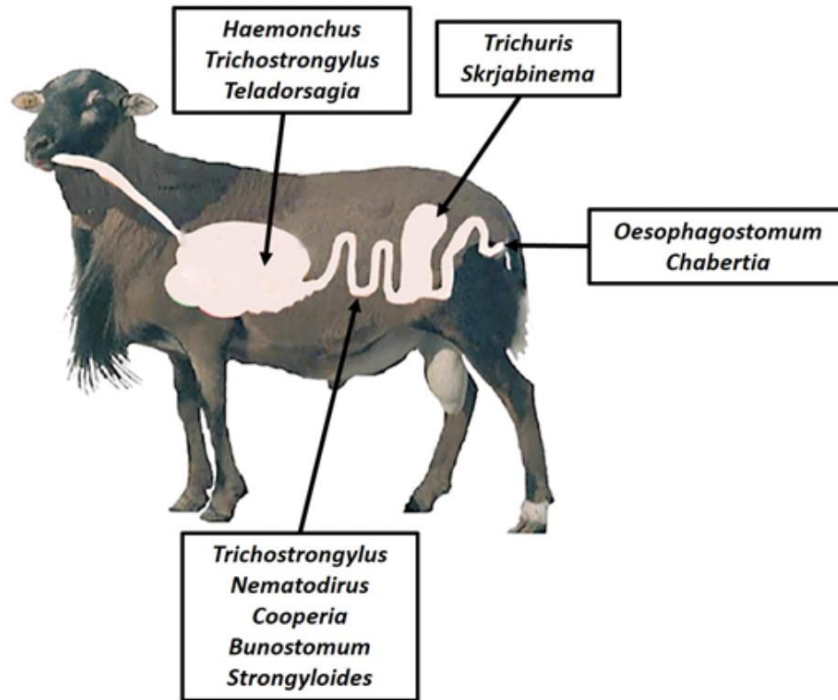


Figura 4. Principales géneros de nemátodos gastrointestinales que parasitan a los ovinos en México

Fuente: Imagen tomada de (Bautista y Aguilar, 2022)

Tabla 3. Localización de los nemátodos gastrointestinales en ovinos.

Localización	Parásito
Abomaso (Cuajo)	<i>Haemonchus contortus</i>
	<i>Haemonchus placei</i>
	<i>Ostertagia circumcincta</i>
	<i>Ostertagia trifurcata</i>
	<i>Ostertagia lyrata</i>
	<i>Trichostrongylus axei</i>
	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>
	<i>Trichostrongylus lonispicularis</i>
	<i>Mecistocirrus digitatus</i>
	<i>Teladorsagia</i>
Intestino delgado	<i>Nematodirus spathiger</i>
	<i>Nematodirus filicolis</i>
	<i>Nematodirus helvetianus</i>
	<i>Nematodirus battus</i>
	<i>Strongyloides papillosus,</i>
	<i>Bunostomum trigonocephalum</i>
	<i>Bunostomum phlebotomun</i>
	<i>Cooperia oncophora</i>
	<i>Cooperia pectinata</i>
	<i>Trichostrongylus spp.</i>
<i>Toxocara vitulorum</i>	
Ciego	<i>Trichuris ovis</i>
	<i>Trichuris globulosa</i>
	<i>Skrjabinema ovis</i>
Colón	<i>Oesophagostomum columbianum</i>
	<i>Oesophagostomum radiatum</i>
	<i>Chabertia ovina</i>

Fuente: Elaboración propia con datos de (Oviedo et al., 2021).

La nematodosis gastroentérica es el resultado de la presencia de estos géneros y especies de nematodos que interactúan y afectan el tracto gastrointestinal de los ovinos, provocando trastornos metabólicos que van a interferir en la nutrición de los animales, favoreciendo el desarrollo de estos y pudiendo causar la muerte del hospedero definitivo. Se consideran tres puntos importantes para que se pueda llevar a cabo la enfermedad: como cualquier otra, en la triada epidemiológica existen factores ambientales, del hospedero y del parásito que van a predisponer o no a estas infestaciones. Este tipo de parasitosis se desarrolla con mayor frecuencia en unidades productivas de tipo extensivo donde los animales se alimentan en praderas o en pastizales contaminados con las larvas infectantes. Las larvas, para su sobrevivencia requieren ciertos factores ambientales, como un alto porcentaje de humedad (arriba del 50%) y temperaturas superiores a los 15 °C; por lo tanto, las nematodosis son más frecuentes durante la temporada de lluvias (Oviedo et al., 2021); la mayor o menor severidad del cuadro clínico va a depender de factores asociados al hospedero como son la edad del animal y el estado nutricional en el que se encuentre (Reyes-Guerrero et al., 2021).

El ciclo biológico de los NGI es directo (Figura 6); por lo que no requiere de un hospedero intermediario. El ciclo tiene una fase de vida libre o no parasítica y una fase parasítica; cuando las hembras ovipositan, los huevos se eliminan al exterior a través de las heces, iniciando la fase no parasítica, durante un periodo de 3 a 14 días, los huevos comienzan a embrionar y de estos eclosiona una larva de primer estadio (L1), posteriormente en unas horas sufren una ecdisis o muda y eclosionan a larva de segundo estadio (L2), estos dos estadios se alimentan de sustancias contenida en el excremento y con bacterias, esporas, detritus y agua; después de 2 a 3 días eclosiona la larva del tercer estadio (L3) o larvas infectantes. Este estadio ya no se alimenta, ya que conserva la cutícula de la L2 y depende únicamente de sus reservas, esta cutícula o vaina las protege de las condiciones adversas en el ambiente, es muy activa y trepan a la punta de los pastos en las mañanas cuando estos tienen gotas de rocío que brindan una película de humedad

(hidrotropismo), y la luz solar es poca; si no hay un hospedero que al consumir el forraje las ingiera, vuelven a descender al suelo a la base de las plantas en las horas de mayor intensidad de luz solar para evitar la desecación (fototropismo negativo) y permanecen quietas durante ese tiempo; esta actividad la repiten cada mañana hasta lograr ser consumidas por el hospedero, el periodo de vida de la L3 en el ambiente es de aproximadamente 3 meses. Cuando la L3 es consumida por el ovino, comienza la fase parasítica, la larva L3 llega al aparato digestivo, interactúa con diversos estímulos fisiológicos, que actúan sobre la vaina liberándose así la L3 de ella; una vez desenvainada migran al rumen, hacia el abomaso e intestinos, donde penetran a la submucosa y eclosionan al estadio de larva 4 (L4) y finalmente al estadio de larva 5 (L5) en su ubicación final o fase adulta, madurando sexualmente en macho o hembra. Posteriormente, los nematodos ya en su fase adulta van a copular y la hembra oviposita, estos huevos son excretados en las heces del hospedero, cerrando así el ciclo. El promedio del ciclo biológico de estos NGI es de 2 a 3 semanas (Liébano, 2011; Oviedo et al., 2021).

Este tipo de parasitosis ocasiona grandes pérdidas económicas que pueden ser de tipo directo; representada por la muerte de los rumiantes jóvenes o bien de tipo indirecto; manifestándose de manera clínica con diarrea, anemia y desnutrición, dando como resultado un retraso en el crecimiento de los rumiantes, así como una baja producción de carne y leche en los animales adultos e inclusive la muerte del animal (Liébano, 2011).

i) *Haemonchus contortus*

El nematodo que es considerado el más virulento en los pequeños rumiantes es *Haemochus contortus* y se debe a los hábitos hematófagos al igual que su capacidad para aumentar rápidamente la población durante periodos y condiciones que favorecen el desarrollo de las etapas de vida libre (Oviedo et al., 2021; Besier et al., 2016).

Este parásito ha desarrollado un mecanismo adaptativo que le permite desarrollarse en climas diversos, presentando mayor predilección por los climas cálidos. El ciclo biológico de *Haemonchus contortus* es directo (Figura 5); comienza con la excreción de los huevos en las heces, en 24 a 30 horas las larvas eclosionan de los huevos a L1, la que madura a L2 en un periodo de 3 días y llega a L3 en 2 días más en condiciones favorables, el desarrollo de estos estadios dependerá también del ambiente y las condiciones de temperatura, humedad y, de la larva. Puede demorarse hasta 2 meses en alcanzar la L3 sobre todo cuando la temperatura está por debajo de los 10°C y, al contrario, el calor excesivo y temperaturas mayores a 36°C pueden hacer inviable su sobrevivencia debido al desarrollo acelerado, al mismo tiempo, requiere una humedad relativa de entre un 80% a 100%; a pesar de ello, el microclima en las excretas y la superficie del suelo puede contener suficiente humedad para permitir su desarrollo (Lazo y González, 2020). La fase parasítica comienza con la infestación por la L3 que al llegar al tracto digestivo, al rumen donde se expone a ciertos niveles de bióxido de carbono que la estimulan a secretar enzimas, entre ellas la leucinaminopeptidasa, las cuales actúan sobre la vaina produciendo que la larva la pierda, una vez desenvainada la L3 migra del rumen hacia el abomaso, donde se fija a la mucosa, puede alimentarse y eclosiona a L4, permanecen entre 10 y 14 días, continuando su desarrollo hasta L5, la diferenciación en macho y hembra los que se reproducen y la hembra tienen un alto potencial biótico ya que puede ovipositar entre 5,000 a 15,000 huevos por día, que se excretan en las heces (Lazo y González, 2020; Desalegn y Berhanu, 2023).

La transición de L4 a L5 no siempre se da de manera continua, el parásito sabe cuándo las condiciones del entorno son adversas (época de secas, con poco forraje y frío); en esos casos la L3 permanecen en las glándulas del abomaso en hipobiosis, durante este periodo de latencia el parásito no causa daño al hospedero ya que es inactivo metabólicamente; sin embargo, cuando las condiciones ambientales mejoran para el parásito y para los ovinos, se concluye esta latencia y el parásito continúa su desarrollo, pasando a L5 que adquieren la madurez sexual

y que siguen ejerciendo sus mecanismos de patogenicidad (Desalegn y Berhanu, 2023; Thuan et al., 2023).

Este parásito es muy importante en la población ovina, debido a los mecanismos de patogenicidad que ejerce, una acción expoliatriz ya que es hematófago, se alimenta succionando la sangre de los vasos sanguíneos, este libera un anticoagulante que hace el sangrado más profuso, cada nematodo puede ingerir hasta 50µL de sangre al día, lo que provoca que el ovino desarrolle anemia en poco tiempo; además la acción traumática pues al fijarse a la mucosa produce inflamación, ulceraciones y gastritis; cómo consecuencia no solamente afecta la digestión y absorción de nutrientes, también afecta el metabolismo, provocando debilidad, pérdida de peso, mucosas pálidas, diarreas ocasionales, edema submandibular y muerte súbita (Selemon, 2018; Lazo y González, 2020; Ojeda et al., 2022b).

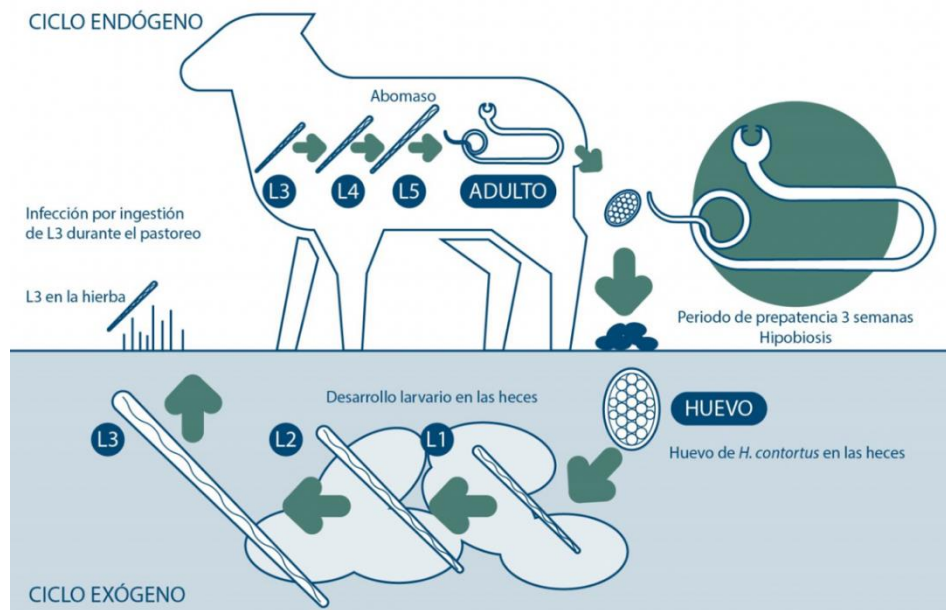


Figura 5. Ciclo biológico directo de *Haemonchus contortus* en pequeños rumiantes.

Fuente: Imagen tomada de (<https://parasitxpert.es/el-parasito-del-mes-haemonchus-contortus-y-la-hemoncosis-de-los-rumiantes-domesticos/>)

Dependiendo de la intensidad de la infección por este parásito, es la respuesta del hospedero. La hemoncosis puede presentarse de tres formas: hiper aguda, aguda y crónica. En la forma hiperaguda, relativamente rara, la pérdida de sangre por una infestación de hasta 30,000 nematodos *H. contortus*, provoca gastritis hemorrágica, además de anemia terminal. Las muertes suelen ser repentinas, sin signos premonitorios de enfermedad, en los ovinos que sobreviven se observan signos de anemia grave. En la forma aguda se desarrolla una anemia significativa durante un periodo relativamente más largo, pero pueden ocurrir muertes dentro de las 4 a 6 semanas posteriores a la infestación, dependiendo de la cantidad de larvas ingeridas, pueden tener cargas de 2,000 a 20,000 nematodos *H. contortus* por ovino con recuentos de huevos fecales de 50,000 huevos por gramo de heces. Por último, en la presentación crónica, suele haber infestaciones con cargas más pequeñas pero persistentes y se le conoce como “hemoncosis crónica”, esta puede pasar desapercibida o, hacerse evidente sólo cuando aumenta la ingesta de larvas y por lo tanto, la carga de estos nematodos, o cuando las malas condiciones nutricionales reducen la capacidad el hospedero para tolerar la infección (Besier et al., 2016). La característica que más diferencia a este parásito de otros es que afecta a individuos de todas las edades en el rebaño, aunque existe cierta susceptibilidad en los corderos, juveniles y hembras gestantes (Ojeda et al., 2022b).

La identificación de los NGI se basa principalmente en su morfología, en general son gusanos de cuerpo cilíndrico, ahusado, cubierto con una cutícula acelular, resistente. Entre este integumento y la cavidad corporal hay capas de músculo, troncos nerviosos longitudinales y un sistema excretor, tienen un aparato digestivo tubular que va desde la boca hasta el ano o la cloaca, dependiendo del sexo (Figura 6); las características morfológicas específicas de los nemátodos gastrointestinales que afectan a los pequeños rumiantes en México, se describen en la Tabla 4.

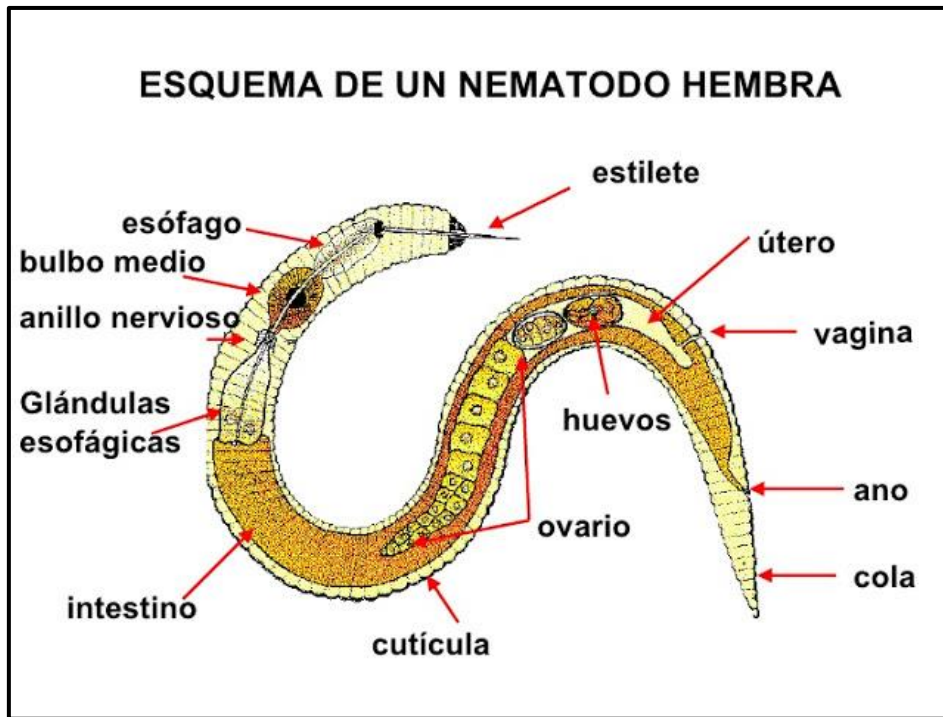


Figura 6. Morfología general de un nematodo gastrointestinal.

Fuente: imagen tomada de (Bulbos, 2016).

Tabla 4. Morfología de los diferentes tipos de nematodos gastrointestinales que afectan a los pequeños rumiantes en México.

Nematodo	Aspecto de adultos	Huevos
<i>Haemonchus contortus</i>	<p>Macho: Mide de 10 a 20 mm de largo, los lóbulos laterales de la bolsa copuladora son grandes, mientras que el lóbulo dorsal es pequeño y asimétrico (Figura 7). Las espículas son cortas (Figura 8); algunas especies terminan con un botón.</p> <p>Hembras: Miden de 18 a 30 mm. Los ovarios y el útero doble rodean al tubo digestivo formando espirales. La vulva puede estar cubierta por un lóbulo o lengüeta, llamado solapa vulvar (Figura 7). Se encuentra en el último cuarto del cuerpo.</p>	<p>Los huevos son ovales, de pared delgada y segmentados, miden de 70 a 85 x 41 a 31 μm.</p>
<i>Trichostrongylus axei</i>	<p>Macho: Mide 2.5 a 6 mm de largo. La bolsa copuladora tiene lóbulos grandes laterales, el rayo dorsal es simétrico, está hendido y termina en dos ramas con digitaciones. Las espículas son de color café, gruesas y con bordes (Figura.9).</p> <p>Hembra: Mide 3.5 a 8mm de largo.</p>	<p>Los huevos son ovales, tienen una pared fina y segmentada al momento de la puesta miden de 79-92 x 31-41 μm.</p>

<i>Teladorsagia circumcincta</i>	<p>Macho: Mide 7.5 a 8.5 mm. Tiene espículas finas, Cada una termina en un abultamiento grande y de un proceso pequeño (Figura 9).</p> <p>Hembra: mide de 9.8 a 12.2 mm de largo; en el extremo posterior tiene de cuatro a cinco estrías transversales. La vulva se abre en el quinto final del cuerpo Y está cubierta por una expansión cuticular (Figura 10).</p>	<p>Los huevos miden 80-100 x 40-50 μm.</p>
<i>Teladorsagia trifurcata</i>	<p>Los lóbulos laterales de la bolsa están bien desarrollados y el lóbulo dorsal es pequeño. Tiene espículas cortas y anchas (Figura 9).</p>	
<i>Nematodirus</i>	<p>Los adultos tienen una vesícula cefálica dilatada.</p> <p>Macho: Mide de 10 a 15 mm de largo. La bolsa copuladora tiene lóbulos laterales grandes, las espículas son finas con alas transparentes.</p> <p>Hembra: mide de 15 a 23 mm.</p>	<p>Los huevos miden de 175-206 por 106-110 μm de ancho, contienen un embrión con ocho células al momento de la puesta (Figura 11).</p>
<i>Cooperia</i>	<p>Macho: Mide de 5 - 7 mm de largo. La bolsa copuladora tiene dos lóbulos laterales grandes y uno dorsal pequeño. Sus espículas son fuertes, cortas, de color marrón y con una expansión en su zona media.</p>	<p>Los huevos miden 70-95 x 30 - 45 μm.</p>

	<p>Hembra: mide de 6 a 11mm de largo, tiene líneas transversales en la vesícula cefálica (Figura 12). Así como ensanchamiento de las espículas que son clave para distinguir al género.</p>	
<i>Bunostomum</i>	<p>Los adultos tienen una cápsula bucal relativamente ancha y lleva en su margen ventral un par de placas quitinosas (Figura. 13). No hay presencia de dientes dorsales en la cápsula.</p> <p>Macho: mide de 12 a 17 mm de longitud, la bolsa copuladora está bien desarrollada. Tiene espículas delgadas y aladas.</p> <p>Hembra: mide de 19 a 26 mm de largo.</p>	<p>Los huevos miden 79-97 por 47-50 μm. Los extremos son redondeados, y las células embrionarias presentan una granulación oscura.</p>
<i>Trichuris</i>	<p>Los adultos son conocidos como tricocéfalos. La parte delgada corresponde al esticosoma el cual ocupa tres cuartas partes del cuerpo (Figura. 14).</p> <p>Macho: enrolla el extremo posterior, posee una espícula cubierta por una vaina, que puede contener espinas, y mide de 5 a 8 cm de largo.</p> <p>Hembra: mide de 3 a 7 cm de largo.</p>	<p>Los huevos son elípticos Tienen dos opérculos muy evidentes y miden de 70-80 \times 20-40 μm (Figura. 15).</p>

<i>Oesophagostomum</i>	<p>Los adultos poseen un collar cefálico con una vesícula cefálica de gran tamaño.</p> <p>Macho: mide de 14 a 17 mm de longitud.</p> <p>Hembra: mide de 16 a 22 mm de largo.</p>	<p>Los huevos miden 70-76 × 36-40 μm, y tiene una membrana doble.</p>
<i>Chabertia</i>	<p>En adultos una cápsula bucal es grande y está rodeada de una corona foliácea doble.</p> <p>Macho: mide de 13 a 14 mm. Tiene una bolsa copuladora bien desarrollada con un par de espículas finas unidas por el gubernáculo.</p> <p>Hembra: mide de 17 a 20 cm</p>	<p>Los huevos miden 90-105 × 50-55 μm. Su forma es elíptica y son numeradas con una pared lisa.</p>

Fuente: Elaboración propia con datos de (Taylor et al., 2007; Alcalá et al., 2019).

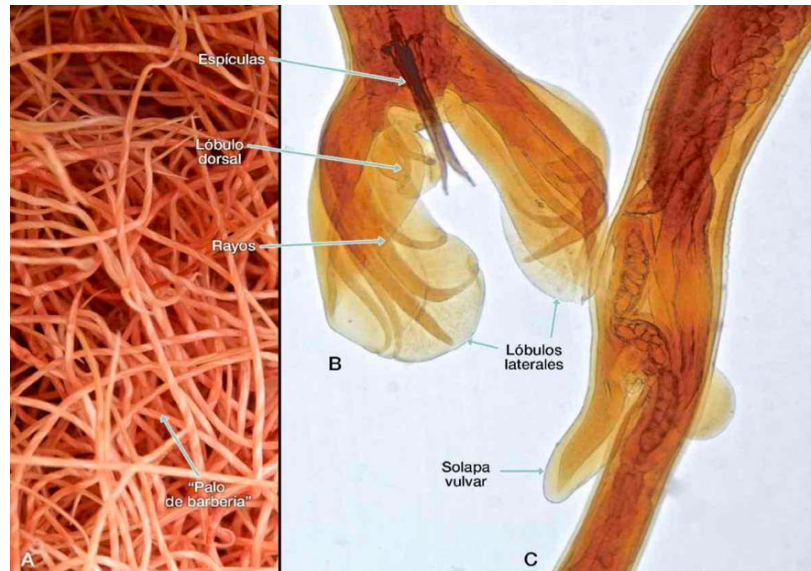


Figura 7. Lóbulos laterales y dorsales de *Haemonchus contortus*. A) nematodo adulto; B) Macho; C) Hembra.

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).



Figura 8. Espículas de *Haemonchus contortus*. A) Detalle de la hembra; B) Detalle de la bolsa copuladora del macho.

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

ii) *Trichostrongylus*

La fase infectante afecta a ovinos, bovinos y equinos, es una larva robusta, provista de vaina de tamaño pequeño que pertenece al grupo de colas cortas. La extremidad anterior es redondeada con cavidad bucal. El intestino está bordeado por 16 células intestinales de forma rectangular o triangular, con su respectivo primodium genital. En la extremidad posterior de la larva, la punta de la cola acaba en diferentes formas, dependiendo de la especie (Liébano, 2011).

Este tipo de parásito se localiza en el abomaso de los rumiantes, y está presente en el estómago de los equinos y los lepóridos, el resto de las especies se hallan en el intestino delgado de los rumiantes. Son parásitos con una porción cefálica delgada, no tienen cápsula bucal ni papilas. La espícula gruesa es una característica distintiva de este género (Alcalá et al., 2019).



Figura 9. A) Bolsa copuladora de *Teladorsagia circumcincta*. B) Espículas de *Trichostrongylus* spp.

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

iii) *Teladorsagia*

Existen varias especies de *Teladorsagia*: Está *Teladorsagia circumcincta* que se localiza en el abomaso de las ovejas y cabras; y *Teladorsagia trifurcata* que se puede localizar en ovejas, cabras y ocasionalmente en bovinos. Este género se caracteriza por poseer una membrana bursal accesoria que contiene un par de papilas accesorias. Algunas especies tienen anillos curriculares en la parte final del extremo posterior (Alcalá et al., 2019).

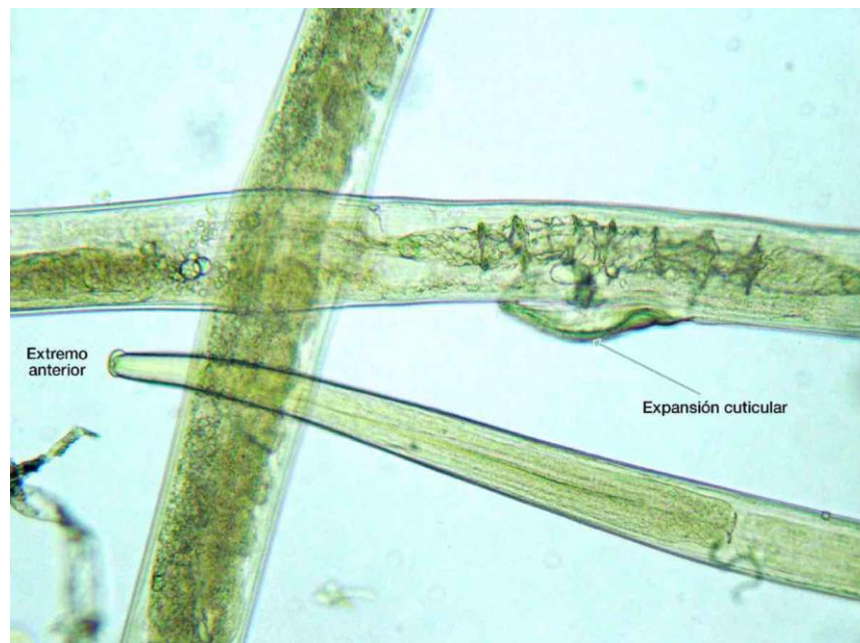


Figura 10. Hembra *Teladorsagia circumcincta*

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

En las infecciones subclínicas se ha demostrado que este tipo de parásito causa una marcada depresión del apetito, diarrea intermitente, heces líquidas y por lo tanto, bajo peso de los animales. En infecciones graves los nódulos y pliegues abomasales se vuelven edematosos e hiperémicos (Taylor et al., 2007).

iv) *Nematodirus*

Este tipo de parásito se encuentra distribuido mundialmente. Existen diferentes especies que se localizan en el intestino delgado de los bovinos, ovinos y caprinos (Alcalá et al., 2019). Son muy delgados y pequeños. La cola de la larva es larga y tiene forma de látigo. *Nematodirus* puede resistir de uno a dos años en las praderas. Este parásito se diferencia en que la larva L1 no abandona el huevo hasta formarse la L3 infectante en 15 a 30 días a temperaturas de 24 a 28 °C. La posibilidad de infestación en los pastos dependerá de la exposición y del traslado de las larvas infestantes a la hierba (Liébano, 2011).

Dentro de la patología, en el intestino delgado puede producirse un aumento de la producción de moco y un retraso del crecimiento de las vellosidades. En cuanto a signos clínicos, las infestaciones moderadas podrían no producir signos aparentes; sin embargo, en infestaciones severas se pueden presentar diarreas y por lo consecuente, deshidratación (Taylor et al., 2007).



Figura 11. A) Huevo de *Nematodirus* spp. B) Huevo de estrongílido gastrointestinal

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

v) ***Cooperia***

Cuando hay baja temperatura ambiental y falta de lluvias, hay un descenso en las infecciones por este parásito (Liéban, 2011). Se transmite cuando el ovino ingiere la L3 en el pasto y se va a alojar en el intestino delgado de los rumiantes (Alcalá et al., 2019). Una vez que está en el intestino delgado, se muda y desarrolla en la superficie de la mucosa intestinal (Taylor et al., 2007).

Uno de los signos clínicos más característicos de *Cooperia* son la pérdida de apetito y baja ganancia de peso. En infecciones severas se puede presentar también diarreas intermitentes (Taylor et al., 2007).



Figura 12. *Cooperia*. A. Hembra. B. Detalle del extremo anterior

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

vi) ***Bunostomum***

Este tipo de parásito se encuentra distribuido mundialmente. Es considerado uno de los nemátodos más largos que se encuentra en el intestino delgado de los rumiantes, teniendo una longitud de aproximadamente 1 a 3 cm. Suele ser robusto, de color grisáceo y tiene un gancho en el extremo anterior con la cápsula bucal abriéndose antedorsalmente. La larva 3 es la infectante por vía oral y por la piel. Después de la penetración cutánea, la larva viaja hasta los pulmones y mudan a estadio larvario 4 antes de volver a entrar en el tracto gastrointestinal después de aproximadamente 11 días. Las larvas que son ingeridas, generalmente no migran, su crecimiento continúa en los intestinos (Taylor et al., 2007; Alcalá et al., 2019).



Figura 13. Cavidad bucal de *Bunostomum* spp.

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

vii) *Trichuris*

Este tipo de nemátodos se encuentra en el intestino grueso de los rumiantes. El estadio larvario infectante es la L1, la cual se desarrolla en uno a dos meses después de haber sido eliminada por medio de las heces, dependiendo de la temperatura. Los huevos pueden sobrevivir varios años en las condiciones favorables. La mayoría de las infecciones son ligeras y asintomáticas, ocasionalmente cuando hay un gran número de larvas presentes, puede causar inflamación de la mucosa cecal. En los rumiantes los benzimidazoles, ivermectinas o el levamisol en inyección son muy eficaces para el control de esta larva en la etapa adulta, no tanto en las etapas de desarrollo (Taylor et al., 2007).

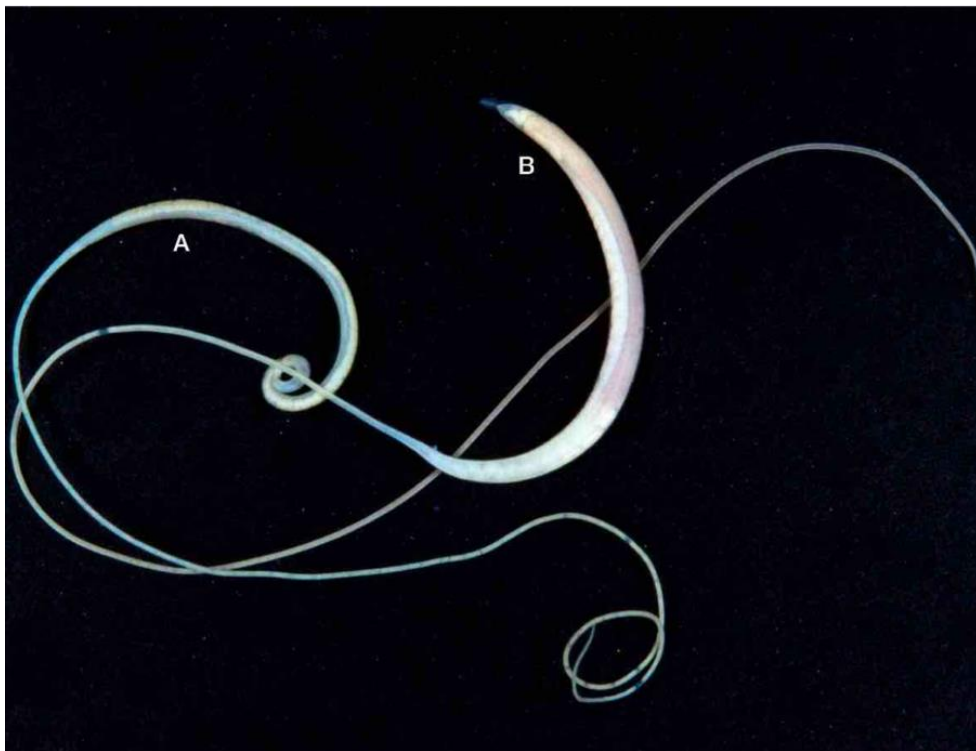


Figura 14. *Trichuris* spp. A) macho y B) Hembra

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

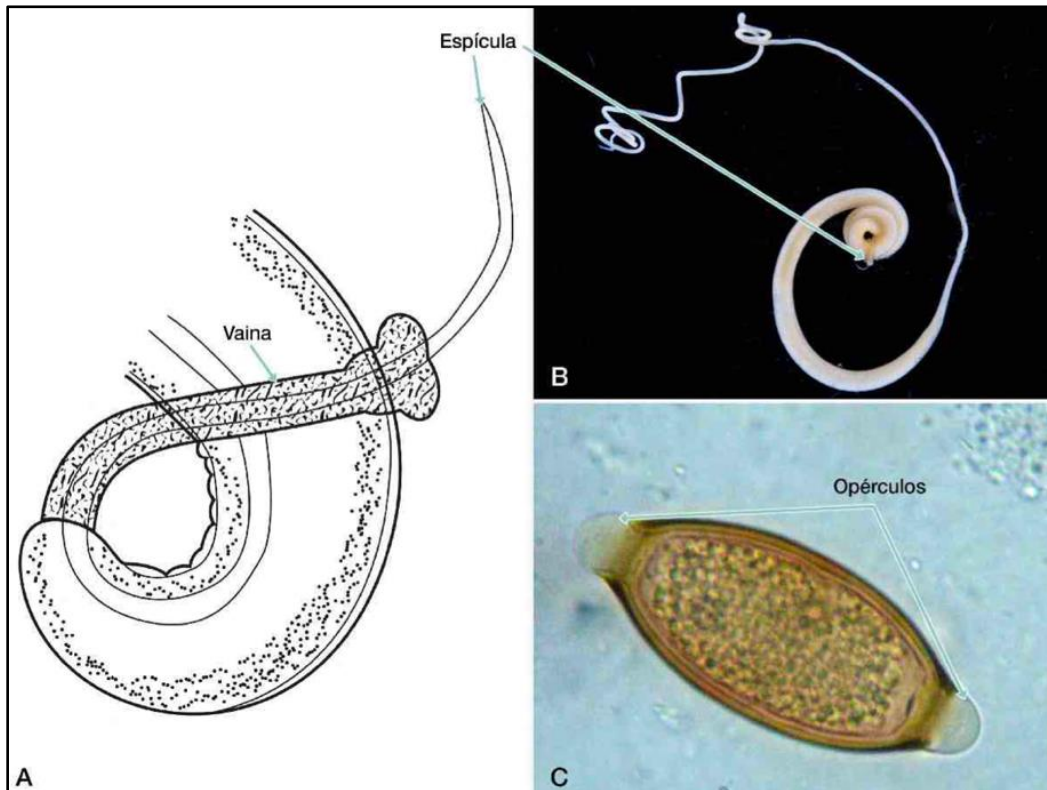


Figura 15. *Trichuris* spp. A-B) Detalle del extremo posterior del macho; C) Huevo.

Fuente: Imagen tomada de (Alcalá et al., 2019).

viii) *Oesophagostomum*

Los parásitos que pertenecen a este género se alojan en el intestino grueso, en específico en el ciego y colon de los ovinos. Tiene un ciclo biológico directo y su fase infectante es cuando se ingiere la L3. Son denominados gusanos nodulares ya que generan nódulos o granulomas en la pared intestinal que adquieren el tamaño de una abeja aproximadamente. Esto impide que funcione correctamente el intestino, no permite que se absorban correctamente los líquidos y, por lo tanto, los ovinos van a presentar diarreas oscuras o negras y mal olientes (Liébano, 2011; Alcalá et al., 2019).

ix) Chabertia

Este parásito tiene un ciclo biológico directo, los huevos son expulsados en las heces para después desarrollarse en el suelo hasta convertirse en L3. Una parasitosis moderada usualmente es asintomática; sin embargo, en infecciones severas hay presencia de diarrea sanguinolenta con mucosidad en los que se pueden encontrar las larvas. Los ovinos empiezan a tener signos de anemia y de hipoalbuminemia y presentan grandes pérdidas de peso (Taylor et al., 2007).

2.3. TIPOS DE CONTROL DE LOS NEMÁTODOS GASTROINTESTINALES

2.3.1. Control físico

Existen diversas formas de tener un control parasitario sin utilizar como tal algún fármaco. Dentro de ellos está el control físico, el cual incluye buena alimentación, rotación de potreros, introducción de plantas que tiene efecto antiparasitario, inmunización con larvas y vacunas y el uso de partículas de cobre.

Una buena alimentación de los rebaños de ovinos va a favorecer la resistencia a las infecciones que sean provocadas por los NGI (Bautista y Aguilar, 2022). La ganancia de peso, la condición corporal y utilizar el método FAMACHA son de gran utilidad para identificar a los animales que tengan problemas nutricionales (Torres et al., 2023). Los estudios que fueron realizados por Steel, (2003), indican que una dieta alta en proteína de calidad puede disminuir tanto el crecimiento como la fertilidad de las hembras *H. contortus* haciendo que produzcan menos huevos, en comparación con otros ovinos que tiene una dieta baja en proteína. También se logró observar que los niveles de Ig A tuvieron un incremento significativo al consumir la proteína, siendo este el mayor mecanismo de defensa contra los parásitos. Si a esto se le suma el uso de las agujas o partículas de óxido

de cobre, puede ser beneficioso para tener un mayor control de los nemátodos gastrointestinales. Sin embargo, el uso de estas partículas de cobre debe ser bastante controlado ya que, si se usa con demasiada frecuencia o se usa más de la dosis correspondiente, puede causar una intoxicación por cobre, sobre todo en ovinos. Cabe recalcar que esta herramienta tiene mayor efecto sobre *H. contortus*, no sobre otras especies de nemátodos gastrointestinales (Torres et al., 2023).

La rotación de los potreros también es una forma en la que se puede controlar la carga parasitaria en ovinos. Por lo general, se dejan a los animales pastorear de entre 3 a 5 días en una sección de la pradera, posteriormente, se le da un descanso a esa área de entre 28 a 40 días, dependiendo de la época del año. Esto se hace con el propósito de romper el ciclo de la larva infectante (L3), aparte de que la vegetación tiene la oportunidad de recuperarse y crecer para poder ser sometida de nuevo al pastoreo. Además del descanso de la pradera, la exposición ambiental prolongada y la desecación que es producida por la radiación del sol ayuda a eliminar el número de larvas que el animal va a consumir. Los animales en pastoreo rotacional mejoran en el hematocrito, una mayor condición corporal y una mejor coloración de la mucosa palpebral (Medina et al., 2014; Torres et al., 2023).

La selección genética es otra forma de controlar la carga parasitaria entre los ovinos. Se define como la variación en la respuesta inmunológica representada por una población de animales que desarrollan la habilidad de controlar una infección o enfermedad. Se seleccionan a los animales que tengan un fenotipo de resistencia en una población por medio de una evaluación y medición de diversos estándares que están relacionados con parámetros parasitológicos, inmunológicos y de patogenicidad. A partir de esta evaluación y selección de razas o cruza de los animales se pueden potenciar los efectos de resistencia y resiliencia involucrados en el fenotipo ante este tipo de infecciones en los miembros de las generaciones futuras. El mejoramiento genético es una estrategia alternativa de control a mediano plazo de las parasitosis causadas por nemátodos gastrointestinales gracias a la respuesta inmunológica de cada animal (Reyes-Guerrero, *et al.*, 2021).

2.3.2. Control biológico

Otra forma de disminuir la carga parasitaria es con el uso de un control biológico con el empleo de hongos nematófagos, que tienen la capacidad de producir órganos especializados para aprehender, destruir y alimentarse de los nematodos; se pueden clasificar como predadores de los endoparásitos (Torres et al., 2007). En la naturaleza existe una gran diversidad de organismos antagónicos a los parásitos que han llegado a tener un impacto beneficioso como controladores biológicos. Dentro de los principales enemigos naturales de los nematodos gastrointestinales se encuentran las bacterias, los ácaros y los hongos (Medina et al., 2014). El hongo nematófago que mejor ayuda en el control de nematodos de ganado es *Duddingtonia flagrans*; éste produce una gran cantidad de clamidosporas que se pueden incorporar en el alimento o se puede administrar vía oral en una suspensión acuosa. La manera en que funcionan es que una vez que pasan a través del tracto digestivo, se eliminan en las heces dónde, entran en contacto con las larvas de los nematodos, capturándolas y alimentándose de ellas. Lo que provoca esto es una reducción en la población de larvas en un rango de entre 70 y el 90% y, por lo tanto, disminuyen las infestaciones y re-infestaciones del ganado (Reyes-Guerrero, et al., 2021). Este hongo ha demostrado tener mayor habilidad para reducir las larvas de los parásitos *Trichostrongylidos* en las heces de los animales y en pasturas con cantidades importantes de taninos. Una desventaja de utilizar este tipo de hongo es que su acción es más lenta cuando son comparados con los antihelmínticos; no se logra eliminar totalmente las poblaciones parasitarias más bien hay una reducción (Torres et al., 2007).

Existen plantas que se ha probado que tienen una función parecida a la de un antihelmíntico como es el caso de *Bromelia pinguin* (L.), también conocida como piña de cerca, es una planta común en Cuba que se utiliza para formar cercas y setos vivos en las fincas y los patios. Los frutos que tiene la planta se utilizan como remedio antiparasitario. Un estudio realizado, comprobó la eficacia del efecto antiparasitario utilizando la pulpa de la planta. En la prueba de campo, la planta

logró eliminar totalmente la carga parasitaria de *Haemonchus* y *Cooperia* spp., que se detectó por la reducción de la cantidad de huevos por gramo de heces a nivel cero a los dos días post tratamiento, no se detectó ningún efecto secundario a excepción de una ligera diarrea que pudiera estar relacionada con el propio mecanismo de acción del principio activo de la planta. Posteriormente, en México se realizaron ensayos en ovinos y se obtuvieron resultados satisfactorios contra *Oesophagostomun columbianun* (Rodríguez et al., 2015).

Otra planta utilizada como desparasitante es la *Morus alba* también conocida como morera. En ella se evaluó la viabilidad de las larvas infectantes (L3) de *Trichostrongylus* spp. y *Haemonchus* spp. Los mayores índices de mortalidad larvaria correspondieron con el extracto acuoso crudo y el extracto acuoso fraccionado que es parte del extracto principal que se obtuvo de la planta. La mortalidad fue superior al 80% durante la primera hora y llegó hasta 96% después de los 120 minutos. El extracto de etanol crudo y el extracto etanólico fraccionado causaron mortalidades inferiores (de 20 a 40% en todo el periodo de valuación). Estos resultados permitieron demostrar que los metabolitos secundarios polifenólicos que se encuentran en la planta *Morus alba* tiene una actividad antihelmíntica importante en las larvas L3 de *Trichostrongylus* spp. y *Haemonchus* spp. (Rodríguez et al., 2015).

El control de nematodos por medio de inmunización con larvas y vacunas también es un control alternativo. En un estudio mencionado por Medina et al. (2014), se inocularon con 3,700 larvas (L3) de *H. contortus* a corderos, esto redujo el número de huevos por gramo de heces; sin embargo, esta inmunización no mejoró la ganancia de peso en ovinos en pastoreo. Los avances más relevantes han sido el descubrimiento y la caracterización de los antígenos que confieren inmunidad. El antígeno H-11 es el que se ha utilizado para la producción de vacunas contra *H. contortus* y se ha podido comercializar. Sin embargo, la producción de antígenos para la vacunación de los ovinos es una estrategia relativamente nueva y no hay los suficientes estudios para demostrar su efectividad (Medina et al., 2014).

2.3.3. Control químico

El uso de sustancias químicas para controlar o prevenir el desarrollo de nematodos se conoce como control químico y ha sido el más utilizado a través de mucho tiempo.

Los antihelmínticos (AH) son agentes antiparasitarios que constituyen una herramienta fundamental para el control de parásitos en la mayoría de las especies (OIE,2022). Estas son drogas sintéticas que se clasifican de acuerdo con su modo de acción en: bencimidazoles (BZ), imidazotiazoles (IMZ) y lactonas macrocíclicas (LM) (Reyes-Guerrero et al., 2021).

Bencimidazoles

Los bencimidazoles como el albendazol, fenbendazol y el oxifendazol, evitan la polimerización entre las unidades alfa y beta de la proteína β -tubulina, provocando así que los microtúbulos no puedan formarse, ocasionando la muerte de los nematodos. Los imidazotiazoles actúan como agonistas colinérgicos de las membranas de las células musculares de los nematodos gastrointestinales, resultando así en contracciones musculares y parálisis espásticas. Las moléculas de las lactonas macrocíclicas provocan la hiper polarización de la membrana de la célula muscular o neuronal, provocando parálisis y expulsión de los nemátodos gastrointestinales (Reyes-Guerrero, et al., 2021).

Imidazotiazoles y tetrahidropirimidinas

Los imidazotiazoles como el levamisol y el tetramizol y las tetrahidropirimidinas como el closantel, morantel y pirantel, poseen el mismo mecanismo de acción y efecto sobre los parásitos.

Levamisol

Es un antiparasitario que actúa con rapidez y selectivamente como agonista colinérgico sobre receptores nicotínicos sinápticos y extrasinápticos de acetil colina en las uniones neuromusculares de los nematodos. Su mecanismo de acción consiste en abrir canales iónicos y aumentar la conductancia de sodio, por lo que son despolarizadas las membranas de las células musculares, resultando así en contracciones musculares y provocando parálisis espástica (Torres et al., 2007). Actúa estimulando los ganglios parasimpáticos y simpáticos de los gusanos que son susceptibles. El levamisol interfiere en el metabolismo de los carbohidratos de los nematodos por medio del bloqueo de la reducción del fumarato y la oxidación de succinato. El efecto que causa es la parálisis del gusano el cual luego va a ser expulsado vivo (Plumb y Pharm, 2010).

La resistencia al levamisol se desarrolla mediante modificaciones en los receptores nicotínicos y su capacidad de unión. Los genes 1, unc-29 y unc-38 se han determinado como los responsables de la resistencia, ya que codifican subunidades proteicas que forman los canales iónicos nicotínicos del nematodo y terminan afectando la eficacia del fármaco, desaparecen los receptores para acetilcolina (Mayoral et al., 2017) (Torres et al., 2007).

Los estudios sobre los mecanismos de resistencia a los fármacos agonistas nicotínicos se han centrado principalmente en el papel de los receptores nicotínicos de acetilcolina (nAChR), y en específico en el subconjunto del tipo de estos receptores, que son activados preferentemente por el levamisol. La activación de estos L-nAChRs va a conducir a una despolarización neuromuscular sostenida y parálisis espásticas. Existe evidencia de que las modificaciones en el sitio objetivo dentro de los nematodos constituyen el probable mecanismo de resistencia al levamisol en varias especies de nematodos Tricostrongílidos. Así también se ha demostrado que los niveles reducidos de expresión de genes que codifican las unidades nAChR que componen el receptor están implicados en la resistencia a levamisol mostradas por *Haemonchus contortus* y *Ancylostoma caninum*, respectivamente (Sarai et al., 2015).

La vía de administración del levamisol en ovinos es subcutánea, la dosis utilizada es de 7.5mg/kg; este se absorbe a través de la piel después de haber sido aplicado, se distribuye en todo el cuerpo, se metaboliza en el hígado y es excretado rápidamente por la orina y las heces principalmente. El tiempo de retiro del levamisol se ha establecido en 9 días (Plumb y Pharm, 2010; Ficha técnica del levamisol, s.f).

2.4. RESISTENCIA ANTIHELMÍNTICA

La resistencia antihelmíntica (RA) se define como la disminución en la efectividad de los desparasitantes contra una población de parásitos (González-Garduño et al., 2012). Es un fenómeno que disminuye gradualmente el efecto antihelmíntico sobre los parásitos de todas las especies, incluyendo los del ser humano. Eso también es una capacidad heredable de los parásitos, para sobrevivir a tratamientos que, a dosis terapéuticas, normalmente causarían la inhibición del crecimiento o la muerte de los parásitos de una población normal o susceptible (Medina et al., 2014).

Se desarrolla la RA debido a una interacción de diferentes factores como: la densidad de la población de los nematodos gastrointestinales, el momento en el que se administra el tratamiento, las condiciones climáticas, entre otros factores los cuales influyen gravemente en la selección de genes de resistencia (Reyes-Guerrero et al., 2021).

Existen diversas técnicas que han sido descritas para detectar resistencia a los antihelmínticos en ciertas poblaciones de NGI: pruebas *in vivo* como pruebas de eficacia antihelmíntica controlada y pruebas de reducción de la ovoposición. También están las pruebas *in vitro*: como los análisis de eclosión de huevos, análisis de motilidad larval, prueba de fijación a la tubulina y análisis del desarrollo larval (Torres et al., 2007).

Las pruebas *in vivo* evalúan la eficacia antihelmíntica mediante la comparación de recuento de huevos en la materia fecal antes y después de la vermifugación. Aquí los porcentajes en la reducción de huevos inferiores a 90% entre los 7 a 10 días post tratamiento son indicadores de que existe una resistencia. Como requisito para la prueba se debe de tener un grupo control no tratado que sirva como testigo a los diferentes cambios que muestren los otros grupos. Se dice que existe una resistencia cuando la reducción de huevos fecales es menor del 95% (Torres et al., 2007).

Por mucho tiempo, la estrategia básica de control de los NGI se ha sustentado en la utilización únicamente del control químico, mediante el uso de fármacos antihelmínticos derivados del bencimidazol, de las lactonas macrocíclicas e imidazotiazoles, cuya efectividad se ve reducida debido al aumento de poblaciones de estos NGI resistentes en nuestro país (*Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Oesophagostomum* spp., *Trichostrongylus* spp., *Teladorsagia* spp., *Chabertia* spp., *Ostertagia* spp., y *Nematodirus* spp.); distribuidos en México (López-Rodríguez et al., 2023).

Un estudio comparativo de los tres grupos de desparasitantes fue realizado en Tamaulipas, México; en el rancho ovino Santa Cecilia con 300 hembras fue utilizado para analizar la RA que existía en el rebaño. Como primer paso para establecer el programa de Desparasitación Selectiva Dirigida (DSD) se realizó un diagnóstico de resistencia antihelmíntica para determinar la presencia de cepas de nematodos resistentes o susceptibles a los antihelmínticos (AH) y de esta manera poder decidir qué fármaco emplear. Los criterios que fueron utilizados para la prueba de resistencia fueron: ovejas que estaban en pastoreo y que no hayan recibido desparasitación tres meses antes de realizar la prueba. Así mismo, se utilizaron a las ovejas que presentaran al menos 150 huevos por gramo de heces (HPG). Se utilizaron diferentes tipos de pruebas para detectar los nematodos gastrointestinales resistentes a los tres diferentes tipos de antihelmínticos utilizados

en esta prueba. Al primer grupo de 15 ovejas se les administró levamisol a razón de 7.5 mg/kg de PV, vía subcutánea. El segundo grupo se le administró Ivermectina a razón de 0.2 µg/kg de PV, y al último grupo se le administró fenbendazol a razón de 7 mg/kg de PV, vía oral; en el resultado obtenido se mostró que la granja de estudio presentaba cepas de NGI resistentes a los tres tipos de familias de AH. Se obtuvo un porcentaje de reducción de 58% para levamisol, 18% para fenbendazol y 24% para ivermectina. Posteriormente se probó la eficacia de una combinación de levamisol y fenbendazol en donde se observó una reducción de 100% en la cuenta de HPG de NGI. Por lo tanto, esta combinación de desparasitantes fue sugerida para el tratamiento control los NGI en el esquema de DSD (Reyna-Fuentes, et al., 2023).

En estudio realizado en Pueblo Nuevo, municipio de Salto de Agua, Chiapas, México; con 41 ovejas de pelo, cruce Katahdin X Pelibuey que se encontraban en pastoreo rotacional en potreros de Estrella de África y pasto Humidícola. Los potreros estaban contaminados con larvas de *Haemonchus contortus* y *Cooperia curticei*. Adicionalmente se utilizaron 24 corderos Pelibuey criados en estabulación libres de NGI que fueron infectados con 100 larvas (L3) por kg de peso vivo de la mezcla de *H. contortus* y *C. curticei* en proporción 60 y 40%, respectivamente. El rebaño fue sometido a desparasitación selectiva para el control de NGI. Consistió en desparasitar a ovejas con conteos fecales mayores a 1000 HPG y se utilizaron tres antihelmínticos comerciales. Ivermectina 0.2mg/kg PV, albendazol 10mg/kg PV y Levamisol 7.5 mg/kg PV. También se utilizó la combinación de ivermectina con levamisol. Tanto en las ovejas como en los corderos se realizó el monitoreo de la carga parasitaria entre los 10 y los 14 días después del tratamiento, tomando muestras fecales directamente del recto de cada animal para poder determinar el número de huevos de NGI mediante la técnica McMaster. En este estudio los datos arrojaron que el levamisol fue el que mostró un bajo porcentaje de eficacia antihelmíntica post-tratamiento (30.2% de reducción en el conteo de HPG). Se le atribuyó al uso constante de este antihelmíntico durante un periodo cercano a 4 años. En contraste, con albendazol y la aplicación comercial de ivermectina más

levamisol, se registró un valor mayor de eficacia (65%). La ivermectina mostró un 87% de eficacia al administrarse sola y en todos los casos se observó alta variabilidad en la reducción de los conteos de HPG. En la prueba que se hizo de resistencia con la aplicación de ivermectina más levamisol se observó 51% de eficacia antes y después de la aplicación; considerando los lineamientos de la World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (WAAVP) sólo hubo una diferencia de 1.3% de reducción en el HPG en el grupo tratado respecto al grupo de control, por lo que de acuerdo con los criterios de la WAAVP se determina que existe una resistencia antihelmíntica a la aplicación conjunta de Ivermectina más levamisol. (González-Garduño, 2014).

Un estudio que se realizó en Campeche y Yucatán fue realizado en 18 unidades de producción (UP) de ovinos; como criterio de inclusión para cada unidad de producción, se utilizó un inventario mayor a 100 ovinos, que hayan permanecido en la UP previo al estudio al menos 18 meses y al menos seis semanas desde la última aplicación de antihelmínticos. La situación de resistencia antihelmíntica se diagnosticó con la técnica de reducción de conteo de huevos en heces de acuerdo con lo recomendado por WAAVP. En el primer muestreo se identificaron los animales con conteo superiores a 150 huevos por gramo de heces. Se distribuyeron los animales de forma aleatoria en cada uno de los grupos (8 a 12 animales) que serían sometidos a tratamiento (levamisol, ivermectina, albendazol y testigo). Transcurridos los 14 días desde la aplicación de los antihelmínticos, se colectaron las muestras de heces de las ovejas tratadas. Se calculó el intervalo de confianza del 95%, usando los siguientes criterios de clasificación: resistente, cuando el porcentaje de reducción en el conteo de huevos es menor del 95% y además el límite inferior del IC95% es menor al 90%; sospechoso, si solamente uno de los criterios anteriores aparece y susceptible, cuando no se cumple ninguno de los criterios mencionados. Como resultado de las 1851 muestras fecales de las 17 UP de producción de ovinos del estado de Campeche y Yucatán, sólo en 63.4% de las muestras se registró la presencia de huevos en heces al momento del muestreo. En cuanto a la resistencia, en 13 UP se evaluó la eficacia del albendazol y se encontró

que el 100% de estas granjas tenían NGI resistentes a este antihelmíntico. Por otra parte, el 100% de las 17 unidades de producción mostraron NGI resistentes a Ivermectina. Por último, se evaluó el efecto del levamisol en 15 UP encontrándose que el 40% de los rebaños tratados tuvieron NGI resistentes a este; 2 UP resultados sospechosos a resistencia (13%) y 47% aislados susceptibles al levamisol, concluyendo que la resistencia al levamisol va avanzando rápidamente si se sigue utilizando de una manera inadecuada (Sepúlveda-Vázquez et al., 2017).

Se han reportado cepas resistentes de *H. contortus* y *T. columbriformes* a imidazotiazoles como el levamisol, o tetrahidropirimidinas como el morantel y pirantel, aunque son fármacos que pertenecen a diferentes familias, poseen un mecanismo de acción similar (Nari, 2003). Por otro lado, se ha informado de la amplia distribución mundial de resistencia al levamisol y que esto puede presentar una problemática para el control de las infestaciones por helmintos; no obstante, se ha propuesto que la resistencia a este fármaco es de difícil manifestación en NGI como *H. contortus*; *T. columbriformis* y *Oesophagostomum* spp., debido a que el lento esparcimiento de resistencia en estos parásitos puede atribuirse el carácter autosómico recesivo determinado por más de un gen (Dorny et al., 1994).

Algunas estrategias que se pueden utilizar para disminuir la carga parasitaria en los ovinos es utilizar antihelmínticos de acción prolongada que permiten que aun después de varias semanas de haberse administrado, siga matando nemátodos, incluso en caso de nuevas infestaciones. Este tipo de desparasitante son preferidos ya que tienen la capacidad de controlar los parásitos con menos tratamiento, sin embargo, es preferible usarlos solo cuando sea poco probable que ocurra la transmisión de parásitos resistentes (OIE, 2022).

Otro tipo de estrategia que se pueden utilizar para disminuir la carga parasitaria en los ovinos es la rotación del principio activo del antihelmíntico. En algunos países se dispone de desparasitantes que contienen ingredientes activos de dos o más clases de productos químicos antihelmínticos que son utilizados para

las mismas especies de parásitos. La combinación de estos puede ayudar a retrasar la aparición de la resistencia cuándo es aplicado en conjunto de otras prácticas de control donde se registran niveles bajos de resistencia (OIE, 2022).

La desparasitación selectiva dirigida (DSD) se ha utilizado para contrarrestar la problemática de la resistencia a los antihelmínticos (Reyna-Fuentes et al., 2023). La mayor parte de los parásitos gastrointestinales viven en el exterior de los animales, en forma de huevos en las heces y larvas de vida libre en diferentes fases de desarrollo (L1 y L2) así como las larvas en fases infectante (L3). Estas poblaciones de parásitos permanecen en refugio, es decir, a salvo de los desparasitantes justamente por estar fuera de los animales. Actualmente, el concepto de refugio también se refiere a mantener una población de parásitos adultos que habitan dentro de los animales del rebaño, sin recibir un tratamiento desparasitante. Esto quiere decir que una parte de la población de los ovinos no recibirán tratamiento desparasitante con el fin de retrasar la tasa de selección de resistencia de los parásitos. Sin embargo, mantener a los parásitos en refugio dentro de los animales significa abandonar la práctica de desparasitar a todos los animales del rebaño y sólo desparasitar a los que lo necesiten (Torres- Acosta et al., 2008).

La ventaja de la DSD consiste en aumentar la cantidad de parásitos con genes susceptibles a los desparasitantes, así como, permitir ahorrar en la cantidad desparasitante utilizado y mano de obra para desparasitar. Para hacer correctamente la DSD no sólo se tiene que saber qué indicador usar para encontrar animales que se van a desparasitar, también se tiene que tener conocimiento de cuando hay que hacerlo y que parásitos deben de ser considerados en el esquema de control (Torres- Acosta et al., 2008).

Los principales criterios que se utilizan para implementar la desparasitación selectiva en ovinos se basan en un conjunto de indicadores clínicos y productivos que permiten identificar a los animales que requieran ser desparasitado, según Medina-Pérez et al. (2020), los criterios incluyen:

Evaluación de la mucosa ocular mediante el método FAMACHA® con la finalidad de detectar anemias causadas por el parásito *Haemonchus contortus*. Se basa en el grado de anemia que presentan los ovinos a través de la palidez que presenta la mucosa ocular. Para medirla se utiliza una tarjeta que consta de cinco colores numerados del 1 al 5 que van de rojo intenso a pálido o blanco. Esta estrategia sólo funciona frente a las infestaciones ocasionadas por *H. contortus* por ser un nematodo hematófago que ocasiona anemias severas en los animales. Este método junto con la medición de condición corporal, y el examen coproparasitológico, así como el conteo fecal de huevos, permite formular un esquema de desparasitación adecuado (Rodríguez et al., 2015; Reyes-Guerrero et al., 2021).

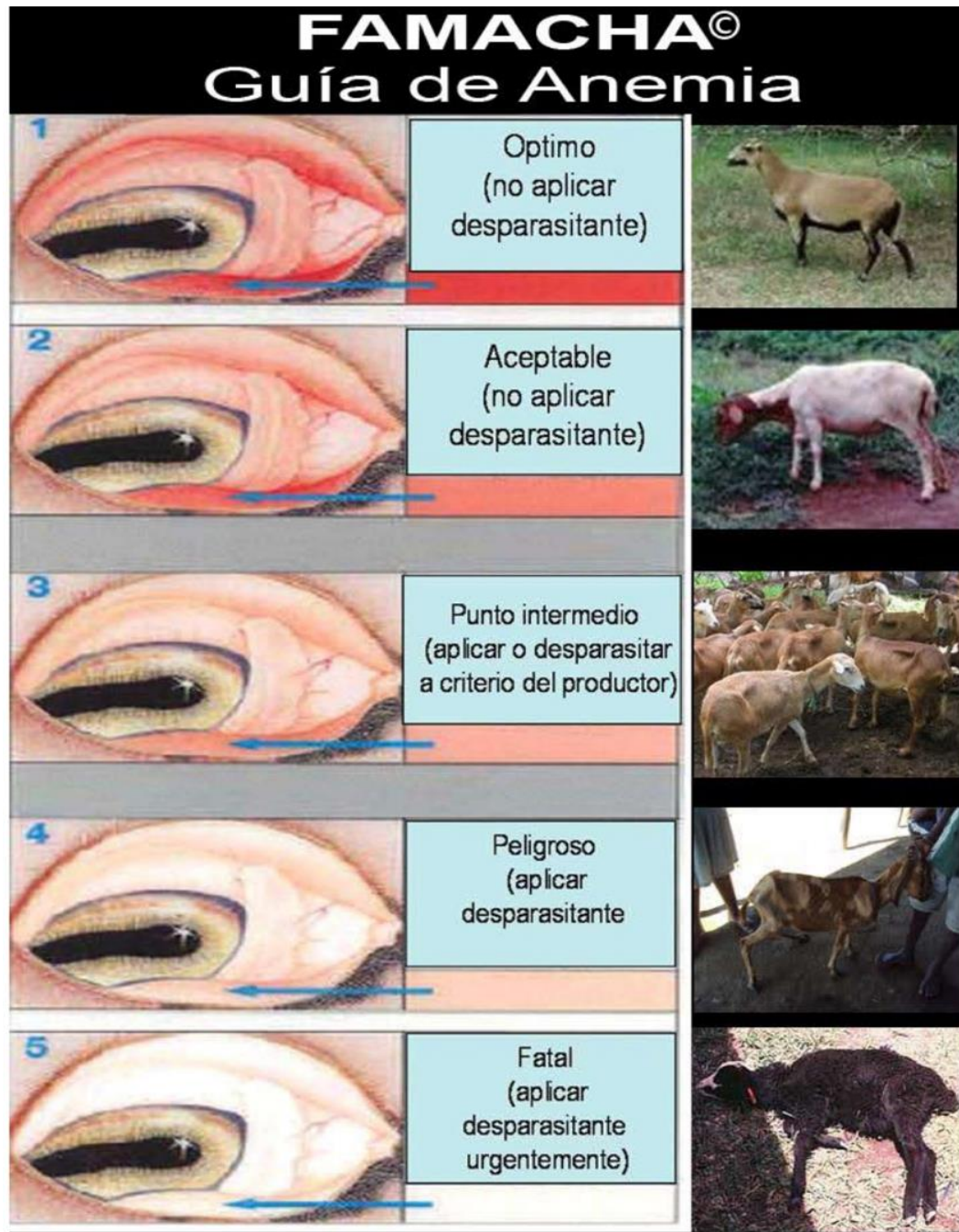


Figura 16. Método FAMACHA

Fuente: Imagen tomada de (de León y Choque-López., s.f).

La determinación del conteo de huevos por gramo de heces (HPG) es una estrategia precisa para escoger a los animales que tengan altas cargas parasitarias

(Torres- Acosta et al., 2008); se pueden utilizar animales de tres a seis meses de edad que han sido criados en la propiedad bajo examen, o animales mayores si el recuento de huevos es superior a 150 huevos por gramo de heces. Los animales no deben de haber sido tratados en las últimas 8 a 12 semanas anteriores porque la prueba puede realizarse en animales “preseleccionados” y no presentar a la población normal (Coles et al., 1992).

Se distribuye a los animales al azar, en grupos de control y de tratamiento de 15 animales cada uno. Se debe de utilizar un grupo de control que no esté en tratamiento para permitir cambios naturales en el recuento de huevos durante la prueba. Se debe de coleccionar un mínimo de 5 gramos de heces de cada animal directamente del recto. Las muestras se colocan en recipientes sellados individualmente y se llevan al laboratorio para realizar el conteo de huevos. Si las muestras restantes se van a cultivar para la especiación de nemátodos, las muestras no deben almacenarse a 4°C ya que puede afectar la eclosión de *Haemonchus contortus*. Si el recuento medio de huevos del grupo es inferior a 150 HPG, la evaluación objetiva de la resistencia no será fiable. El recuento medio de huevos del grupo inferior a 150 HPG puede ser común en ovejas adultas (Coles et al., 1992). Según Coles et al. (1992), para el conteo de huevos por gramo de heces se utiliza el método McMaster.

La evaluación de la condición corporal (CC) es una medición subjetiva del estado físico y nutricional en el que se encuentran los animales. Por medio de esta evaluación, se toman decisiones con respecto al manejo, ya sea previo al servicio, durante la lactancia y cuando entra el invierno; también permite tener parámetros del estado nutricional en el que se encuentran los animales al momento de la compra/ venta (Felice, 2013).

En ovinos, la técnica se basa en el principio de que el lomo es la última parte en la que se acumula la grasa subcutánea y es la primera en perderla. La medición se realiza mediante una palpación a nivel de la región lumbar del animal. Con los

dedos se palpa la apófisis espinosa (Figura 17 A.); y la apófisis transversa (Figura 17 B y C.); así se puede determinar la agudeza y el grado de cobertura de grasa, así como la profundidad de los músculos. El grado de cobertura que se estima a través de la palpación se califica en una escala del 1 al 5 donde 1 corresponde a una oveja muy flaca y 5 a una oveja que es obesa. Desde el punto de vista productivo tener una condición corporal de 3 es lo más adecuado (Felice, 2013; Romero, 2015).

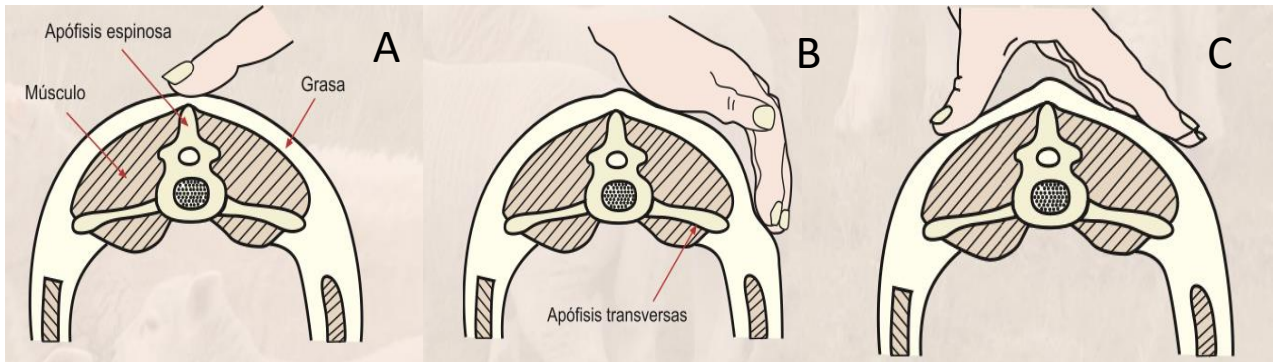


Figura 17. Medición de la condición corporal en ovinos.

Fuente: Imagen tomada de (Romero, 2015).

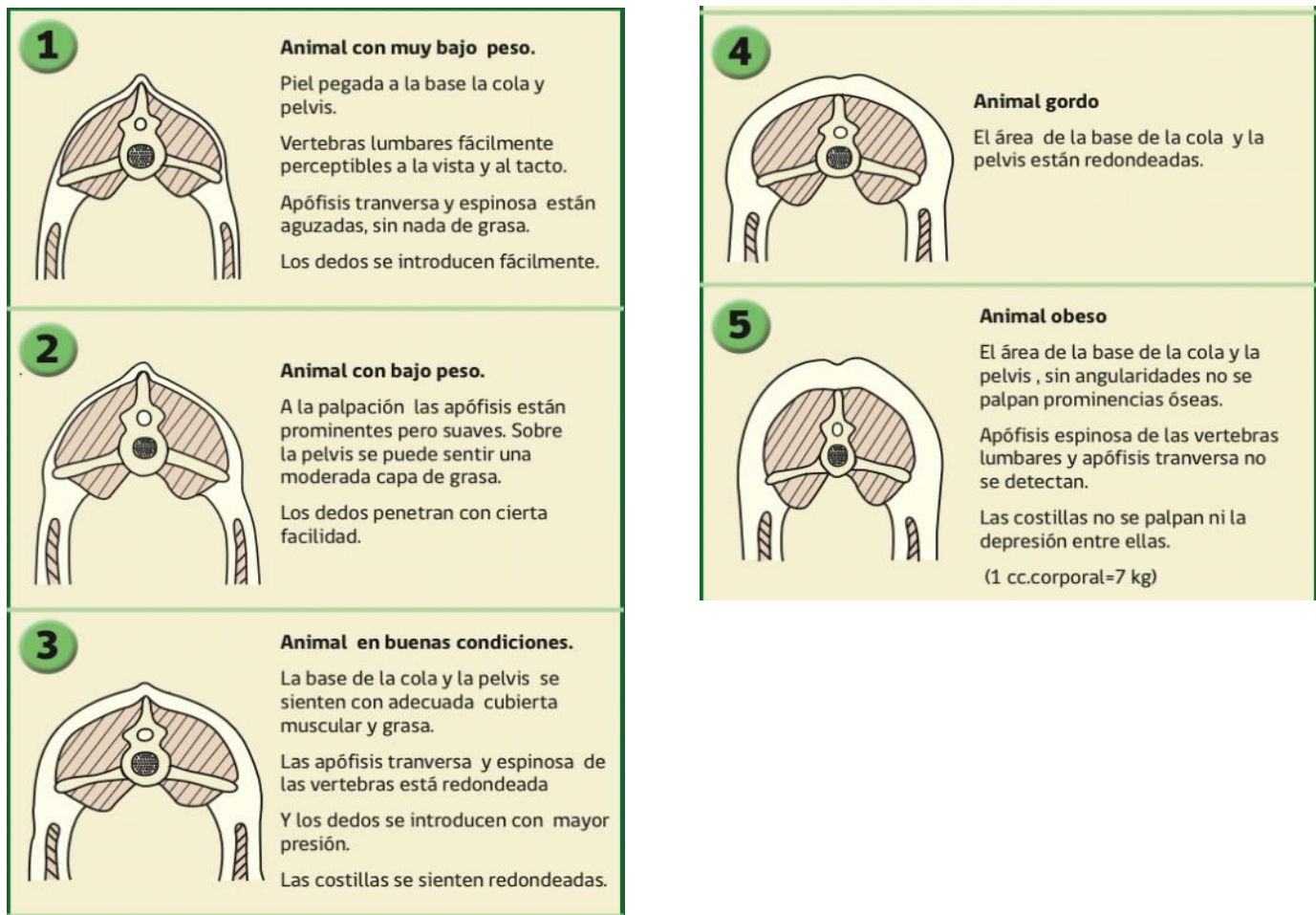


Figura 18. Escala de medición de la condición corporal en ovinos

Fuente: Imagen tomada de (Romero, 2015).

La baja condición corporal puede afectar negativamente la producción durante el periodo de encaste, el periodo previo al parto y el periodo de lactancia. Sin embargo, se puede optar por disminuir los niveles de condición corporal cuando las ovejas están sin cordero, ya sea después del destete o durante el principio de la gestación, estados que son conocidos como oveja seca o vacía (Romero, 2015).

Esta misma se puede ver afectada por demasiados factores y no se hace notorio con la rapidez con la que se presentan los signos en el caso de existir una

infestación por Haemonchosis. Por lo tanto, esta estrategia se ha planteado para sistemas de producción en los cuales hay presencia de parásitos no hematófagos como *Trychostrongylus spp.* ó *T. circumcincta* en los animales (Felice, 2013; Torres-Acosta et al., 2008).

Presencia de diarreas

La nematodiasis gastroentérica se manifiesta clínicamente de acuerdo a la cantidad de larvas infectantes ingeridas y la respuesta del hospedador ante la enfermedad. Los corderos en crecimiento con edades de 3 a 12 meses son los más susceptibles y afectados (Oviedo et al., 2021).

Diversos estudios demuestran que la mayoría de los animales de los rebaños tienen bajas cargas de nemátodos gastrointestinales y sólo un bajo porcentaje tiene altas cargas de parásitos y son responsables de la contaminación parasitaria en la pradera. Esto ha sido confirmado en ovinos y caprinos; los mismos que presentan signos de diarrea generalmente, así como baja ganancia de peso o pérdida de peso, baja condición corporal y baja producción de leche (Torres- Acosta et al., 2008).

La manifestación de diarreas es importante ya que se activan diferentes mecanismos de diarrea de acuerdo a donde se encuentre el parásito. Cuando los nemátodos se encuentran en intestino delgado y grueso hay más hipermotilidad, hipersecreción, malabsorción y aumento de la permeabilidad. Cuando los géneros son localizados en el abomaso, los mecanismos no se activan estando ausente la diarrea incluso en animales que están altamente parasitados (Oviedo et al., 2021).

III. JUSTIFICACIÓN

La determinación de la resistencia de nemátodos gastrointestinales (NGI) al levamisol en un rebaño ovino representa una investigación de crucial importancia para el sector ganadero ovino de la región y la medicina veterinaria. Las infecciones por nematodos gastrointestinales constituyen uno de los principales problemas sanitarios en la producción ovina a nivel mundial, ocasionando pérdidas económicas significativas debido a la disminución de la producción de carne, leche y lana. El levamisol es un antihelmíntico frecuentemente utilizado para el control de nemátodos gastrointestinales en ovinos; sin embargo, el uso indiscriminado y continuo de este fármaco ha llevado a desarrollar resistencia en múltiples poblaciones de parásitos, lo que representa una amenaza para la sustentabilidad de la producción ovina.

IV. HIPÓTESIS

El empleo del levamisol como antihelmíntico en ovinos de un sistema de producción extensivo en pastoreo en el municipio de Ayapango mostrará una reducción de al menos el 55% de los huevos de nematodos gastrointestinales por gramo de heces, lo que permitirá identificar si existe resistencia antihelmíntica hacia este fármaco.

V. OBJETIVOS

Objetivo general

- Determinar la resistencia de nematodos gastrointestinales (NGI) al levamisol, en un rebaño ovino de Ayapango, Estado de México.

Objetivos específicos

- Aplicar la prueba de reducción del conteo fecal de huevos de nematodos (PRCFH) en un rebaño ovino de Ayapango, Estado de México.
- Realizar el diagnóstico de la resistencia al levamisol de los NGI, mediante la prueba de campo.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Tipo de investigación: Este trabajo fue una investigación cuantitativa, experimental, prospectiva y transversal.

6.2 Localización: La presente investigación se realizó en una unidad de producción ovina, ubicada en el municipio de Ayapango, en el suroriente del Estado de México en la Región I. Amecameca (Figura 19); su ubicación geográfica es entre los paralelos 19° 06' y 19°10' de latitud norte; los meridianos 98° 46' y 98° 51' de longitud oeste; altitud entre 2 300 y 2 900 m; con un clima templado subhúmedo con lluvias en verano (humedad 100%). El rango de temperatura promedio es de 12 a 16°C y el de humedad de 8 a 1000 mm (INEGI, 2010).

Los análisis coprológicos se realizaron en el Laboratorio multidisciplinario de Medicina Veterinaria y Zootecnia del Centro Universitario UAEM Amecameca, ubicado en el km 2.5 de la carretera Amecameca-Ayapango, Estado de México, México.



Figura 19. Región 1 Amecameca (tomado de COPLADEM, 2017).

6.3 Universo de trabajo:

Se trabajó con un rebaño ovino en sistema semi extensivo de aproximadamente 280 ovejas criollas de lana, con un peso promedio entre 42 y 45 kg.

6.4 Prueba de campo para identificación de resistencia antihelmíntica:

Este trabajo es parte de un proyecto de investigación que consistió en realizar pruebas de campo de resistencia antihelmíntica para cuatro diferentes grupos de antihelmínticos. En este trabajo solo se describió lo correspondiente al grupo de los imidasotiazoles específicamente, el levamisol.

La prueba para determinar la resistencia antihelmíntica se realizó de acuerdo con la prueba de reducción del conteo fecal de huevos de nematodos (PRCFH), descrita por Liébano (2011); como a continuación se describe.

Porcentaje de reducción de huevos, se utiliza la media de ambos grupos: el grupo tratado y el grupo control.

$$\text{Porcentaje de reducción de huevos } PH^R = 100 (1 - X^T/X^C)$$

Donde:

X^T = promedio de HPG del grupo tratado

X^C = promedio del HPG del grupo control

Se conformaron dos grupos de 10 ovejas hembras adultas, de peso homogéneo, seleccionadas totalmente al azar, no importando su estado fisiológico (gestación o lactancia). El diseño experimental se presenta en la Tabla 5.

Se utilizó la prueba cuantitativa de McMaster, para realizar el conteo de huevos de nematodos presentes en la primera y segunda toma de heces de cada ovino.

Técnica McMaster:

1. Pesar 2 gramos de la muestra fecal y colocar en un vaso de plástico, diluir las heces con una pequeña cantidad de solución salina saturada.
2. Agregar solución salina saturada hasta obtener aproximadamente un volumen de 100 ml, homogenizar.

3. Tamizar a otro vaso utilizando una coladera y una gasa, sin ejercer presión o forzar su paso.
4. Dejar reposar por 20 minutos para permitir que floten los huevos.
5. Llenar los dos campos de la cámara de McMaster, con la suspensión, con ayuda de un gotero.
6. Realizar el conteo de huevos de cada campo, sumar estos datos para obtener el total de huevos, los que estarán en 0.3ml de la suspensión.
7. Ajustar el cálculo a un volumen de 100ml con 2g de heces, la mitad de esta cantidad es el número de huevos por gramo de heces (HPGH).

Tabla 5. Diseño experimental.

TRATAMIENTO	CONTROL (GI)	EXPERIMENTAL (GII)
	10 ovinos	10 ovinos
<i>Tratamiento (Día 1)</i> <i>Primera toma de muestra</i>	Identificar (aretar) y pesar cada animal. Registra número y peso. Aplicar placebo, Solución Salina Fisiológica (2ml), por vía intramuscular	Identificar (aretar) y pesar cada animal. Registra número y peso. Calcular y aplicar la dosis de Levamisol (7.5 mg/Kg), por vía intramuscular profunda.
	Tomar muestra de 5 – 10 gr de heces directamente del recto con ayuda de una bolsa plástica, identificar y colocar en la caja refractaria a una temperatura de 4°C para trasladar al laboratorio.	
	Realizar la prueba de Flotación y posteriormente McMaster para contabilizar el número de huevos por gramo de heces (HPG).	
<i>Periodo de observación</i>	14 días	
<i>Segunda toma de muestra (Día 14)</i>	Tomar muestra de 5 – 10 gr de heces directamente del recto con ayuda de una bolsa plástica, identificar y colocar en la caja refractaria a una temperatura de 4°C para trasladar al laboratorio	

	Realizar la prueba de McMaster para contabilizar el número de huevos por gramo de heces
--	---

VII. RESULTADOS

El empleo del levamisol como antihelmíntico y a la dosis recomendada por el fabricante en ovinos de un sistema de producción extensivo en pastoreo en el municipio de Ayapango, mostró una reducción del 100% de los huevos de NGI; por lo que no se identificó resistencia por parte de los parásitos a este antihelmíntico. En este sentido al contrastar la hipótesis en la cual se planteó una reducción mayor al 55% de los huevos de nematodos gastrointestinales por gramo de heces, permite desecharla ya que no existe resistencia antihelmíntica hacia este fármaco en el rebaño muestreado en el municipio de Ayapango.

Una vez registrados los resultados de las pruebas de McMaster al inicio y al final del periodo de la prueba de campo, se calculó la resistencia antihelmíntica y el porcentaje de reducción de huevos con la fórmula recomendada por la Liébano (2011) y Reyna-Fuentes et al. (2023).

Tabla 6. Resultados de la prueba de Flotación y McMaster (HPG) para el grupo control (GI)

	CONTROL (GI) SSF					
	1° Muestreo			2° Muestreo		
No. De arete	Flotación	McMaster	Total, de HPG	Flotación	McMaster	Total, de HPG
1	++	0-3	500	++	26-14	6666
2	++	2-1	500	+	0-2	333
3	-	0-0	0	-	0-0	0
4	+	3-4	1166	+	6-8	2333
5	+	5-6	1833	+	12-5	2833
6	++	2-22	4000	++	27-7	5666
7	++++	22-8	5000	++	22-2	4000
8	+	2-0	333	+	8-1	1500
9	-	0-0	0	+++	56-18	12333
10	+	1-0	166	+	3-0	500
		Promedio	1349		Promedio	3616

Tabla 7. Resultados de la prueba de flotación y McMaster (HPG) para el grupo tratamiento Levamisol (GII)

	TRATAMIENTO LEVAMISOL (GII)					
	1° Muestreo			2° Muestreo		
No. De arete	Flotación	McMaster	Total, de HPG	Flotación	McMaster	Total, de HPG
21	+	6-0	1000	-	0-0	0
22	-	0-0	0	-	0-0	0
23	++	22-5	4500	-	0-0	0
24	-	0-0	0	-	0-0	0
25	+	1-2	500	-	0-0	0
26	+	0-1	166	-	0-0	0
27	-	0-0	0	-	0-0	0
28	+	0-0	0	-	0-0	0
29	++	8-0	1333	-	0-0	0
30	+++	19-12	5166	-	0-0	0
		Promedio	1266		Promedio	0

El promedio de HPG del grupo control despues del tratamiento fue 3616.

El promedio de HPG para el grupode tratamiento (levamisol) fue 0.

Con base a la prueba de reducción de HPG.

Porcentaje de reducción de huevos $PH^R = 100 (1 - 0/3616)$

$PH^R = 100 (1)$

$PH^R = 100$

De acuerdo a la interpretación propuesta por la WAAVP, citada por Reyna-Fuentes, et al. (2023); se estima que:

- Rebaño resistente = cuando el porcentaje de reducción en el conteo de huevos fecales es menor al 95% y el límite inferior del intervalo de confianza es menor del 90%.
- Rebaño sospechoso = cuando se cumple con uno de los criterios anteriores
- Rebaño susceptible = si no se cumple con ninguno de los dos criterios anteriores

Los resultados no cumplen con los primeros dos criterios establecidos, por lo tanto, corresponden al tercer criterio; es decir, el rebaño es susceptible. Los NGI son susceptibles al efecto del levamisol.

VIII. DISCUSIÓN

El uso de los antihelmínticos ha sido el principal método de control de las parasitosis en ovinos; sin embargo, debido al constante uso inadecuado y la disponibilidad que tienen en el mercado local, se ha creado un problema cada día más difícil de controlar que está provocando pérdidas económicas graves para los productores (Cristel y Suárez, 2006).

Los resultados obtenidos en el presente trabajo, con las pruebas realizadas por medio de la técnica de flotación simple y McMaster, demostraron que el levamisol tiene un efecto nematicida del 100% en el rebaño ovino tratado al no observarse huevos de NGI en las heces 14 días posteriores al tratamiento, lo que hace pensar en la muerte y eliminación de los parásitos adultos presentes en el tracto gastrointestinal de los ovinos; esto demuestra que los nematodos son susceptibles al fármaco y que existe la posibilidad de que haya un buen control parasitario.

Relacionando los resultados con un estudio que fue notificado por Cristel y Suárez, (2006), que tomó lugar en la región pampeana en Argentina, se realizaron pruebas para la detección de resistencia antihelmíntica en terneros frente a tres desparasitantes de diferentes familias: avermectinas (IVM), benzimidazoles (FBZ, ABZ) y levamisol (LVM). La prueba se realizó a partir de terneros de destete de 6 a 12 meses de edad, infestados naturalmente en el campo y con un mínimo promedio de 100 HPG. De acuerdo con los resultados obtenidos en este estudio, no hubo resistencia antihelmíntica frente al levamisol; la eficacia de acuerdo a las fórmulas de la WAAVP y ABBOTT fueron favorables, teniendo como porcentaje más bajo 91.4% y como más alto 100% en el género parasitario *Ostertargia*. La eficacia pudo haber resultado más baja debido al lapso de tiempo entre los muestreos, ya que, para el levamisol, se recomienda que no pase de 10 días entre cada uno de ellos. Esto indica que el levamisol sigue siendo un antihelmíntico que, si es bien usado, puede ser un desparasitante eficaz, además de considerar otros aspectos importantes como lo son la desparasitación selectiva, la rotación de principios

activos y no solo de productos comerciales con un mismo principio activo, así como la época del año.

De acuerdo a lo descrito por Costa et al. (2017), al evaluar el antihelmíntico levamisol se demostró que tuvo una eficacia de 84% a los 7 días, 93% a los 14 días, 96% al día 21 el cual fue su pico más alto y 95% al día 28 en el rebaño ovino tratado, ubicado en el Centro Agropecuario de Palma en Brasil. Los resultados que obtuvieron en el conteo de huevos por gramo de heces pasaron de 73.3% a 91.3% de reducción en el conteo de huevos por gramo de heces. Estos resultados demuestran que a pesar de que el efecto del fármaco fue incrementando con el paso de los días para el caso de esta investigación se observó una eliminación de los parásitos adultos y por tanto una reducción a cero de los huevos en heces por lo que su eficacia es del 100% muy superior a lo encontrado en el estudio antes mencionado.

Por otro lado, los resultados de un estudio notificado por Cañate-González et al. (2020), que tomo lugar en Valledupar, Colombia analizó tres antihelmínticos de uso común; Febendazol, Albendazol y Levamisol, de los cuales, el levamisol fue el que tuvo el mayor porcentaje de eficacia con un 84%. No se obtuvo una efectividad mayor del 90%, lo cual resulta importante para los productores ya que no posee una efectividad ideal del 95%. En este caso, los parásitos ya generaron cierta resistencia al levamisol; no obstante, estos tratamientos se podrían aplicar en conjunto con otros para poder potencializar y aumentar el grado de efectividad.

El monitoreo de la efectividad de los antihelmínticos debe realizarse con regularidad, de esta manera se permite identificar la resistencia en sus etapas iniciales, evitando así, la eliminación de los parásitos sensibles presentes en el rebaño y la selección de individuos más resistentes. Así mismo, la evaluación constante de la eficacia de los antihelmínticos permite prolongar el uso de los principios más eficaces, reducir el manejo y los costos (Costa et al., 2017).

Existen diversos estudios que evidencian la resistencia antihelmíntica que se presenta en el ganado ovino, no solo en México. Siendo éste un problema de carácter mundial, se deben de tomar medidas necesarias para evitar que exista la resistencia total a los antihelmínticos, que conlleva a graves problemas de salud y por lo tanto pérdidas económicas significativas para los productores.

IX. CONCLUSIÓN

Los resultados obtenidos a partir de las técnicas utilizadas (McMaster, Famacha y el conteo simple de huevos) para observar el grado de parasitosis que presentaban los ovinos, reflejan la importancia de tener un adecuado control y método de desparasitación. Por medio del trabajo realizado, se tuvo la oportunidad de aportar nueva información para la región del municipio de Ayapango, demostrando que el efecto del levamisol sobre el rebaño ovino fue eficaz, obteniendo un porcentaje de efectividad del 100%. Esto indica que por lo menos en el municipio de Ayapango, existe una alta posibilidad de que en otros rebaños de la zona tengan el mismo efecto positivo sobre los parásitos.

X. REFERENCIAS

- Alcalá C, Y., Figueroa C, J. A., Cruz M, I., Ibarra V, F., Ortíz de M, C., Martínez, Pérez F, A., Ramírez G, A., Romero C, E., Vera M, Y., y Zapata A, A., (2019). Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Autónoma del Estado de México. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Ayala, MJ, y Flores, C. (2021). Generalidades de Oestrus ovis: revisión bibliográfica. *Revista veterinaria*, 32(2), 246-248. <https://dx.doi.org/10.30972/vet.3225753>
- Bautista C. y Aguilar L., (2022). Generalidades de las infecciones parasitarias por nemátodos gastro intestinales (NGI) en ovinos y alternativas de control. Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles (*Pleurotus* spp.) en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural. pp. 329-337.
- Benavides O, E. (2009). Principales enfermedades que afectan la producción ovina en el trópico. *Spei Domus*, 5(11).
<https://revistas.ucc.edu.co/index.php/sp/article/view/594>
- Besier, R. B., Kahn, L. P., Sargison, N. D., y Van Wyk, J. A. (2016). The Pathophysiology Ecology and Epidemiology of *Haemonchus contortus* Infection in Small Ruminants. *Advances in Parasitology*, 93, 95–143. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2016.02.022>
- Biondi X., Chayer R., Radriguez G., Saumell C., (2019). Impacto económico y productivo de las parasitosis gastrointestinales en los rumiantes en la Pampa Húmeda. Facultad de ciencias veterinarias.
- Bobadilla-Soto, E.E., Ochoa-Ambriz F. y Perea-Peña M., (2021). Dinámica de la producción y consumo de carne ovina en México 1970 a 2019. *Agronomía mesoamericana*, Volumen 32 (3): 963-982. Septiembre-diciembre, 2021. e-ISSN 2215-3608, doi:10.15517/am.v32i3.44473
- Bulbos, (2016). Nematodos. Primera parte. Recuperado de: <https://bulbos.eu/nematodos-primera-parte/>.
- Cañate-González, A. S., Herrera-Demares, P., Villalba-Escobar, L., y Hoz, D. D. (2020). Efecto de antiparasitarios de uso común en granjas ovinas ubicadas en Valledupar, Cesar. *Investigaciones Andina*, 22(40), 185-194.

- Cardona T.K., López Á.D., Álvarez F.L. (2020). Estudios de asociación genómica en ovinos de América Latina. Revisión. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v11i3.5372>
- Cristel, S. L., y Suárez, V. (2006). Resistencia antihelmíntica: evaluación de la prueba de reducción del conteo de huevos. RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias, 35(3), 29-43.
- Costa, P. T., Costa, R. T., Mendonça, G., y Vaz, R. Z. (2017). Eficácia anti-helmíntica comparativa do nitroxinil, levamisol, closantel, moxidectina e fenbendazole no controle parasitário em ovinos. Boletim de Indústria Animal, 74(1), 72-78. <https://doi.org/10.17523/bia.v74n1p72>
- Coles, G. C., Bauer, C., Borgsteede, F. H. M., Geerts, S., Klei, T. R., Taylor, M. A., Waller, P. J., Borgsteede, C., Geerts, F. H. M., Klei, S., Taylor, T. R., & Waller, M. A. (1992). World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) methods for the detection of anthelmintic resistance in nematodes of veterinary importance. In Veterinary Parasitology (Vol. 44).
- COPLADEM (2017). Regiones y Municipios. Región I Amecameca. Comité de Planeación para el Desarrollo del Estado de México. https://copladem.edomex.gob.mx/regiones_y_municipios#:~:text=REGI%C3%93N%20I%20AMECAMECA
- Cordero del Campillo y col. (1999). Parasitología Veterinaria; Ed. McGraw-Hill Interamericana, España.
- de la Cruz N., Zertuche J. y Flores G., (2010). Manual práctico para el reconocimiento de enfermedades comunes en ovinos de engorda en el noreste de México. ISBN: 978-607-402-206-3
- De León E. y Choque-Lopez J.A. (s.f). El Método FAMACHA©. Instituto Dominicano de Investigaciones Agropecuarias y Forestales.
- Desalegn C y Berhanu G (2023). Assessment of the Epidemiology of the Gastrointestinal Tract Nematode Parasites in Sheep in Toke Kutaye, West Shoa Zone, Ethiopia. Veterinary Medicine: Research and Reports, Vol. 14: 177-183. <https://doi.org/10.2147/VMRR.S427828>

- Dorny, P., Claerebout, E., Vercruyse, J., Sani, R., y Jalila, A. (1994). Anthelmintic resistance in goats in peninsular Malaysia. *Veterinary Parasitology*, 55(4), 327–342. doi:10.1016/0304-4017(94)90073-6
- Felice M. (2013). Condición corporal de ovinos. Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. www.inta.gob.ar/altovalle
- Ficha técnica o resumen de las características del producto. (s.f). Recuperado de: https://sinaem.aemps.es/DocumentosRAEVET/1991/1991000118/HH_FT_006_003.doc#:~:text=El%20levamisol%20es%20un%20antihelm%C3%ADntico,y%20par%C3%A1lisis%20irreversible%20del%20par%C3%A1sito.
- Figueredo B.L., del Toro M. I. (2005). Los ovinos. Una producción de bajos insumos. *Revista electrónica de Veterinaria REDVET* ISSN1695-7504.
- Foreyt, W. J. (1990). Coccidiosis and cryptosporidiosis in sheep and goats. In *The Veterinary clinics of North America. Food animal practice* (Vol. 6, Issue 3, pp. 655–670). [https://doi.org/10.1016/S0749-0720\(15\)30838-0](https://doi.org/10.1016/S0749-0720(15)30838-0)
- Garnier, J.P (2010). Análisis del mercado mundial de la carne de ovino. *Eurocarne*. N° 184.
- González A., Vázquez J. y Lucero F., (2021). Los sistemas de producción de ovinos en México: Estado actual y perspectivas. *Fisiología de la reproducción y productividad en pequeños rumiantes*. Pp. 306-325.
- González-Garduño, R., Torres-Hernández, G., López-Arellano, M. E., y Mendoza de Gives, P. (2012). Resistencia antihelmíntica de nematodos parásitos en ovinos. *Revista de Geografía Agrícola*, (48-49), 63-74.
- González-Garduño, R., López-Arellano, M. E., Ojeda-Robertos, N., Liébano-Hernández, E., & Mendoza-De Gives, P. (2014). Diagnóstico in vitro y en campo de resistencia antihelmíntica en nematodos gastrointestinales de pequeños rumiantes. In *Arch Med Vet* (Vol. 46).
- Hernández-Marín, J.A., Valencia-Posadas, M.; Ruíz-Nieto, J.E., Mireles-Arriaga, A.I., Cortez-Romero, C., Gallegos-Sánchez, J. Contribución de la ovinocultura al sector pecuario en México. (2017). *Agro productividad*. Vol. 10, Num. 3, pp: 87-93.

Hernández-Serratos, M., y Díaz-Sánchez, V. (2022). Verminosis pulmonar en pequeños rumiantes, descripción de la enfermedad, prevención, control y tratamiento. *Ciencia UAT*, 152–161.

<https://doi.org/10.29059/cienciauat.v17i1.1653>

Instituto Nacional de Estadística y Geografía. (2010) Compendio de información geográfica municipal. Revisado en: https://www.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos_geograficos/15/15017.pdf.

INEGI (2022). Censo Agropecuario (CA) 2022. Subsistema de Información económica. (2022). Recuperado de <https://www.inegi.org.mx/programas/ca/2022/>

Lazo, H., F. A. y González M., F. J. (2020). Evaluación del método Famacha en la detección de anemia por parásitos gastrointestinales hematófagos en terneros de veinticinco fincas de Nicaragua, Junio–agosto 2020. Tesis Doctoral, Universidad Nacional Agraria, Nicaragua. <https://repositorio.una.edu.ni/4263/1/tnl73l431m.pdf>

Liéban H, E. (2011). Coprocultivo para la obtención de larvas infectantes de nematodos gastroentéricos en rumiantes. Diagnóstico y alternativas de control de las principales parasitosis internas en rumiantes. INIFAP.

López-Rodríguez G., Zaragoza-Bastida A., Olmedo-Juárez A., Rosenfeld Miranda C., Rivero-Pérez N. (2023). Nematodos gastrointestinales en ovinos y su resistencia antihelmíntica. Un tema en discusión de México. *Journal of the Selva Andina Animal Science* 2023; 10(2):116-129. ID del artículo: 128/JSAAS/2023

Lucientes J., (2011). Prevención y control de los ectoparásitos del ganado ovino. *Sanidad animal. Ganadería / mayo-junio´11*. pp. 34-36.

Maeso M, E. (2022). Prevalencia de las diferentes especies de nematodos broncopulmonares en granjas de pequeños rumiantes en España. *Universidade de Santiago de Compostela*.

Mayoral Z., Piña D., Gómez M., Salazar L., Aguilar G. y Arellano F., (2017). El nematodo *Caenorhabditis elegans* como modelo para evaluar el potencial antihelmíntico de extractos de plantas. *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias*, 8(3), 279–289. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v8i3.4504>

- Medina, P., Guevara, F., La O, M., Ojeda, N., & Reyes, E. (2014). Resistencia antihelmíntica en ovinos: una revisión de informes del sureste de México y alternativas disponibles para el control de nemátodos gastrointestinales. *Pastos y Forrajes*, 37(3),257-263. [fecha de Consulta 8 de junio de 2024]. ISSN: 0864-0394. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=269133036002>
- Medina-Pérez, P., Ojeda-Robertos, N.F., Reyes- García, M.E., Cámara-Sarmiento, R., Torres-Acosta, J.F.J., (2020). Evaluation of a targeted selective treatment scheme to control gastrointestinal nematodes of hair sheep under hot humid tropical conditions, *Small Ruminant Research* (2015), <http://dx.doi.org/10.1016/j.smallrumres.2015.02.021>
- Nari A., (2003). Resistencia a los antiparasitarios. Estado actual con énfasis en América Latina. <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/18ee7dd0-b3ec-4d73-a73e-57e2b29330b6/content>
- OECD/FAO (2023), OCDE-FAO Perspectivas Agrícolas 2023-2032, OECD Publishing, Paris, <https://doi.org/10.1787/22184376>
- Ojeda C, J., García R, V., Hernández G, P., Espinoza A, E., (2022a). Perspectivas de la ovinocultura en el impulso del desarrollo rural de la región de Amecameca, Estado de México. Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles (*Pleurotus* spp.) en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural. pp. 265.
- Ojeda C, J., García R, V., Hernández G, P., Espinoza A, E., Márquez M, O., (2022b). Principales enfermedades que afectan la productividad ovina e inocuidad alimentaria. Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles (*Pleurotus* spp.) en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural, pp. 339.
- Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE). (2022). Uso responsable y prudente de los fármacos antihelmínticos para contribuir al control de la resistencia a antihelmínticos en las especies ganaderas herbívoras. Recuperado de: <https://www.woah.org/app/uploads/2021/12/es-oie-anthelmintics-prudent-and-responsible-use-v4-web.pdf> ISBN: 978-92-95121-17-1
- Orona C, I., López M, J. D., Vázquez V, C., Salazar S, E., y Ramírez R, M. E. (2014). Análisis microeconómico de una unidad representativa de producción de carne de ovino en el estado de México bajo un sistema de producción semi intensivo.

- Revista Mexicana de Agronegocios, 34(2014),720-728. [fecha de Consulta 6 de junio de 2024]. ISSN: 1405-9282. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=14131514007>
- Oviedo G., Hernández V., Oviedo E., (2021). Atlas enfermedades más frecuentes de los ovinos y caprinos en el centro de México. B.M Editores.
- Panuska, C. (2006). Lungworms of Ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 22(3), 583–593. doi: 10.1016/j.cvfa.2006.06.002
- Plumb D., Pharm D. (2010). Manual de Farmacología Veterinaria. Sexta edición. LABYES.
- Quiroz, H., (1990). Parasitología. Editorial Limusa. ISBN 968-18-1674-9
- Sepúlveda-Vázquez J., Lara-Del Rio M. J., Quintal-Franco J. A., Alcaraz-Romero R. A., Vargas-Magaña J. J., Rodríguez-Vivas R. I., Ojeda-Chi M., Torres-Acosta J. F. J., Huchin- Cab M. (2017). Resistencia a los antihelmínticos de nemátodos gastrointestinales en ovinos de la península de Yucatán, México. *Avances de la investigación sobre producción de ovinos de pelo en México*. <https://www.researchgate.net/publication/321307604>
- Reyna-Fuentes, J. H., Zapata-Campos, C. C., Torres-Acosta, J. F. de J., Salinas-Chavira, J., y Cruz Bacab, L. E. (2023). Desparasitación selectiva dirigida de ovinos Dorper en una granja del centro de Tamaulipas, México. *Ciencias Veterinarias y Producción Animal*, 32–46. <https://doi.org/10.29059/cvpa.v1i1.8>
- Reyes-Guerrero, D. E., Olmedo-Juárez, A., y Mendoza-De Gives, P. (2021). Control y prevención de nematodosis en pequeños rumiantes: antecedentes, retos y perspectivas en México. En *Revista Mexicana De Ciencias Pecuarias* (Vol. 12, pp. 186–204). INIFAP-CENID Parasitología Veterinaria. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v12s3.5840>
- Rodríguez D, J., Arece, J., Olivares, J. L., Alemán, Y., y Sánchez C, Y. (2015). Antihelmínticos, resistencia y método FAMACHA. Experiencia cubana en ovinos. *Rev. Salud Anim*, 37(1), 57–63.
- Rodríguez V, R. I., Torres A, J. F., Aguilar C, A. J., Bolio G, M., Ramírez C, G., y Cob G, L. (s.f.). Protozoos gastrointestinales de animales domésticos y silvestres.

Biodiversidad y desarrollo humano en Yucatán. Enfermedades asociadas a la biodiversidad.

- Roeber, F., Jex, A. R., y Gasser, R. B. (2013). Impact of gastrointestinal parasitic nematodes of sheep, and the role of advanced molecular tools for exploring epidemiology and drug resistance - An Australian perspective. In *Parasites and Vectors* (Vol. 6, Issue 1). <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-153>
- Romero, O. (2015). Evaluación de la Condición Corporal y Edad de los ovinos. Instituto de investigaciones agropecuarias, ministerio de Agricultura. Julio 2015, Temuco, Chile.
- Rueda Q L., (2022). Contribución del sistema de producción ovino del municipio de Juchitepec a la ovinocultura del Estado de México. Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural, pp. 311.
- Sarai, R. S., Kopp, S. R., Knox, M. R., Coleman, G. T., & Kotze, A. C. (2015). In vitro levamisole selection pressure on larval stages of *Haemonchus contortus* over nine generations gives rise to drug resistance and target site gene expression changes specific to the early larval stages only. *Veterinary Parasitology*, 211(1–2), 45–53. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2015.05.002>
- Selemon, M. (2018). Review on Control of *Haemonchus contortus* in Sheep and Goat. *Journal of Veterinary Medicine and Research*, 5(5), 1139. <https://tinyurl.com/4756m94u>
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2023). Gobierno de México. https://nube.siap.gob.mx/cierre_pecuario/ SIAP (2023).
- Steel, J. (2003). Effects of protein supplementation of young. Sheep on resistance development and resilience to parasitic nematodes. *Australian Journal of experimental agriculture*, 43, 1469-1476.
- Taylor, M.A., Coop R.L., Wall R.L., (2007). *Veterinary Parasitology*. Blackwell Publishing. p.40
- Thuan NK, Khanh NP y NT Lam N (2023). Haemonchosis in sheep and Goats. *Vemedin: Specialized in Livestock & Poultry*, 1: Article 1224. <https://vemedim.com/en/1/specialized-in-livestock-and-poultry/technical/1224>

- Toro A., Rubilar L., Palma C., Pérez C., (2014). Resistencia antihelmíntica en nemátodos gastrointestinales de ovinos tratados con ivermectina y febendazol. Arch Med Vet 46, 247-252
- Torres V.P., Prada San Miguel G., Márquez Lara D., (2007). Resistencia antihelmíntica en los nemátodos gastrointestinales del bovino. Revista de medicina veterinaria y zootecnia N° 13: 59-76
- Torres-Acosta, F., Aguilar-Caballero, A., y Ku, L. (2008). Estrategias de desparasitación selectiva dirigida. <https://www.researchgate.net/publication/267970685>
- Torres, J., Mancilla M., Gonzales P., Sandoval C., Aguilar L. y Castañeda G. (2023). La educación veterinaria y el control sustentables de nemátodos gastrointestinales en rebaños de pequeños rumiantes. Potencialidades de la ovinocultura y los hongos comestibles (*Pleurotus* spp.) en la seguridad alimentaria y el desarrollo rural. Pg. 421
- Vázquez-Martínez I., Jaramillo-Villanueva L., Bustamante-González A., Vargas-López S., Calderón-Sánchez F., Torres-Hernández G., Pittroff W., (2018). Estructura y tipología de las unidades de producción ovinas en el centro de México. Publicado como artículo en AsyD 15:85-97. 2018.