



---

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

**CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TEMASCALTEPEC**

INGENIERO AGRÓNOMO ZOOTECNISTA

**EVALUACIÓN DE UN EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO DE ESTAFIATE  
(*Artemisia ludoviciana* Nutt.) SOBRE INHIBICIÓN DE ECLOSIÓN DE  
HUEVOS DEL NEMATODO PARÁSITO *Haemonchus contortus***

**TESIS**

PRESENTA:

**NATAEL DE PAZ MERCED**

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO  
ZOOTECNISTA

**DIRECTOR:**

Dr. en C. ROLANDO ROJO RUBIO

**CODIRECTOR:**

Dr. en CARN. AGUSTÍN OLMEDO JUÁREZ

**ASESORES:**

Dr. ANASTACIO GARCÍA MARTÍNEZ

M. en CARN. CESAR GARCÍA HERNÁNDEZ

TEMASCALTEPEC MEXICO, DICIEMBRE DEL 2020

## **DEDICATORIA**

### **A mis abuelos**

Ellos fueron las personas después de mis padres que se preocuparon por mí, por ser una persona dedicada y respetuosa a la cual querían ver triunfar, pero ya no tuvieron la dicha de verme concluir con un logro más en la vida, debido a que Dios los mando a traer para estar en un lugar más privilegiado. Sus canas fueron sinónimo de sabiduría, me enseñaron muchas cosas vitales para la vida, y me encaminaron por el buen sendero.

### **A mis padres**

**Aristeo De Paz Merced y Martha Merced Sánchez** quien con su amor, paciencia, dedicación, esfuerzo y trabajo me han permitido cumplir un sueño más, gracias por inculcar en mí, el arma más grande de la vida, que son los valores que me han enseñado, y con su ejemplo de esfuerzo y valentía, me enseñaron a no temer a las adversidades y a enfrentarlas por mí mismo.

### **A mis hermanos**

**Homero, Saúl, Griselda, Mayra, Tania, Maritza y Sonia** por su cariño y apoyo incondicional durante todo este proceso, por estar conmigo en todo momento. Gracias a toda mi familia porque con sus oraciones, consejos y palabras de aliento hicieron de mí una mejor persona y de una u otra forma me acompañan en todos mis sueños y metas que se han logrado hasta ahora, me siento contento de pertenecer a la familia que tengo porque es muy unida.

## AGRADECIMIENTOS

A **Dios** por haberme dado las fuerzas, voluntad y paciencia necesaria para poder concluir con este trabajo.

A mis **Abuelos** porque antes de partir me transmitieron las enseñanzas necesarias para poder superar cualquier obstáculo que se me presentara en la vida.

A mis padres **Aristeo** y **Martha**, quienes a lo largo de toda mi vida me han apoyado y motivado en mi formación académica, su dedicación y lucha han sido de ellos un gran ejemplo a seguir por mí y por todos mis hermanos, gracias por todo su amor.

A mis hermanos, **Homero**, **Saúl**, **Griselda**, **Mayra**, **Tania**, **Maritza** y **Sonia** por su cariño y apoyo incondicional, por ser mi compañía, mi apoyo y mi fuerza para superarme y salir adelante.

Gracias a la **Universidad Autónoma del Estado de México** (UAEMEX), por permitirme formar parte de ella y culminar como Ingeniero Agrónomo Zootecnista.

Agradezco especialmente al **Dr. Agustín Olmedo Juárez** y al **Dr. Rolando Rojo Rubio** por su apoyo incondicional durante la realización de mi trabajo de tesis, también por compartir sus conocimientos, asesorías y motivaciones que fueron de gran ayuda.

A mis profesores, **Dr. Anastasio García Martínez** y al **M. en C. Cesar García Hernández** por su gran apoyo y dedicación en el desarrollo de este trabajo para que se realizara de la mejor manera posible, de igual manera gracias por compartir sus amplios conocimientos y principalmente por su valiosa amistad.

Finalmente agradezco a todos mis amigos, por apoyarme cuando más los necesite, por extender su mano en momentos difíciles y por el amor brindado cada día, de verdad mil gracias.

## NDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	10
II. JUSTIFICACIÓN .....	12
III. HIPÓTESIS.....	13
IV. OBJETIVOS .....	14
4.1.    Objetivo general.....	14
4.2.    Objetivos específicos.....	14
V. REVISIÓN DE LITERATURA.....	15
5.1.    Producción de ovinos a nivel mundial.....	15
5.1.1.    Inventario de ovejas en México.....	17
5.2.    Problemas sanitarios en pequeños rumiantes .....	19
5.2.1.    Sistemas de producción ovina.....	20
5.2.2.    Sistema Intensivo .....	20
5.2.3.    Sistema Semi-intensivo.....	21
5.2.4.    Sistema Extensivo .....	22
5.3.    Los nematodos gastrointestinales (NGI).....	23
5.3.1.    Principales nematodos gastrointestinales que atacan a pequeños rumiantes.....	23
5.3.2.    Género <i>Ostertagia</i> .....	25
5.3.4.    Género <i>Teladorsagia</i> .....	26
5.3.5.    Género <i>Trichostrongylus</i> .....	27
5.3.6.    Género <i>Cooperia</i> .....	28
5.4. <i>Haemonchus contortus</i> .....	29
5.5.    Ciclo de vida de <i>H. contortus</i> .....	31
5.6.    Resiliencia y resistencia .....	33
5.6.1.    Resiliencia .....	33
5.6.2.    Resistencia.....	33
5.6.3.    Resistencia antihelmíntica .....	34
5.7.    Métodos alternativos de control de NGI .....	35
5.7.1.    Control químico .....	35
5.7.2.    Rotación de potreros .....	37
5.7.3.    Selección Genética .....	37

5.7.4. Hongos nematófagos .....	38
5.8. Plantas aromáticas y medicinales .....	39
5.9. Usos y aprovechamientos de los extractos .....	39
5.9.1. Extractos .....	40
5.10. Tipos de extractos .....	40
5.10.1. Extractos Fluidos .....	41
5.10.2. Extractos Secos .....	41
5.10.3. Extractos Blandos .....	41
5.10.4. Mecanismo de acción de los extractos .....	41
5.11. Control de parásitos mediante extractos de plantas naturales .....	42
5.12. Plantas de la Familia Asteráceae .....	44
5.13. <i>Tanacetum parthenium</i> L. (Altamisa) .....	44
5.14. <i>Artemisia absinthium</i> L. (Ajenjo) .....	45
5.15. <i>Artemisia ludoviciana</i> Nutt. (Estafiate) .....	46
5.15.1. Nombres comunes .....	47
5.15.2. Sinónimos de <i>Artemisia ludoviciana</i> Nutt. ....	47
5.15.3. Tipo de vegetación .....	47
5.15.4. Descripción morfológica .....	48
5.15.5. Distribución geográfica .....	49
5.15.6. Composición química .....	49
<b>VI. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>50</b>
6.1. Zona de estudio .....	50
6.2. Material vegetativo .....	50
6.3. Localización del área de la colecta de la planta .....	51
6.4. Obtención del extracto hidroalcohólico y fracciones .....	51
6.5. Material biológico .....	52
6.6. Prueba de la inhibición de la eclosión de huevos (IEH) .....	52
<b>VII. RESULTADOS .....</b>	<b>54</b>
7.1. Inhibición de la eclosión de huevos (%IEH) .....	54
<b>VIII. DISCUSIÓN .....</b>	<b>58</b>
<b>IX. CONCLUSIÓN .....</b>	<b>60</b>
<b>X. LITERATURA CONSULTADA .....</b>	<b>61</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro</b>	<b>Título</b>
1	Principales NGI localizados dentro del tracto gastrointestinal del rumiante
2	Principales antihelmínticos más utilizados para el tratamiento de helmintos en ovinos
3	Clasificación taxónoma de <i>Artemisia ludoviciana</i> Nutt.
4	Resultados de la inhibición de la eclosión de huevos (%IEH) de <i>Haemonchus contortus</i> causado por un extracto hidroalcohólico y dos de sus fracciones (acuosa y orgánica) de <i>Artemisia ludoviciana</i> Nutt.

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura</b>	<b>Título</b>
1	Población mundial de ganado ovino hasta el año 2017
2	Porcentaje de población ovina por continente en 2017
3	Porcentaje de población ovina por continente en 2017
4	Población ovina en la república mexicana del año 2014 al 2017
5	Principales estados productores de ovinos en 2018
6	Bolsa copuladora de <i>Ostertagia</i>
7	Teladorsagia <i>circuncinta</i> , extremo posterior de macho
8	<i>Trichostrongylus vitrinus</i> ; extremo posterior del macho
9	<i>Cooperia pectinata</i> ; extremo caudal del macho, 100x
10	<i>Haemonchus contortus</i> (HC)
11	Ciclo de vida del nematodo parásito <i>Haemonchus contortus</i>
12	<i>Tanacetum pathenium</i> . Altamisa
13	<i>Artemisia absinthium</i> . Ajenjo
14	<i>Artemisia ludoviciana</i> . Estafiate
15	Localización de la zona de estudio (CENID-SAI).
16	Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de <i>Haemonchus contortus</i> expuestos durante 48 horas del extracto hidroalcohólico de <i>Artemisia ludoviciana</i> .
17	Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de <i>Haemonchus contortus</i> expuestos durante 48 horas a la fracción acuosa (F-Aq) de <i>Artemisia ludoviciana</i> .
18	Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de <i>Haemonchus contortus</i> expuestos durante 48 horas a la fracción orgánica (F-AcOEt) de <i>Artemisia ludoviciana</i> .

## RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue evaluar la actividad ovicida de un extracto hidroalcohólico (E-HA) y dos de sus fracciones de *Artemisia ludoviciana* contra el nematodo parásito *Haemonchus contortus* (Hc) bajo condiciones *in vitro*. Se elaboró un E-HA utilizando hojas deshidratadas de *A. ludoviciana*, al extracto HA se le realizó una separación química con acetato de etilo, obteniéndose dos fracciones, una acuosa (F-Aq) y una orgánica (F-AcOEt). Se utilizaron huevos del nematodo parásito *Haemonchus contortus* como modelo biológico. El E-HA y sus fracciones fueron confrontados con los huevos implementando el ensayo de inhibición de la eclosión de huevos (%IEH). El ensayo fue realizado en placas de micro-titulación de 96 pozos. Los tratamientos fueron el extracto HA, F-Aq a concentraciones de (50, 25, 12.5 y 6.25 mg/mL) y FAcOEt a concentraciones de (5, 2.5, 1.2 y 0.6 mg/mL). Agua destilada y metanol (2%) fueron utilizados como controles negativos e ivermectina (0.5%) como control positivo. En cada pozo se depositó una cantidad de  $100 \pm 15$  huevos en una suspensión de 50  $\mu$ L e inmediatamente se agregaron 50  $\mu$ L de los tratamientos y controles acorde a cada tratamiento. Los datos fueron analizados mediante un análisis de varianza con un diseño completamente al azar. Los resultados muestran una actividad ovicida cercana al 100% a partir de la concentración de 12.5 mg/mL con el E-HA y la fracción Aq. Cabe resaltar que la fracción AcOEt fue la más activa, exhibiendo un 100% de inhibición de la eclosión a 5 mg/mL de concentración. La actividad ovicida de *A. ludoviciana* podría representar una opción asequible y viable en el control de las parasitosis ocasionadas por NGI, por lo que se sugiere evaluar esta planta con otros estadios de *H. contortus*. Asimismo, estudios *in vivo* son necesarios para corroborar el efecto nematicida encontrado en el presente ensayo.



## Abreviaturas

E-HA: extracto hidroalcohólico

F-AcOEt: fracción acetato de etilo o fracción orgánica

F-Aq: fracción acuosa

IEH: inhibición de la eclosión de huevos

Hc: *haemonchus cortortus*

L1: larva 1

L2: larva 2

L3: larva 3

L4: larva 4

L5: larva 5

NGI: nematodos gastrointestinales

RA: resistencia antihelmíntica

S/A: sin actividad

## I. INTRODUCCIÓN

La parasitosis es considerada, uno de los principales problemas de los rumiantes, afectando la salud, la cual repercute en la productividad. Los animales que se encuentran bajo condiciones de pastoreo extensivo son infectados principalmente por nematodos gastrointestinales (NGI), afectando considerablemente la producción ganadera principalmente en zonas tropicales, subtropicales y templadas afectando a los rumiantes de distintas edades (Morgan *et al.*, 2013).

El impacto económico a causa de los nematodos gastrointestinales dentro de los sistemas de producción de rumiantes se refleja en la desnutrición, bajo consumo de alimento, retraso en crecimiento, baja conversión alimenticia, incluso llegar a causar la muerte. Su grado de patogenicidad de los NGI varía con las condiciones climáticas presentes en los sistemas de producción (Quiroz, 1989).

El uso indiscriminado e irracional de los antihelmínticos ha ocasionado resistencia por parte de los nematodos gastrointestinales (NGI) en pequeños rumiantes (Arece *et al.*, 2004; Wolstenholme *et al.*, 2004; Arece-García *et al.*, 2017). Ante esta situación, se han propuesto estrategias integrales del control de los NGI, de las cuales se encuentran los estudios relacionados con el uso de plantas con propiedades antiparasitarias debido a la presencia de compuestos secundarios (Athanasidou *et al.*, 2001, 2004; Githiori *et al.*, 2006; Marie-Magdaleine, *et al.*, 2010, Kyriazakis, 2010, Torres-Acosta *et al.*, 2012; Olmedo *et al.*, 2014).

*Artemisia ludoviciana* comúnmente conocida en México como estafiate, es una planta que pertenece a la familia de las Arteraceas y se usa en la medicina tradicional para tratar dolor de estómago (cólicos, dolor e inflamación en la boca del estómago). Se usa como antihelmíntico, antiparasitario, antidiarreico, depurativo, estomáquico, antiespasmódico y antirreumático. Alivia vómito, diarrea y dolor de estómago, combate amibiasis y parasitosis (Sánchez-González *et al.*, 2008). En padecimientos respiratorios como anginas, bronquitis, catarros resfriados, tos, tosferina, se usa en gárgaras, frotándolo, inhalándolo o por vía oral. Para vesícula, esterilidad femenina, en heridas de parto, granos, circulación

de la sangre, corazón, hemorroides, riñones, diabetes, dolor de oído, nerviosismo, antiespasmódico y dolor de cabeza (Argueta *et al*, 1994). El objetivo del presente trabajo fue evaluar un extracto hidroalcohólico de *Artemisia ludoviciana* sobre inhibición de eclosión de huevos del nematodo parásito *Haemonchus contortus*.

## II. JUSTIFICACIÓN

El mal manejo y uso indiscriminado de medicamentos antiparasitarios han convertido a los nematodos gastrointestinales (NGI), en un problema difícil de controlar. Los parásitos gastrointestinales son uno de los principales problemas que afectan a los ovinos en pastoreo. Los helmintos que habitan el tracto gastrointestinal tienen un impacto negativo en la producción de pequeños rumiantes. El uso irracional de fármacos ha creado resistencia antihelmíntica de los NGI.

La parasitosis gastrointestinal, es un factor principal que afecta la producción ovina especialmente en las regiones tropicales y subtropicales, donde las condiciones ambientales favorecen la proliferación de los parásitos. El nematodo *Haemonchus contortus* es considerado como el de mayor prevalencia mundial y principal causantes de pérdidas económicas en la producción ovina. En países además de *Haemonchus contortus* como parásito de mayor impacto negativo, sin embargo, *Trichostrongylus colubriformis* también tiene una gran importancia (López, 2013).

El uso irracional de fármacos ha creado resistencia antihelmíntica, lo cual ocasiona que el uso de desparasitantes tenga una efectividad negativa contra los NGI. Los cuales están principalmente presentes en especies como ovejas, cabras y caballos, debido al uso continuo de productos químicos para su control, esto conlleva a que en cada aplicación sobreviva un mínimo porcentaje de estos nematodos, y al paso de las generaciones se vuelvan resistentes a los productos (González, 2012).

Debido a que se están estudiando plantas nativas de México, así como en otros países, como un método alternativo de control contra nematodos gastrointestinales que afectan a los rumiantes, se optó por trabajar con *Artemisia ludoviciana*. Dado que posee compuestos secundarios que podrían disminuir las cargas parasitarias, además de ser usada como una alternativa en la medicina tradicional.

### III. HIPÓTESIS.

El extracto hidroalcohólico de estafiate (*Artemisia ludoviciana* Nutt.) inhibe la eclosión de huevos del nematodo parásito *Haemonchus contortus*.

## IV. OBJETIVOS

### 4.1. Objetivo general

Evaluar un extracto hidroalcohólico del estafiate (*Artemisia ludoviciana* Nutt.) sobre inhibición de eclosión de huevos del nematodo parásito *Haemonchus contortus*.

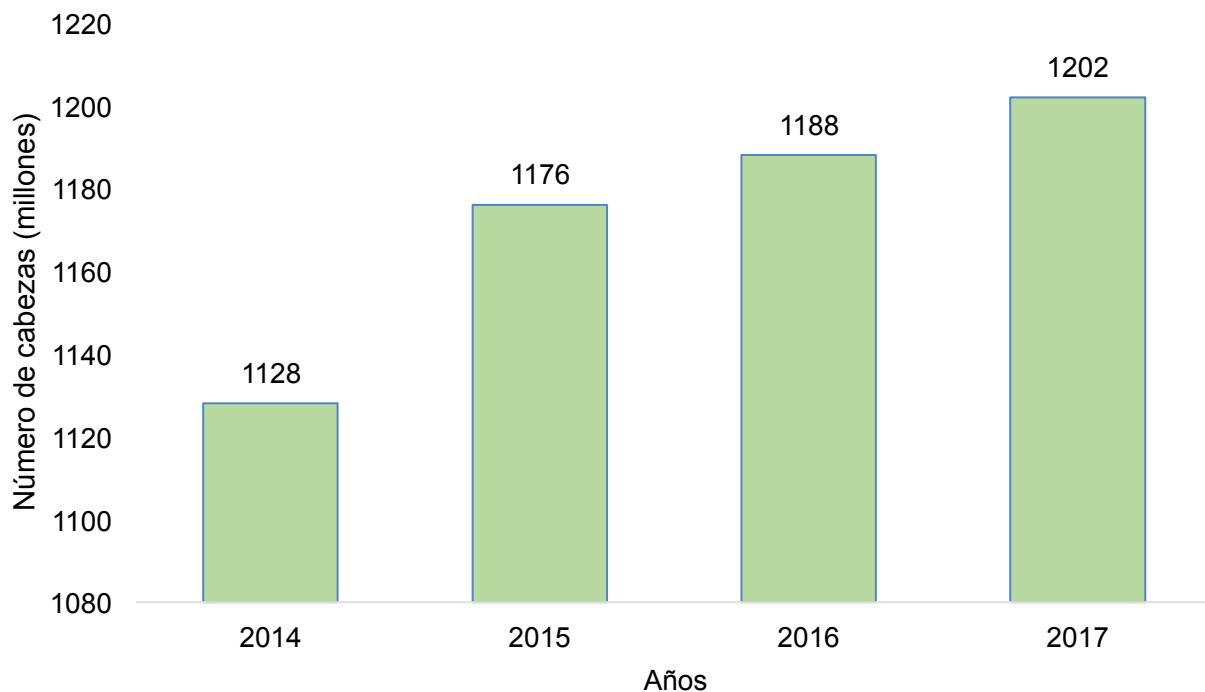
### 4.2. Objetivos específicos.

- Evaluar la actividad ovicida del extracto hidroalcohólico, fracción acuosa y orgánica de estafiate (*Artemisia ludoviciana*) contra *Haemonchus contortus*.
- Determinar las concentraciones letales 50 y 90 del extracto hidroalcohólico, fracción acuosa y fracción orgánica de estafiate (*Artemisia ludoviciana*) sobre la inhibición de la eclosión de huevos de *Haemonchus contortus*.

## V. REVISIÓN DE LITERATURA

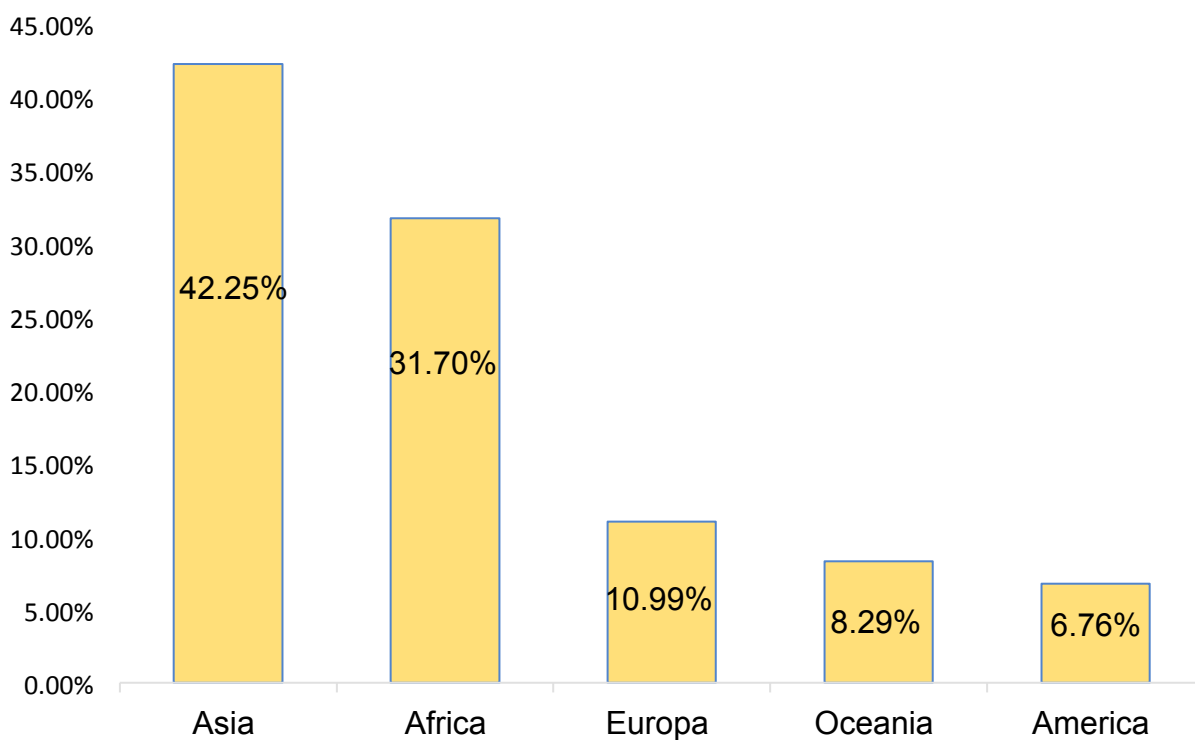
### 5.1. Producción de ovinos a nivel mundial

Según la FAO, 2019. En el año 2014 existía un inventario que oscilaba entre 1, 128, 355,444 cabezas de ganado ovino. Sin embargo, se tiene registrado un aumento del 6.5% llegando a 1, 202, 430, 935 ovinos respecto al 2014 (Figura 1).



**Figura 1.** Población mundial de ganado ovino hasta el año 2017 (FAO, 2019)

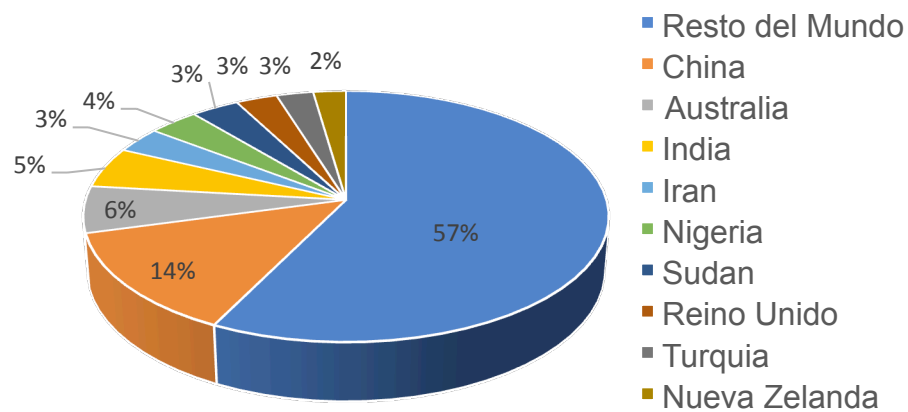
África y Asia son los continentes que albergan más del 70% de ganado ovino en el mundo. Mientras tanto, de los cinco continentes, el americano es el que posee menor población ovina, el cual concentra 81, 307, 871 cabezas de ganado ovino, representando el 6.76% del total de la población mundial (figura 2).



**Figura 2.** Porcentaje de población ovina por continente en 2017 (FAO, 2019)

De los cinco continentes China es el que alberga el mayor número de cabezas de ganado ovino con el 13.41%, esto se debe al gran incremento poblacional y amplio Territorio, después podemos encontrar a Australia con el 6%, India con 5.24% y Nigeria con un 3.53% de población ovina (FAO. 2019).



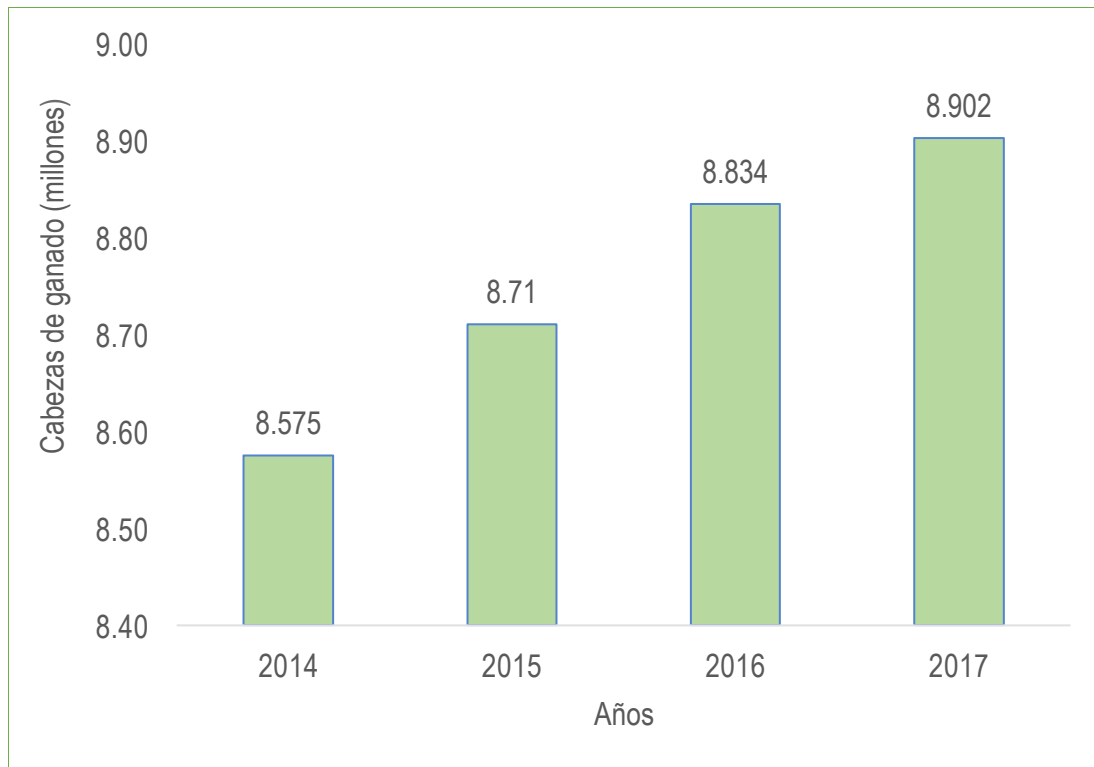


**Figura 3.** Porcentaje de población ovina por continente en 2017 (FAO, 2019)

### 5.1.1. Inventario de ovejas en México

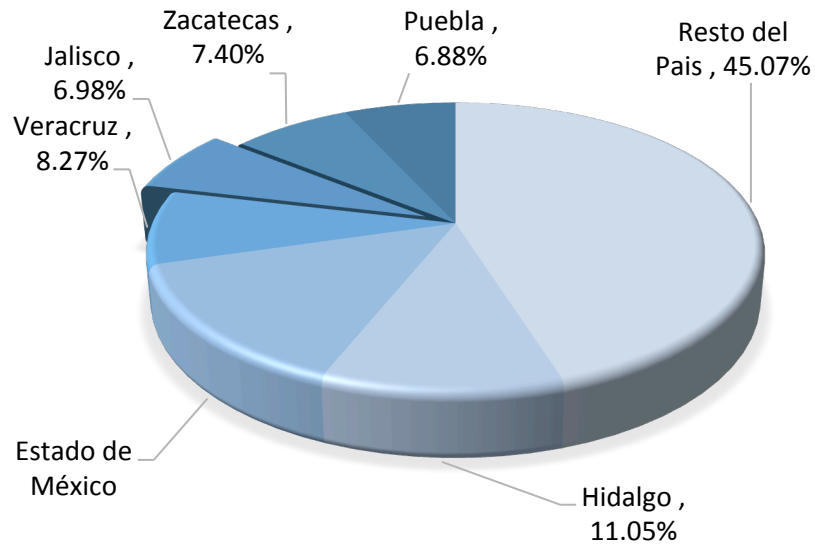
La población ovina en México es de 8, 575,908 cabezas de ovinos. El Estado de México es la entidad con mayores existencias de ganado ovino a nivel nacional, aportando el 12.1 por ciento. La producción se dirige al consumo de carne. El Estado de México registró 890, 666 cabezas de ganado ovino. A nivel municipal, en primer lugar, se encuentra San Felipe del Progreso, con 45 573 cabezas, representando 5.1% del total estatal; le sigue Villa Victoria, con 43 673, que equivale 4.9%; en tercer lugar, con 39 998 cabezas, se ubica Acambay, cifra que representa 4.5%; sumando la participación de estos tres municipios alcanza 14.5% del total de la entidad. Axapusco y Lerma presentan un crecimiento de 208.5 y 206.5%, respectivamente; es decir, estos municipios, en un periodo de 17 años, han logrado aumentar un poco más de dos veces el ganado ovino. Los municipios de Temascalcingo, Jicotitlán, Jiquipilco, El Oro, Ixtlahuaca, Acambay, Villa Victoria, Aculco y Chapa de Mota presentan un rango de crecimiento de 102.7 a 170.6 por ciento (INEGI, 2007).

Hasta 2017 se tiene registrado un inventario de 8.9 millones de cabezas de ovinos y 8.7 millones de cabezas de caprinos; (figura 4) el Estado de México y Puebla encabezan los mayores stocks, respectivamente (SAGARPA, 2018).



**Figura 4.** Población ovina en la república mexicana del año 2014 al 2017 (FAO, 2019)

El estado de México sobresale como una entidad de mayor producción de ganado ovino, con una cantidad de 17,548.14 toneladas, que representa el 14.32% de ovinos en canal, siendo un estado con baja extensión territorial y mayor densidad poblacional. Sin embargo, el estado de Hidalgo no es la excepción, que se posiciona en segundo lugar como uno de los estados que albergan un 11.05%, en seguida encontramos a Veracruz con el 8.27%, Zacatecas con 7.40%, Jalisco con 6.98%, Puebla con 6.88% y con el 45.07% el resto del país (SIAP, 2019). (Figura 5)



**Figura 5.** Principales estados productores de ovinos en 2018 (SIAP, 2019)

## 5.2. Problemas sanitarios en pequeños rumiantes

La producción de pequeños rumiantes en los trópicos enfrenta dos problemas principales, la desnutrición y los nematodos gastrointestinales (NGI). Esto es importante en los sistemas de producción basados en el pastoreo. Durante un ciclo anual los animales pastorean durante dos épocas: una época de seca (estiaje) y otra de lluvia. Durante la primera, la disponibilidad de nutrientes es escasa y predominan los alimentos lignificados, las ganancias diarias de peso (GDP) se reducen y en casos extremos algunos animales fallecen. La época de lluvias se caracteriza por la alta disponibilidad de vegetación. Por ello, las condiciones climáticas son propicias para el desarrollo de larvas infectantes de NGI. Los NGI pueden reducir la ganancia diaria de peso (GDP) de un 30% a un 50% en los cabritos y un 20% la producción de leche, y son causa de hasta un 50% de la mortalidad de los cabritos en crecimiento (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

La presencia de parásitos gastrointestinales es uno de los factores que reducen considerablemente la efectividad y rentabilidad de los sistemas de explotación caprina y ovina. Debido a los daños ocasionados por estos organismos, los productores se ven obligados a realizar cuantiosas inversiones y se procura minimizar el efecto negativo al que se ven sometidos sus rebaños (Vargas, 2006).

La producción ovina se enfrenta a una problemática, la cual ocasiona bajos índices productivos y elevados costos de producción. Sin embargo, los altos niveles de fibra y bajos en proteína limitan las estrategias alimenticias para el aumento de producción de los rebaños (Lizarazo, 2013).

Los ovinos tienden a ser susceptibles a los parásitos internos, todos aquellos que pueden ser gusanos redondos y planos o protozoarios. La parasitosis consta de dos aspectos importantes en la producción ovina, por un lado, se encuentra la teniasis zoonótica y por el otro, los parásitos internos que son propios de esta especie (Benavides, 2009).

### **5.2.1. Sistemas de producción ovina**

#### **5.2.2. Sistema Intensivo**

Los animales permanecen todo el tiempo en corrales donde se ofrece alimento y agua, procurando mantener las condiciones ambientales naturales. Cada corral debe tener una zona de sombra, comederos, bebederos y saladeros. Es comúnmente utilizado en engorde intensivo y en producción de animales de alto valor genético. El espacio requerido por cabeza es de 1,20 m<sup>2</sup> a 3,50 m<sup>2</sup>, según se trate de corderos o animales adultos (Cruz, 2010).

Este tipo de sistema es insostenible, ya que, al incrementar la productividad, también se incrementa la contaminación que tiene un gran impacto en el medio ambiente, además de no ser una alternativa para la pequeña y mediana producción de los países latinoamericanos, especialmente para los sectores rurales donde los recursos económicos son limitados. Estos sistemas nacen de la

era de la revolución de la tecnología, cuyo objetivo es obtener un alto beneficio económico, en el menor periodo y tiempo posible, mediante la administración de alimentos nutritivos y la adición de fármacos que estimulen el apetito, evitando y controlando las enfermedades (Salazar, 2015).

Este sistema alberga un gran número de ganado que es concentrado en una pequeña área, debido a esto se incrementa el uso de alimento en periodos cortos, realizando un manejo eficiente, donde existe un estricto control de producción y actividades que favorecen a mejorar la productividad y eficiencia. Los sistemas intensivos son considerados modernos y eficientes los cuales requieren un alto nivel en conocimiento para el desarrollo de prácticas relacionadas con una sola especie (Sere y Stenfield, 1996).

En los últimos años los sistemas intensivos se han estado difundiendo para poder ser integrados a otras actividades en el ámbito agropecuario. En este sistema que se lleva a cabo se ha aumentado el uso del manejo reproductivo, realizado con el desarrollo de buenas prácticas de manejo, tales como un destete temprano y una reducción de intervalos entre parto a ocho meses, reducción de primer parto a 15 meses, empadres a 35 días. Con la puesta en marcha de estas prácticas se implementan dietas integrales balanceadas (Olazarán y Rojas, 2001).

### **5.2.3. Sistema Semi-intensivo**

Es la combinación del sistema intensivo y extensivo. Los animales se alimentan de los pastizales durante el día y por la tarde reciben alimentación adicional en comederos, así como agua, sal o algún suplemento alimenticio (Cruz, 2010).

Cuando hay ausencia de predadores, son suficientes algunos árboles para servir de abrigo, este sistema es indicado para criar animales de tipo mixto para la producción de lana y carne, o leche y carne. Requiere la inversión en instalaciones y alimentos concentrados (Salazar, 2015).

#### **5.2.4. Sistema Extensivo**

Este sistema requiere de grandes extensiones de terreno ya que las cabras y ovejas son acondicionadas para controlar el rebaño. Durante el día se mantienen en el campo y por la noche son encerrados en corrales (Cruz, 2010). Se alimentan pastoreando a voluntad en forma seminómada o sedentaria. Tiene la ventaja de disminuir costos en alimentación e instalaciones, pero generalmente sus rendimientos productivos son menores. Los sistemas de producción extensivos son los sistemas tradicionales o convencionales de la producción animal, son los más comunes entre los ganaderos pequeños y medianos del sector rural de nuestros países (Salazar, 2015).

Dentro del sistema extensivo se considera más del 90% de materia seca la cual sirve como alimento para el ganado, proveniente de pastizales, pasturas y forrajes además del alimento que es adquirido. Sin embargo, menos de un 10% se adquiere de actividades agrícolas no ganaderas. Este sistema alberga especies herbívoras que pastorean el forraje y pastos que son introducidos por el hombre para un mejor aprovechamiento y eficiencia del ganado (Sere y Stenfield, 1996)

Los agostaderos o pastizales que provienen de las zonas áridas como semiáridas son una de las principales fuentes que solventan la alimentación de los ovinos en este sistema de producción, debido a que la productividad de estas zonas es fija, pero, puede llegar a variar por las condiciones climatológicas y topográficas de la zona, además pueden estar compuestas por una gran variedad de especies forrajeras tales como gramíneas, arbóreas y arbustivas (Beltrán, *et al.*, 2000). En este tipo de sistema los pequeños rumiantes se enfrentan a diversas enfermedades tales como bacterianas, virales y parasitarias. Por lo que representa un reto en la industria ganadera para la prevención y control de dichas enfermedades.

### **5.3. Los nematodos gastrointestinales (NGI)**

Los nematodos gastrointestinales son gusanos que están distribuidos en gran variedad de hábitats. Algunos son de vida libre y otros son parásitos de plantas y de animales vertebrados e invertebrados. Los NIG de los animales domésticos, son de gran importancia económica, debido a la elevada mortalidad que se presenta en distintas especies (Quiroz, 2012).

En la actualidad la producción de pequeños rumiantes se ha visto afectada significativamente por problemas de desnutrición, esto debido a una mala calidad nutricional de los forrajes y de enfermedades parasitarias asociadas a nematodos gastrointestinales. Las producciones de pequeños rumiantes donde el pastoreo es su principal base de alimentación se exponen a una amplia variedad de nematodos gastrointestinales (NGI) durante todo el año, ocasionando pérdidas económicas en las producciones con un alto índice de mortalidad de un 50% en los hatos (Torres-Acosta *et al.*,2012).

Los nematodos gastrointestinales considerados como un tema de gran importancia económica y productiva en los rebaños han llegado afectar los sistemas de producción de pequeños rumiantes en pastoreo, sin embargo, se ha comprendido la relación que existe con los mecanismos de selección natural para que exista la regulación animal (Köler, 2001).

#### **5.3.1. Principales nematodos gastrointestinales que atacan a pequeños rumiantes**

Los nematodos gastrointestinales (NGI), son más frecuentes en los rumiantes de todo el mundo. Son encontrados bajo sistemas extensivos en las zonas subtropicales. Uno de los principales problemas que ocasionan los nematodos son: gastroenteritis parasitarias, procesos generalmente endémicos, de curso crónico, morbilidad y en algunos casos mortalidad. En la mayoría de las veces

producidos por varias especies que se localizan en las diferentes partes del tracto gastrointestinal los cuales se muestran en el cuadro 1. (Meana y Rojo, 1999).

Las nematodiasis se caracterizan por alteraciones digestivas, retraso del crecimiento, disminución de los parámetros productivos y reproductivos, también ocasionan anemia y en casos severos causan la muerte del animal. La intensidad de infestación es variante y depende de múltiples factores (edad de los animales, clima, sistemas de producción, humedad relativa), (Meana y Rojo, 1999).

Según Bowman (2011). Los nematodos gastrointestinales de los rumiantes pertenecen a diversas familias y géneros, destacando los siguientes: Trichostrongylidae (*Haemonchus contortus*, *Ostertagia* spp), las especies de este género se incluían en el género *Ostertagia*, *Trichostrongylus*, *Marshallagia*; Molineidae (*Nematodirus*); Ancylostomatidae (*Bunostomum*) y Strongylidae (*Chabertia* y *Oesophagostomum*). Los cuales comúnmente por su acción hematófaga e histiófaga, ocasiona anemia y trastornos en el consumo de alimento, y una deficiente digestión, absorción de metabolitos y muerte en animales más afectados (Angulo *et al.*, 2017).



Cuadro 1. Principales NGI localizados dentro del tracto gastrointestinal del rumiante.

Hospedador	Abomaso	Intestino
Bovino	<i>Ostertagia ostertagi</i>	<i>Cooperia oncophora</i>
		<i>Cooperia punctata</i>
Ovinos/cabras	<i>Teladorsagia circumcincta</i> <i>Ostertagia trifurcata</i> <i>Haemonchus contortus</i> <i>Trichostrongylus axei</i>	<i>Nematodirus helvetianus</i>
		<i>Trichostrongylus columbriformis</i>
		<i>Trichostrongylus vitinus</i>
		<i>Trichostrongylus capricola</i>
		<i>Nematodirus filicollis</i>
		<i>Nematodirus spathiger</i>
		<i>Nematodirus battus</i>
		<i>Marshallagia marshallagia</i>
	<i>Cooperia curtecei</i>	

(Meana y Rojo, 1999).

### 5.3.2. Género *Ostertagia*

Este género es localizado en el cuajar, tomando un color pardo debido a la sangre presente en su intestino. El tamaño del macho es de 7-9 mm y hembras de 10-12 mm, la bolsa copuladora está constituida principalmente por lóbulos laterales y dorsales (figura 6). En hembras la vulva se encuentra protegida por una lengüeta o solapa muy fina. *Ostertagia* es la especie más importante en ganado vacuno, sin embargo, puede encontrarse en ovejas (Meana y Rojo, 1999).

Las especies de este género tienen un ciclo directo. Los huevos son eliminados vía heces, donde son desarrollados bajo condiciones favorables hasta L3 en 2

semanas, sin embargo, L3 se mueve hacia la vegetación y con el consumo por parte del animal se desenvainan en rumen, su desarrollo se lleva a cabo en luz de las glándulas del abomaso, produciendo 2 mudas antes de que L5 emerja de las glándulas y pueda madurar sexualmente. Su ciclo biológico puede completarse en 3 semanas incluso detener su desarrollo en L4, en un estado de hipobiosis que puede durar hasta seis meses (Urquart., *et al* 2001).



**Figura 6.** Bolsa copuladora de *Ostertagia* (Cordero, 1999)

#### **5.3.4. Género *Teladorsagia***

Es la especie con mayor presencia en todo el mundo, se localiza en el último de los cuatro compartimentos de los rumiantes llamado cuajar o abomaso. Sus espículas tienen terminación en abultamiento de gran tamaño en un proceso pequeño y agudo (Meana y Rojo, 1999). (Figura 7)



**Figura 7.** *Teladorsagia circumcincta*; extremo posterior del macho (Meana, 1999)

*Teladorsagia circumcincta*, es el nematodo que parasita a ovejas y cabras, es conocido también como gusano marrón del estómago. Este nematodo se presenta con mayor frecuencia en áreas templadas y frías, es el responsable de grandes pérdidas económicas en la ovinocultura, los adultos son delgados con cavidad bucal corta, su tamaño promedio es variable en cada animal, en hembras su tamaño varía desde 0.6 hasta 1.2 cm, sin embargo, los machos son unos 205 más pequeños (Stear, M. *et al.*, 2019).

#### **5.3.5. Género *Trichostrongylus***

En este género el tamaño es menos de 7 mm de longitud, carecen de capsula bucal, poseen un poro excretor en la región esofágica. Los machos tienen espículas cortas, robustas que son retorcidas. La hembra posee cola afilada, carece de solapa vulvar y los huevos son ovoides (Urquhart *et al.*, 2001).

Las especies más frecuentes encontramos *Trichostrongylus axei*, siendo el más pequeño y único que está presente en abomaso. *Trichostrongylus vitrinus*, está

presente en intestino delgado de ovejas y cabras. (Figura 8). *Trichostrongylus vitrinus*, se aloja en intestino delgado y en ocasiones en abomaso de los rumiantes (Cordero, 1999). Debido a las condiciones de estrés o desnutrición, las infecciones llegan a producir, diarreas acuosas prolongadas y debilitantes, lo que causa pérdida de peso incluso puede causar la muerte (Abbott *et al.*, 2012).

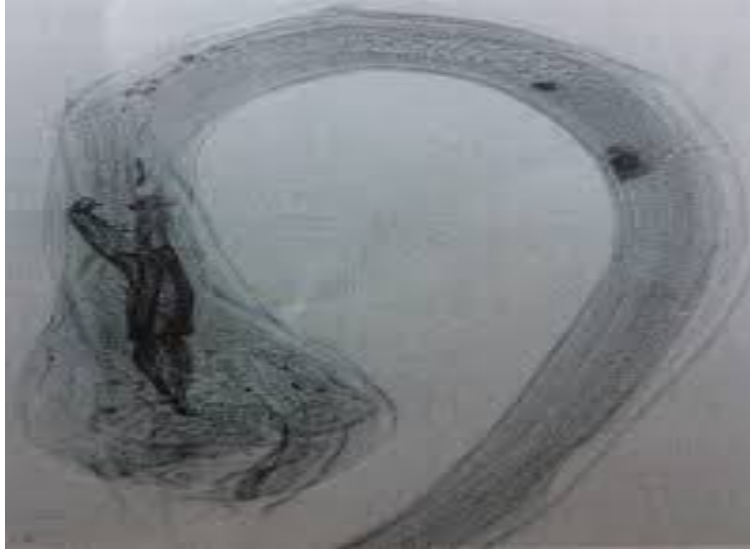


**Figura 8.** *Trichostrongylus vitrinus*: extremo posterior del macho (N. Díez Baños 2006).

### 5.3.6. Género *Cooperia*

Los parásitos de este género son localizados en el intestino delgado son de coloración roja, llegan a poseer una longitud menor a 9 mm, su característica más visible es su vesícula cefálica (Cordero, 1999). (Figura 9). Este género se caracteriza por tener una cutícula que toma forma estriada y presenta espículas cortas (Bowman, 2011).

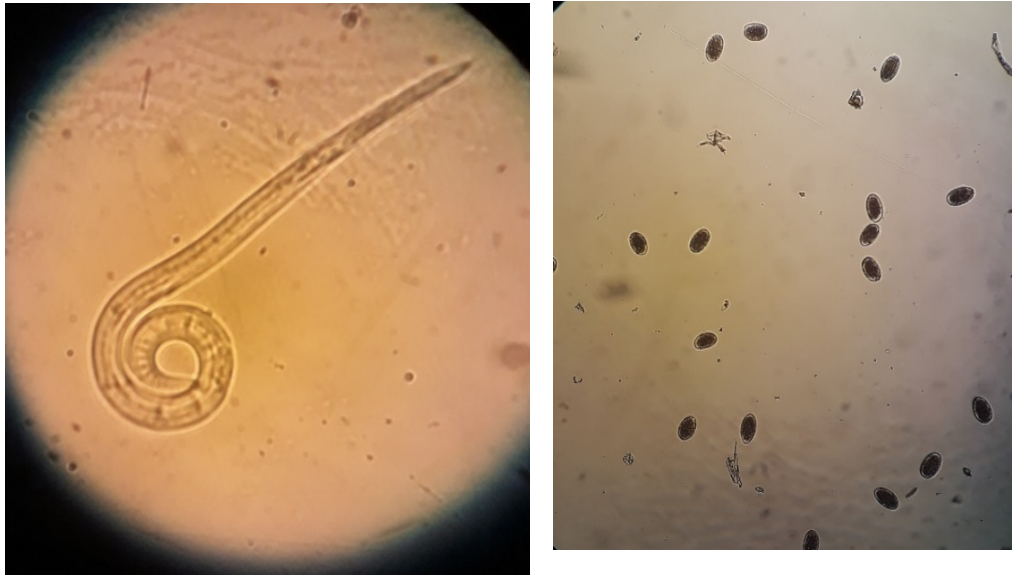
Las especies más importantes de este género son *Cooperia oncophora*, *Cooperia punctata* presentes con mayor frecuencia en ganado bovino y *Cooperia curticei* es la especie de mayor interés en las explotaciones ovinas y caprinas ya que puede llegar a ocasionar pérdidas económicas (Meana y Rojo. 1999).



**Figura 9.** *Cooperia pectinata*: extremo caudal del macho, 100 x (Cordero, 1999)

#### **5.4. *Haemonchus contortus***

La especie más importante es *Haemonchus contortus* que se localiza en el abomaso, los machos llegan a medir entre 19-22 mm y las hembras entre 25-34 mm. Son hematófagos y tienen color rojo debido a la sangre ingerida, el aparato genital es de color rojo, en la cavidad bucal tienen una lanceta dorsal con la que erosionan la mucosa gástrica, su cutícula es lisa y provista de papilas cervicales prominentes (figura 10). El macho posee una bolsa copuladora muy desarrollada, caracterizada por la asimetría del lóbulo dorsal. La hembra tiene una solapa bulbar muy prominente y de interés morfológico (Martínez, 2014).



**Figura 10.** *Haemonchus contortus*

El nematodo parásito *Haemonchus contortus* se localiza en el abomaso y se alimenta principalmente de sangre, por lo que causa grandes pérdidas en los sistemas de producción ovina y caprina, principalmente en áreas tropicales y subtropicales. El macho mide de 13 a 20 mm x 300 a 400  $\mu$ , con esófago corto que mide de 1.000 a 1.300  $\mu$  (Martínez, 2014).

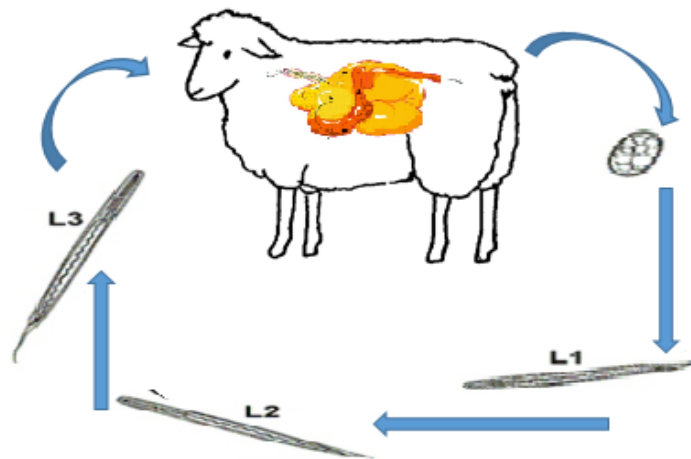
La hembra mide de 18 a 32 mm por 500  $\mu$ , su útero es de color blanco que se encuentra enrollado alrededor de su intestino, que adopta un color rojo por la sangre que succiona, la vulva se localiza de 3 a 4 mm de la extremidad caudal, cubierta por una prolongación cuticular de hasta 500  $\mu$  de largo (Quiroz, 2012).

*Haemonchus contortus* es localizado en el abomaso e intestino delgado de ruminantes como ovinos, bovinos y caprinos, su manifestación se refleja en mala digestión y anemia, este parásito se presenta con mayor frecuencia en animales jóvenes. Su infestación es transmitida por consumir pasturas con larvas, este parásito es de suma importancia para el productor debido a que causa grandes pérdidas económicas reflejadas en la producción (Quiroz, 2012).

### 5.5. Ciclo de vida de *H. contortus*

Dentro del ciclo de vida de *H. contortus* comprende de dos fases; A) exógena, no parásita desde huevo hasta L3 y B) endógena o parásita, desde la ingestión de la L3 hasta el desarrollo de los parásitos adultos, la cópula y la producción de huevos. El desarrollo de la fase exógena ocurre en el pasto, y puede durar de 4 a 8 días, dependiendo de las condiciones de humedad y temperatura (Barriga, 2002; Cuellar, 2006; Bowman., 2011).

Esta fase comprende la eliminación de los huevos por las heces, evoluciona al primer estadio larvario L1 y seguir hasta transformarse en L3, (Figura 11). (Barriga, 2002). A partir de la L1 y L2 éstas emergen y se alimentan de bacterias y detritus de las heces, para después transformarse en L3 que se encuentra cubierta por la cutícula desprendida de la L2, por lo tanto, la larva L3 no puede alimentarse y depende de las reservas energéticas para su sobrevivencia (Barriga, 2002; Cuellar, 2006; Bowman., 2011).



**Figura 11.** Representación esquemática del ciclo biológico de *Haemonchus contortus* en pequeños rumiantes

## **1) Fase exógena**

En esta fase los huevos son expulsados directamente con las heces de rumiantes que están parasitados, eclosionando al estadio (L1) que ocurre entre 1 a 2 días, después de permanecer un breve tiempo en letargo las larvas sufren una primera muda modificando su envoltura a base de queratina, y se transforman a segundo estadio o (L2), donde su alimentación es a base de bacterias y detritus, al paso de 4 a 6 días sufren una evolución a tercer estadio (L3), también conocida como larva infectante, que a su vez podrá infectar a un nuevo hospedero. Esta última etapa L3 contiene una cubierta de queratina con la cual se protege de la deshidratación y de otros microorganismos que no le permitirían sobrevivir en el suelo, esta etapa L3, no requiere alimentarse, porque poseen gránulos lipoides que aportan energía que le permitiría sobrevivir por un periodo de nueve meses que serían suficientes para infestar a un nuevo hospedador (Hempworth *et al.*, 2006; Martínez, 2007).

## **2) Fase endógena**

Cuando los animales se encuentran pastoreando la larva L3 aprovecha para infectar, encontrándose en una gota de rocío en la punta de los pastos, ingresando por tracto gastrointestinal, desprendiéndose de su vaina con los estímulos realizados por el hospedador como: pH (2 a 4), CO<sub>2</sub>, enzimas y temperaturas entre 37-39°C, modifica su morfología para convertirse en primer estadio endoparasítico que se le denomina un cuarto estadio (L4) también llamada larva histiotrófica. Posteriormente, la L4 sufren un cambio evolucionando a L5 y consigo aumentando su tamaño de 8 a 10 veces más, a los 10 días postinfección presenta cambios morfológicos de dimorfismo sexual (Hempworth *et al.*, 2006; Martínez, 2007).



## **5.6. Resiliencia y resistencia**

La respuesta de los ovinos a las infecciones por nematodos gastrointestinales es muy heterogénea, que se traduce en amplias variabilidades individuales en la resistencia y/o resiliencia a la infección dentro del rebaño. Se entiende como resistencia la capacidad que tiene el animal para suprimir el establecimiento del parásito y entorpecer el desarrollo de la infección y como resiliencia la aptitud de un animal parasitado a mantener resultados productivos comparables a los obtenidos por animales libres de parásitos, lo cual permite la explicación de las grandes variaciones en la excreción de huevos, cargas parasitarias y la manifestación patógena del rebaño (Mederos, 2003).

### **5.6.1. Resiliencia**

Es la habilidad del animal de mantener niveles productivos aceptables a pesar de albergar altas cargas parasitarias. Clínicamente el animal se presenta saludable (Morales *et al.*, 2006).

Se conoce como resiliencia a la habilidad que posee un animal de nivelar efectos negativos de parasitismo, que se manifiestan de manera directa en los parámetros reproductivos y reproductivos (Paolini *et al.*, 2005). Existen razas ovinas que pueden mostrar una moderada o baja resistencia y por consiguiente alta resiliencia, que les permite mostrar su potencial productivo que va a la par con los que son relativamente resistentes (Alba-Hurtado *et al.*, 2010).

### **5.6.2. Resistencia**

Es la capacidad de los ovinos para controlar o eliminar a las larvas y parásitos adultos del tracto gastrointestinal. El control de los NGI es mediante sustancias químicas convencionales de tres tipos (benzimidazoles, imidazotiazoles, lactonas

macrocíclicas) contra las cuales existen ya cepas de NGI resistentes a sus efectos (Jabbar *et al.*, 2006)

Se conoce como resistencia a nematodos gastrointestinales a la habilidad que presenta un hospedero para mantener un equilibrio ante una repuesta que reduzca la infestación de parásitos e incluso elimine la carga parasitaria (Hooda *et al.*, 1999). Animales resistentes que no reflejan la enfermedad solo albergan una ligera cantidad de parásitos que animales susceptibles, por lo tanto, excretan menos huevos en las heces, todo lo anterior es debido a la capacidad inmunológica que presente cada individuo ante la respuesta de una carga parasitaria (Gill, 2007).

### **5.6.3. Resistencia antihelmíntica**

Fenómeno que disminuye gradualmente el efecto antihelmíntico de los parásitos de todas las especies, además es la capacidad heredable de parásitos para sobrevivir tratamientos químicos. La resistencia antihelmíntica sigue aumentando en los sistemas de producción ovina, por ello se ha considerado disminuir el uso de fármacos para implementar estrategias de control alternativo (Medina *et al.*, 2014).

Los ovinos en comparación con los bovinos, es una especie que presenta con mayor frecuencia resistencia antihelmíntica, esto sucede por existir una diferencia entre dos términos genéticos y fisiológicos entre ambas especies. Los pequeños rumiantes no tienen la capacidad de regular las cargas parasitarias, debido a que requieren mayor número de tratamientos para mantener su estado sano (Toro *et al.*, 2014).

En nuestro país el más uso de productos químicos para controlar los nematodos gastrointestinales ha ido en aumento, debido a que no existe un plan sanitario en las explotaciones ovinas que ayuden a romper el ciclo de los nematodos. Sin embargo, la resistencia antihelmíntica sigue en aumento, ante este problema las

producciones ovinas se han visto preocupadas, y que tienen la necesidad de disminuir el uso de fármacos para equilibrar poblaciones parasitarias sin el uso de fármacos, y sugieren implementar nuevas estrategias de control de parásitos de manera natural (Torres *et al.*, 2012).

## **5.7. Métodos alternativos de control de NGI**

Los problemas derivados de los NGI para el ovino y su resistencia por un mal manejo de los tratamientos con antihelmínticos se han buscado métodos alternativos de control, diferentes al uso de sustancias químicas. Existen distintos métodos de control, o medidas preventivas, de las parasitosis por NGI que pueden ser utilizadas para reducir eficazmente las cargas parasitarias a niveles aceptables para el potencial zootécnico de los animales (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

Los problemas productivos y económicos que trae consigo los nematodos gastrointestinales en animales, y por consiguiente la resistencia antihelmíntica a causa del mal uso de fármacos, en la actualidad de esta usando métodos alternativos de control contra NGI. Existe una gran variedad de métodos de control que tienen la capacidad para reducir de manera eficaz las cargas parasitarias, sin embargo, no todos los métodos de control tienen los mismos resultados (Nari, 2001)

### **5.7.1. Control químico**

Los parásitos gastrointestinales han sido controlados a través del uso de fármacos, clasificados en tres familias, explicados en el (cuadro 2). Los benzimidazoles, imidazotiazoles y la familia de las lactonas macrocíclicas, cada vez se requiere dosis más pequeñas de estas drogas de cada producto que se desarrollaba, a pesar de la producción de principios químicos la resistencia parasitaria se ha desarrollado rápidamente, aproximadamente 10 años después de la entrada del producto al mercado (Ríos, 2011).

**Cuadro 2.** Principales antihelmínticos utilizados para el tratamiento de helmintos en ovinos

Grupo y nombre	Dosis mg/kg	Vía de administración
Benzimidazoles		Oral
Tiabendazol	44	Oral
Albendazol	5	Oral
Febendazol	5	Oral
Oxfendazol	5	Oral
Febantel	6	Oral
Tiofanato	50	Oral
Netobimín	7.5	Oral
Imidazotiazoles		
Levamisol	45	Oral
Lactonas macrocíclicas		
Ivermectina	0.2	Oral
Moxidectina		
Doramectina		

(Meana Mañes y Rojo Vásquez 1999).

El mal uso de fármacos ha favorecido el desarrollo de cepas resistentes a estos, debido al uso de un mismo producto químico.

### **5.7.2. Rotación de potreros**

Es el método usado para controlar las infecciones por NGI para reducir la cantidad de larvas que pueden estar disponibles en las praderas y no poder ser consumidas por los animales. El pastoreo rotacional es la técnica de la evasión donde los animales se mueven antes de enfrentarse a una mayor carga de larvas L3 en los pastos (Aguilar-Caballero *et al.*; 2011).

La rotación de potreros es caracterizada por separación de potreros para un mejor aprovechamiento de pasturas en un tiempo limitado, para tener un periodo de descanso, esto ayuda a disminuir la presencia de parásitos y por consecuencia una mejor producción de forraje y del rebaño (Weigel *et al.*, 1989).

### **5.7.3. Selección Genética**

Los animales resistentes a los nematodos gastrointestinales solo albergaran menos parásitos que los animales que son susceptibles, por lo que eliminaran menos huevos en la excreción fecal, existen razas caprinas que son más resistentes que son más resistentes que otras a los NGI (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

Existen dos formas por las cuales se puede evaluar la resistencia genética a NGI, la primera consiste en medir la reducción de huevos excretados, existiendo una correlación entre la medición y la carga parasitaria. La segunda es más confiable donde se conoce la cantidad de parásito larvas y adultos que están presentes en el tracto gastrointestinal (Hoste *et al.*, 2008; Hoste *et al.*, 2010).

En la actualidad se ha demostrado que algunas de las razas ovinas pueden presentar resistencia ante la presencia de nematodos gastrointestinales. Sin embargo, con varias investigaciones que se han realizado con razas de ovinos se encontró que pueden existir diferencias individuales en cada una de las razas (Sréter *et al.*, 1994).

#### 5.7.4. Hongos nematófagos

Son considerados como los principales enemigos naturales de los nematodos. Son organismos del suelo, que tienen la capacidad de transformar sus micelios en trampas para capturar y destruir nematodos, ya sea en suelo o en las heces de animales. Las clamidosporas de los hongos nematófagos son ofrecidas oralmente en la dieta de los animales, para llegar al tracto gastrointestinal sin ser dañadas. Una vez depositadas las heces en el exterior es estimulado la germinación y desarrollo del hongo por contacto con las fases larvianas de nematodos (Aguilar-Caballero *et al.*, 2011).

Los hongos nematófagos se han vuelto como un posible agente de control biológico tanto de nematodos parásitos de animales como de plantas (Tahseen *et al.*, 2005, Mendoza de Gives *et al.*, 1999). La captura de nematodos por hongos nematófagos está determinada por un mecanismo de reconocimiento regulado por receptores de glucoproteínas que están presentes en la cutícula de nematodos como en las células fúngicas (Barron, 1977).

Los mayores esfuerzos de investigación han sido puestos en *Duddingtonia flagrans*, es una especie de amplia distribución mundial, cuyas esporas han demostrado tener capacidad superior para atravesar el tracto gastrointestinal, la utilización estratégica de clamidosporas de *D. flagrans* en el alimento produce una red de aspecto tridimensional, que atrapan a las larvas y las destruyen (Larsen *et al.*, 1992; Mendoza de Gives *et al.*, 2010).

El uso de esta técnica de control, se le atribuyen ventajas, ya que al contar con el material biológico con el que se trabajará, su producción será a bajos costos, limitando el uso de algún producto químico para combatir nematodos. En la actualidad en México no existe en el mercado un producto estandarizado de manera disponible, sin embargo, hay interés sobre su uso (Gillespie, 2002).

## **5.8. Plantas aromáticas y medicinales**

En los últimos años se ha incrementado el interés por las plantas aromáticas y medicinales, por los productores, recolectores, industrias transformadoras, instituciones tanto públicas como privadas, todo esto debido a las características aromáticas, terapéuticas y de conservación que tienen estas plantas, tienen gran importancia por el uso nutracéutico, fitoterapia entre otras aplicaciones. En la actualidad también se tienen nuevas aplicaciones en sectores como, la ganadería, el control de plagas agrícolas y la fitorremediación del suelo (Juárez–Rosete *et al.*, 2013).

Las plantas medicinales son aquellos vegetales que poseen metabolitos secundarios, llamados “principios activos”, sustancias que ejercen una acción farmacológica, beneficiosa o perjudicial, sobre el organismo vivo. Su utilidad primordial, a veces específica, es servir como droga o medicamento que alivie las enfermedades o restablezca la salud perdida (Fretes, 2010).

## **5.9. Usos y aprovechamientos de los extractos**

El uso de plantas medicinales para curar enfermedades se remonta a miles de años atrás, y al paso de los años se ha ido mejorando su implementación tanto para el beneficio animal como el humano. Diversas familias de plantas ricas en metabolitos secundarios han facilitado la obtención de los agentes activos, así como su refinamiento en su proceso de producción de medicamentos. Los remedios a base de plantas medicinales poseen una inmensa ventaja contrario a los tratamientos químicos, en las plantas los principios activos están biológicamente equilibrados por sustancias complementarias, que se potencia entre sí, y que no son acumuladas en el organismo y sus defectos indeseables están limitados (Guerra, 2005).

Muchos beneficios de las plantas y subproductos agroalimentarios son conocidos y utilizados desde la antigüedad como antimicrobiana, insecticidas, antioxidantes entre otros. Los efectos ocurren por los compuestos sintetizados por la célula de las plantas no necesarios para el crecimiento y reproducción, pero su presencia se demuestra genética o bioquímicamente denominados metabolitos secundarios (López, 2011).

Los extractos de plantas son usados como fuentes de carotenoides, en especial de  $\beta$  caroteno y xantofilas, pueden ser usados como aditivos en alimentos, bebidas y forrajes, ya sea en forma de extractos naturales o como compuestos puros en reemplazo de los aditivos sintéticos, también usados en el control de enfermedades parasitarias en los animales (Domínguez, 2012).

### **5.9.1. Extractos**

Son preparados concentrados que pueden ser de consistencia sólida, líquida o intermedia, generalmente se derivan de material vegetal desecado, es obtenido al evaporar parcial o totalmente el disolvente de los líquidos extractivos de origen vegetal, son clasificados según su consistencia y concentración de principio activo en extractos fluidos, secos y blandos (Carrión y García, 2010).

Los extractos de plantas han sido utilizados por el hombre para combatir enfermedades bacterianas. Son mezclas complejas que en su mayoría contienen metabolitos secundarios lipófilos volátiles, extraídos de plantas con disolventes y destilación por vapor (Delgadillo-Ruiz *et al.*, 2017).

### **5.10. Tipos de extractos**

Los extractos son preparados concentrados de consistencia sólida, líquida o intermedia, derivados generalmente de material vegetal desecado, se obtienen al evaporar parcial o totalmente el disolvente en los líquidos extractivos de origen vegetal.



### **5.10.1. Extractos Fluidos**

Los extractos fluidos son preparaciones líquidas a base de etanol y agua, están preparados de forma que cada unidad obtenida contiene 1g de principio activo, por lo general estos extractos se obtienen por percolación.

### **5.10.2. Extractos Secos**

Son caracterizados por una consistencia seca y son fácilmente pulverizables, obtenidos por evaporación del disolvente y desecación del residuo. Este tipo de extractos no deben presentar un contenido de humedad mayor del 5%. Presentan una concentración muy superior de principio activo que la droga original, son preparados bastante estables (aunque en ocasiones resultan higroscópicos) y de fácil manipulación; como líquido extractor se utiliza alcohol de diversa concentración y agua. Actualmente es posible obtener extractos secos nebulizados que son más estables que los tradicionales, por ser menos higroscópicos (Voigt, 1982).

### **5.10.3. Extractos Blandos**

Los extractos blandos contienen una concentración de principio activo superior a la de la droga original y tienen consistencia semisólida. El disolvente suele ser agua o mezclas hidroalcohólicas. Los extractos blandos son poco estables y resultan difíciles de manipular; por lo que no se utilizan (Voigt, 1982).

### **5.10.4. Mecanismo de acción de los extractos**

Pueden tener al menos tres tipos de acción sobre el microorganismo, inhibición de la biosíntesis de los ácidos nucleicos o de la pared celular, daño a la integridad de

las membranas, interferencia con la gran variedad de procesos metabólicos esenciales (López, 2011).

### **5.11. Control de parásitos mediante extractos de plantas naturales**

El uso de los extractos vegetales es una posible alternativa adicional para el control de NGI, explotando el conocimiento por las comunidades indígenas de América (Gari, 2001).

Existen investigaciones las cuales están dirigidas al control de enfermedades parasitarias que se encuentran en el ganado. El extracto y fruto de *Bromelia pinguin* (piña de ratón), ha tenido excelentes resultados, ya que posee una actividad como terapéutico contra *estrongilidos* gastrointestinales, fundamentalmente contra *Haemonchus contortus* (Marrero *et al.*, 1994).

Sin embargo, experiencias en Colombia, Venezuela y algunos países de América central, se está usando el árbol del Neem, *Azadirachta indica* tanto para el control parásitos externos como internos (Rodríguez, 2016).

En México se han tenido experiencias positivas a nivel de laboratorio en experimentos *in vitro* e *in vivo* usando algunas leguminosas arbóreas como: *Lysiloma latisilicum* (Torres-Acosta *et al.*, 2012) y *Lysiloma acapulcensis* (Olmedo *et al.*, 2014), en contra de algunos NGI de ovinos y caprinos.

Diversos estudios demuestran el efecto larvicida de extractos acuosos de dos leguminosas tropicales *Lysiloma acapulcensis* y *Pithecellobium dulce*, donde los resultados del primero fueron mejores en eclosión de huevos, desarrollo y migración larvaria, siendo el último ensayo similar al resultado obtenido con levamisol al 1% para el caso de *L. acapulcensis* (Olmedo-Juárez *et al.*, 2014). Otro estudio realizado con *L. acapulcensis* se demostró que el extracto y fracción acuosos tuvieron inhibiciones inferiores en comparación a la fracción orgánica (acetato de etilo), dicha fracción, en sus tres primeras concentraciones inhibieron el 100% de la eclosión de huevos de *H. contortus*. Sin embargo, las concentraciones más evidentes se presentaron en esta última fracción (CL50=6.49

mg/mL; CL90=30.80 mg/mL). Se concluye que el extracto acuoso no tiene efecto contra la eclosión de huevos (Olmedo-Juárez *et al.*, 2018).

De igual forma el extracto metanólico de hojas de *Gliricidia sepium* mostró un efecto ovicida a las concentraciones evaluadas. Esta actividad podría estar relacionada con los compuestos reportados previamente en las hojas, como son: saponinas y taninos, los cuales han mostrado eficacia contra huevos de NGI. Los resultados obtenidos muestran que las concentraciones evaluadas (500, 250 y 125 µg/mL) inhibieron la eclosión de huevos en 49.7%, 46.2% y 27.7% (Pérez-Pérez *et al.*, 2014).

De acuerdo con los resultados de la prueba de eclosión de huevos, indicaron una actividad ovicida significativa del extracto hidro-alcohólico crudo de la semilla de *Pouteria sapota*. Las primeras cinco diluciones (5,32; 3,04; 1,52; 0,38 y 0,23 mg/mL) inhibieron significativamente ( $P < 0,05$ ) la eclosión de los huevos de *Haemonchus contortus*. Con el control positivo (albendazol 0,032 mg/mL) la inhibición de la eclosión fue del 100 %, mientras en el grupo control fue tan sólo del 9,42 %, la mayor concentración empleada (5,32 mg/mL). Estos resultados sugieren que *Pouteria sapota* posee efecto antihelmíntico contra *H. contortus* (Delgado *et al.*, 2016).

En el estudio de derivados de cumarilo de *Acacia cochliacantha* exhiben actividad ovicida contra *H. contortus*. Los resultados de este trabajo mostraron que los derivados de la hoja de esta planta poseen actividad antihelmíntica con *Haemonchus contortus*, ofreciendo una fuente alternativa para el control de nematodos gastrointestinales en pequeños rumiantes (Castillo-Mitre *et al.*, 2017). Este estudio demuestra que los tratamientos menos polares (AcOEt-F, DCMt-F, DCMt-P) son los que mostraron actividades ovicidas más altas (98–100% EHI; a 0.62–1.56 mg / mL), así mismo, fueron encontrados diversos compuestos en estas fracciones como cafeoilo y derivados de cumarilo, incluidos el ácido cafeico, el ácido *p*-cumarico, el ácido ferúlico, el cafeato de metilo, el metil-*p*-cumarato, el ferulado de metilo y la quercetina. En el caso de las fracciones menos activas (Aq-F, Mt-F) estaban constituidas principalmente por flavonoides glicosilados, por

lo que esta leguminosa puede ofrecer una fuente alternativa para el control de nematodos gastrointestinales de pequeños rumiantes (Castillo-Mitre *et al.*, 2017).

### **5.12. Plantas de la Familia Asteráceae.**

Las Asteráceas (Asteraceae), también denominadas Compuestas (Compositae), es la familia de Fanerógamas con mayor diversidad a nivel mundial, representa entre el 8 y el 10% de la flora global, y abarca unos 22.750 taxones específicos e infraespecíficos, con cerca de 1.620 géneros, algunos de los cuales se cuentan entre los más numerosos de la flora mundial (Jeffrey, 2007).

La gran variedad de plantas de la familia de las Asteraceae, se concentran a lo largo del territorio mexicano, desde la vegetación costera hasta las altas montañas. La amplia distribución se debe a la gran capacidad de dispersión y plasticidad genética, donde concentra un gran número de metabolitos secundarios que son sintetizados como una forma de defensa contra sus enemigos y depredadores, estos le permiten a esta familia una gran adaptabilidad en todo el territorio (Villaseñor, 2018).

### **5.13. *Tanacetum parthenium* L. (Altamisa)**

Plantas herbáceas perennes o anuales, a veces subfrutescentes, con frecuencia aromáticas al estrujarse; hojas alternas, crenadas a pinnatipartidas; cabezuelas por lo general agrupadas en corimbos terminales, rara vez solitarias, con o sin flores liguladas; involucreo campanulado a hemisférico, sus brácteas dispuestas en varias series, receptáculo plano a hemisférico, desnudo; flores periféricas provistas o desprovistas de lígulas, femeninas y fértiles, o bien, ausentes; flores del disco hermafroditas, pentámeras, sus corolas tubulosas, anteras obtusas en la base, con apéndices apicales conspicuos, ramas del estilo aplanadas, truncadas y peniciladas en el ápice; aquenios subcilíndricos, con varias costillas longitudinales; vilano por lo general coroniforme, a veces ausente (figura 12). Género de unas 50 especies distribuidas en el hemisferio Norte, mayormente en Eurasia. Su

circunscripción ha sido objeto de controversia y sus límites con *Chrysanthemum* sensu lato no están bien definidos. Varias especies se siembran como ornamentales y medicinales y algunas escapan ocasionalmente del cultivo (Rzedowski & Calderón de Rzedowski 1997).



**Figura 12.** *Tanacetum parthenium* Altamisa (Koehler, 1887).

#### **5.14. *Artemisia absinthium* L. (Ajenjo)**

Plantas herbáceas o arbustivas, con frecuencia aromáticas al estrujarse; hojas alternas, enteras, cerradas o con más frecuencia lobadas a finamente divididas; cabezuelas comúnmente pequeñas (de menos de 6 mm de diámetro), a menudo numerosas y dispuestas en panículas, racimos o espigas, las flores periféricas carecen de lígulas; involucreo campanulado a hemisférico, su bráctea dispuesta en 2 a 4 series, receptáculo plano a cónico, desnudo o pubescente; flores periféricas femeninas casi siempre presentes, fértiles, sus corolas tubulosas, estrechándose hacia el ápice que es inconspicuamente 2 ó 3(4)-dentado, y más o menos oblicuo, los estilos exsertos; flores centrales hermafroditas o funcionalmente masculinas, sus corolas tubulosas, campanuladas o infundibuliformes, 5-lobadas, anteras obtusas a subcordadas en la base, provistas de apéndices apicales subulados a

triangulares, estilo incluso o apenas exserto; aquenios elipsoides a ovoides, con frecuencia algo comprimidos, comúnmente glabros; vilano ausente o a veces en forma de una coronita breve (figura 13). (Rzedowski & Calderón de Rzedowski, 1997).



**Figura 13.** *Artemisia absinthium* (Köhler's Medicinal Plants, 1887)

### **5.15. *Artemisia ludoviciana* Nutt. (Estafiate)**

Planta herbácea perenne, hasta de 1.6 m de alto, aromática al estrujarse, rizomatosa; tallos a menudo varios o muchos partiendo de la base, simples o ramificados, flocoso-tomentosos, glabrescentes con la edad; hojas hasta de 15 cm de largo, enteras y lineares o lanceoladas a, profundamente lobadas o divididas, con los segmentos a veces dentados o irregularmente divididos (Rzedowski & Calderón de Rzedowski 1997).

**Cuadro 3.** Clasificación taxonómica de *Artemisia ludoviciana* Nutt.

---

Nombre común	Estafiate, altamisa, hierba maestra
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Asterales
Familia	Asteraceae
Género	Artemisia
Especie	A. ludoviciana Nutt.

---

Villaseñor y Espinosa (1998)

**5.15.1. Nombres comunes**

Ajenjo del país, estafiate, azumate de Puebla (Martínez, 1979).

**5.15.2. Sinónimos de *Artemisia ludoviciana* Nutt.**

*Artemisia mexicana* Wild.; *Artemisia ghiesbreghtii* Rydb.; *Artemisia albula* Wooton.; *Artemisia ludoviciana* sub sp.; *mexicana* (Willd.) Keck y *Artemisia sulcata* Rydb (Villaseñor y Espinosa, 1998).

**5.15.3. Tipo de vegetación**

Habita en climas cálido, semicálido, semiseco y templado. Es común en vegetación perturbada de bosques tropicales caducifolio, subperennifolio y perennifolio, bosque espinoso, matorral xerófilo, bosque mesófilo de montaña, bosques de encino, de pino, mixto y de junípero.

#### 5.15.4. Descripción morfológica

Planta herbácea perenne, aromática al estrujarse, hasta de 1.5 m de alto; tallos generalmente varios a muchos a partir de una base rizomatosa, estriados, flocoso-tomentosos con la edad glabros; hojas de hasta 15cm. de largo, indivisas y lineares a lanceoladas, elípticas obovadas, a profundamente divididas, blancotomentosas en ambas caras, pero la pubescencia a menudo pronto caediza en el haz; cabezuelas a menudo péndulas, agrupadas en panículas o racimos foliosos; involucro campanulado, sus brácteas 6 a 16, las interiores de 2 a 4 mm, más o menos tomentosas por fuera; receptáculo hemisférico; flores periféricas 5 a 12, sus corolas angostamente cilíndricas de 1 a 1.5 mm de largo; flores del disco 6 a 15, sus corolas tubulosas o con la garganta campanulada de +o- de largo; aquenios cilíndricos, de +o- 1 mm de largo, glabros. (Figura 14).



**Figura 14.** *Artemisia ludoviciana* Nutt. (Estafiate) (Steve Matson, 2011).



#### **5.15.5. Distribución geográfica**

En México se encuentra en los estados de Chihuahua, Coahuila, Tamaulipas, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, Veracruz, Jalisco, Aguascalientes, Guanajuato, Hidalgo, México, Morelos, Puebla y Chiapas.

#### **5.15.6. Composición química**

En el estafiate se ha detectado la presencia de un aceite esencial que contiene: monoterpenos: alcanfor, alfa y beta-belandrenos, borneol, limoneno, car-3-ene, alfa-pineno y crisantemol. sesquiterpenos: óxidos de artedou-glasia A, B, C y D y la estafiatina. Las partes aéreas de la planta contienen monoterpenos, el 7-hidroxi-borneol, transcrisantenol y alcanfor; sesquiterpenos, ácido eremofil-9-I I-dien-12-oico, achilín, tanapartolido B y ludovicinas A, B y C, alfa-peróxido de tanapartín, douglanina y el ácido 8-alfa-acetóxi-iso-cóstico. Contiene también flavonoides, buteín, iso-liquiritigenín, quercetina, iso-ramnetín y cumarinas. La raíz es rica en monoterpenos, cetona de artemisia, compuestos azufrados y tres alquinos. En la flor se han detectado los sesquiterpenos antemidín y armexifolina (Argueta *et al.*, 1994).

## VI. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1. Zona de estudio

El presente estudio se realizó en el laboratorio de Helmintología, en las instalaciones del Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Salud Animal e Inocuidad (CENID-SAI), del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Ubicado en la Carretera Federal Cuernavaca-Cuatla No. 8534 Col. Progreso, C.P Jiutepec, Morelos / A.P. 206 CIVAC

Las instalaciones del laboratorio de Helmintos tienen una latitud norte de 18°53'06.85" y una latitud oeste de 99°09'24.01" a 1369 metros sobre nivel del mar (msnm) con un clima subhúmedo, con temperaturas máximas y mínimas de 32°C a 21.5°C, y una precipitación pluvial media de 900 mm.



**Figura 15.** Localización de la zona de estudio (CENID SAI)

### 6.2. Material vegetativo

Se colectaron plantas enteras de *Artemisia ludoviciana* Nutt de siete sitios de muestreos en el municipio de Tejupilco, Estado de México durante la época de febrero a marzo de 2018. El material vegetal se cortó de 1.2m de altura. Después de cortarlo fue llevado al laboratorio de forrajes en el centro universitario UAEM Temascaltepec, donde se secó a la sombra protegido de la luz solar; se dejó secar

por 8 a 10 días; después se trituro a un tamaño de partícula de 5-10 mm aproximadamente, se envaso e identifico. La cantidad total de la planta que se utilizo fue de 300 g de material seco.

### **6.3. Localización del área de la colecta de la planta**

El área de colecta de la planta se llevó a cabo en la región sur del Estado de México, en el municipio de Tejupilco; Tejupilco se encuentra localizado en el kilómetro 102 de la carretera federal Toluca - Tejupilco. Las coordenadas son 18° 45' 30'' y 19° 04' 32'' de latitud norte, entre los meridianos 99° 59' 07'' y 100° 36' 45'' de longitud oeste, del meridiano de Greenwich, con una altura que va de los 1,340 hasta los 1,500 msnm y un clima que varía de cálido a subhúmedo y a semicálido húmedo, una temperatura media anual de 21°C y una precipitación pluvial media de 1,140mm (INEGI, 2006).

### **6.4. Obtención del extracto hidroalcohólico y fracciones**

Las hojas deshidratadas molidas (500 g) fueron maceradas con una solución hidroalcohólica (HA, 70% agua: 30% metanol) en una relación masa volumen (m/v) 1 g de hojas/10 mL de solución HA, durante 24 h. Después de ese periodo de tiempo, el material líquido fue filtrado a través de diferentes tamices (gasa, algodón y papel filtro tipo Whatman No. 100) con la finalidad de obtener un extracto libre de material vegetal. El extracto líquido se concentró por destilación a presión reducida (40 °C, 35 mbar y 100 rpm) con la ayuda de un rota-evaporador (Buchi R-300, Suiza) hasta obtener un extracto semisólido. En seguida, este extracto fue congelado a -80 °C durante 24 h y en seguida, se llevó a sequedad total por procesos de liofilización (Labconco, EUA). Una parte del extracto HA liofilizado (75%) fue re-suspendido en agua y se sometió a una extracción líquida-líquida con acetato de etilo (AcOEt) para obtener dos fracciones, una acuosa (F-

Aq) y una orgánica (F-AcOEt). El extracto HA y ambas fracciones se almacenaron a 4°C para su posterior evaluación antihelmíntica.

### **6.5. Material biológico**

Se utilizaron huevos de *H. contortus*, los cuales fueron obtenidos a partir de dos ovinos previamente infectados de forma artificial con larvas infectantes de este parásito (350 L3 por kg de peso vivo). Los ovinos permanecieron alojados en jaulas elevadizas y fueron alimentados con alimento comercial y heno de avena. El material fecal (30-40 g) conteniendo los huevos de *H. contortus* se colectaron directamente del recto de cada animal. En seguida las heces fueron lavadas con agua de grifo a través del paso de diferentes tamices (400, 200, 74 y 37  $\mu\text{m}$ ). En el último tamiz se concentraron los huevos de *H. contortus* y finalmente fueron limpiados con sacarosa al 40% y por centrifugación (tres veces a 3500 rpm). En seguida se procedió a realizar un conteo de los huevos en el microscopio óptico (Motic, 10X) hasta obtener una cantidad de  $100 \pm 15$  huevos contenidos en una suspensión acuosa de 50  $\mu\text{L}$  (Coles *et al.*, 1992).

### **6.6. Prueba de la inhibición de la eclosión de huevos (IEH)**

La confrontación de los huevos de *H. contortus* con el extracto HA y las fracciones (F-Aq y F-AcOEt), así como los controles negativos (agua destilada y metanol al 2%) y positivo (Ivermectina al 0.5%) se llevó a cabo en placas de micro-titulación de 96 pozos. Se utilizó la prueba de inhibición de la eclosión de huevos (IEH) acorde a la metodología descrita por Coles *et al.* (1992). En cada pozo se depositó una cantidad de  $100 \pm 15$  huevos contenidos en una suspensión acuosa de 50  $\mu\text{L}$ , en seguida se agregaron 50  $\mu\text{L}$  de los siguientes tratamientos: E-HA (50, 25, 12.5 y 6.25 mg/mL), F-Aq (50, 25, 12.5 y 6.25 mg/mL), F-AcOEt (5, 2.5, 1.2 y 0.6 mg/mL) controles negativos y control positivo. Los huevos fueron incubados a temperatura ambiente (18-25 °C) durante 48 h. El proceso de eclosión fue detenido con la aplicación de una solución de lugol (10 $\mu\text{L}$ /pozo). La determinación del porcentaje de IEH se estimó mediante la siguiente fórmula:

$$\%IEH = \frac{\text{(número de huevos)}}{\text{(número de larvas + número de huevos)}} * 100$$

## **6.7. Análisis Estadístico**

El diseño experimental que se utilizó fue completamente al azar, mediante el modelo lineal general (SAS, 2006). La comparación de medias fue mediante la prueba de Tukey ( $P < 0.05$ ) (Steel y Torrie, 1988). Así mismo se utilizó la herramienta PROBIT del sistema SAS (2006), para calcular las concentraciones letales medias y máximas.

## VII. RESULTADOS

### 7.1. Inhibición de la eclosión de huevos (%IEH)

Los resultados correspondientes al porcentaje de IEH de *H. contortus* atribuidos al extracto hidroalcohólico de *Artemisia ludoviciana*, así como su fracción acuosa (F-Aq) y orgánica (F-AcOEt) se muestran en el cuadro 4.

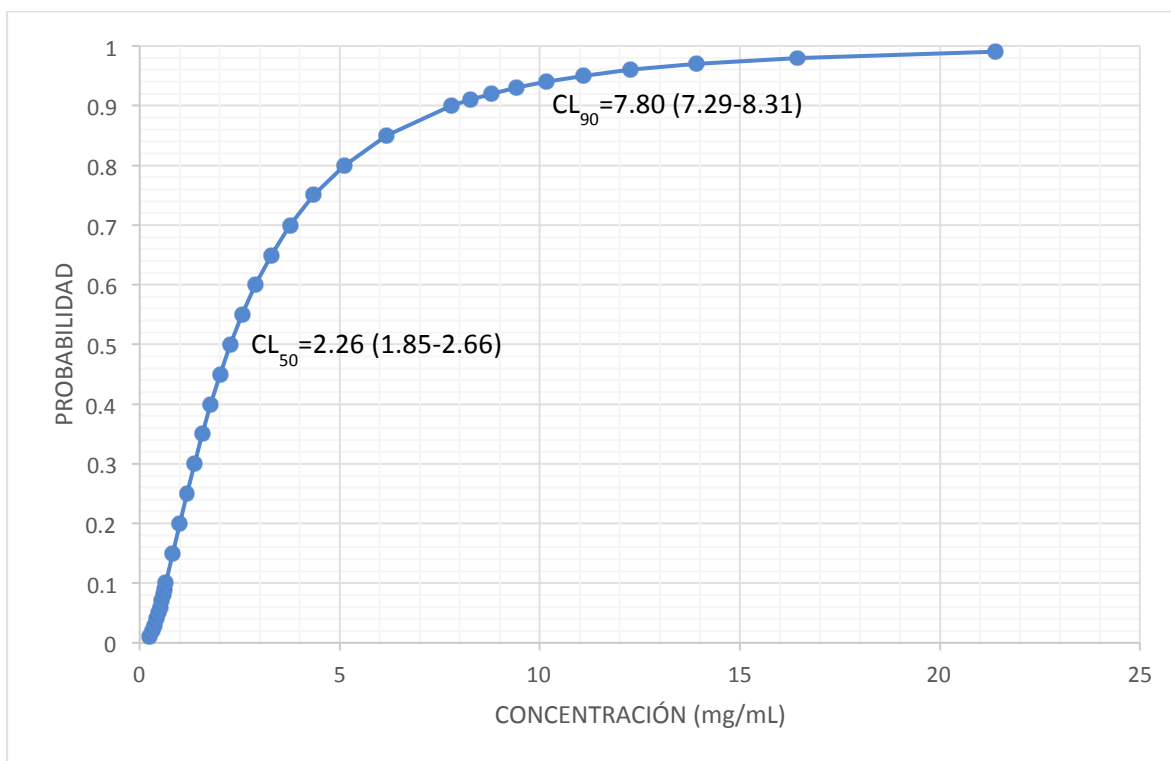
**Cuadro 4.** Inhibición de la eclosión de huevos (%IEH) de *H. contortus* causado por un extracto hidroalcohólico y dos de sus fracciones (acuosa y orgánica) de *Artemisia ludoviciana* Nutt.

Tratamientos	Promedio de huevos y larvas recuperados		
	Huevos	Larvas	%IEH
Agua destilada	2.58	119.75	2.17±2.16 <sup>d</sup>
Metanol 2%	3.5	111	3.05±1.10 <sup>d</sup>
Ivermectina (0.5%)	113.25	0	100 <sup>a</sup>
Extracto hidroalcohólico o (E-AH) mg/mL			
50.0	125.25	0.58	99.50±0.67 <sup>a</sup>
25.0	128.33	1.50	99.00±1.59 <sup>a</sup>
12.5	124.50	0.66	99.58±0.66 <sup>a</sup>
6.25	91.16	18.75	82.91±16.75 <sup>bc</sup>
Fracción acuosa (F-Aq) mg/MI			
50.0	78.33	28.75	80.00±10.01 <sup>c</sup>
25.0	105.25	1041	90.50±12.32 <sup>abc</sup>
12.5	12.08	0.33	99.75±0.45 <sup>a</sup>
6.25	89.41	21.50	82.91±16.75 <sup>c</sup>
Fracción orgánica (F-AcOEt) mg/mL			
5.0	117.75	0	100 <sup>a</sup>
2.5	115.00	3.75	96.75±1.50 <sup>ab</sup>
1.25	100.75	24.50	80.25±6.55 <sup>c</sup>
0.62	7.5	99.25	7.00±5.09 <sup>d</sup>
C.V.			10.58
R <sup>2</sup>			0.94

Medias con distinta literal dentro de la misma columna indican diferencia significativa ( $P < 0.05$ ). IEH: inhibición de la eclosión de huevos.

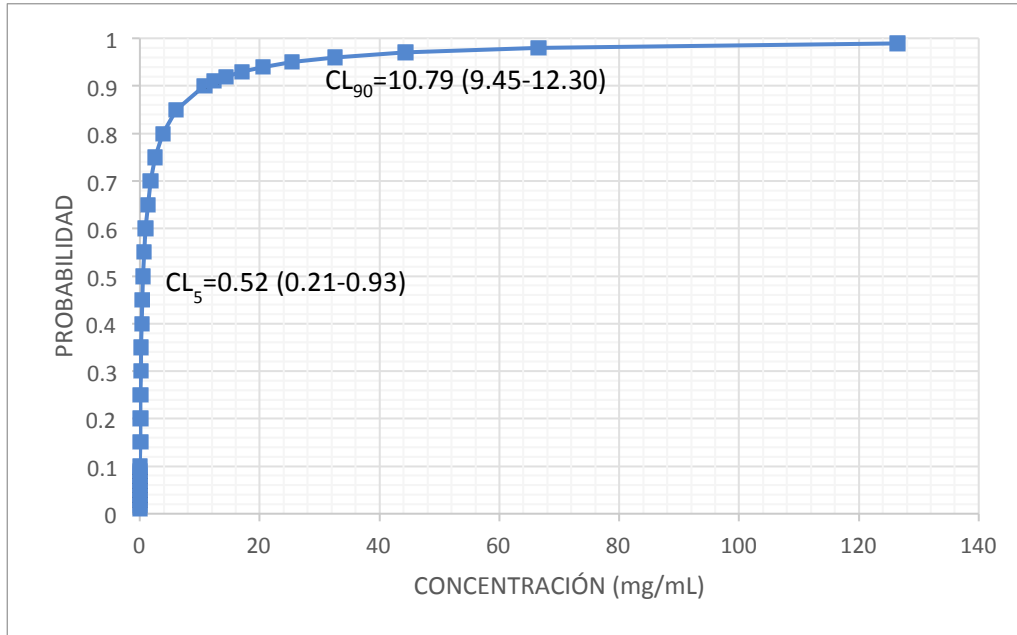
Las concentraciones letales referentes al extracto hidroalcohólico, fracción acuosa y orgánica de *A. ludoviciana* son mostradas en las figuras, 16, 17 y 18.

Respecto a las concentraciones letales mínimas (CL50) y máximas (CL90) del extracto hidroalcohólico de *A. ludoviciana* fueron: CL50=2.26 y CL90=7.80 respectivamente.



**Figura 16.** Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de *Haemonchus contortus* expuestos durante 48 horas del extracto hidroalcohólico de *Artemisia ludoviciana*.

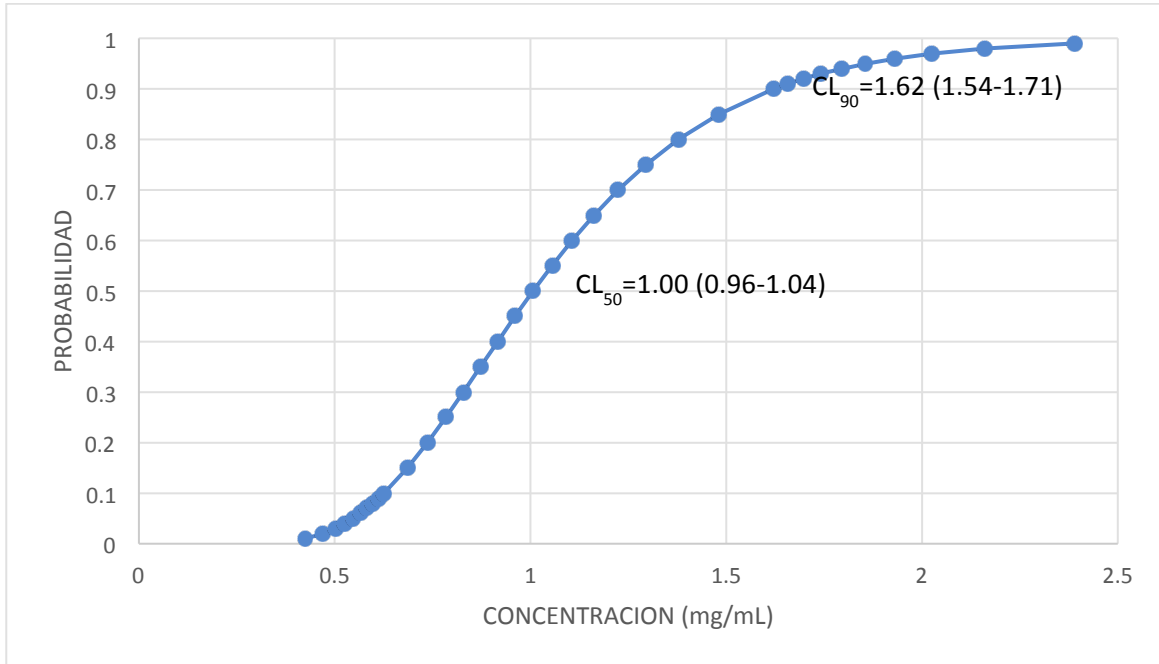
Por otra parte, la concentración letal mínima inhibitoria de la eclosión de huevos de *H. contortus* atribuida a la fracción Aq de *A. ludoviciana* fue de 0.52 mg/mL. Mientras que para inhibir el 90% de la eclosión de huevos de este parásito se requieren de 10.79 mg/mL.



**Figura 17.** Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de *Haemonchus contortus* expuestos durante 48 horas a la fracción acuosa (F-Aq) de *Artemisia ludoviciana*.

Respecto a las concentraciones letales mínimas (CL50) y máximas (CL90) de la fracción AcOEt de *Artemisia ludoviciana* fueron: CL50=1.00 y CL90=1.62 respectivamente.





**Figura 18.** Concentraciones letales 50 y 90 requeridas para inhibir la eclosión de huevos de *Haemonchus contortus* expuestos durante 48 horas a la fracción orgánica (F-AcOEt) de *Artemisia ludoviciana*.

## VIII. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en este estudio muestran evidencia de las propiedades antiparasitarias de *A. ludoviciana* sobre el nematodo parasito *H. contortus*. La parasitosis gastrointestinal ha representado en la actualidad una problemática en pequeños rumiantes, presentes a nivel mundial, afectando su salud que se refleja en los parámetros productivos, y por consecuencia no muestran su potencial productivo afectando de manera directa la producción ganadera (Quiroz *et al.*, 2011). Actualmente, solo son utilizados desparasitantes químicos, como la principal vía de control contra parásitos. Sin embargo, la mala implementación de estos químicos que existen en el mercado ha generado mecanismos de resistencia (Encalada-Mena *et al.*, 2014). Ante este problema, se ha recurrido a implementar estrategias que sirvan de control hacia parásitos gastrointestinales, una de ellas es el uso de plantas o extractos de estas que contengan metabolitos secundarios. Estudios reportados con plantas de diferentes familias han presentado actividad antihelmíntica contra parásitos gastrointestinales (Castillo-Mitre *et al.*, 2017; González-Cortázar *et al.*, 2018; Olmedo-Juárez *et al.*, 2017).

*Artemisia ludoviciana* es una especie vegetal que pertenece a la familia de las Asteraceae y en México es conocida comúnmente como estafiate. A esta especie vegetal se le han atribuido diferentes propiedades como antihelmíntica, antidiarreica, depurativo, estomacico, antiespasmódico y antirreumático (Sánchez-González *et al.*, 2008; Argueta *et al.*, 1994). El presente estudio muestra que *A. ludoviciana* tiene actividad ovicida tanto en el extracto hidroalcohólico como en las fracciones Ac y AcOEt, pudiendo ser una planta candidata con potencial antiparasitario. Las evaluaciones del extracto de *A. ludoviciana* contra huevos permitieron obtener efectos nematocidas cercanas al 100% de actividad ovicida a partir de la concentración 12.5 mg/mL con el E-HA y la fracción Aq. Procediendo a realizar una separación química del extracto para obtener una fracción acuosa que contiene compuestos polares y una orgánica que alberga compuestos de mediana polaridad. Al evaluar estas fracciones se encontró efecto en las mismas (cuadro 4; figura 17 y 18). Sin embargo, cabe resaltar que la fracción AcOEt fue la más

activa, exhibiendo un 100% de inhibición de la eclosión a 5 mg/mL de concentración.

Un estudio *in vitro* de *A. ludoviciana* mostró que el extracto cloroformo-metanol de las partes verdes de esta planta contienen los metabolitos secundarios como borneol, alcanfor y cis-verbenol. Estos aceites esenciales fueron los que mostraron propiedades antioomigéticas, concluyendo que inhibe el 100% del crecimiento de *Phytophthora infestans* (Damián-Badillo *et al.*, 2010). Por otra parte, Delgadillo-Ruiz *et al.*, (2017) reportaron que el extracto de *A. ludoviciana* posee propiedades antimicrobianas relacionadas a diversos compuestos químicos, ya que tiene la capacidad de inhibir el crecimiento de bacterias y hongos, en este trabajo se afirma que el extracto de esta planta produce sustancias bioactivas con efecto antimicrobiano contra *Staphylococcus aureus*.

Así mismo, se han reportado estudios de la familia de las Asteraceae, tal es el caso de *Baccharis conferta* dando como resultado que el extracto de esta planta interrumpe el ciclo de vida del nematodo parasito *H. contortus* al inhibir el proceso de eclosión de huevo y prevenir su infección, demostrando que es una planta con propiedades antihelmínticas capaces de controlar la nematodiasis del ganado (Cortés-Morales *et al.*, 2019).

## IX. CONCLUSIÓN

De acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo, la actividad ovicida de *A. ludoviciana* podría representar una opción viable en el control de las parasitosis ocasionadas por NGI. Se sugiere evaluar esta planta con otros estadios de *H. contortus*. De igual forma, estudios *in vivo* son necesarios para comprobar el efecto nematicida encontrado en este trabajo.

## X. LITERATURA CONSULTADA

- Aguilar-Caballero, A.J., J.F.J. Torres-Acosta, R. Cámara-Sarmiento, C. Sandoval-Castro. 2011. El control de nematodos gastrointestinales en caprinos. ¿Dónde estamos? *Agrociencia* 4(2):10-16.
- Abbott, K.A., Taylor, M., Stubbings, L.A. 2012. Sustainable worm control strategies for sheep. 3rd edition. A technical manual for veterinary surgeons and advisers. 51p Recuperado de <http://www.scops.org.uk/content/SCOPS-Technical-manual-4th-Edition-June-2012.pdf>.
- Alba H, F.; Romero E, E.; Muñoz G.M.A.; Torres H.G. & Becerril P.C.M. 2010. Comparison of parasitological and productive traits of Criollo lambs native to the central Mexican Plateau and Suffolk lambs experimentally infected with *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*: 277-282
- Angulo-Cubillán, F.J., L. García-Coiradas, M.C. Concepción -de la Fuente. 2007. Relación *Haemonchus contortus*-ovinos: Una revisión. *Revista Científica FV-LUZ*, 17(6)567-577.
- Arece-García, J., Y. López-Leyva, A. Olmedo-Juárez, G. Ramírez-Vargas, D.E. Reyes-Guerrero, M.E. López-Arellano, P. Mendoza-de Gives, M. Váraday, R. Rojo-Rubio, R. González-Garduño. First report of multiple anthelmintic resistance in goat farm in Cuba. 2017. *Helminthologia* 54(4):358-362.
- Arece-Githiori, Y. López, M. Molina. 2012. *In vitro* effect of the aqueous extract of *Dichrostachys cinerea* (L.) Wight & Arn. On the development of exogenous stages of gastrointestinal strongyles in sheep. *Pastos y Forrajes* 35(2):301-310.
- Argueta, V.A., L.M. Cano, M.E. Rodarte. 1994. Atlas de las plantas de la medicina tradicional mexicana. Instituto Nacional Indigenista. I:968-6601.
- Barron, G.L. 1997. The Nematode-Destroying Fungi. *Topics in microbiology* (1). *Journal of basic microbiology*. 19(4):309-309

- Beltrán, L.S, Urrutia M.J y Ochoa C.M.A. 2000. Ovinocultura de agostadero en el norte de México. Editorial universitaria potosina. San Luis Potosí, México:
- Bodisco, V., C. M. Duque y Valles, A.S.1973. Comportamientos productivos de ovinos Tropicales en el período 1968-1972. Agronomía tropical. México. D. F.
- Benavides-Ortiz, E. 2009. Principales enfermedades que afectan la producción ovina en el trópico. *Spei Domus* 5 (11).
- Bowman-Dwight. D., R.C. Lynn. 2011. Parasitología para veterinarios. 9na edn. Elsevier, Madrid España. 464 p.
- Carrión-Jara, A.V., C.R. García-Gómez. 2010. Preparación de extractos vegetales: determinación de eficiencia de metódica. Tesis profesional, Universidad de Cuenca, 150 p.
- Castillo-Mitre, G.F., A. Olmedo-Juárez, R. Rojo-Rubio, M. Cortazar-González, P. Mendoza-de Gives, E.E. Hernández-Beteta, D.E. Reyes-Guerrero, M.E. López-Arellano, J.F. Vázquez-Armijo, G. Ramírez-Vargas, A. Zamilpa. 2017. Caffeoyl and coumaroyl derivatives from *Acacia cochliacantha* exhibit ovicidal activity against *Haemonchus contortus*. *Journal of Ethnopharmacology*. 204:125-131.
- Cordero, M., Rojo, F.A., Martínez, A.R., Sánchez, M.C., Hernández, S., Navarrete, I., Díaz, P., Quiroz, H. y Carvalho, M. (1999). Parasitología veterinaria. Tercera Ed. Madrid, España. Editorial Mc Graw-Hill Interamericana. pp. 240-242.
- Cortes-Morales, J.A., Olmedo-Juárez, A., Trejo-Tapia, G., González-Cortazar, M., Domínguez-Mendoza, B.E., Mendoza de Gives, P., Zamilpa, A., 2019. *In vitro* ovicidal activity of *Baccaris conferta* Kunth against *Haemonchus contortus*. *Experimental Parasitology*. 197: 20-28.
- Damián-Badillo, L. M., Martínez-Muñoz, R. Salgado-Garciglia, R. Martínez-Pacheco, M. M. 2010. In vitro antioomycete activity of *Artemisia ludoviciana*

extracts against *Phytophthora* spp. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas 9(2):136-142.

Delgadillo-Ruíz, L., R. Bañuelos-Valenzuela, O. Delgadillo-Ruíz, M. Silva-Vega, P. Gallegos-Flores. 2017. Composición química y efecto antibacteriano in vitro de extractos de *Larrea tridentata*, *Origanum vulgare*, *Artemisa ludoviciana* y *Ruta graveolens*. Nova Scientia 9 (19):273-290.

Domínguez-Marín, L. E. 2012. Efecto de la aplicación del extracto hidroalcohólico de flores de *Caléndula officinalis*, estabilización de color y vida útil en pulpa de frutas. Tesis de maestría en ciencia y tecnología de alimentos, Universidad Nacional de Colombia, 135 p.

Escamilla-Pérez, B. E., P. Moreno-Casasola. 2015. Plantas medicinales de la Matamba y el piñonal. Instituto Literario de Veracruz, Veracruz, 108 p.

Fretes, F., 2010. Plantas medicinales y aromáticas una alternativa de producción comercial. Agencia del Gobierno de los Estados Unidos para el Desarrollo Internacional (USAID). 58 p.

Gillespie, A. 2002. *Duddingtonia flagrans* for control of parasites in farm animals: A commercial perspective. In: Final Proceedings of FAO TCP in Malaysia [(TCP 0065 (7)]. FAO Animal Production and Health paper. pp. 41-43.

González-Garduño, R., G. Torres-Hernández, M.A. López-Arellano, P. Mendoza-de Gives. 2012. Resistencia antihelmíntica de nematodos parásitos en ovinos. Revista de Geografía Agrícola 48-49:63-74.

González-Cortazar, M., Zamilpa, A., López-Arellano, M., Aguilar-Marcelino., Reyes-Guerrero, D., Olazarán-Jenkins, S., Ramírez, G., Olmedo-Juárez, A., Mendoza-de-Gives, P. 2017. *Lysiloma acapulcensis* leaves contain anthelmintic metabolites that reduce the gastrointestinal nematode egg population in sheep faeces. Comparative Clinical Pathology. 1-9.

Guerra, A. C., 2005. Obtención, caracterización de las propiedades físico-químicas de los extractos fluidos, y la fronda de calahuala (*Phlebodium*

*pseudoaureum*) a nivel de laboratorio. Tesis profesional, Universidad de san Carlos de Guatemala, 42 p.

Hempworth k., Neary M. y Hutchens T. 2006. Managing internal parasitism in sheep and goats. Purdue University West Lafayette.pp,59-76

Hoste, H., J.F.J. Torres-Acosta, A.J. Aguilar-Caballero. 2008. Nutrition-parasite interactions in goats: is immunoregulation involved in the control of gastrointestinal nematodes? *Parasite Immunology* 30:79-88.

Hooda, V., Yadav, C.L., Chaudhri, S.S., Rajpurohit, B.S. 1999. Variation in resistance to Haemonchosis: Selection of female sheep resistant to *Haemonchus contortus*. *Journal of Helminthology*. 72, 137-142.

Hoste, H., S. Sotiraki, S.Y. Landau, F. Jackson, I. Beveridge. 2010. Goat–Nematode interactions: think differently. *Trends in Parasitology* 26:376-381.

INEGI., Censo agropecuario. 2017. Exigencias del ganado ovino en el Estado de México.

Jabbar, A., Z. Iqbal, D. Kerboeuf, G. Muhammad, M.N. Khan, M. Afaq. 2006. Anthelmintic resistance: the stay of play revisited. *Life Sci*. 79:2413-2431.

Jeffrey, C. 2007. Compositae: Introduction with key to tribes. En: Kadereit, J.W.; Jeffrey, (eds). Families and Genera of Vascular Plants. Flowering Plants, Eudicots, Asterales. Berlin. Springer. *Scientific Research* 8:61-87.

Köler, P. 2001. The biochemical basis of anthelmintic action and resistance. *International Journal for Parasitology*. 31:336-345.

Larsen, M., J. Wolstrup, S. Heriksen, J. Grønvold, P. Nansen. 1992. *In vivo* passage through calves of nematophagous fungi selected for biocontrol of parasitic nematodes. *Journal of Helminthology* 66:137-141.

Lizarazo-Chaparro, A.C., 2013. Uso de aditivos en pequeños rumiantes: retos y perspectivas. Centro de enseñanzas prácticas e investigación en producción y salud animal. (CEPIPSA).



- López-Giral, N., 2011. Obtención y aplicación de extractos naturales: centro nacional de tecnología y seguridad alimentaria. 152 p.
- López-Ruvalcaba, O., R. González-Garduño, M. Osorio-Arce, E. Aranda-Ibáñez, P. Díaz-Rivera. 2013. Cargas y especies prevalentes de nematodos gastrointestinales en ovinos de pelo destinados al abasto. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias* 4 (2):223-234.
- Lopes-Lutz, Daíse, Alviano, Daniela S., Alviano, Celuta S. and Kolodziejczyk, Paul P. (2008). Screening of chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of *Artemisia* essential oils. *Phytochemistry*, 69(8), 1732-1738.
- Marie-Magdeleine, C., M. Mahieu, S. D'Alexis, L. Philibert, H. Archimede. 2010. In vitro effects of *Tabernaemontana citrifolia* extracts on *Haemonchus*. *Research in Veterinary Science* 89:88-92.
- Marie-Magdeleine C., H. Hoste., M. Mahieu., H. Varo, H. Archimede. 2009. In vitro effects of *Curcubita moschata* seed extracts on *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitol* 161(1-2):99-105.
- Martínez, M. 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica, México, D.F 1248 p.
- Martínez-Santiago, J. L., 2014. Determinación de *Haemonchus contortus* en muestra de materia fecal de ovinos del municipio de Acambay, Tesis profesional.
- Martínez, M. L. 2007. Caracterización de proteínas de membrana de intestino de *Haemonchus contortus*. Tesis de Maestría Universidad de Buenos Aires, Argentina. pp.1-4
- Meana, M. A., V. Rojo. 1999. Parásitos cutáneos y afines en Parasitología veterinaria. McGraw Hill-Interamericana Madrid, España, pp 237-252.
- Mederos, A., A. Casaretto, J. Bonino. 2003. Resistencia de los parásitos gastrointestinales a los antihelmínticos: Situación de las majadas de productores pertenecientes al Proyecto Merino Fino del Uruguay,

diagnóstico y perspectiva de control. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria, pp 21-29

Medina, P., Guevara F. La O3, 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 nematodos gastrointestinales. *Pastos y forrajes* 37(3):257-263.

Mendoza-de Gives, P., Zavaleta-Mejía, E. Herrera-Rodríguez, D. Quiroz-Romero, H. 1994. *In vitro* trapping capability of *Arthrobotrys* spp. On infective larvae of *Haemonchus contortus* and *Nacobbus aberrans*. *Journal of Helminthology* 68:223-229.

Morales, J., Luz-Pino, A., Espartaco-Sandoval, J. Florio, D. Jiménez. 2006. Niveles de infestación parasitaria, condición corporal y valores de hematocrito de bovinos resistentes, resilientes y acumuladores de parásitos en un rebaño Criollo Rio Limón. *Zootecnia Tropical* 24(3).

Morgan E.R., J. Charlier, G. Hendrickx, A. Biggeri, D. Catalan, G.V. Samson-Himmelstjerna, J. Demeler, E. Müller, Dijk Jan van, F. Kenyon, P. Skuce, J. Höglund, P. O'Kiely, B.V. Ranst, T.D. Waal, L. Rinaldi, G. Cringoli, H. Hertzberg, P. Torgerson, A. Wolstenholme, J. Vercruysse. 2013. Global change and helminth infections in grazing ruminants in Europe: Impacts, trends and sustainable solutions. *Agriculture* 3:484-502.

Nari, A. 2001. Diagnóstico y control de Resistencia antihelmíntica en pequeños ruminates. En. *Memorias. II. Congreso Latinoamericano de Especialistas en pequeños ruminates y camélidos sudamericanos y XI Congreso Nacional de Producción Ovina*. Mérida, Yuc.

Olmedo-Juarez, A., 2014. *In vitro* of *Pithecellobium dulce* and *Lysiloma acapulcensis* on the exogenous development of gastrointestinal strongyles in sheep. *Italian Journal of Animal Science* 13:303-307.

- Olmedo-Juárez, A., Mendoza-de Gives, P., López, A. M. E., Aguilar, M. L., Arece, J., González, M. C., Zamilpa, A. A., G. E. D. Reyes, G.E.D., Ramírez, J. V. 2018. Actividad ovicida del extracto acuoso y dos fracciones de *Lysiloma acapulcensis* contra *Haemonchus contortus*. V Congreso Internacional de Producción Animal Tropical 2015. La Habana, Cuba.
- Olmedo-Juárez A., Rojo-Rubio R., Zamilpa A., Mendoza-de Gives P., Arece-García J., LópezArellano M.E., von Son-de Fernex E., 2017. *In vitro* larvicidal effect of a hydroalcoholic extract from *Acacia cochliacantha* leaf against ruminant parasitic nematodes. Veterinary Research Communications. 41, 227-232.
- Olazarán, I.S., Rojas, R. O. 2001. Sistemas de producción con ovinos. XXXVII Reunión Nacional de Investigación Pecuaria. Chiapas.
- Paolini, V., Frayssines, A., De La Farge, F., Dorchies, Ph., Hoste, H. Efficacy of condensed tannins on established populations and on incoming larvae of *Trichostrongylus colubriformis* and *Teladorsagia circumcincta* in goats. Vet. Res., in press.
- Pérez-Miranda, R., J.A. Reyes-Agüero, JR. Aguirre-Rivera. 1999. Distribución geográfica y ecológica del estafiate (*Artemisia ludoviciana* Nutt. Ssp; mexicana (Willd: Ex Spreng.) Keck. Boletín de la sociedad botánica de México 64:111-115.
- Pérez-Pérez, M. Hernández, P. de la Cruz, I. Hernández, G.I. Bolio. 2014. Efecto antihelmíntico *in vitro* del extracto metanólico de hojas de *Gliricidia sepium* contra nematodos gastrointestinales de ovinos. Tropical and Subtropical Agroecosystems 17:105 – 111.
- Quiroz-Romero H., J.A. Figueroa-Castillo, F. Ibarra-Velarde, M.E. López-Arellano. 2011. Epidemiología de enfermedades parasitarias en animales domésticos. México, DF, 643 p.

- Quiroz-Romero, H., 2012. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Limusa. 876 p.
- Rodríguez-Vivas, R.I., J.F. Torés-Acosta, A.J. Aguilar-Caballero, M. Bolio-González, G. Ramírez-Cruz, L. Cob-Galera. 2001. Helmintos gastrointestinales que afectan la salud de los animales. Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán.
- Rzedowski, J., G. Calderón de Rzedowski. 1997. Flora del bajío y de regiones adyacente. Familia compositae. Instituto de Ecología, A.C. Centro Regional del Bajío Pátzcuaro, Michoacán 166 p.
- Salazar-Cárdenas, O.L., 2015. Evaluación de la implementación de buenas prácticas pecuarias en la producción de ovinos y caprinos en la zona Metropolitana de los municipios de Bucaramanga y Lebrija. Tesis profesional de maestría, Universidad de Manzales 153 p.
- Sánchez-González, A., Granados-Sánchez, D., Simón-Nabor, R. 2008. Uso medicinal de las plantas por los otomíes del municipio de Nicolás flores, Hidalgo, México. Revista Chapingo Serie Horticultura 14(3): 271-279, 2008.
- Sere y Stenfield, 1996. World livestock production system: current status, issues and trends. Animal production and health paper N° 127 FAO. Rome E- campo.
- Sréter T. Kovacs G, Silva AJ, Pienazzek NJ, Szell Z, Dobos-Kovacs M, Marialigeti K, Varga I. (2000). Morphologic, host specificity, and molecular characterization of a hungarian *Cryptosporidium* isolate. Applied and Environmental Microbiology; 66:735-738.
- Stear, M., Piedrafita, M., Sloan, S., Alenizi, D., Cairns, C., Jenvey, C. 2019. *Teladorsagia circumcincta*. WikiJournal of Science 2(1):4.
- Tahseen, Q., I. M. Clark, S.D. Atkins, R.R. Hirsch, B.R. Kerry. 2005. Impact of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* on nematode and

microbial populations. *Communications in Agricultural and Applied Biological Sciences*. Ghent University 70:81–86.

Torres-Acosta, J.F.J., M. Molento, P. Mendoza-de Gives. 2012. Research and implementation of novel approaches for the control of nematode parasites in Latin America and the Caribbean: is there sufficient incentive for a greater extension effort. *Vet Parasitol* 86(1-2):132-142.

Toro, A., Rubilar, L., Palma, C., Pérez, R. 2014. Resistencia antihelmíntica en nematodos gastrointestinales de ovinos tratados con ivermectina y fenbendazol. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 46(2), 247-252.

Torres-Acosta, J.F.J., Aguilar-Caballero, A.J 2005 “Epidemiología, prevención y control de nematodos gastrointestinales en rumiantes”. En: Rodríguez-Vivas, R.I., Enfermedades de importancia económica en los animales domésticos. McGraw-Hill. México. pp. 145-167.

Urquhart, G.M; Armour, J; Duncan, J.L.,Dunn, A., Jennings, F.W. 2001. *Parasitología Veterinaria*. Zaragoza, España. Editorial Acribia. pp.90- 130.

Vargas-Rodríguez, C. F. 2006. Control de Haemonchosis en caprinos. *Agronomía Mesoamericana* 17(1):79-88.

Voigt Rudolf. 1982. *Tratado de tecnología Farmacéutica*. España: Acriba.

Villaseñor, J.L. 2018. Diversidad y distribución de la familia Asteraceae en México. *Botanical Sciences*, 96(2), 332-358.

Villaseñor-Ríos, J.L., Espinosa-García, F.J. 1998. *Catálogo de malezas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.

Weigel, J., McPherson, G., & Britton, C. (1989). Effects of short-duration grazing on winter annuals in the Texas Rolling Plains. *Journal of range management*, 42, 372-375.