



**BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA**

---

---

**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**CORRELACIÓN DE LA CARGA DE LARVAS INFECTANTES DE NEMATODOS  
GASTROENTERICOS DE BOVINOS CON LAS VARIABLES CLIMÁTICAS EN  
PRADERAS DE TEZIUTLÁN, PUEBLA.**

**Tesis presentada para obtener el título de:  
Maestría en Medicina Veterinaria y Producción Animal**

**PRESENTA:**

**MVZ. Juan Carlos Sosa Mancera**

**DIRECTORES DE TESIS:**

**MVZ.MC. Roberto Reséndiz Martínez  
DR. Oscar A. Villareal Espino Barros**

**ASESOR:**

**MVZ.MC. Gabriel Gerardo Aguirre Espíndola.**

**Tecamachalco, Puebla, Junio 2018**

## **AGRADECIMIENTOS**

A **Dios** primeramente por la vida y la capacidad de seguir adelante, encomendándome a su protección en mi andar diario. Gracias **Señor de las Maravillas** por un favor concedido más.

Un agradecimiento enorme a mi **Familia**; ya que siempre han estado impulsándome en los momentos más difíciles de mi vida y por el orgullo que sienten por mí fue lo que hizo ir hasta el final.

Agradezco a la **Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia** por todas las enseñanzas y conocimientos brindados para mi superación como Médico Veterinario y Zootecnista orgullosamente egresado de la **Benemérita Universidad Autónoma de Puebla**.

Un agradecimiento especial a los **Laboratorios de Parasitología Veterinaria de la FMVZ\_BUAP y Personal**, por su gran apoyo técnico para esta investigación.

A mi amigo y colega **MVZ. MDE. Roberto Ramírez Hernández** quien siempre me ha brindado su amistad, apoyo, conocimientos y una pieza fundamental para alcanzar la oportunidad de un proyecto tan especial para mi persona, gracias por la confianza.

A mis directores de Tesis **MVZ. MC. Roberto Reséndiz Martínez** y **Dr. Oscar Agustín Villarreal Espino Barros**, agradeciendo la disposición y asesoría para la realización de esta investigación.

A mi asesor de Tesis **MVZ. MC. Gabriel Gerardo Aguirre Espíndola** agradezco la oportunidad, confianza y experiencia brindada día a día para la realización de esta investigación.

A todos los **Doctores y Maestros** que tuve en esta etapa profesional. **Gracias.**

A todos mis amigos y compañeros de profesión que en muchos momentos me brindaron un consejo, un conocimiento y su tiempo, pero sobre todo esa gran amistad que nos ha unido por tantos años, en especial al **MVZ. EPA. Carlos Alberto Moreno Breton** agradeciendo siempre su apoyo, confianza y acompañamiento en tantas situaciones tan difíciles para llegar a esta meta.

## DEDICATORIAS

A mi padre **Don Jorge Sosa Betancourt †** in memoriam.

A mi madre **Sarita Mancera Monterrubio**, quien siempre ha sido un gran apoyo a lo largo de toda mi vida, dándome ejemplos de Amor, superación, honestidad, trabajo y entrega. Gracias Mama.

A mis hermanos **Miguel Ángel, María del Rayo y Sara Georgina** por la confianza que siempre me han brindado y por los momentos compartidos en nuestras vidas.

A mis hijos **Carlos Jesús, María de los Ángeles y Luz Angélica**, que son mis más preciados tesoros que tengo en la vida y que han sido mis motores para llegar hasta esta meta.

A mis cuñados **María Cristina y Pio Cristian**, por lo que son y valen, porque admiro sus fortalezas, pero más que nada su amor por mis hermanos. Gracias por ser parte de mi Familia.

A mis sobrinas y sobrino **Carmelita, Roció, Rayito, Pía Fernanda y Matías**, esperando que este sea un aliciente para que ustedes cultiven el deseo de superación y el anhelo de triunfo en la vida.

**A TODOS USTEDES GRACIAS, LOS QUIERO MUCHO.**

## ABREVIATURAS

>	Mayor a
<	Menor a
%	por ciento
AH	Antihelmíntico
cm	centímetros
ha	hectárea
hpgh	huevos por gramo de heces
hpm	huevos por gramo materia
Kg	kilogramos
L 1,2, 3,4	Larva estadio uno, dos, tres, cuatro.
mg	miligramos
MS	materia seca
MSP	materia seca forraje presente
NGI	nematodos gastrointestinales
pH	potencial de hidrogeno
spp	especies individuales dentro del género

## ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS .....	ii
DEDICATORIAS.....	ii
ABREVIATURAS.....	iii
I.- RESUMEN .....	1
II.- INTRODUCCIÓN .....	2
III.- ANTECEDENTES .....	3
3.1.- Antecedentes generales .....	3
3.2.- Antecedentes específicos .....	11
IV.- JUSTIFICACIÓN.....	13
V.- PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	14
VI. OBJETIVOS .....	15
6.1.- Objetivo general .....	15
6.2.- Objetivos específicos .....	15
VII. HIPOTESIS .....	16
VIII.- MATERIALES Y MÉTODOS.....	17
5.1. Área de estudio. ....	17
5.2.- Ubicación. ....	17
5.3.- Toma de muestras. ....	18
5.4.- Muestras de forraje y medición de las variables climáticas.....	18
5.5.- Análisis de laboratorio.....	18
5.5.1.- Técnica de coprocultivo. ....	198
5.5.2.- Protocolo de la técnica de coprocultivo.....	19
5.5.- Análisis de datos.....	20

IX.- RESULTADOS y DISCUSION .....	21
X.- CONCLUSIONES. ....	25
XI.- REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....	26
XII.- ANEXO 1: CLAVES PARA EL DIAGNÓSTICO DE LARVAS. ....	32
12.1.- Clave genérica para la identificación rápida de L3 de los nematodos más comunes en los rumiantes de México.....	33
12.2.- Características relevantes para la identificación de larvas de tercer estadio de nematodos gastrointestinales en los rumiantes.....	34
XIII.- ANEXO 2.- Fotografías de larvas (L3) .....	45

## I.- RESUMEN

Las enfermedades parasitarias se encuentran entre las causas más frecuentes e importantes que ocasionan una ineficiencia biológica y económica en los sistemas pecuarios de todo el mundo. Con el fin de determinar la correlación de la carga de larvas infectantes (L3) de nematodos gastroentéricos con las variables climáticas en las praderas de estudio. El trabajo se realizó en las praderas del rancho los Cipreses, ubicado en San José Acateno, Teziutlán, Puebla. Para determinar el número de Larva 3 (L3) en la pradera, el pasto se muestreo antes de ser pastado, primero para cuantificar el número de L3 presente en el pasto y segundo, para estimar la cantidad de materia seca de forraje presente (MSP, kg/ha). Se contó con una extensión fija colocada a 7.5 cm sobre el suelo lo cual permitió subdividir la muestra en dos estratos: primero, se cortó el forraje arriba de la altura de 7.5 cm para obtener la cantidad de pasto presente en el estrato superior (>7.5 cm de altura) y luego se cortó el forraje remanente a nivel del suelo, el cual constituirá el estrato basal (0 a 7.5 cm). Se tomaron 10 muestras por estrato por división de pastoreo. Los resultados demostraron el número promedio de L3 de nematodos gastrointestinales (NGI) en el pasto fue de  $4864 \pm 1700$  por Kg de materia seca (MS). El mayor número de L3 por kg de MS ocurrió en mayo, septiembre y enero, al analizar estadísticamente el número de L3/kg MS resulto una  $p < 0.3957$ , y el menor número de L3 en julio  $470 \pm 275$  y en agosto  $1790 \pm 1249$  de L3 por Kg de MS. Se concluyó que la temperatura, humedad y las cargas de NGI en praderas fueron de  $P < 0.05$  para el desarrollo de L3 en condiciones naturales de transmisión.

**Palabras clave:** Infestación, Praderas, Variables climáticas, Nematodos gastrointestinales, Larvas.

## II.- INTRODUCCIÓN

Las parasitosis causadas por nematodos gastrointestinales (NGI) ocasionan importantes pérdidas económicas, además de causar problemas clínicos y muertes a los animales (Sievers G. et al., 1998), principalmente en las zonas tropicales y subtropicales del mundo (Rodríguez C. et al., 2009; Aguilar M. et al., 2009). El mayor impacto de los NGI ocurre en los animales jóvenes donde causa problemas de desnutrición, pérdida de apetito y disminución de la ganancia diaria de peso e incluso la muerte en casos de infecciones agudas (Brown E. et al., 2004). Recientemente, también se ha señalado el impacto negativo de los NGI sobre la producción de leche en bovinos adultos (Charlier J. et al., 2009). Estudios recientes reportaron una respuesta positiva del tratamiento antihelmíntico sobre la producción de leche mediante un incremento de 1 kg de leche / vaca / día (Charlier et al., 2009).

Los principales NGI que afectan a la ganadería son *Haemonchus spp.*, *Ostertagia spp.*, *Cooperia spp.*, *Trichostrongylus spp.*, *Nematodirus spp.*, *Strongyloides spp.* y *Oesophagostomum spp.* (Domínguez A. et al., 1993; Quiroz R. et al., 2005). Desde el punto de vista epidemiológico el estadio larvario L3 constituye el eslabón más importante en el ciclo biológico de los NGI debido a su facilidad de adaptarse a diversas condiciones climatológicas, ya que son capaces de desplazarse en superficies húmedas de tallos y hojas de pasto, en forma vertical y en el suelo horizontal, presentando movimientos que permiten su supervivencia en el medio ambiente (Domínguez A., 1993; Quiroz R., 2005; Niezen J. et al., 1998). Existen algunos factores climáticos que afectan la supervivencia de larvas L3 en los pastos, como son humedad relativa, temperatura ambiental y precipitación pluvial (Quiroz R., 2005). En el trópico húmedo de México, una de las principales limitantes para un uso estratégico de los AH es la falta de información sobre la epidemiología de los NGI en bovinos. Es necesario cuantificar la presencia de los NGI en los animales y en la pradera a través del año, ya que esto permitirá diseñar estrategias de control de los NGI dirigidas a épocas específicas y posiblemente a un número de animales menor al 30% de la población que son los que eliminan mayor cantidad de huevos por gramo de heces (hpgh). La utilización de menos

productos químicos disminuiría los costos de producción y la presencia de residuos en los productos de origen animal.

### **III.- ANTECEDENTES**

#### **3.1.- Antecedentes generales**

El parasitismo representa un desafío significativo para el huésped (rumiante) en relación con la supervivencia y la reproducción (Seo et al., 2015) y es omnipresente en el ganado a pesar de los avances en el desarrollo de fármacos (Li, Wu, Li, Huang, & Gasbarre, 2011) y vacunas (Pena-Espinoza, Thamsborg, Desrués, Hansen, & Enemark, 2016), este es un problema importante debido a que lleva a grandes pérdidas financieras (Subhadra, Karthik, & Raman, 2013) en la producción de ganado lechero y de carne (Kim et al., 2015).

El primer registro de nematodos fue en la década de 1920, fue encontrado en el abomaso por el ganado de la India, hablamos de *Mecistocirrus digitatus*, que es un gusano chupador de sangre (Subhadra et al., 2013). Durante casi medio siglo los antihelmínticos de amplio espectro han sido la piedra angular del tratamiento y control de NGI (nematodos gastrointestinales) (Matthews, Geldhof, Tzelos, & Claerebout, 2016). Las pérdidas causadas por las infecciones por NGI en países como los Estados Unidos han representado alrededor de \$ 330 millones de dólares por año. De acuerdo con la Unión Nacional de la Industria de los Animales en Productos de Salud (Seo et al., 2015), en el Reino Unido se estimó por 99 millones de euros en poco más de 10 años (Matthews et al., 2016). A pesar de varios esfuerzos, no ha habido un método alternativo para hacer cumplir el control de los NGI en los rumiantes durante la práctica (Knubben-Schweizer & Pfister, 2017).

Las infecciones por helmintos representan un serio desafío para la salud, el bienestar, la productividad y reproducción de rumiantes en pastoreo (Rinaldi et al., 2015) y en ganado de pastoreo joven (Ravinet et al., 2016) esto es en todo el mundo. La distribución, ocurrencia e intensidad de los parásitos varía enormemente entre huéspedes de diferentes sitios, estaciones y años, en parte a las etapas infecciosas a condiciones ambientales variables (Beck et al., 2015), pero las

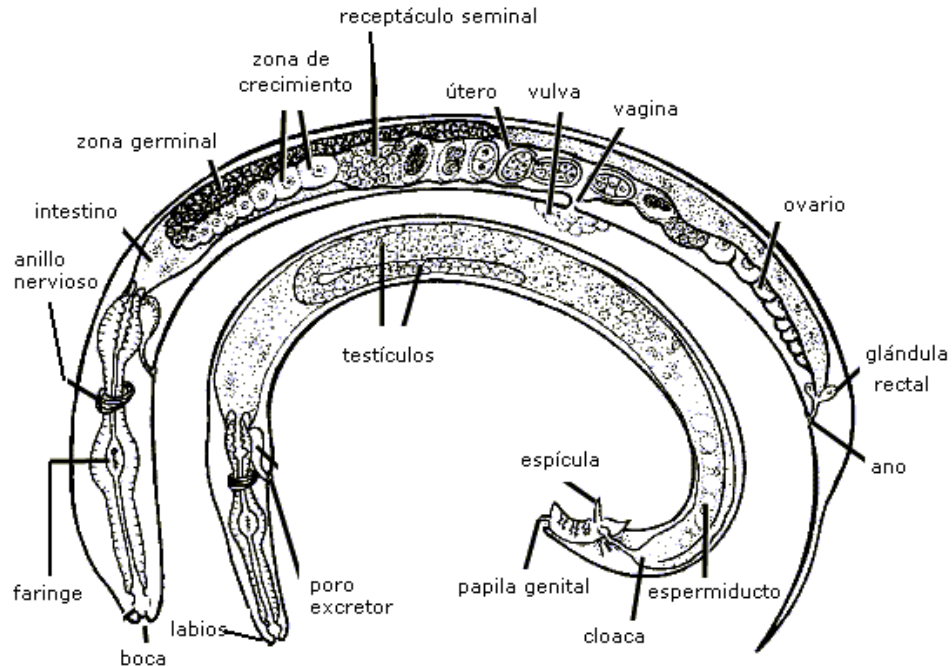
diferencias significativas en el clima, la granja y las prácticas de manejo pueden dar como resultado una epidemiología de parásitos diferentes y diferentes efectos de producción (Verschave et al., 2014), por último la preocupación del consumidor sobre los productos químicos en los alimentos, requiere el desarrollo de métodos alternativos de control para estos patógenos (Matthews et al., 2016).

### **Generalidades de los Nematodos**

Los nematodos o gusanos tienen un cuerpo cilíndrico, con una terminación en punta, considerándose parásitos importantes en veterinaria y la medicina humana (Demeler et al., 2013).

Los helmintos son parásitos cilíndricos de color blanquecino e incluso rojizo, uno de los extremos o ambos pueden estar acuminados (puntiagudos o afilados), no existiendo separación entre las distintas partes corporales. La cutícula puede ser lisa o estriada más o menos ornamentada y a veces con expansiones cuticulares anteriores. En los machos se le observa una bolsa copuladora, donde se localizan otras estructuras quitinosas que intervienen en la cópula. (Flórez, Villamizar, & Becerra, 2014).

La superficie corporal rara vez es lisa, la mayoría de los casos es anillada. Existen dos tipos de géneros; masculino y femenino, sus características reproductivas son el factor que determina su gran prolificidad, ya que una hembra adulta y madura sexualmente puede llegar a ovopositar de 5 000 a 10 000 huevos por día. Los adultos miden de 1 a 30 cm de longitud, tienen un tracto digestivo completo, cutícula resistente y elástica. El área bucal está especializada para fijarse al huésped y alimentarse de él (Quiroz, 1990). Ver imagen 1.



**Imagen 1.** Helminto masculino y femenino con sus partes anatómicas (Flórez et al., 2014)

El éxito, desarrollo y evolución de los nematodos está dado por las óptimas condiciones ambientales. En definitiva, las altas o bajas temperaturas, así como la desecación, son enemigos de primer orden de este tipo de parásitos, especialmente cuando estos se encuentran en el medio ambiente (Flórez et al., 2014).

## **Epidemiología**

Se ha argumentado por (Hoglund, Hessle, & Dahlstrom, 2013) que la exposición inicial del ganado es consumiendo pasturas altamente contaminadas por NGI, el momento crítico de la parasitosis se observa en otoño-invierno con altas cargas de nematodos adultos, elevando los huevos por gramo de materia fecal hpm y gran cantidad de larvas infectantes (L3) en las pasturas (Alvarez, Lamberti, Gino, & Calvo, 2017), se ven favorecidos por el aumento de la temperatura y la humedad (Gauly et al., 2013), la ubicación geográfica y el manejo de los animales, determinando la intensidad del problema debido a que los NGI están ligados

(Suarez, Viñabal, Bassanetti, & Bianchi, 2017) principalmente en las zonas tropicales, subtropicales y templadas del mundo (Fernández-Figueroa et al., 2015) y al hospedador vacuno (Suárez et al., 2017). Estos patrones han aumentado durante los últimos 5 a 10 años y la causa más probable de estas alteraciones es el cambio climático.

Generalizando, se puede decir que los NGI disminuyen la producción de carne (20%) y de leche (6%) a través de una pobre utilización del alimento de calidad y por las muertes que ocasionan. Así mismo, incrementan los costos en antiparasitarios y otros productos veterinarios debido a que son causa predisponente de otros problemas sanitarios (Suárez et al., 2017).

De las especies más comunes de nematodos dentro del ganado son: *Cooperia punctata*, *Cooperia oncophora*, *Trichostrongylus axei*, *Trichostrongylus colubriformis*, *Haemonchus placei*, *Ostertagia ostertagi* y *Oesophagostomum*, describiéndolas más adelante (Avramenko et al., 2015).

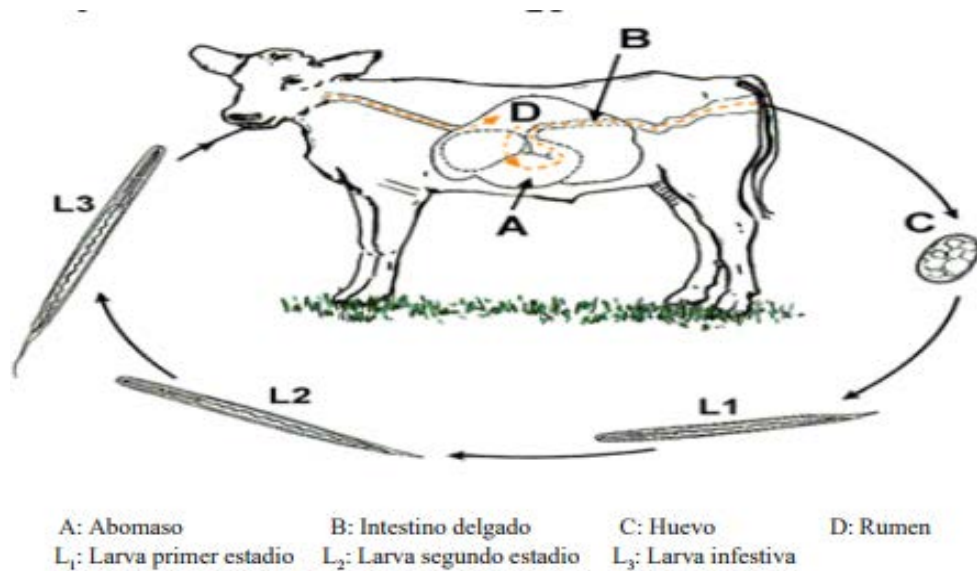
### **Ciclo Biológico**

El ciclo de vida de la mayoría de los nematodos es directo, es decir, no necesitan de otros animales (huésped) para completarlo y está dividido en dos fases: exógena y endógena. (Soca, Roque, & Soca, 2005).

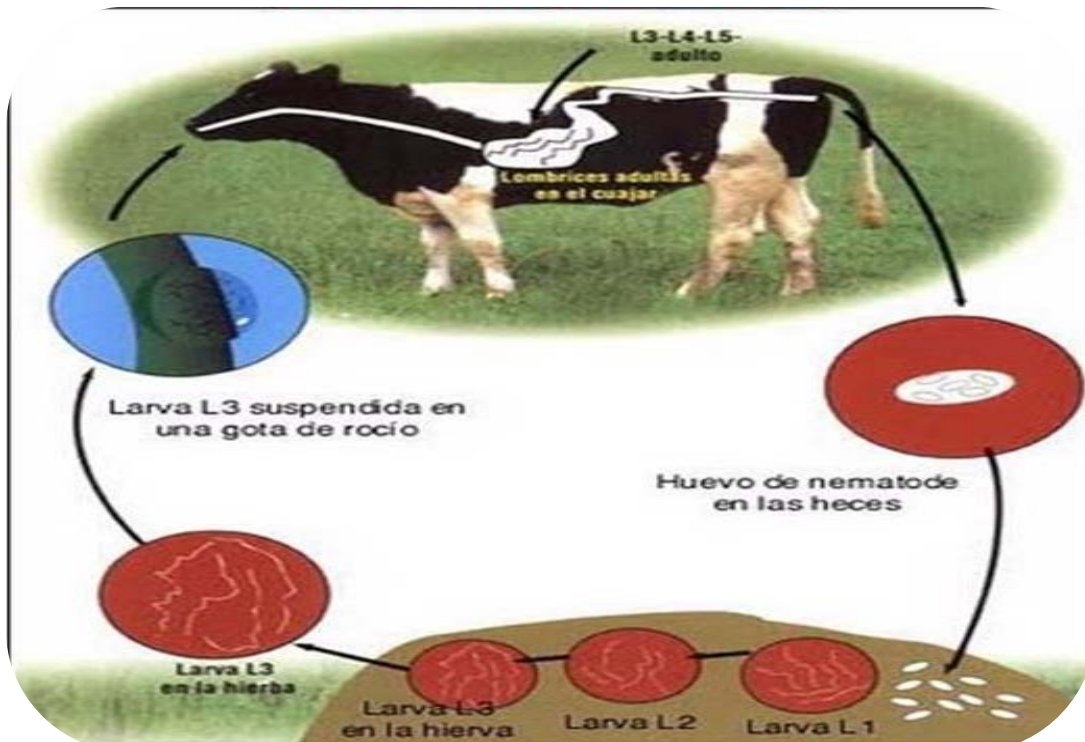
La fase exógena comienza con los huevos; son ovoides, de cáscara fina y salen al medio con las heces en fase de blástula, con un número variable de blastómeros, según la especie. Su tamaño oscila entre 70-90  $\mu$ m y por lo general, tienen un desarrollo bajo condiciones ambientales apropiadas como son: 22-25° C y 60-70% de humedad, oxigenación y luminosidad (Flórez et al., 2014).

Las primeras tres etapas larvianas (L1, L2 y L3) se consideran de vida libre porque están expuestas al ambiente pero sin dependencia del huésped. La larva L3 o larva infectiva tiene una funda protectora (L3sh) que permite el movimiento en el pasto y al mismo tiempo protege al parásito de las presiones ecológicas (Heizer et al., 2013).

La fase endógena se inicia con la ingestión de la larva L3 y se vuelve dependiente del huésped, es decir, parasitario; la L3 (L3ex), se desarrolla hasta la cuarta etapa larvaria (L4) y continúa el desarrollo hasta adultos en el abomaso (Ostertagia) o en los intestinos (Cooperia) (Heizer et al., 2013). Ver imagen 2,3.



**Imagen 2.** Ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales



**Imagen 3.** Ciclo biológico de los nematodos gastrointestinales

### ***Ostertagia spp.***

Es una enfermedad relevante en toda la región templada, se caracteriza por su alta patogenicidad en bovinos de todas las edades.

Bajo condiciones favorables *O. ostertagi* puede cumplir un ciclo completo de adulto a adulto en menos de 35 días o puede detenerse en el estadio de larva cuatro (L4) durante 3.5 - 5 meses para luego reiniciar su desarrollo (hipobiosis) es inducida principalmente por el aumento de la temperatura sobre las larvas en las pasturas

- a) Ostertagiasis tipo I, determinada por la ingestión de gran cantidad de larvas infestantes y su desarrollo normal a adultos en el lapso de tres semanas
- b) Ostertagiasis pre-tipo II, en donde gran cantidad de larvas ingeridas detienen su desarrollo en hipobiosis
- c) Ostertagiasis tipo II, consecuencia de la desinhibición o reanudación del desarrollo de las L4 en hipobiosis (afectando a novillos y vaquillonas de 16 a 18 meses) (Micheloud, Cafrune, Cseh, Aguirre, & Suárez, 2014)

### **Signos Clínicos**

El pH abomasal juega un papel importante en el mantenimiento de la función fisiológica del intestino y sirve como una barrera natural contra las infecciones bacterianas y parasitarias (Li, Wu, et al., 2011). Sin embargo, las alteraciones inducidas por parásitos tienen una consecuencia importante en el ganado, afectando gravemente el abomaso y como consecuencia alterando su metabolismo. A continuación se describen los parásitos de gran importancia que afectan al ganado Bovino:

***Haemonchus***. Es uno de los principales parásitos digestivos de los rumiantes, causando hasta el 40% de la mortalidad en los terneros jóvenes (d'Alexis, Periacarpin, Jackson, & Boval, 2014), principalmente por la intensa actividad hematofágica de éste sobre la mucosa gástrica del abomaso, produciendo severos estados de anemia (Brown, Pizani, Ruiz, & Vázquez, 2017) y reducción en

el aumento de peso (Dicker et al., 2014), causando cambios inflamatorios que clínicamente se manifiesta como diarrea (Knubben-Schweizer & Pfister, 2017). A pesar de varios esfuerzos, no ha habido un método alternativo para hacer cumplir el control de *Haemonchus* en los rumiantes durante la práctica.

***Ostertagiasis.*** Es un gusano abomasal responsable de la enfermedad clínica y el retraso del crecimiento en el ganado joven (Ravinet et al., 2016) teniendo un impacto negativo en la calidad de la canal, rendimiento reproductivo, incluida la tasa de partos y la mortalidad de terneros (Li, Rinaldi, & Capuco, 2011). Una de las principales manifestaciones fisiopatológicas es la alteración de la función gastrointestinal, que incluye la reducción de la motilidad intestinal y la disminución de la secreción de ácido gástrico. Estos cambios contribuyen directamente a la disfunción gastrointestinal y el consiguiente compromiso de productividad. Los síntomas clínicos son de moderado a grave, en terneros jóvenes pueden incluir diarrea, desnutrición e incluso la muerte (Li, Wu, et al., 2011).

***Cooperia.*** Es un nematodo que habita en el intestino delgado (O'Shaughnessy et al., 2015), suele estar presente en infecciones mixtas en la producción de ganado a base de pasturas (Areskog et al., 2014). Se ha demostrado por (Li, Li, & Gasbarre, 2011) que la infección reduce el aumento de peso vivo hasta en un 13.5% del peso corporal total del ganado, debido a inapetencia y deficiencia nutricional. Los cambios fisiopatológicos inducidos por la infección generalmente están restringidos a la localización de infección, principalmente en el duodeno y el yeyuno. Estos cambios incluyen alteraciones estructurales en las vellosidades intestinales, pérdida de proteínas plasmáticas en el intestino y aumento del moco de excreción. Los síntomas clínicos son generalmente ausentes o relativamente leves.

***Tricostrongiliasis.*** Durante la penetración en la superficie epitelial del intestino delgado, pueden llevar a erosiones en la mucosa, resultando en la pérdida de proteínas plasmáticas y atrofia de las vellosidades, reduciendo la superficie de absorción de nutrientes y líquidos llevando a cuadros de diarrea (Alves, Santillano, & de Almeida, 2016).

***Oesophagostomiasis.*** Encontrados en Intestino Delgado, migran profundamente en la mucosa del intestino, provocando una respuesta inflamatoria con formación de nódulos, pudiendo llevar a cuadros de colitis ulcerativa como consecuencia del cuadro de diarrea verdosa, pérdida de peso e inapetencia, llegando a la fase final de la enfermedad al desarrollo de anemia e hipoalbuminemia, debido a la pérdida de proteínas y la extravasación de sangre a través de la mucosa lesionada y por último edema submandibular (Alves et al., 2016).

### **Tratamiento**

El principal método para controlar estas infecciones es por tratamiento antihelmíntico, dirigidas a la reducción del número de gusanos adultos presente en el huésped o la reducción de la fecundidad del gusano (Gonzalez-Hernandez et al., 2016). Los nematodocidas de amplio espectro para rumiantes son:

- Benzimidazoles (los más conocidos: albendazol, fenbendazol, oxibendazol, ricobendazol).
- Imidazotiazoles (levamisol).
- Lactonas macrocíclicas con las avermectinas (ivermectina, abamectina, doramectina y eprinomectina).
- Milbemicinas (moxidectina). (Anziani & Fiel, 2015)

### **Zoonosis**

Los NGI pueden afectar negativamente la salud humana al ser ingeridos a través de alimentos (Orozco-Aceves, Hernández-Gamboa, & Jiménez-Rocha, 2015), Los parásitos intestinales de tipo zoonótico causan enfermedades en animales domésticos y en el hombre, sin embargo, el impacto en la salud pública no ha sido estimado (Gutiérrez et al., 2015).

## **Perdidas**

Pérdidas directas causadas por estos parásitos se atribuyen a enfermedad grave y la muerte prematura así como el rechazo de algunas partes de inspección de la carne.

Pérdidas indirectas incluyen la disminución del potencial productivo, tales como la tasa de crecimiento reducida, pérdida de peso en terneros jóvenes en crecimiento y madurez (Pinilla et al., 2018)

## **Métodos de control**

La presencia de infecciones parasitarias mixtas en ganado es más común que las infecciones monoespecíficas, señalaron 54.4% de poliparasitismo por nematodos gastrointestinales en un mismo hospedero (Pinilla et al., 2018).

Ricobendazol, es un albendazol sulfóxido actualmente comercializado con alta eficacia antiparasitaria, atribuida a su metabolito, albendazol sulfóxido, que potencializa el producto, compuesto de 15 mg y excipientes c.s.p. 100 ml. Su acción farmacológica actúa sobre los parásitos a través de dos mecanismos: inhibiendo el metabolismo energético del parásito e inhibiendo la polimerización de la tubulina de los microtúbulos de los parásitos. Su administración puede realizarse por vía oral, intraruminal o subcutánea (León et al., 2016).

### **3.2.- Antecedentes específicos**

Los nematodos gastrointestinales son considerados como los principales problemas que dificultan los procesos productivos (Suarez, Martinez, & Viñabal, 2017) como la reducción de eficiencia de conversión alimenticia y la producción de leche y carne (Chintoan-Uta, Morgan, Skuce, & Coles, 2014).

#### **Prevalencia parasitaria**

Los factores predisponentes más importantes son los hábitos de pastoreo, el clima, la deficiencia nutricional, administración de pasturas, estado inmunológico, presencia de un huésped intermedio, número de larvas y huevos infectantes en el

medio ambiente (Adedipe, Uwalaka, Akinseye, Adediran, & Cadmus, 2014), al mismo tiempo, se ha verificado que la raza, el sexo, la edad y el estado fisiológico son factores dependientes del huésped que juegan un papel clave en la presentación clínica, de los cuales la edad y el estado fisiológico son los más relevantes, por ejemplo, los nematodos *Trichuris*, *Neoascaris* y *Haemonchus*, es más grave en animales jóvenes y en el ganado en estado de preñez (Colina, Mendoza, & Jara, 2014).

La prevalencia según el clima de algunos parásitos, tienen preferencias climáticas, por lo que su localización varía de acuerdo con la región geográfica; por ejemplo, *Ostertagia* y *Nematodirus* prefieren las zonas frías y se localizan en las regiones templadas y subsolares; mientras que *Haemonchus*, *Strongyloides* y *Oesophagostomum* se adaptan mejor a las regiones cálidas y se localizan en el Cinturón Ecuatoriano. Sin embargo, la distribución de *Trichostrongylus* y *Cooperia* es uniforme en todo el mundo (Soca et al., 2005).

Hablando de hábitos de pastoreos, los rumiantes no pueden detectar larvas (L3) infectantes de nematodos en el pasto, sin embargo; pueden detectar la presencia de heces a través del olfato y los indicios visuales, como el color y la altura del pasto. Por lo tanto, las adaptaciones de comportamiento pueden ser parte de los medios del anfitrión para controlar los parásitos (Seo et al., 2015).

La infestación de los pastos durante el año varía drásticamente, el número de larvas de tercer estadio (L3) en los pastizales es mayor en el período lluvioso que en el período seco. En el período seco del año, las heces pueden funcionar como reservorio de L3, pero no hay suficiente humedad para que se dispersen en los pastizales. Sin embargo, en clima tropical húmedo, la humedad y el calor favorecen el rápido desarrollo de huevos y larvas, aumentando la tasa de viabilidad de larvas infectantes en los pastos (Alves et al., 2016).

El comportamiento epidemiológico de los parásitos gastrointestinales está influenciado principalmente por la humedad, a diferencia de lo que ocurre en países templados, donde la temperatura es más determinante. La intensidad y distribución de las lluvias, al tiempo que regulan la disponibilidad de forraje, determinan el grado

de infestación de esas praderas con larvas de parásitos (Benavides Ortiz & Polanco Palencia, 2017)

#### **IV.- JUSTIFICACIÓN**

Una de las principales limitantes para un uso estratégico de los antihelmínticos es la falta de información sobre la epidemiología de los parásitos gastrointestinales, debido a que hay poca información sobre la carga parasitaria gastrointestinal ya que el manejo es eficiente o nulo por el sistema de producción, por tanto, surge la necesidad de realizar un estudio sobre este tema.

El impacto de los nematodos gastrointestinales causa disminución de la conversión alimenticia y la producción de leche, teniendo pérdidas económicas significativas en la industria ganadera, con un costo anual estimado de \$ 2 mil millones de pesos por año en pérdida de productividad y gastos operativos (Li, Rinaldi, & Capuco, 2011), afectando considerablemente a los agricultores para mantener la seguridad alimentaria y contribuir al crecimiento económico (Dicker et al., 2014).

Con esta investigación se pretende brindar información sobre el grado de infestación parasitaria de los pastizales y su correlación con el clima, en los bovinos de estudio.

## **V.- PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA**

En los últimos años la sociedad productiva de bovinos ha ido buscando nuevas alternativas de alimentación dentro del área productiva y junto con la llegada de nuevas investigaciones de otros países, por lo tanto, se debe iniciar un seguimiento de las enfermedades más propensas y causantes de una alteración clínica parasitaria. Los parásitos serán estudiados de acuerdo a las variables epidemiológicas del suelo, clima, humedad y su relación con los pastos es importante orientar al productor para evitar la propagación y consumo descontrolado de antihelmínticos para impedir un aumento de resistencias parasitarias; al respecto del diagnóstico se puede hacer por métodos coprológicos, radiológicos e inmunológicos directos e indirectos. Sin embargo, el de mayor uso por los bajos costos y su sencilla ejecución se basa en el hallazgo de huevos en heces y la presencia de la larva 3 en los pastos. A pesar de la utilidad del diagnóstico parasitológico directo y de su relación con la morbilidad, la técnica coproparasitoscópica plantea varios problemas: se requiere de amplia experiencia en la identificación de los huevos de NGI y puesto que la expulsión de huevos es discontinua se precisa analizar periódicamente los pastos y a los animales. Esto lleva a que la detección de huevos de este grupo de parásitos se dificulte mediante el examen coprológico directo y conociendo la importancia de ofrecer un diagnóstico certero en las infecciones por NGI. Por lo anterior, se propone en este trabajo investigar la correlación existente entre las larvas en las praderas, la temperatura y la humedad.

## **VI. OBJETIVOS**

### **6.1.- Objetivo general**

Correlacionar la carga de larvas infestantes (L3) de nematodos gastroentéricos con las variables climáticas en praderas de Teziutlán, Puebla

### **6.2.- Objetivos específicos**

- Determinar la larva 3 de los nematodos gastroentéricos por kilogramo de materia seca
- Identificar los géneros de los parásitos gastrointestinales eliminados en las heces de los animales de estudio en las praderas.
- Conocer la diferencia significativa entre la carga de L3 y las variables climáticas de estudio.

## **VII. HIPOTESIS**

Existe correlación entre la carga de larvas infestantes de nematodos gastroentéricos y las variables climáticas, en las praderas de Teziutlán.

## VIII.- MATERIALES Y MÉTODOS

### 5.1. Área de estudio.

El presente trabajo trata de un estudio observacional, transversal, prospectivo en el que se realizará el muestreo de pastos subdividiendo la muestra en dos estratos para determinar el número de larvas (L3) en el mes de mayo 2017 a enero 2018, en el Rancho los Cipreses, criador de bovinos (Suizo x Cebú), en donde se desconoce la infestación por NGL.

### 5.2.- Ubicación.

El presente trabajo se realizó en el rancho los Cipreses, ubicado en la 3<sup>ra</sup> sección de San José Acateno, Tezuitlán, Puebla, localizado en las coordenadas 97°36'72'' longitud norte y longitud oeste 19°87'63'', el estudio se realizó en el Módulo de Producción de Vaquillas (Suizo x Cebú). El clima es cálido húmedo con una temperatura promedio anual 23.4 °C y precipitación pluvial de 1743 mm, respectivamente.



El estudio del coprocultivo de los estratos de los pastos se realizó en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, localizado en la Posta Zootecnia, El Salado, Tecamachalco, Puebla., en las coordenadas geográficas longitud norte 097°40'40'', longitud oeste 18°54'08'' con una altitud de 2120 msnm.

### **5.3.- Toma de muestras.**

Para determinar el número de L3 en la pradera, el pasto se muestreo antes de ser pastado, primero para cuantificar el número de L3 presente en el pasto y segundo, para estimar la cantidad de materia seca de forraje presente (MSP, kg/ha). Para este muestreo, el pasto fue cortado con tijeras, cuidando de no sacudirlos para evitar pérdidas de huevos o larvas, se utilizó un cuadrante de 30 x 30 cm abierto de un lado para poder posicionarlo mejor en el pasto. Y se, contó con una extensión fija colocada a 7.5 cm sobre el suelo lo cual permitirá subdividir la muestra en dos estratos: primero, se cortó el forraje arriba de la altura de 7.5 cm para obtener la cantidad de pasto presente en el estrato superior (>7.5 cm de altura) y luego se cortó el forraje remanente a nivel del suelo, el cual constituirá el estrato basal (0 a 7.5 cm). Se tomaron 10 muestras por estrato por división de pastoreo. Cada muestra de forraje se colocó en recipientes de plástico, identificadas y almacenadas en una hielera con hielo para su posterior transporte al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ- BUAP.

### **5.4.- Muestras de forraje y medición de las variables climáticas.**

La densidad de larvas L3 (larvas/kg de materia seca (MS) se determinó en cada estrato de las 10 muestras de pasto. La cuantificación de las L3 del forraje, se realizó por sedimentación y su identificación de acuerdo al procedimiento de Van Wyk y colaboradores 2004.

Se registró semanalmente, la precipitación pluvial, la temperatura ambiental la humedad relativa en la estación climatológica del CEIEGT, distante 5 173. 58 m. del área del experimento.

### **5.5.- Análisis de laboratorio.**

Para evaluar la cantidad de larvas L3 (larvas/kg de materia seca (MS) de los NGI en los estratos de los pastos, se utilizó la técnica de coprocultivo, también se trabajó con las técnica de migración larvaria o Baermann. Al final de cada técnica, es para obtener el número de larvas L3 por kg de materia seca (MS) e identificar el género de las larvas (Anexo 1), de acuerdo a los descrito por Van Wyk y colaboradores

2004; se tomaron como resultado para el análisis estadístico el número de larvas (L3) contadas por técnica utilizará en correlación con la variables climáticas.

#### **5.5.1.- Técnica de coprocultivo.**

Se utiliza para la observación de las larvas (L3), debido a que muchos de los huevos de los nematodos gastrointestinales de los rumiantes son muy parecidos, difícilmente se puede determinar el género del parásito. Cuando se requiere identificar el género de estos nematodos es necesario obtener las larvas de tercer estadio, las cuales se pueden distinguir por su tamaño, forma, número de células intestinales, estructuras del extremo anterior y posterior, entre otras características (Van Wyk y colaboradores 2004). El cultivo larvario o coprocultivo, se basa en proporcionar a los huevos, humedad, temperatura y oxigenación de manera artificial, para que puedan desarrollarse hasta larva de tercer estadio (L3), tal y como lo hacen en el suelo en condiciones naturales, por lo que es necesario obtener las L3 para identificarlas por su tamaño, forma, número de células intestinales, estructuras del extremo anterior y posterior, etc., y de esta manera se llega a establecer su identidad.

#### **5.4.2.- Protocolo de la técnica de coprocultivo.**

- En el recipiente se colocó el estrato de los pastos.
- Se agregó una cantidad similar al estrato de los pasto, de agua en proporción uno a uno.
- Se Identificaron los cultivo con la fecha de entrada y fecha de salida del coprocultivo. Se metieron a la estufa de cultivo a una temperatura de 29°C durante 15 días, el tiempo suficiente para que los huevos de los nematodos se desarrollen hasta L3. Se revisaron diariamente para mantener la humedad en el interior del recipiente y mover el contenido con una espátula para oxigenar el cultivo.
- Después de los 15 días se sacó el cultivo y todo el contenido se coloca en uno o varios Baermann y se añadió agua destilada a una temperatura de

27°C hasta el borde del embudo, dejando reposar por 8 hrs., posteriormente se quitó la pinza Möhr y se obtiene el líquido en una caja de Petri para observar las larvas en el microscopio estereoscópico.

- Con la pipeta Pasteur se extrajeron las larvas y se depositaron en un portaobjetos, se agregó una gota de lugol para su fijación y se colocó un cubreobjetos.
- Se observó en el microscopio óptico con el objetivo (10X y 40X) para la identificación de los géneros de NGI de acuerdo a sus características morfológicas. Ver anexo 1.

#### **5.5.- Análisis de datos.**

Se empleó la estadística descriptiva (media, desviación estándar) para determinar la variación estacional de las variables hpgh y densidad de L3 por kg de MS, asimismo, se determinó el valor predictivo de las variables ambientales: temperatura, humedad relativa sobre las variables de respuesta hpgh y densidad de L3/kg MS en ambos estratos del pasto, empleando la estadística analítica (Análisis de varianza ANOVA, así como la prueba de contraste de pares Scheffé, para las variables de temperatura, humedad y una correlacion entre las L3/Kg MS).

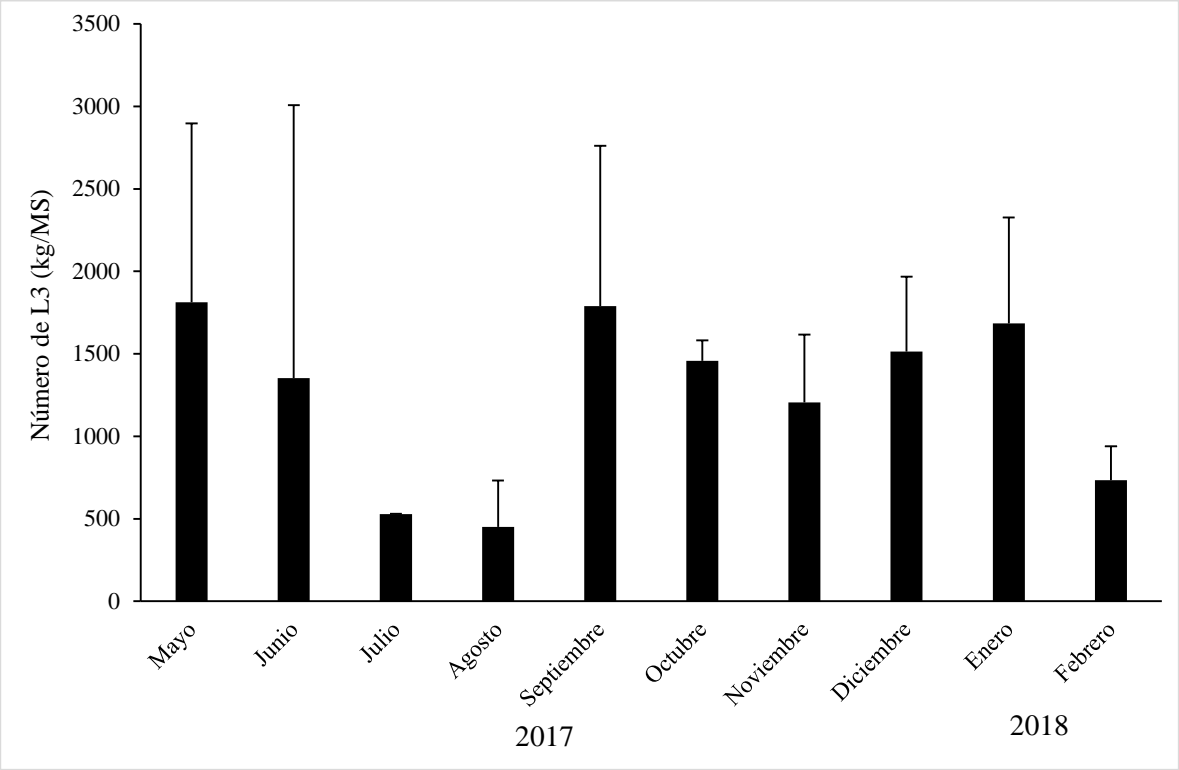
## IX.- RESULTADOS y DISCUSION

Durante los 267 días que duró el estudio, se realizaron 35 muestreos de forraje (674 muestras de forraje), la frecuencias de L3 de NGI en el pasto fue de  $4864 \pm 1700$  por Kg de MS. La distribución de los género de NGI encontrados en el forraje fue el siguiente: *Haemonchus spp.* 61.3%, *Strongiloides spp.* 20.5%, *Ostertagia spp.* 12.4%, *Oesofagostomum spp.* 3.2%, *Cooperia spp.* 1.6%, *Bunostomum spp.* 0.8% y *Trichostrongilus spp.* 0.2%. Se observó la presencia de *Haemonchus spp.* el 95% de los muestreos (Anexo 2). El mayor número de L3 por kg de MS ocurrió en mayo  $1811 \pm 1198$ , septiembre  $1455 \pm 142$  y enero  $733 \pm 221$  y el menor número de L3 de NGI fue en julio  $470 \pm 275$  y agosto  $725 \pm 256$  de L3 por Kg de MS, al analizar estadísticamente el número de L3/kg MS con la prueba estadística ANOVA utilizando los datos semanales, no mostro significancia con ninguna de las variables analizadas  $P < 0.3957$ , Se encontraron L3 de NGI en la pradera durante todo el muestreo ( $>275$  L3/Kg de MS) (Grafica 1).

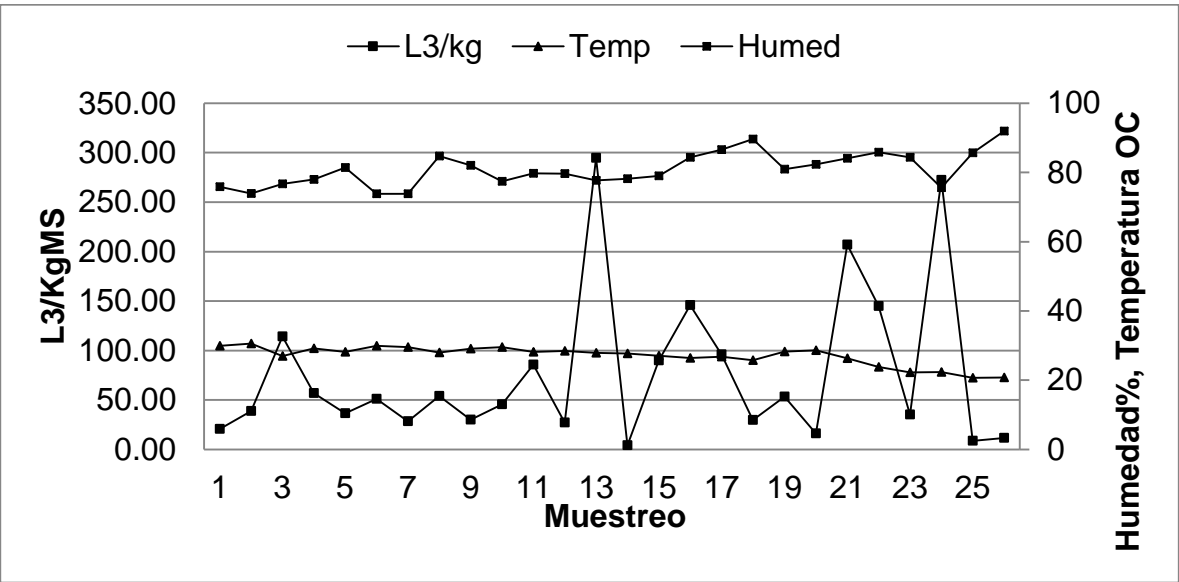
Se realizó una prueba de significancia de contraste de pares Scheffé, para las variables de temperatura, humedad y una correlacion entre las L3/Kg MS no se encontró significancia con ninguna de las variables analizadas  $P=0.1290$ , al correlacionar la variable humedad con L3/Kg MS se obtuvo una  $P=0.7206$  y para la variable temperatura en correlación de la L3/Kg MS, hubo efecto significativo  $P=0.0229$  (tabla 1).

Sin embargo, si se toma en cuenta un análisis de varianza de comparaciones individuales (Dunnet) para comparar entre las variables climaticas (humedad, temperatura y L3/Kg MS), una contra las demas variables del estudio, se tuvo una correlación entre las variables del estudio al limite ( $P < 0.05$ ), por lo que se puede afirmar que individualmente, estas variables no pudieron pronosticar la carga larvaria en el pasto (tabla 1 y grafica 2).

**Grafica 1.** Número de larvas infectantes (L3) de nemátodos gastrointestinales por kilogramo de materia seca en praderas infectadas naturalmente.



**Grafica 2.** Correlación de las cargas de nemátodos gastrointestinales en animales y en praderas con las variables climatológicas.



**Tabla 1.-** Correlacion entre las L3/Kg/MS y las diferentes variables climáticas

Variables	Diferencia	Intervalo 95 %		
Humedad = Temperatura	53,9231	-25,8602	-81,986	P < .05 *
L3/Kg MS = Temperatura	49,7996	-21,7367	-77,8625	P < .05 *
L3/Kg MS = Humedad	-4,1235	32,1864	-23,9394	N. S.

\*Límite del error estándar

Las parasitosis causadas por NGI son una de las principales causas de pérdidas económicas en las unidades de producción bovina basadas en el pastoreo. Para un control racional de estos parásitos es necesario tener información epidemiológica de los NGI y su interacción con el hospedero y con el clima en áreas específicas (Keyyu J. et al., 2005; Almería S. et al., 1999, Nielsen M. et al., 2007). Actualmente, esta necesidad de información se exagera debido al cambio climático a nivel mundial. Van D. et al., (2010) mencionaron que el cambio climático modificará la epidemiología endémica de los NGI espacial y temporalmente debido a que existe fuerte relación del clima y los estadios de vida libre de los NGI, especialmente las L3. El segundo objetivo de este estudio fue determinar el número de larvas infectantes en praderas infectadas naturalmente, se observó la presencia de NGI en el forraje durante todo el año y el mayor número de larvas se determinó en mayo, septiembre y enero. Varios estudios reportaron que bajo condiciones tropicales la mayor frecuencia de L3 ocurre en la época de verano cuando las condiciones climáticas son óptimas para los NGI (Brown E. et al., 2004; Olivares P. et al., 2006). Pero también se ha reportado que las L3 se ven afectadas por temperaturas inferiores a los 10°C . En este estudio se observó que los bovinos en pastoreo están expuestos a re-infecciones constantes con un número importante de L3 por kg de MS lo cual fue corroborado por la eliminación de hpgh. En este estudio, los géneros de NGI encontrados en forraje fueron *Haemonchus spp.*, *Strongiloides spp.*, *Ostertagia spp.*, *Oesofagostumum spp.*, *Cooperia spp.*, *Bunostomum spp.* y *Trichostrongilus spp.* *Haemonchus spp.*, fue el género de NGI

identificado con mayor frecuencia en los coprocultivos en las muestras de forraje. Estos resultados concuerdan con lo reportado por otros autores (Keyyu E., 2015; Jiménez A., 2007; Suarez B., 1992). La elevada frecuencia de *Haemonchus spp.*, está relacionado a su elevado potencial biológico, sin embargo, estos resultados también demuestran que la presencia de este parásito parece estar adaptado a las diferentes épocas del año evaluadas. La baja frecuencia de otros NGI no indica que su presencia no es importante para la ganadería bovina de la región. Las parasitosis por NGI son de naturaleza mixta y es posible que a nivel del tracto gastrointestinal el número de parásitos adultos no se refleje mediante la eliminación de huevos y la subsecuente presencia en los coprocultivos y/o muestras de forraje. Es necesario realizar futuras investigaciones encaminadas a utilizar animales rastreadores en las diferentes épocas de año para conocer la dinámica de los NGI adultos que infectan a los bovinos en pastoreo.

## **X.- CONCLUSIONES.**

Se concluyó que las variables climáticas como la temperatura, humedad y las cargas de NGI en praderas no se encontraron diferencias significativas con ninguna de las variables analizadas para el desarrollo de L3 en condiciones naturales de transmisión, salvo para la variable temperatura en correlación de la L3/Kg MS, hubo una diferencia significativa al límite del error estándar. Asimismo, se considera necesario continuar el estudio para cubrir todas las épocas climáticas y diseñar estrategias de desparasitación que consideren los cambios estacionales en las poblaciones de NGI durante el año.

## XI.- REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Adedipe, O. D., Uwalaka, E. C., Akinseye, V. O., Adediran, O. A., & Cadmus, S. I. (2014). Gastrointestinal Helminths in Slaughtered Cattle in Ibadan, South-Western Nigeria. *J Vet Med*, 2014, 923561. doi: 10.1155/2014/923561
2. Aguilar M.L; Mendoza G.P; López A.M.E; Liébano H. E; Torres H.G. Evaluación de la actividad de endosporas de la bacteria *pasteuria penestrans* en contra de nematodos parásitos de animales. VII Congreso nacional de parasitología veterinaria. 2009 del 26 al 28 de Octubre. Mérida, Yucatán, México.
3. Almería S., Uriarte J. Dynamics of pasture contamination by gastrointestinal nematodes of cattle under extensive Management systems: proposal for strategic control. *Veterinary Parasitology* 1999; 83: 37–47
4. Alvarez, E., Lamberti, R., Gino, L. M., & Calvo, C. (2017). Epidemiología de los nematodos gastrointestinales en un establecimiento del departamento Maraco, Provincia de La Pampa, Argentina. *Ciencia Veterinaria*, 5(1).
5. Alves, D. P., Santiliano, F. C., & de Almeida, B. R. (2016). Epidemiologia das helmintosos gastrointestinais em bovinos. *PUBVET*, 6, Art. 1411-1416.
6. Anziani, O. S., & Fiel, C. A. (2015). Resistencia a los antihelmínticos en nematodos que parasitan a los rumiantes en la Argentina. *RIA. Revista de investigaciones agropecuarias*, 41(1), 34-46.
7. Areskog, M., Sollenberg, S., Engstrom, A., von Samson-Himmelstjerna, G., & Högglund, J. (2014). A controlled study on gastrointestinal nematodes from two Swedish cattle farms showing field evidence of ivermectin resistance. *Parasit Vectors*, 7, 13. doi: 10.1186/1756-3305-7-13
8. Avramenko, R. W., Redman, E. M., Lewis, R., Yazwinski, T. A., Wasmuth, J. D., & Gilleard, J. S. (2015). Exploring the Gastrointestinal "Nemabiome": Deep Amplicon Sequencing to Quantify the Species Composition of Parasitic Nematode Communities. *PLoS One*, 10(12), e0143559. doi: 10.1371/journal.pone.0143559
9. Beck, M. A., Colwell, D. D., Goater, C. P., & Kienzle, S. W. (2015). Where's the risk? Landscape epidemiology of gastrointestinal parasitism in Alberta beef cattle. *Parasit Vectors*, 8, 434. doi: 10.1186/s13071-015-1040-x
10. Benavides Ortiz, E., & Polanco Palencia, N. (2017). Epidemiology of hemoparasites and endoparasites in bovines in cattle reconversion areas of La Macarena (Meta, Colombia). *Revista de Medicina Veterinaria*(34), 115-136.
11. Bethencourt, A. M., Quijada, J. J., Cabrera, P., Aguirre, A. M., García, M. E., Sulbarán, D. C., & Vivas, I. H. (2013). Prevalencia y abundancia de huevos de eustróngilos digestivos y ooquistes de *Eimeria* spp. en búfalos de agua infectados naturalmente. *Revista de la Facultad de Ciencias Veterinarias*, 54(1), 17-28.

12. Brown, E., Pizani, L., Ruiz, H., & Vázquez, O. (2017). Niveles de infestación por nematodos gastrointestinales en pastizales y carga parasitaria de los bovinos en fincas doble propósito del estado trujillo, Venezuela. *Revista Unellez de Ciencia y Tecnología*, 22, 46-55.
13. Bustillos-García, L., & Bechara-Dickdan, Z. (2016). Sustentabilidad y desarrollo rural de los agroecosistemas bufalinos. *Revista Venezolana de Gerencia*, 21(73).
14. Colina, J. C., Mendoza, G. A., & Jara, C. A. (2014). Prevalencia e intensidad del parasitismo gastrointestinal por nematodos en bovinos, *Bos taurus*, del Distrito Pacanga (La Libertad, Perú). *REVISTA REBIOL*, 33(2), 76-83.
15. Chintoan-Uta, C., Morgan, E. R., Skuce, P. J., & Coles, G. C. (2014). Wild deer as potential vectors of anthelmintic-resistant abomasal nematodes between cattle and sheep farms. *Proc Biol Sci*, 281(1780), 20132985. doi: 10.1098/rspb.2013.2985
16. Charlier J., Høglund J., Samson-Himmelstjerna G. V., Dorny P., Vercruyse J. Gastrointestinal nematode infections in adult dairy cattle: Impact on production, diagnosis and control. *Vet. Parasitol.* 2009 (164) 70–79.
17. D'Alexis, S., Periacarpin, F., Jackson, F., & Boval, M. (2014). Mixed grazing systems of goats with cattle in tropical conditions: an alternative to improving animal production in the pasture. *Animal*, 8(8), 1282-1289. doi: 10.1017/S1751731114001542
18. Demeler, J., Ramunke, S., Wolken, S., Ianiello, D., Rinaldi, L., Gahutu, J. B., . . . Krucken, J. (2013). Discrimination of gastrointestinal nematode eggs from crude fecal egg preparations by inhibitor-resistant conventional and real-time PCR. *PLoS One*, 8(4), e61285. doi: 10.1371/journal.pone.0061285
19. Domínguez A. J. L., Rodríguez-Vivas R.I., Honhold N. Epizootiología de los parásitos gastrointestinales en bovinos del estado de Yucatán. *Vet. Mex.* 1993; 24(3):189-193.
20. Dicker, A. J., Inglis, N. F., Manson, E. D., Subhadra, S., Illangopathy, M., Muthusamy, R., & Knox, D. P. (2014). Proteomic analysis of *Mecistocirrus digitatus* and *Haemonchus contortus* intestinal protein extracts and subsequent efficacy testing in a vaccine trial. *PLoS Negl Trop Dis*, 8(6), e2909. doi: 10.1371/journal.pntd.0002909
21. Fernández-Figueroa, A., Arieta-Román, R., Graillet-Juárez, E., Romero-Salas, D., Romero-Figueroa, M., & Felipe-Ángel, I. (2015). Prevalencia de nematodos gastroentericos en bovinos doble proposito en 10 ranchos de Hidalgotitlan Veracruz, México. *Abanico veterinario*, 5(2), 13-18.
22. Flórez, J. L., Villamizar, R., & Becerra, R. (2014). Estudio de sobrevivencia y migración de larvas infestantes de nematodos gastrointestinales de bovinos en el municipio de Pamplona, Norte de Santander. *Bistua revista de la facultad de ciencias basicas*, 11(1).

23. Gauly, M., Bollwein, H., Breves, G., Brugemann, K., Danicke, S., Das, G., . . . Wrenzycki, C. (2013). Future consequences and challenges for dairy cow production systems arising from climate change in Central Europe - a review. *Animal*, *7*(5), 843-859. doi: 10.1017/S1751731112002352
24. Gonzalez-Hernandez, A., Van Coppernolle, S., Borloo, J., Van Meulder, F., Paerewijck, O., Peelaers, I., . . . Geldhof, P. (2016). Host protective ASP-based vaccine against the parasitic nematode *Ostertagia ostertagi* triggers NK cell activation and mixed IgG1-IgG2 response. *Sci Rep*, *6*, 29496. doi: 10.1038/srep29496
25. Gorsich, E. E., Ezenwa, V. O., & Jolles, A. E. (2014). Nematode–coccidia parasite co-infections in African buffalo: Epidemiology and associations with host condition and pregnancy. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, *3*(2), 124-134. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijppaw.2014.05.003>
26. Gregory, L., Rossi, R. S., Mendes, J. P. G., Neuwirt, N., Marques, E. C., Melville, P. A., & Monteiro, B. M. (2014). Ocorrência dos principais agentes bacterianos e parasitários em fezes diarreicas de bezerros búfalos nos estados de São Paulo e Paraná. *Arq Inst Biol (Sao Paulo)*, *81*(2), 180-185.
27. Gutiérrez, V. E. R., Álvarez, O. E., Martínez, J. C. C., Duque, S., Arévalo, A., & Vallejo, G. A. (2015). Detección de parásitos intestinales en niños preescolares y animales domésticos del municipio de Ibagué (Tolima). *Revista Colombiana de Ciencia Animal*, *7*(1).
28. Heizer, E., Zarlenga, D. S., Rosa, B., Gao, X., Gasser, R. B., De Graef, J., . . . Mitreva, M. (2013). Transcriptome analyses reveal protein and domain families that delineate stage-related development in the economically important parasitic nematodes, *Ostertagia ostertagi* and *Cooperia oncophora*. *BMC Genomics*, *14*, 118. doi: 10.1186/1471-2164-14-118
29. Hoglund, J., Hessle, A., & Dahlstrom, F. (2013). Calving season is a stronger determinant of worm burdens in pasture-based beef production than the level of residual larval contamination at turnout. *Vet Rec*, *172*(18), 472. doi: 10.1136/vr.101077
30. Jiménez A.E., Montenegro V.M., Hernández J., Dolz G., Maranda L., Galindo J., Epe C., Schnieder T. Dynamics of infections with gastrointestinal parasites and *Dictyocaulus viviparus* in dairy and beef cattle from Costa Rica. *Vet Parasitol* 2007; *148*: 262–271
31. Keyyu J.D., Kyvsgaard N.C., Monrad J., Kassuku A.A. Epidemiology of gastrointestinal nematodes in cattle on traditional, small-scale dairy and large-scale dairy farms in Iringa district, Tanzania. *Vet Parasitol.* 2005; *127*: 285-294.
32. Kim, E. S., Sonstegard, T. S., da Silva, M. V., Gasbarre, L. C., & Van Tassell, C. P. (2015). Genome-wide scan of gastrointestinal nematode resistance in closed Angus population selected for minimized influence of MHC. *PLoS One*, *10*(3), e0119380. doi: 10.1371/journal.pone.0119380

33. Knubben-Schweizer, G., & Pfister, K. (2017). Anthelmintic resistance in ruminants: development, diagnostics, and procedures]. *Tierarztl Prax Ausg G Grosstiere Nutztiere*, 45(4), 244-251. doi: 10.15653/TPG-170287
34. León, D. F., Gelvez, J. F., & Ortega, L. E. (2016). Evaluación del efecto del ricobendazol e ivermectina sobre la carga de parásitos gastrointestinales en bucerros. *FAGROPEC-Facultad de Ciencias Agropecuarias*, 8(2), 56-61.
35. Li, R. W., Li, C., & Gasbarre, L. C. (2011). The vitamin D receptor and inducible nitric oxide synthase associated pathways in acquired resistance to *Cooperia oncophora* infection in cattle. *Vet Res*, 42, 48. doi: 10.1186/1297-9716-42-48
36. Li, R. W., Rinaldi, M., & Capuco, A. V. (2011). Characterization of the abomasal transcriptome for mechanisms of resistance to gastrointestinal nematodes in cattle. *Vet Res*, 42, 114. doi: 10.1186/1297-9716-42-114
37. Li, R. W., Wu, S., Li, W., Huang, Y., & Gasbarre, L. C. (2011). Metagenome plasticity of the bovine abomasal microbiota in immune animals in response to *Ostertagia ostertagi* infection. *PLoS One*, 6(9), e24417. doi: 10.1371/journal.pone.0024417
38. Matthews, J. B., Geldhof, P., Tzelos, T., & Claerebout, E. (2016). Progress in the development of subunit vaccines for gastrointestinal nematodes of ruminants. *Parasite Immunol*, 38(12), 744-753. doi: 10.1111/pim.12391
39. Micheloud, J. F., Cafrune, M. M., Cseh, S., Aguirre, D. H., & Suárez, V. H. (2014). Mortandad de bovinos adultos de cría por gastroenteritis verminosa en la región del Pastizal Serrano de Salta. *Rev Med Vet (B Aires)*, 95(2), 22-26.
40. Niezen J. H., Miller C. M., Robertson H.A., Wilson S.R., Mackay A.D. Effect of topographical aspect and farm system on the population dynamics of *Trichostrongylus* larvae on a hill pasture. *Vet Parasitol*.1998; 78:37-48
41. Nielsen M.K., Kaplan R. M., Thamsborg S. M., Monrad J., Olsen N. S. Climatic influences on development and survival of free-living stages of equine strongyles: Implications for worm control strategies and managing anthelmintic resistance. *The Veterinary Journal* 2007; 174: 23–32
42. Olivares P.J. Gutiérrez S.I; Valencia A.M.T. Prevalence of gastrointestinal nematodes in nursing calves in the tropic of Guerrero, Mexico during rainy period. *Red. Vet.* 2006:11(8):1-5.
43. O'Shaughnessy, J., Earley, B., Mee, J. F., Doherty, M. L., Crosson, P., Barrett, D., & de Waal, T. (2015). Nematode control in suckler beef cattle over their first two grazing seasons using a targeted selective treatment approach. *Ir Vet J*, 68(1), 13. doi: 10.1186/s13620-015-0038-1
44. Orozco-Aceves, M., Hernández-Gamboa, J., & Jiménez-Rocha, A. E. (2015). Sobrevivencia de las fases preparasíticas de nemátodos gastrointestinales en bocashi elaborado con estiércol vacuno. *Agronomía Mesoamericana*, 26(1).
45. Pena-Espinoza, M., Thamsborg, S. M., Desrues, O., Hansen, T. V., & Enemark, H. L. (2016). Anthelmintic effects of forage chicory (*Cichorium intybus*) against

- gastrointestinal nematode parasites in experimentally infected cattle. *Parasitology*, 143(10), 1279-1293. doi: 10.1017/S0031182016000706
46. Pinilla, J. C., Flórez, P., Sierra, M., Morales, E., Sierra, R., Vásquez, M. C., . . . Ortiz, D. (2018). Prevalencia del parasitismo gastrointestinal en bovinos del departamento Cesar, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 29(1), 278-287.
  47. Quiroz R.H; George S.S. Frecuencia de parásitos gastrointestinales, pulmonares y hepáticos en ovinos de la Magdalena Soltepec, Tlaxcala, México. *Vet. Mex.* 1993; 24(3):195-198.
  48. Quiroz R. H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Limusa. Cuarta edición. México, D.F. 2005.
  49. Ravinet, N., Chartier, C., Bareille, N., Lehebel, A., Ponnau, A., Brisseau, N., & Chauvin, A. (2016). Unexpected Decrease in Milk Production after Fenbendazole Treatment of Dairy Cows during Early Grazing Season. *PLoS One*, 11(1), e0147835. doi: 10.1371/journal.pone.0147835
  50. Rinaldi, L., Hendrickx, G., Cringoli, G., Biggeri, A., Ducheyne, E., Catelan, D., . . . Vercruysse, J. (2015). Mapping and modelling helminth infections in ruminants in Europe: experience from GLOWORM. *Geospat Health*, 9(2), 257-259. doi: 10.4081/gh.2015.347
  51. Rodríguez C.S.D; García O.M.A; Preciado D.J.F; Rojas R. E.E; Vega M. C.A. El futuro de las vacunas contra hemoparasitos en los animales. VII Congreso nacional de parasitología veterinaria. 2009 del 26 al 28 de Octubre. Mérida, Yucatán, México.
  52. Seo, H. L., Pinheiro Machado Filho, L. C., Honorato, L. A., da Silva, B. F., do Amarante, A. F., & Bricarello, P. A. (2015). The effect of gastrointestinal nematode infection level on grazing distance from dung. *PLoS One*, 10(6), e0126340. doi: 10.1371/journal.pone.0126340
  53. Sievers G, Quintana I, Cortese F et al. Variación anual de la ubicación de las larvas infectantes de tricostrongídeos del bovino sobre el pasto de un potrero en Valdivia, Chile. *Arch. Med. Vet.* 1998; 30(1):47-54.
  54. Simón, L., & Galloso, M. (2011). Presencia y perspectivas de los búfalos en Cuba. *Pastos y Forrajes*, 34(1), 3-20.
  55. Soca, M., Roque, E., & Soca, M. (2005). Epizootiología de los nematodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes. *Pastos y Forrajes*, 28(3).
  56. Suarez, V.H., Martínez, G.M., & Viñaval, A.E. (2017). Nematodos gastrointestinales en la recría bovina de la región del Chaco Serrano del noroeste de Argentina. *FAVE Sección Ciencias Veterinarias*, 16(1), 1-6.
  57. Suarez, V.H., Viñaval, A.E., Bassanetti, A., & Bianchi, M. I. (2017). Epidemiología y efecto de las parasitosis internas en la recría bovina en la región del pastizal serrano del noroeste argentino (NOA). *RIA. Revista de investigaciones agropecuarias*, 43(1), 59-66.

58. Subhadra, S., Karthik, M., & Raman, M. (2013). Development and validation of real-time PCR for rapid detection of *Mecistocirrus digitatus*. *PLoS One*, *8*(4), e63019. doi: 10.1371/journal.pone.0063019
59. Torres, V., Sampaio, I., & Fundora, O. (2009). Modelo estocástico del comportamiento productivo en la etapa crecimiento de búfalos de agua en Cuba. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, *43*(2), 113-117.
60. Vásquez Prats V.M., Flores C.J., Santiago V.C., Herrera D.R., Palacios F.A., Liébano H.E., Palcastre O.A. Frecuencia de nematodos gastroentéricos en bovinos de tres áreas de clima subtropical húmedo de México. *Tec. Pec. Méx.* 2004; *42*(2): 237-245.
61. Van Dijk J., Sargison N. D., Kenyon F., and Skuce P. J. Climate change and infectious disease: helminthological challenges to farmed ruminants in temperate regions. *Animal* 2010; *4*:3: 377–392
62. Van Wyk, J. A., Cabaret, J., & Michael, L. M. (2004). Morphological identification of nematode larvae of small ruminants and cattle simplified. *Veterinary parasitology*, *119*(4), 277-306.
63. Verschave, S. H., Vercruyse, J., Forbes, A., Opsomer, G., Hostens, M., Duchateau, L., & Charlier, J. (2014). Non-invasive indicators associated with the milk yield response after anthelmintic treatment at calving in dairy cows. *BMC Vet Res*, *10*, 264. doi: 10.1186/s12917-014-0264-x

## XII.- ANEXO 1: CLAVES PARA EL DIAGNÓSTICO DE LARVAS.

La identificación de las larvas se basa en sus características morfológicas y métricas, considerando entre otros datos la longitud total, la distancia entre diferentes partes del cuerpo, el número y forma de las células intestinales (figura 1).

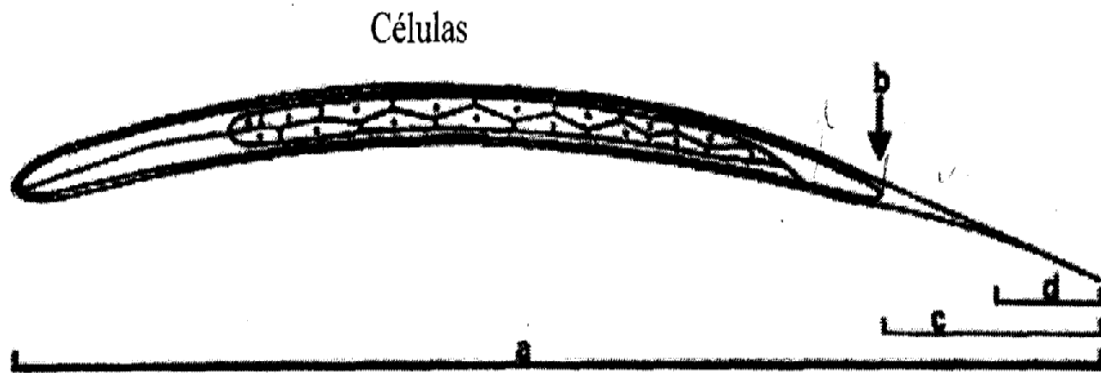


Figura 1. Esquema de la larva infectante de estrogilido (Tomado de Borgsteede and Hendriks, 1974). **a**: longitud total; **b**: punta de la cola; **c**: cola de la vaina; **d**: filamento

La longitud de la cola de la vaina es una característica muy importante para identificar a las larvas. Es la distancia que hay entre la punta de la cola y el final de la vaina.

Las características de los extremos anterior y posterior son muy importantes para diferenciar las L3 en la mayoría de los géneros. En algunos la longitud y la forma del esófago es muy característico (**ver claves**).

De manera practica la larvas se clasifican por la longitud de su cola en las larvas de cola corta (*Strongyloides*, *Bunostomum* y *Trichostrongylus*), larvas de cola mediana (*Ostertagia*, *Teladorsagia*, *Cooperia*, *Haemonchus* y *Mecistocirrus*) y larvas de cola larga (*Chabertia*, *Oesophagostomum* y *Nematodirus*).

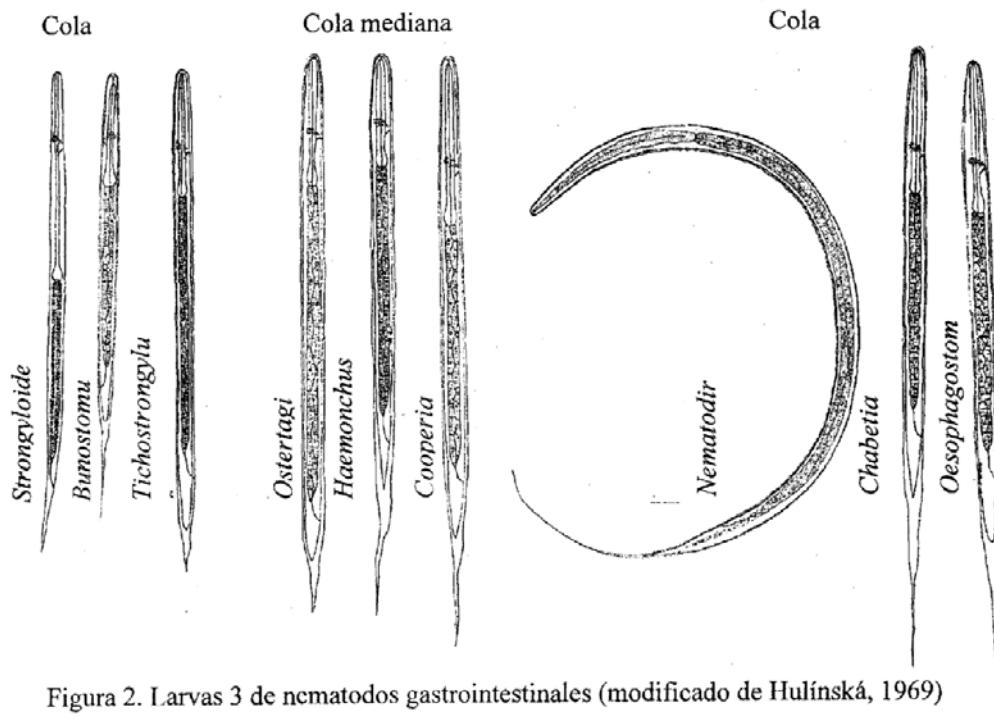


Figura 2. Larvas 3 de nematodos gastrointestinales (modificado de Hulinská, 1969)

**12.1.- Clave genérica para la identificación rápida de L3 de los nematodos más comunes en los rumiantes de México** (modificada del manual of veterinary parasitological laboratory techniques)

- I. Esófago rabsditiforme, sin vaina..... Nematodo de vida libre
- II. Sin vaina, esófago con una longitud.....*Strongylodes*  
Casi de la mitad de largo del cuerpo
- III. Borde anterior de la larva cuadrado, cola redondeada con tuberosidades o apéndices en la punta de la cola.....*Trichostrongylus*
- IV. Borde anterior de la larva cuadrado, punta de la cola redondeada.....*Teladorsagia*
- V. Borde anterior de a larva cuadrado, cola de la vaina cónica.....*Ostertagia*

- VI. Borde anterior de la larva cuadrado, cuerpos o bandas refringentes, cola de la vaina afilada ..... *Cooperia*
- VII. Borde anterior de la larva redondeada, cola de la vaina en forma de bayoneta ..... *Haemonchus*
- VIII. Borde anterior de la larva amplio y redondeado 8 células intestinales. Cola de la larva con una muesca, bi o trilobulada ..... *Nematodirus*
- IX. Borde anterior de la larva ampliada y redondeada, 32 células intestinales ..... *Oesophagostomum/Chabertia*
- X. Larva muy pequeña, 16 células intestinales esófago con un bulbo en la parte posterior ..... *Bonostomum*

**12.2.- Características relevantes para la identificación de larvas de tercer estadio de nematodos gastrointestinales en los rumiantes.**

1. *Strongyloides papillosus*

Larvas de tamaño pequeño, con abertura bucal pequeña. Sin vaina. Esófago largo (1/3 de la longitud total de la larva). Células intestinales diferenciada cola de la larva termina trifurcada.

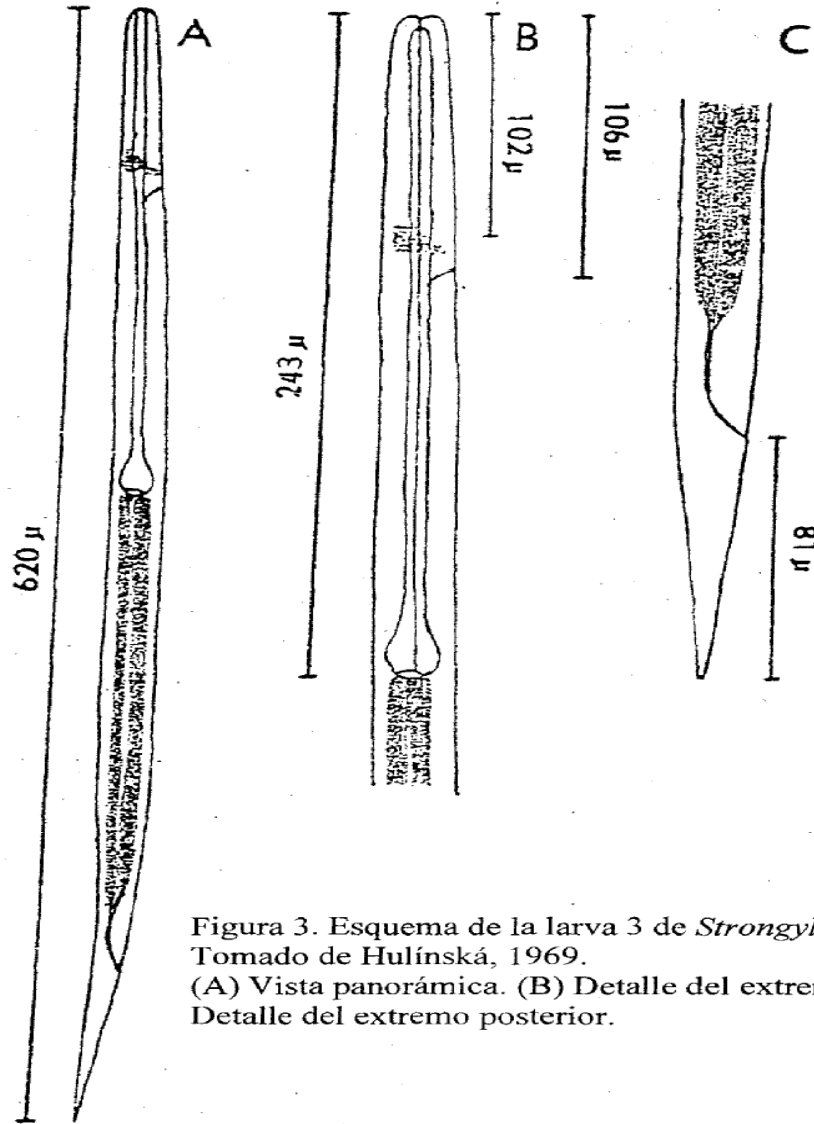


Figura 3. Esquema de la larva 3 de *Strongyloides papillosus*. Tomado de Hulínská, 1969.  
 (A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior.

2. *Bonostomum* spp.

Larvas pequeñas, con vaina. Cavidad bucal pequeña y de forma conoide, el esófago tiene un bulbo posterior. Células intestinales (16) mal definidas. La longitud de la cola de la vaina (LVC) es de 58 a 96 $\mu$ . *B. phlebotomy* en *Bonostomum* spp. es de 80 a 85 $\mu$ .

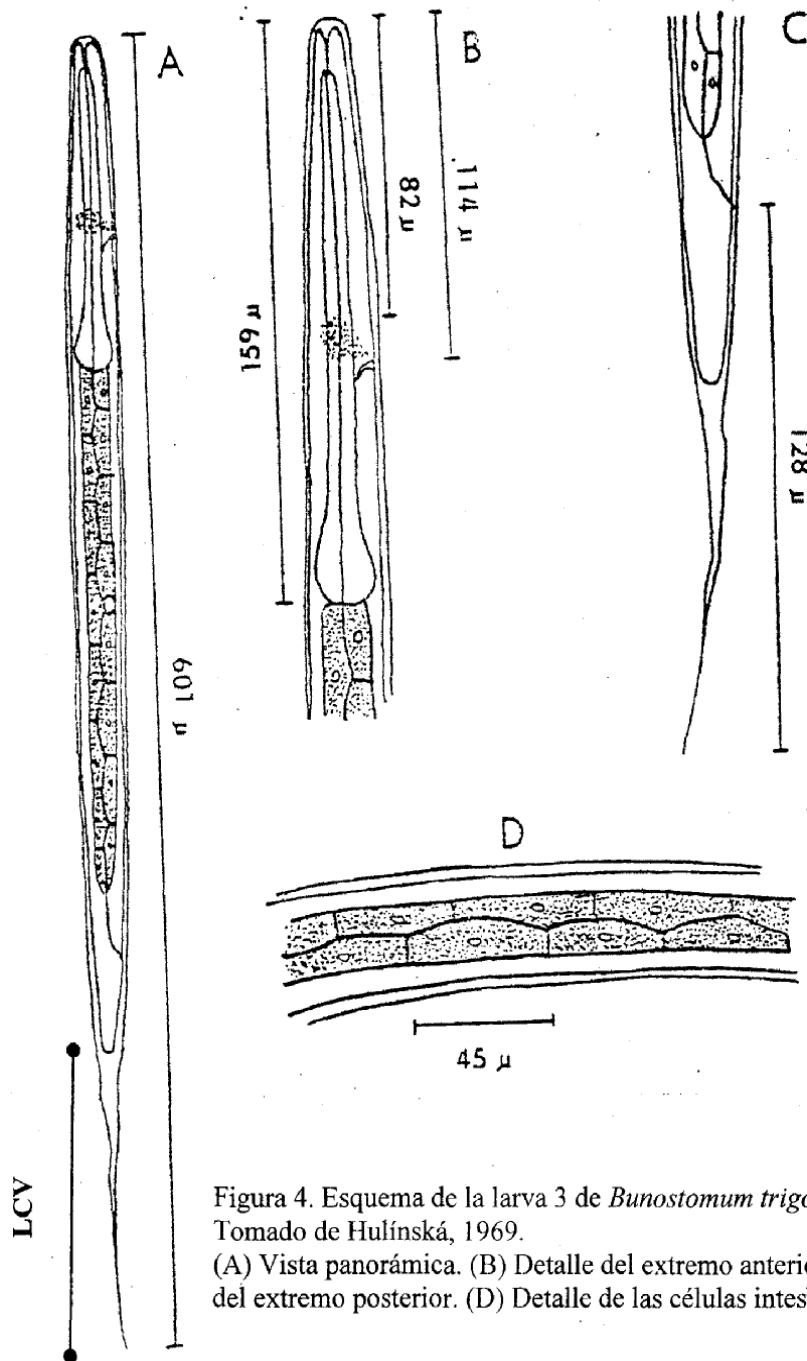


Figura 4. Esquema de la larva 3 de *Bunostomum trigonocephalum*. Tomado de Hulínská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior. (D) Detalle de las células intestinales.

3. *Trichostrongylus* spp.

Larvas pequeñas, prácticamente sin filamento. El extremo anterior es casi plano células intestinales (16) rectangulares. Por el número de apéndices o protuberancias en la punta de la cola se puede distinguir la especie. *T. axei* no tiene apéndice, termina en forma cónica. *T. vitrinus* tiene 2 y *T. colubriformis* 1 apéndice. La longitud de la cola de la vaina (LCV) en *Trichostrongylus* spp. es de 18 a 31  $\mu$ .

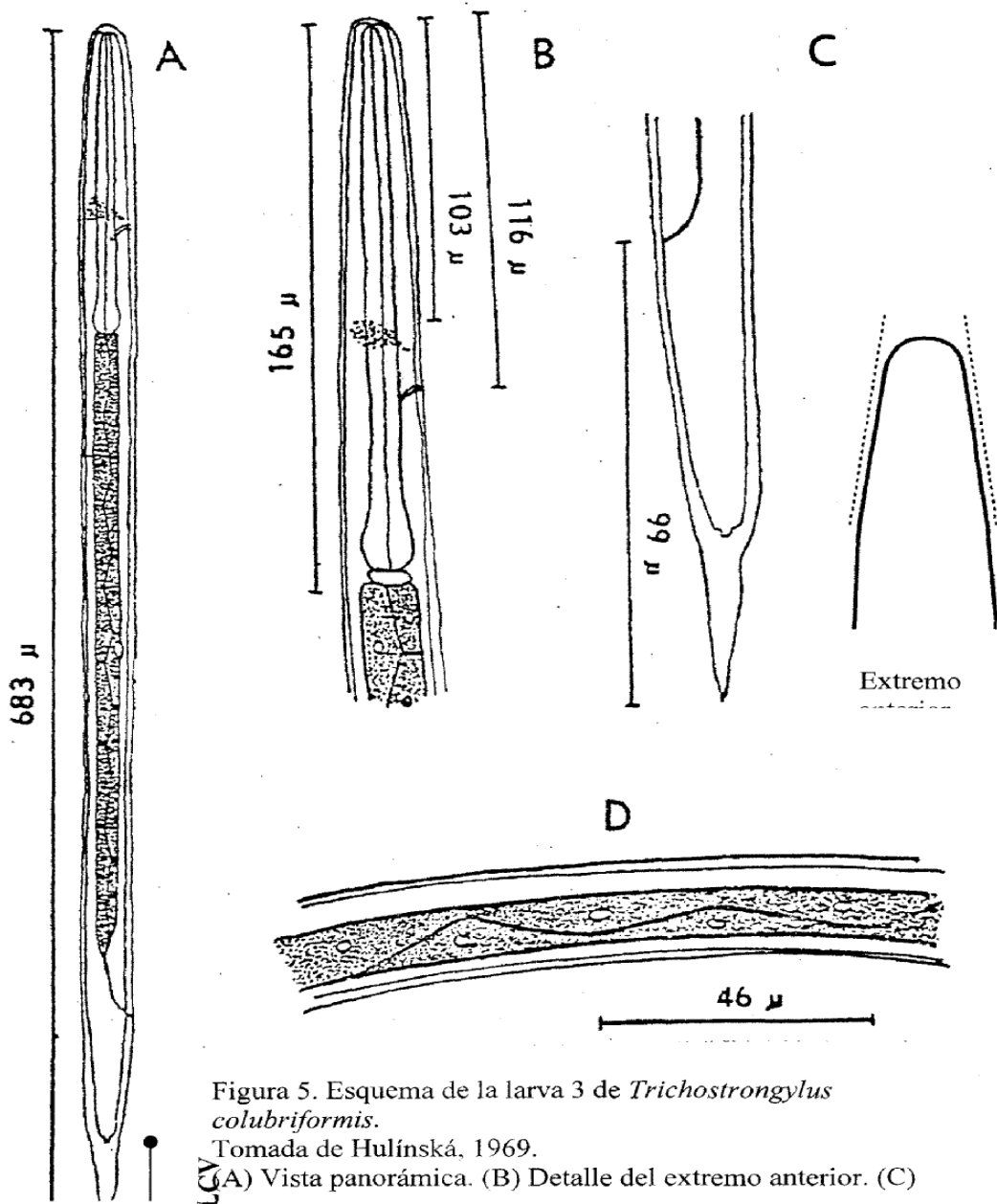


Figura 5. Esquema de la larva 3 de *Trichostrongylus colubriformis*.

Tomada de Hulínská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C)

4. *Cooperia* spp.

Larva de tamaño medio, delgada. Extremo anterior casi redondeado. Tiene 2 puntos o una banda refringente donde inicia la faringe. La cola de la vaina es afilada, mientras que a cola de la larva es obtusa. La longitud de la cola de la vaina (LCV) en *C. punctata* y *C. pectinata* es de 37 a 78  $\mu$ , en *C. oncophorade* 65 a 116 $\mu$  y en *Cooperia* spp. de 25 a 41 $\mu$ .

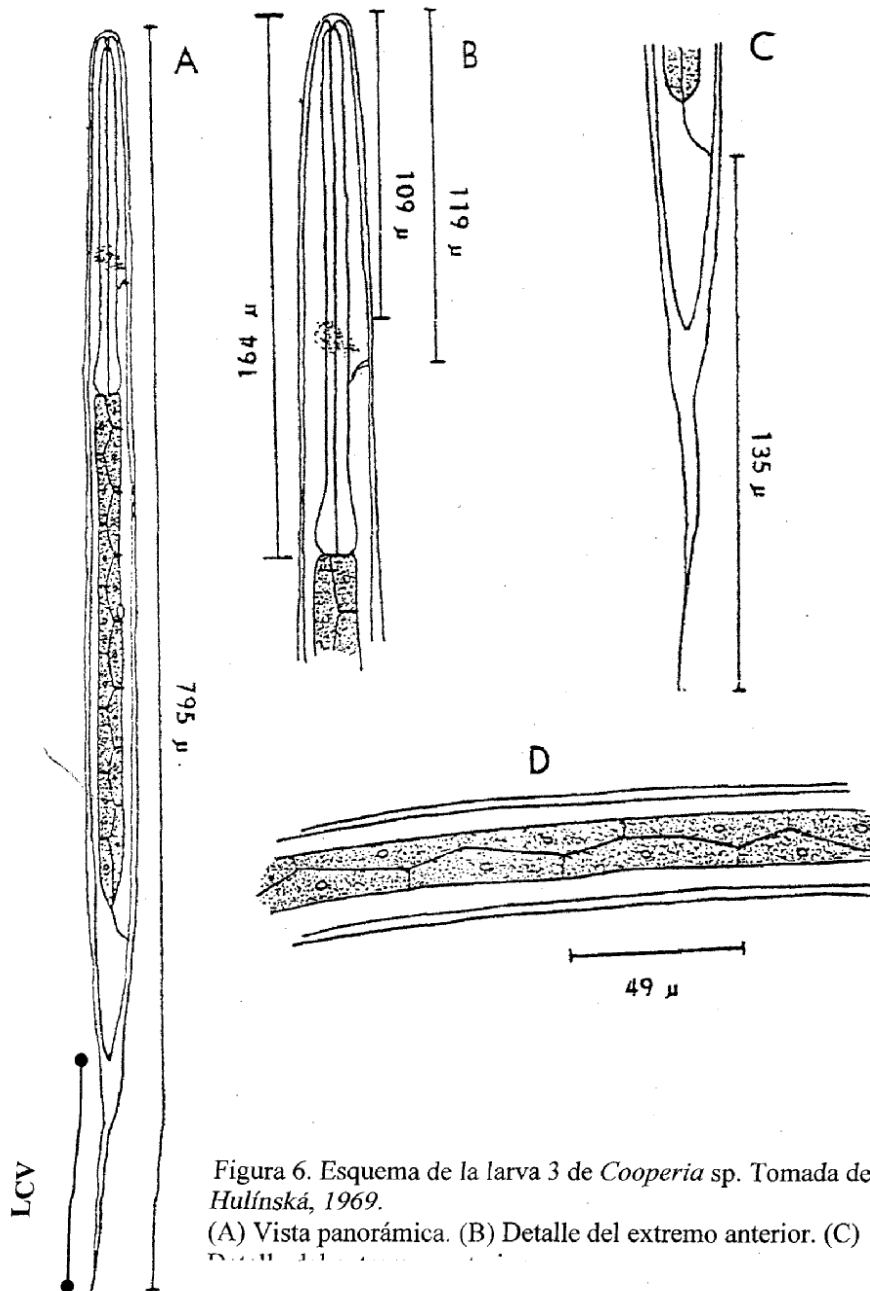


Figura 6. Esquema de la larva 3 de *Cooperia* sp. Tomada de Hulínská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C)

5. *Haemonchus* spp.

Larva de tamaño medio y cola mediana. El extremo anterior es redondeado. Tiene 16 células intestinales las primeras son cortas y triangulares y las últimas alargadas y pentagonales. La cola de la larva es cónica. La cola de la vaina se dobla dando el aspecto de una bayoneta. La longitud de la cola de la vaina (LCV) en *H. placeies* de 80 a 119 $\mu$  y en *H. contortus* de 70 $\mu$ .

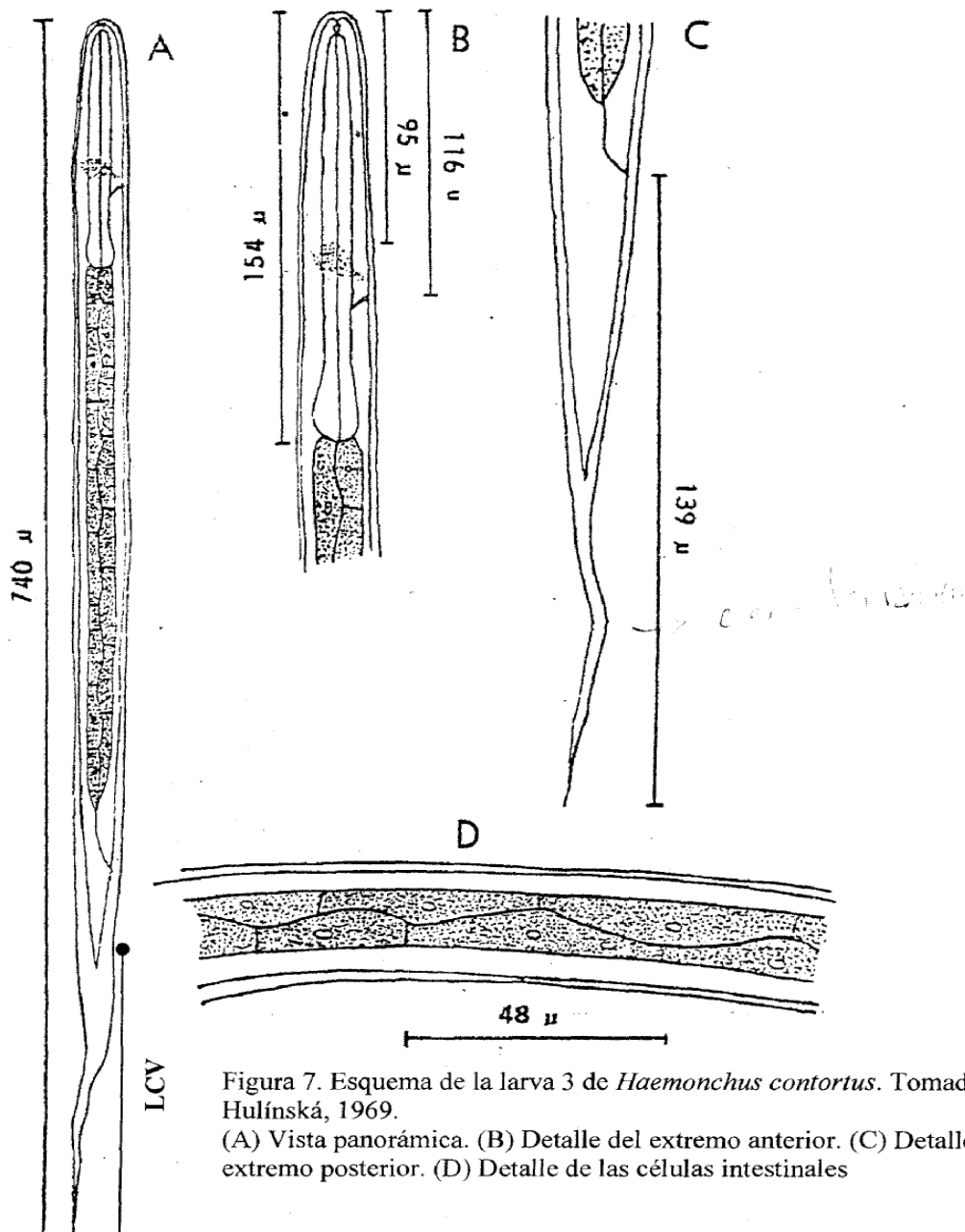


Figura 7. Esquema de la larva 3 de *Haemonchus contortus*. Tomada de Hulínská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior. (D) Detalle de las células intestinales

6. *Mecistocirrus digitatus*.

Larva de tamaño medio y cola de la vaina mediana. En el extremo anterior posee dos estructuras oscuras de forma arriñonada. Tiene 16 células intestinales de forma pentagonal con un gran núcleo. La cola de la larva termina redondeada.

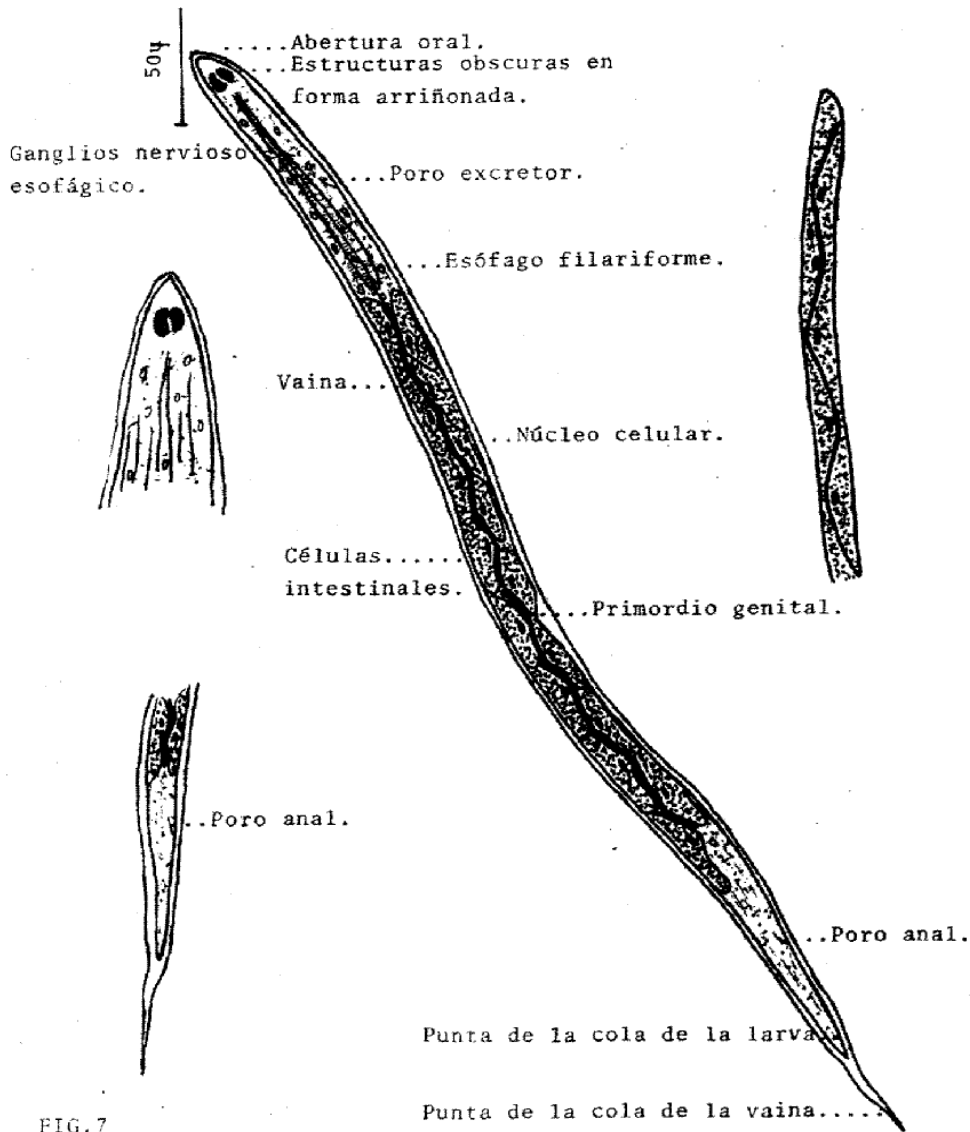


FIG. 7  
 (E. Liébano, 1990).

Figura 8. Esquema de la larva 3 de *Mecistocirrus digitatus*. (Tomada de Liébano, 1990)

7. *Ostertagia/Teladorsagia* spp.

Larva delgada de tamaño medio y cola de la vaina mediana. Las células intestinales (16) son triangulares. En el extremo anterior es cuadrado y tiene un ligero estrechamiento que le da el aspecto de poseer un tapón (ver cuadro). La cola de la vaina es alargada, y con una desviación característica. La longitud de la cola de la vaina (LCV) en *O. ostertagi* es de 45 a 83 $\mu$ .

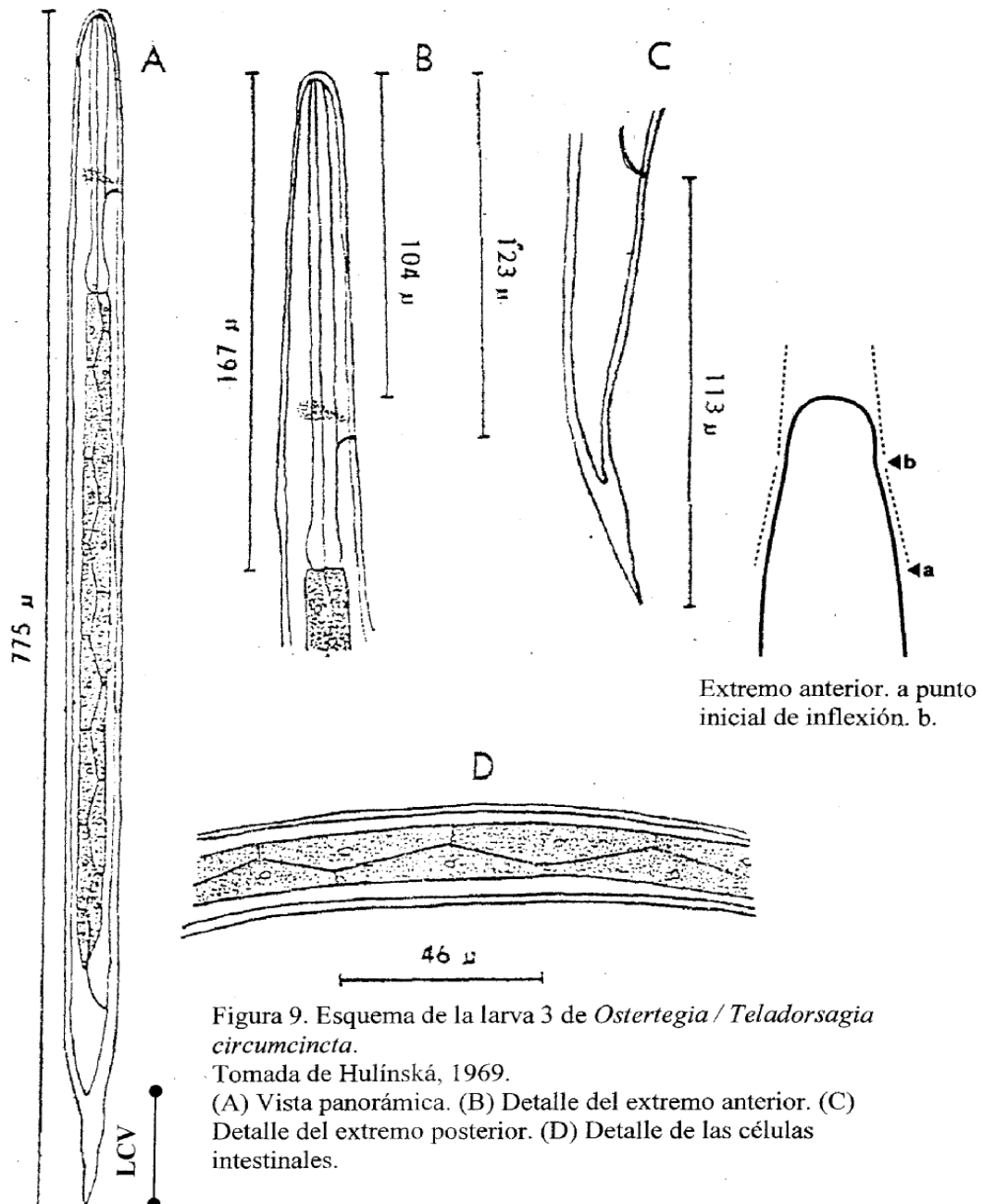


Figura 9. Esquema de la larva 3 de *Ostertagia / Teladorsagia circumcincta*.

Tomada de Hulinská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior. (D) Detalle de las células intestinales.

8. *Oesophagostomum* spp.

Larva grande, la vaina es gruesa y floja, con ondulaciones. Puede tener 16, 24 o 32 células intestinales dependiendo de la especie. La cola de la larva es cónica. La cola de la vaina se va adelgazando hasta terminar en un filamento largo. La longitud de la cola de la vaina (LCV) es de 120 a 207 $\mu$ .

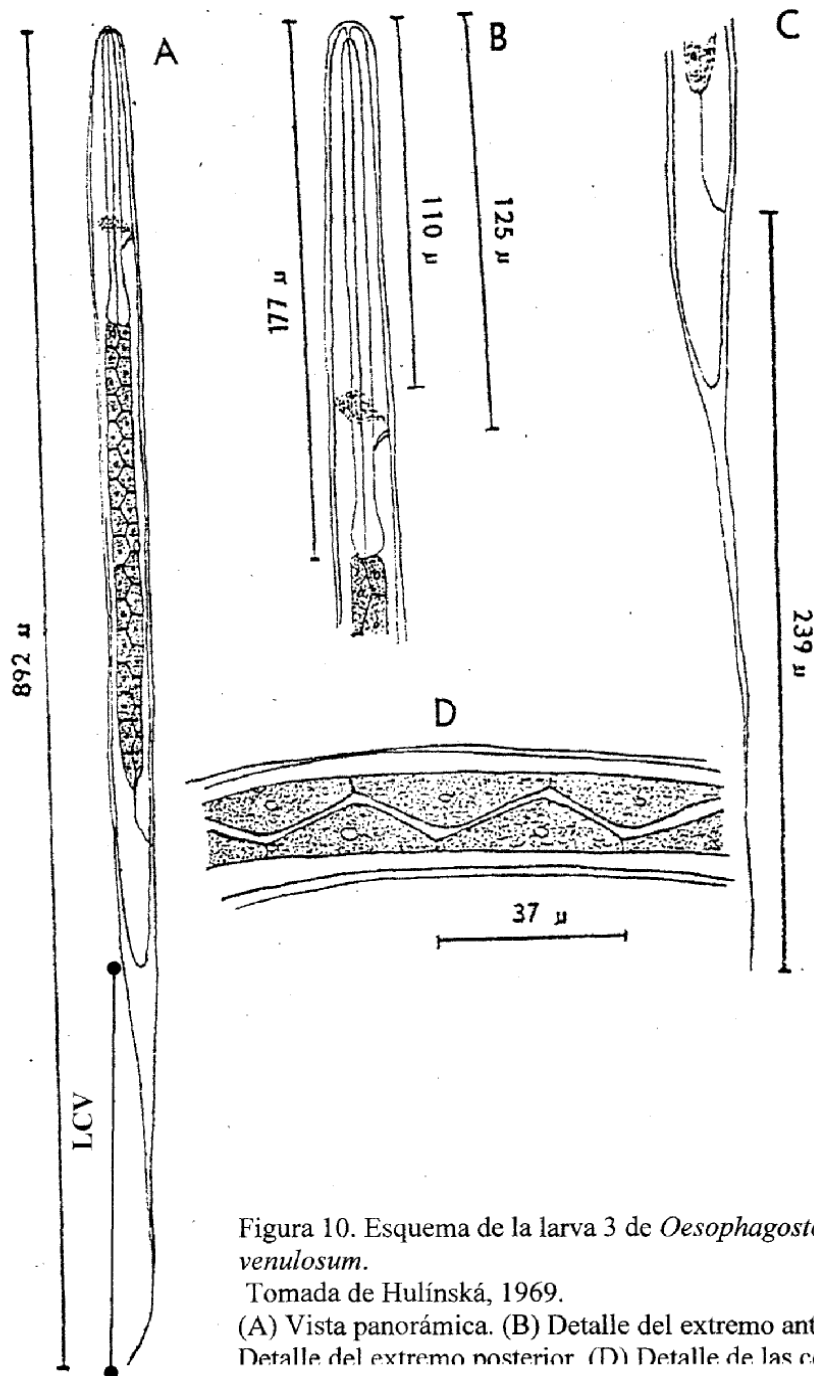


Figura 10. Esquema de la larva 3 de *Oesophagostomum venulosum*.

Tomada de Hulínská, 1969.

(A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior. (D) Detalle de las células

9. *Chabertia ovina*.

Larva con la cola de la vaina largo. Tiene 32 células intestinales de forma rectangular. La punta de la cola es roma. La cola de la vaina se va adelgazando hasta terminar en un filamento largo. La longitud de la cola de la vaina (LCV) es de 110 a 115 $\mu$ .

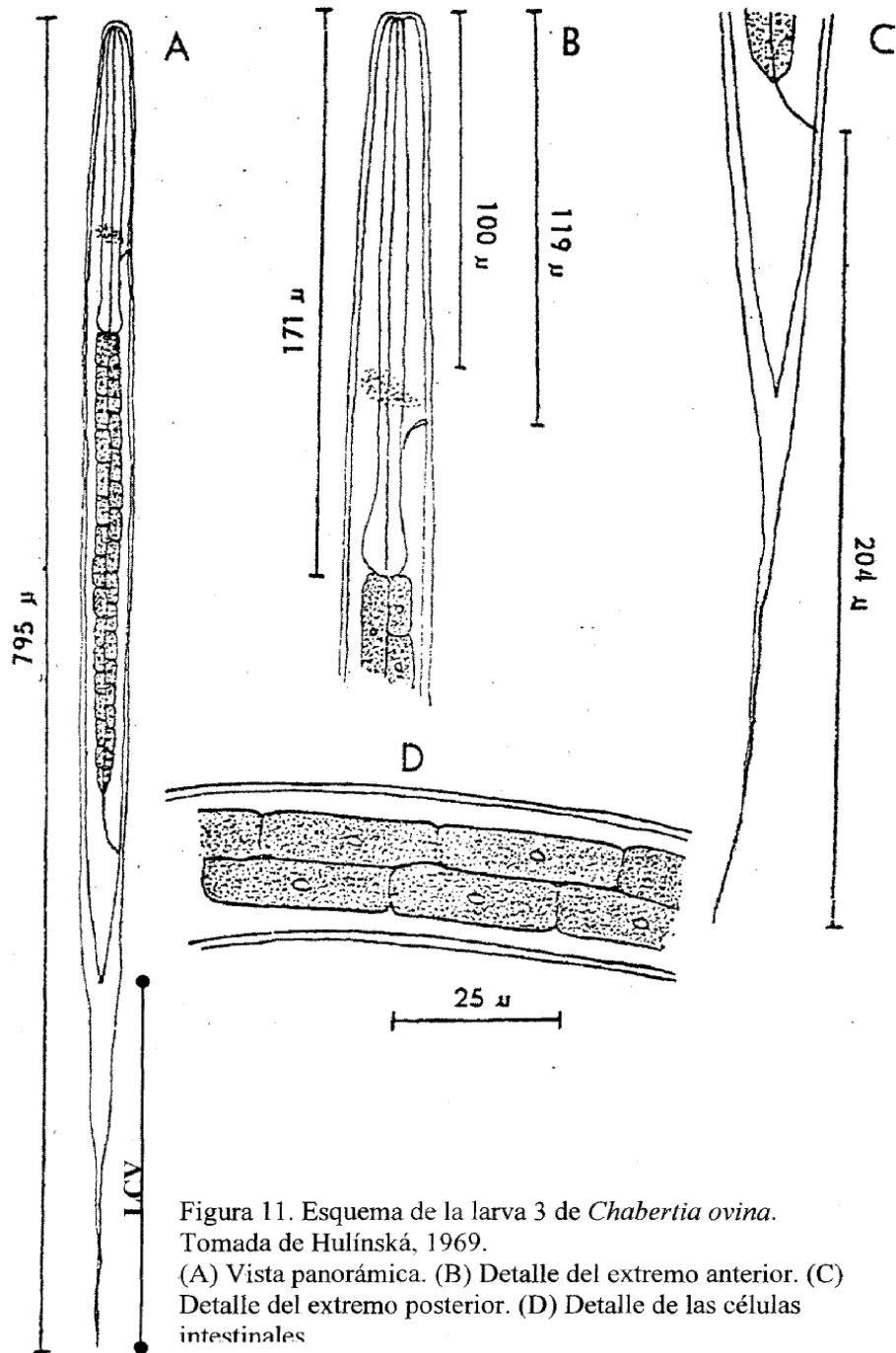


Figura 11. Esquema de la larva 3 de *Chabertia ovina*. Tomada de Hulínská, 1969. (A) Vista panorámica. (B) Detalle del extremo anterior. (C) Detalle del extremo posterior. (D) Detalle de las células intestinales

10. *Nematodirus* spp.

Las larvas son grandes, la cola de la vaina es larga y filamentosa. Tiene 8 grandes células intestinales bien delimitadas. Por la punta de la cola se puede distinguir la especie. La longitud de la cola de la vaina (LCV) en *N. helvetianus* de 200 a 238 $\mu$ , en *N. battus* de 165 $\mu$ , y en *Nematodirus* spp. de 215 $\mu$ .

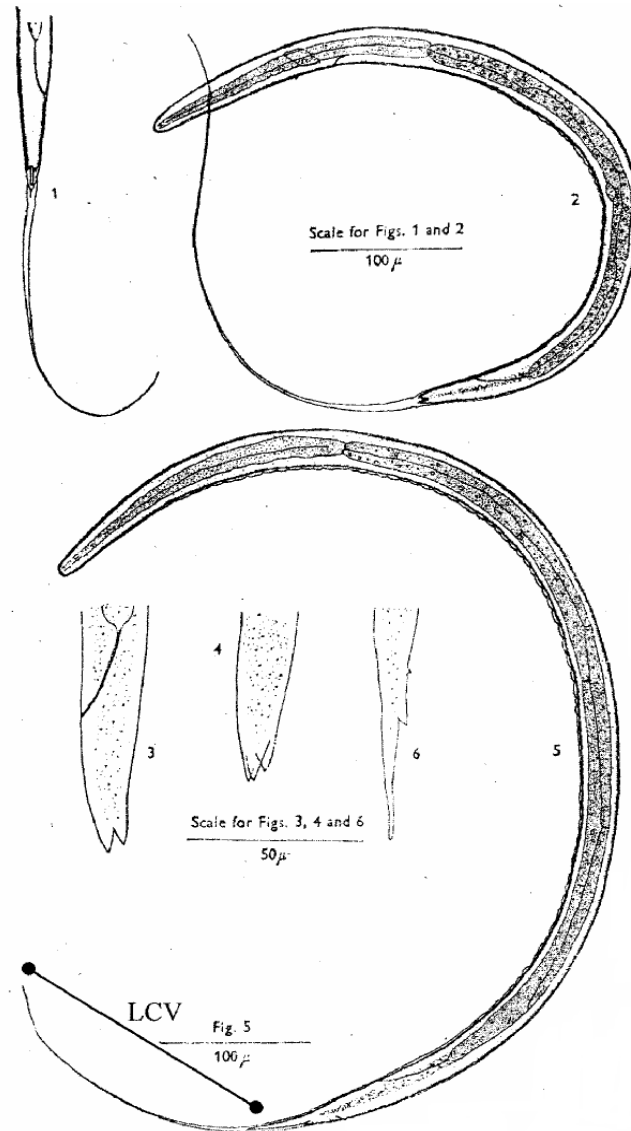
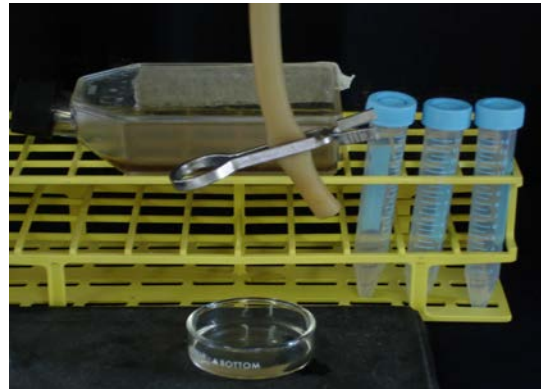
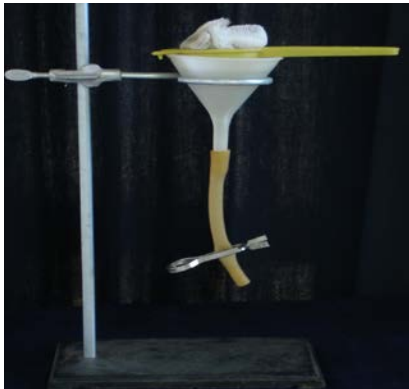


Figura 12. *Nematodirus* spp. 1 Extremo posterior de *Nematodirusa spathiger*. 2 Larva de *N. filicollis*. 3 Vista lateral del extremo posterior de la larva desenvainada de *N. filicollis*. 4 Vista ventro-lateral de la larva desenvainada de *N. filicollis*. 5 Larva de *N. battus*. 6 Vista lateral de la larva de *N. battus* Tomado de Thomas, 1955.

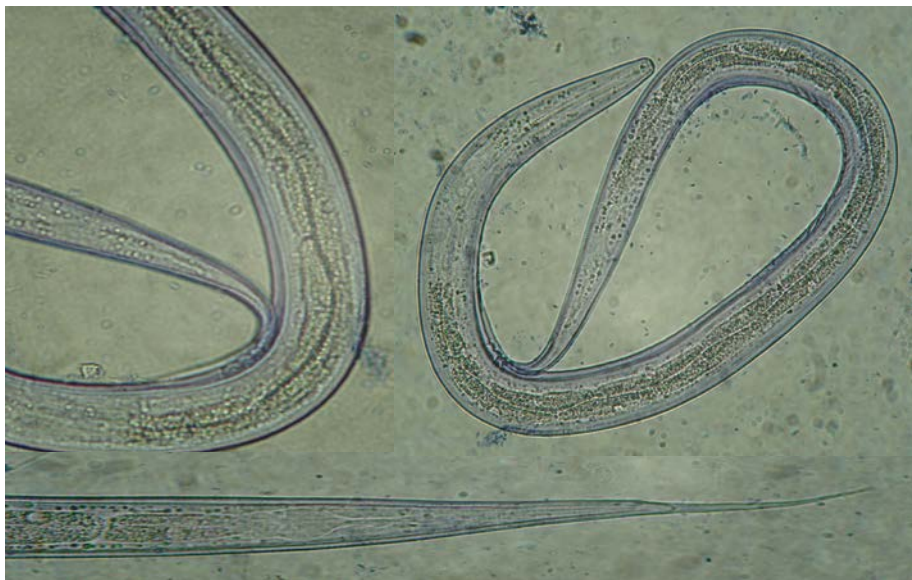
### XIII.- ANEXO 2.- Fotografías de larvas (L3)

**Imagen 1.-** Cultivo y obtención de larvas



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 2.** Generalidades de las larvas (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 3.-** Larva de *Strongiloides spp.* (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 4.-** Larva de *Bunostomum spp.* (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 5.-** Larva de *Trichostrongylus* spp (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 6.-** Larva de *Cooperia* spp. (L3)



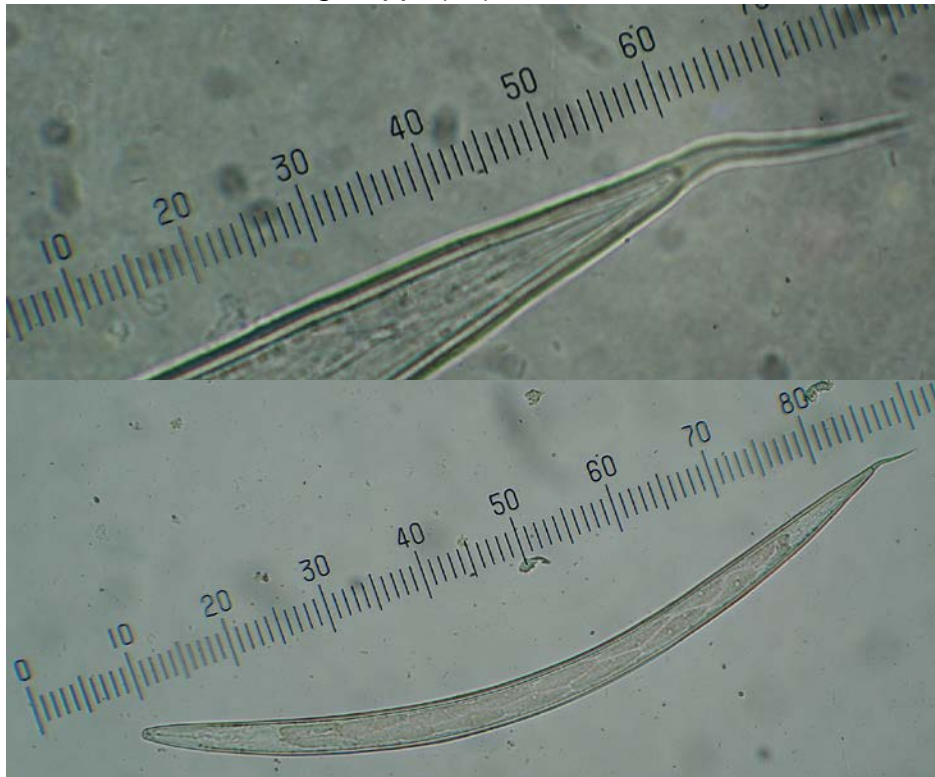
**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 7.-** Larva de *Haemonchus* spp. (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 8.-** Larva de *Ostertagia* spp. (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP

**Imagen 9.-** Larva de *Oesofagostmum* spp. (L3)



**Fuente:** Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la FMVZ-BUAP