

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO  
NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



**DETERMINACIÓN DE *HAEMONCHUS CONTORTUS* EN MUESTRAS DE MATERIA  
FECAL DE OVINOS DEL MUNICIPIO DE ACAMBAY, ESTADO DE MÉXICO**

**TESIS**

POR

**JOSÉ LUIS MARTÍNEZ SANTIAGO**

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

TORREÓN, COAHUILA, MEXICO.

JUNIO DEL 2014.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
“ANTONIO NARRO”  
UNIDAD LAGUNA  
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL**



**DETERMINACIÓN DE *HAEMONCHUS CONTORTUS* EN MUESTRAS DE MATERIA  
FECAL DE OVINOS DEL MUNICIPIO DE ACAMBAY, ESTADO DE MÉXICO**

**TESIS POR**

**JOSÉ LUIS MARTÍNEZ SANTIAGO**

Elaborado bajo la supervisión del comité particular de asesoría:

**ASESOR PRINCIPAL:**

**ING. MARTÍN CASTILLO RAMÍREZ**

**ASESORES:**

**MVZ. JESÚS ALFONSO AMAYA GONZÁLES**

**MVZ. RODRIGO ISIDRO SIMÓN ALONSO**

**MVZ. J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ**

**TORREON, COAHUILA, MEXICO.**

**JUNIO 2014.**

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA  
"ANTONIO NARRO"  
UNIDAD LAGUNA  
DIVISION REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



DETERMINACIÓN DE *HAEMONCHUS CONTORTUS* EN MUESTRAS DE MATERIA  
FECAL DE OVINOS DEL MUNICIPIO DE ACAMBAY, ESTADO DE MÉXICO

POR

JOSÉ LUIS MARTÍNEZ SANTIAGO

ASESOR PRINCIPAL

ING. MARTÍN CASTILLO RAMÍREZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



M.C.V RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ

Coordinación de la División  
Regional de Ciencia Animal

TORREON, COAHUILA, MEXICO, JUNIO 2014.

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA  
"ANTONIO NARRO"  
UNIDAD LAGUNA  
DIVISION REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



DETERMINACIÓN DE HAEMONCHUS CONTORTUS EN MUESTRAS DE MATERIA  
FECAL DE OVINOS DEL MUNICIPIO DE ACAMBAY, ESTADO DE MÉXICO

TESIS POR

**JOSÉ LUIS MARTÍNEZ SANTIAGO**

Elaborado bajo la supervisión del comité particular de asesoría y aprobada como requisito  
para optar por el título de:

**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

JURADO

**ING. MARTÍN CASTILLO RAMÍREZ**  
PRESIDENTE

**MVZ. JESÚS ALFONSO AMAYA GONZÁLEZ**  
VOCAL

**MVZ. RODRIGO ISIDRO SIMÓN ALONSO**  
VOCAL

**M.V.Z J. GUADALUPE RODRÍGUEZ MARTÍNEZ**  
VOCAL SUPLENTE

**M.C.V RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ**  
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

Coordinación de la División  
Regional de Ciencia Animal



TORREON, COAHUILA, MEXICO. JUNIO 2014.

## *AGRADECIMIENTOS*

*A mis padres Santiago Martínez Jiménez y Ángela Santiago de la cruz, por todo el apoyo incondicional que me brindaron durante toda la carrera ya que hubo ocasiones en las que estuvieron muy forzados y con todo y eso siempre salimos adelante y nunca me dejaron de apoyar es por lo que he concluido con mi carrera satisfactoria mente dándoles la satisfacción de verme con mi título ya que es la herencia más hermosa que me han dado los quiero mucho y gracias por darme la vida siempre cuidare de ustedes papás.*

*A mis hermanos Ivon, Marco Antonio y María de los Ángeles Martínez Santiago, que siempre me dieron su apoyo y muchas alegrías los quiero mucho.*

*A mis tías Catalina y Cresencia Santiago de la Cruz, ´gracias a ellas he concluido con mis estudios, nunca me dejaron de apoyar en todo tiempo no importo si eran buenos o malos tiempos siempre estuvieron presentes incondicional mente brindándome todo.*

*A mis abuelitos Arcadio Santiago y Clara de la Cruz, por esos momentos de consejos que siempre me dieron y todo el apoyo que me brindaron muchas gracias.*

*A mis maestros que siempre que estuvimos en las aulas nos brindaban todos los conocimientos posibles y además el apoyo y los consejos en cada clase que incursábamos.*

*A mi universidad autónoma agraria Antonio narro UL por el recibimiento en sus instalaciones y todo lo que me brindo durante los 5 años de mi carrera.*

## ÍNDICE

ÍNDICE DE FIGURAS .....	IV
ÍNDICE DE TABLAS .....	V
ÍNDICE DE GRAFICAS .....	VI
1.- INTRODUCCIÓN.....	1
2.- JUSTIFICACIÓN .....	3
3.- OBJETIVOS.....	4
3.1.- Objetivo general.....	4
3.2.-Objetivos específicos .....	4
4.-HIPÓTESIS.....	5
5.- MARCO TEORICO.....	6
5.1.- ANATOMÍA DE <i>HAEMONCHUS CONTORTUS</i> .....	6
5.2.- CICLO BIOLÓGICO.....	8
5.3.- EPIDEMIOLOGIA .....	10
5.4.- RESISTENCIA DEL HOSPEDADOR.....	12
5.5.- PATOGENIA .....	14
5.6.- SIGNOS CLÍNICOS .....	16
5.7.- LESIONES .....	18
5.8.- DIAGNOSTICO .....	19
5.8.1.- DATOS CLÍNICOS Y ANAMNESIS .....	19
5.8.2.- ANÁLISIS DE LABORATORIO .....	19
5.8.2.1.- RECOLECCIÓN DE LAS HECES (MATERIA FECAL) .....	19
5.8.2.2.- CANTIDAD DE HECES A RECOLECTAR.....	20
5.8.2.3.- CONSERVACIÓN DE LAS HECES .....	20
5.8.2.4.- ENVIÓ DE MUESTRAS DE HECES AL LABORATORIO .....	21
5.8.2.5.- MÉTODOS DE CONCENTRACIÓN O DE ENRIQUECIMIENTO PARA OBSERVAR LAS MUESTRAS DE HECES .....	21
6.- TRATAMIENTOS.....	21
6.1.- ANTIHELMÍNTICOS .....	23
6.2.- BENZIMIDAZOLES Y PROBENZIMIDAZOLES.....	23
6.3.- IMIDAZOTIAZOLES.....	23
6.4.- LACTONAS MACROCICLICAS .....	24
7.- PROFILAXIS Y CONTROL .....	25
7.1.- MANEJO DE PASTOREO.....	26

7.2.- DESPARASITACIÓN SELECTIVA POR LA TÉCNICA “FAMACHA” .....	27
7.3.- HONGOS CON ACTIVIDAD HEMATÓFAGA .....	28
8.- MATERIALES Y MÉTODOS .....	29
8.1.- DESCRIPCIÓN GEOGRÁFICA DE LA ZONA DE ESTUDIO: .....	29
8.3.- DIAGNOSTICO .....	29
8.4.- PREPARACIÓN DE SOLUCION GLUCOSADA.....	30
8.5.- MATERIAL.....	30
8.6.- MÉTODO .....	31
9.- RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	32
10.- DISCUSIÓN.....	35
11.- CONCLUSIONES .....	36
BIBLIOGRAFÍA CITADA.....	37

## ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1.- Morfología general de nematodos en forma adulta de hembras y machos</i> -----	7
Figura 2.- Ciclo biológico de <i>Haemonchus Contortus</i> , en ovinos -----	9
Figura 3.- Escala gráfica de la coloración de la conjuntiva del ojo, método FAMACHA -----	28

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.- Dosis recomendadas para los diferentes antiparasitarios más utilizadas en ovinos -----	24
Tabla 2.- Carga parasitaria en ovinos de diferentes comunidades del municipio de acambay estado de México. -----	32

## ÍNDICE DE GRAFICAS

Grafica 1.- en esta grafica se observan los resultados obtenidos de las 300 muestras analizadas, de 30 hatos diferentes, en donde se obtuvo que el parasito que más tiene presencia en el municipio de acambay estado de México es *H. Contortus*. ----- 33

Grafica 2.- En esta grafica se muestra en qué fase está presente *H. contortus* al momento de tomar la muestra. Se ve claramente que las larvas (L-III) son las que están presentes en los ovinos. ----- 34

Grafica 3.- En esta grafica se observa que *H. contortus* es el parasito que resulto con el porcentaje más alto con el 74% esto quiere decir que está presente en todos los hatos prácticamente. ----- 34

## RESUMEN

Las parasitosis por nematodos gastrointestinales ocupan uno de los primeros lugares dentro de las causas que ocasionan efectos negativos en la producción pecuaria. Las condiciones ambientales, tales como precipitación pluvial, temperatura, humedad y el viento, aunado a un sistema de producción en praderas, la reproducción de estos parásitos adquieren mayor relevancia. El objetivo de este trabajo fue determinar la presencia del parásito gastrointestinal *Haemonchus contortus* en heces de ovinos en condiciones de pastoreo en las comunidades del Municipio de Acambay Estado de México.

Para determinar la presencia de parásitos gastrointestinales en el ganado ovino de las diferentes comunidades del Municipio de Acambay Estado de México se tomaron 300 muestras de estiércol fresco del ganado ovino de 30 hatos de diferentes propietarios.

Se remitieron al laboratorio de parasitología en el departamento de Ciencias Médico Veterinarias, ubicado en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro UL, ubicada en la ciudad de Torreón Coahuila.

Se observó la presencia del parásito gastrointestinal *H. contortus* por medio de la técnica de flotación con solución glucosada, los resultados obtenidos fue la presencia de un 62% del parásito *Haemonchus contortus*.

**Palabras clave:** *Haemonchus Contortus*, parásito, ganado ovino, nematodos, técnica de flotación.

## 1.- INTRODUCCIÓN

Desde hace millones de años los animales y las plantas han competido por alimento y por espacio, los parásitos han invadido a todos esos organismos a estos se les llama huéspedes u hospederos y proporcionan al parásito alimento y protección (Quiroz, 2012).

México cuenta con grandes áreas geoecológicas que presentan condiciones favorables para la proliferación de parásitos por lo que las enfermedades parasitarias afectan la productividad de los ovinos en pastoreo y son consideradas como uno de los principales problemas que enfrenta esta especie en todo el mundo (Vázquez, 2004).

Las parasitosis afectan con mayor frecuencia a animales jóvenes en desarrollo, provocando baja ganancia de peso y retraso en el crecimiento en el Municipio de Acambay Estado de México (González, 2011).

Los animales se debilitan y son susceptibles a contraer enfermedades secundarias que incluso les ocasionan la muerte en casos extremos el cual constituye a nivel mundial una de las limitantes de primer orden para el desarrollo exitoso de una explotación ovina (Arece, 2003).

El parásito tiene un papel importante en la regulación de las poblaciones de huéspedes ya que algunas veces disminuye la reproducción y a otros los llega a matar. Los parásitos se adaptan a diferentes hábitats del huésped; es decir piel y tejido subcutáneo, cavidades, músculo y sangre (Quiroz, 2012).

En la práctica de campo se realiza la administración de antiparasitarios como una rutina sin control adecuado ni ningún criterio técnico, lo cual es la causa principal del aumento de la resistencia de los parásitos a los tratamientos

ocasionando grandes pérdidas económicas a los productores y de igual forma disminuye el rendimiento de las diferentes explotaciones que se tienen (Mamani, 2009).

## **2.- JUSTIFICACIÓN**

El municipio de Acambay Estado de México se caracteriza por tener una cantidad considerable de ovinos de diferentes razas entre ellas sulfort, hampshire y criollas.

El presente trabajo nos mostrara que parásitos gastrointestinales están presentes con mayor frecuencia en los animales de las diferentes comunidades del Municipio de Acambay ya que se desconoce esta información de parasitosis en los ovinos de la región.

La falta de información de los parásitos gastrointestinales en animales de la región ha ocasionado pérdidas económicas al utilizar cualquier antiparasitario el cual ya algunos parásitos ya son resistentes.

### **3.- OBJETIVOS**

#### **3.1.- Objetivo general**

Determinar la carga parasitaria de parásitosgastrointestinales presentes en heces de ovinos bajo un sistema extensivo (pastoreo) en diferentes comunidades del Municipio de Acambay Estado de México.

#### **3.2.-Objetivos específicos**

Demostrar a los ganaderos que el parasito gastrointestinal *Haemonchus contortuses* el que más les causa pérdidas económicas basándonos en los resultados que se obtengan.

Determinar si *Haemonchus contortuses* el parasito con más prevalencia en el ganado ovino de las diferentes comunidades del Municipio de Acambay Estado de México.

#### 4.-HIPÓTESIS

¿Sera *Haemonchus contortus* el parasito que cause la mayoría de las pérdidas en el crecimiento y desarrollo de los ovinos del Municipio de Acambay Estado de México, causando pérdidas económicas para los ganaderos?

## 5.- MARCO TEORICO

*Haemonchus Contortus* se localiza en el abomaso e intestino delgado de los rumiantes (ovinos, bovino, caprinos, etc.), clínicamente se caracteriza por un síndrome de mala digestión y anemia, la enfermedad se presenta con mayor intensidad en animales jóvenes. La transmisión se realiza por la ingestión de pasturas con larvas, hay estados de hipobiosis y auto curación, por lo general son de curso subagudo o crónico y tienen gran importancia económica debido a que disminuyen la producción (Quiroz, 2012).

Los nematodos incluyen el grupo más numeroso de parásitos de los animales domésticos y del hombre, su cuerpo es silindroide no segmentado con un tracto intestinal y una cavidad. Son de forma redonda en sección transversa y están cubiertos por una cutícula más o menos resistente a la digestión intestinal, (Campillo, 2001).

### 5.1.- ANATOMÍA DE *HAEMONCHUS CONTORTUS*

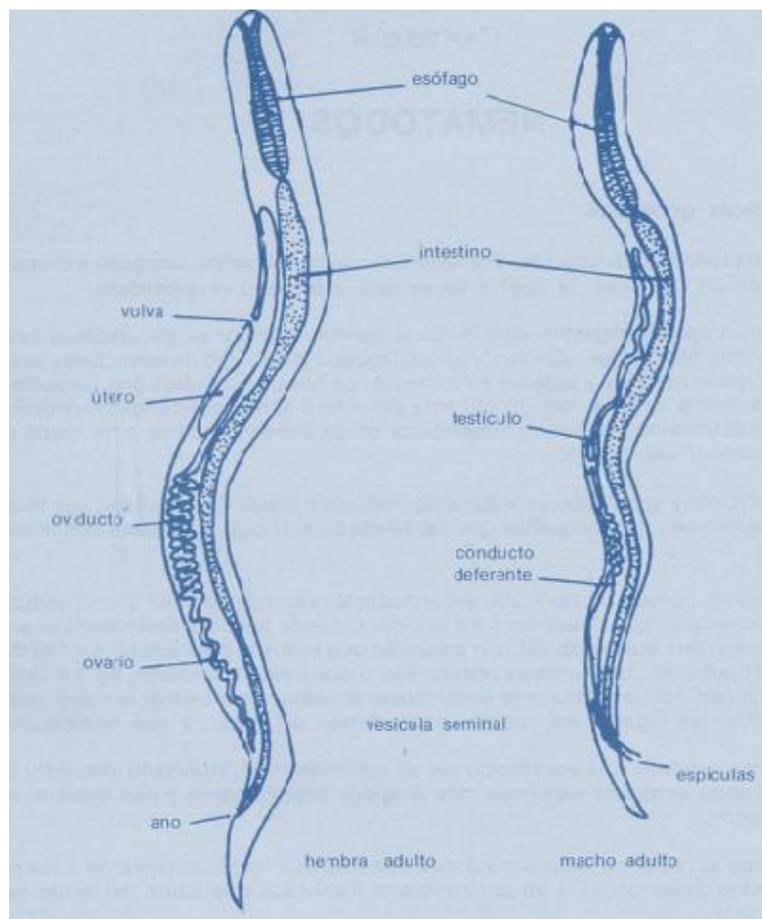
El macho mide de 13 a 20 mm x 300 a 400  $\mu$ . El esófago relativamente corto, mide 1.000 a 1.300  $\mu$ . Las papilas cervicales se encuentran en la primera cuarta parte del esófago, (figura 1). La cutícula posee alrededor de cuarenta estrías longitudinales (Campillo, 2001).

El lóbulo dorsal lingüiforme, asimétrico, del lado izquierdo. El rayo dorsal tiene la forma de la letra "Y" terminando cada rama bifurcada. Este rayo surge del tronco común con el rayo dorsal externo izquierdo (Bowman, 2004). Las espículas relativamente cortas miden de 370 a 450  $\mu$  y antes de su terminación con un pequeño proceso hialino, poseen una protuberancia en forma de ganchito. El ganchito de la espícula derecha está de 21 a 40  $\mu$  y el de la

izquierda de 41 a 46  $\mu$  de la punta terminal. El gubernáculo, bien quitinizado de 200 x 25  $\mu$  (Campillo, 2001).

La hembra mide de 18 a 32 mm x 500  $\mu$ . El útero de color blanco opalino está enrollado alrededor del intestino, que tiene color rojo por la sangre ingerida (de ahí el nombre de Contortus). La vulva se encuentra de 3 a 4,5 mm de la extremidad caudal; comúnmente es cubierta por una prolongación cuticular lingüiforme de hasta 500  $\mu$  de largo (Quiroz, 2012).

Esta puede faltar, o en lugar de ella alguna protuberancia cuticular transparente alrededor de la abertura vulvar. La cola es alargada (Valcárcel, 2010).



*Figura 1.- Morfología general de nematodos en forma adulta de hembras y machos(Campillo, 2001).*

## 5.2.- CICLO BIOLÓGICO

El ciclo biológico de *Haemonchus contortus* es directo. Los animales parasitados excretan junto con las heces huevos prácticamente indiferenciables, de forma ovoide, incoloros. Su tamaño oscila entre 70-100  $\mu\text{m}$  de longitud por 40-60  $\mu\text{m}$  de anchura, salen con las heces en forma de blástula con un número variable de blastómeros 16-32 (Quiroz, 2012).

La excreción de huevos es variable y depende del hospedador (edad, estado inmunitario, consistencia fecal) y del parasito (prolificidad de las hembras) *Haemonchus* es muy prolífico ya que en un solo día puede excretar de 5,000 a 10,000 huevos (Gallego, 2006).

Una vez eliminados con las heces y si las condiciones son adecuadas, en el interior del huevo se desarrollan las L-I, que eclosionan en la masa fecal, mudan dos veces pasando a L-II y a L-III, que ya son infectantes, retienen la cutícula en la fase anterior y emigran a la hierba donde permanecen hasta ser ingeridas por un hospedador (Campillo, 2001).

Cuando hay circunstancias óptimas se forman L-III en 15 días, aunque en condiciones naturales puede alargarse hasta 5-7 meses. La infección de los animales se realiza por la ingestión de L-III con la hierba (Rodríguez, 2001).

Una vez ingerido el pasto con la larva tarda 30 minutos aproximadamente después las larvas pierden la vaina en el aparato digestivo del animal, una vez dentro del hospedador el parasito recibe un estímulo y hace que la larva segregue un fluido de muda que actúa sobre la cutícula provocando su ruptura, con lo que la larva ayudada de sus movimientos pueda salir (Campillo, 2001).

Las larvas desenvainadas penetran en la mucosa fúndica, una vez en la mucosa las larvas mudan otra vez y pasan a L-IV en el interior de las glándulas (Arece, 2003).

Después de la última muda, se transforman en L-V o preadultos que maduran sexualmente y pasan a adultos. Tras la copula las hembras comienzan a poner huevos cerrándose el ciclo (figura 2). En determinadas circunstancias, el desarrollo larvario en el hospedador se detiene durante cuatro o cinco meses, en *Haemonchus* es inmediatamente después de formadas las L-IV (Campillo, 2001).

### ***Haemonchus* - Ciclo de vida**

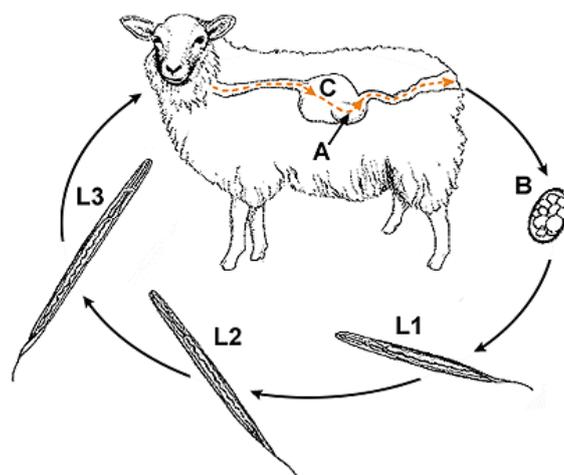


Figura 2.- Ciclo biológico de *HaemonchusContortus*, en ovinos (Quiroz, 2012).

El fenómeno denominado hipobiosis o inhibición larvaria, tiene lugar cuando las condiciones ambientales son adversas (meses fríos, meses calurosos). La capacidad de inhibición del desarrollo es un carácter heredable, por lo que hay una adaptación del parásito a la resistencia del hospedador a factores ambientales adversos o ambos a la vez (Rojas, 2012), también influye la edad del hospedador, al igual que la exposición del mismo. Cuando hay

ausencia de hipobiosis larvaria la duración de la prepatencia es de 20 días para *Haemonchus contortus* (Guzmán, 2010).

### 5.3.- EPIDEMIOLOGIA

Uno de los factores más importantes de la epidemiología de las parasitosis con *Haemonchus spp*, es la elevación periparto ya que es una importante fuente de contaminación de los animales (Rodríguez, 2001).

En el exterior la supervivencia de los parásitos dependen de 2 grandes factores la temperatura y la humedad, las bajas temperaturas retrasan el desarrollo y producen una mortalidad más elevada (Morales, 1987).

Para *Haemonchus contortus* las temperaturas críticas y las que hacen que se detenga el ciclo es por debajo de los 12 ° C a medida que la temperatura aumenta hace que también aumente la velocidad del desarrollo hasta alcanzar lo normal alrededor de los 26-27 ° C y en efecto por encima de estas temperaturas la mortalidad es más elevada (Campillo, 2001).

Otro factor limitante es la humedad; las larvas son capaces de desarrollarse en pequeño número si la humedad relativa oscila entre 70 y 100%. Una vez desarrolladas las L-III, en el interior de las heces su emigración se produce si hay suficiente intensidad de luz y humedad (Campillo, 2001).

Por tanto, el número máximo de larvas se encuentran en la hierba en las primeras horas de la mañana y al fin de la tarde, cuando la temperatura, humedad e intensidad lumínica son más favorables (Hernández, 2007).

La disponibilidad de las larvas infectantes fluctúa estacionalmente al depender tanto el desarrollo como la supervivencia (Levine, 1983), un

ejemplo, en muchas zonas es difícil que haya desarrollo en el invierno, en primavera y otoño es lento y durante el verano suele ser bastante rápido, si hay suficiente humedad (Campillo, 2001).

Las fuentes de contaminación son múltiples: L-II desarrollada de huevos eliminados por los adultos especialmente en la primavera procedentes de la desinhibición sincrónica de las larvas hipobióticas y aumento periparto y comienzo del verano, si la humedad es alta; y L-III que han sobrevivido el invierno (Serrano, 2010).

La temperatura afecta las actividades de los nematodos, como es la ovoposición, reproducción, movimiento, desarrollo y supervivencia y también afecta al hospedero. Para *Haemonchus contortus* las temperaturas críticas y las que hacen que se detenga el ciclo es por debajo de los 12 ° C a medida que la temperatura aumenta hace que también aumente la velocidad del desarrollo hasta alcanzar lo normal alrededor de los 26-27 ° C y en efecto por encima de estas temperaturas la mortalidad es más elevada esto lo demostró (Campillo, 2001).

El modelo epidemiológico en el país en condiciones de secado está condicionado por la falta de humedad. Hay un incremento del número de larvas en la hierba entre Octubre y Febrero según las diferentes regiones que hay en el país y un descenso posterior en Marzo-Abril, desapareciendo entre Junio y Septiembre (SEMARNAT, 2012).

En áreas de regadíos, el modelo se caracteriza por tres máximos de larvas, el primero se extiende hasta abril y procede de los huevos eliminados

por los animales durante el pastoreo del otoño anterior. El segundo es de Mayo a Junio y esta originado por el desarrollo de los huevos de la elevación periparto de marzo. El ultimo abarca de Octubre a Diciembre y se debe a los huevos eliminados al final del verano (Ordaz, 2005).

En algunos estudios se han observado que en la temporada primavera y verano el número de L-III/kg de hierba de *H. Contortus* es moderado (menos de 500), en los meses de otoño, muy elevado (15000-40000 L-III/kg de hierba) y en el invierno, entre moderado y alto (500-1000 L-III/kg de hierba) (Morales, 1987).

#### **5.4.- RESISTENCIA DEL HOSPEDADOR**

La resistencia del hospedador a infecciones para evitar cargas parasitarias elevadas las podemos explicar en cuatro puntos importantes:

1.- Resistencia al establecimiento de los vermes o eliminación de los mismos, diferenciando entre la resistencia adquirida con la edad (Campillo, 2001). Hay un tipo de mecanismo de regulación hacia la resistencia del hospedador con respecto a las infecciones; la carga parasitaria se encuentra reglada por la corta vida media de los parásitos relacionada con el número de larvas ingeridas (Díaz, 2009).

2.-Disminución en la prolificidad de las hembras; en animales resistentes las hembras parásitos tienen menor número de huevos y menor desarrollo (Campillo, 2001).

3.-Auto curación; ocurre cuando existe un drástico descenso en la excreción fecal de huevos en animales expuestos a infecciones por *H.*

*contortus* debido a la expulsión masiva de adultos (Campillo, 2001). Depende de una relación de hipersensibilidad de la mucosa gástrica al estímulo de nuevas larvas (Morales, 2002).

4.-Inhibición del desarrollo larvario:los factores ambientales son determinantes en la inhibición del desarrollo, además de causas climáticas, también encontramos una respuesta del hospedador frente a la ingestión de larvas, provocando un alargamiento en el tiempo de desarrollo endógeno (Campillo, 2001).

En la respuesta inmunitaria están involucrados tanto componentes específicos (respuesta celular y humoral), como inespecíficos (respuesta inflamatoria). La inmunidad frente a los nematodos gastrointestinales depende directamente de la respuesta celular de los linfocitos T la cual incluye importantes alteraciones inflamatorias de la mucosa (Abbas, 2004).

También se ve facilitada por la presencia de anticuerpos específicos frente a los parásitos. Hay otras características de la respuesta inmunitaria como la especificidad inmunológica y la memoria inmunológica (Campillo, 2001).

La respuesta humoral de anticuerpos en primo infecciones es mayor en animales adultos que en animales jóvenes (al nacimiento no existe respuesta linfocitaria en rumiantes, esta se desarrolla en los primeros 5 meses de vida). La respuesta inmunitaria frente a larvas infectantes evita su asentamiento y da lugar a su eliminación a las pocas horas de ser ingeridas, relacionada con la presencia de las inmunoglobulinas (IgA), histamina y leucotrienos en el mucus (Abbas, 2004).

La acción frente a las L-IV conlleva a su eliminación, en cuanto a los adultos las respuestas inmunitarias eficaces repercuten en la habilidad del hospedador para mantener la carga parasitaria en niveles bajos o reducir la fecundidad de las hembras (Campillo, 2001).

Las respuestas inmunitarias reflejan los procesos desencadenados tras la presentación de antígenos que incluyen:

- ➡ Función de linfocitos T: Marcadores genéticos del complejo principal de histocompatibilidad como es la terminación de alelos de clase I en los sistemas OLA (ovine leucocyte antigen) o la proliferación de linfocitos colaboradores de tipo II (Th2).
- ➡ Para la respuesta inflamatoria: se presenta la eosinofilia.
- ➡ Respuesta serológica: se miden los niveles de anticuerpos específicos (Quiroz, 2012).

## **5.5.- PATOGENIA**

La acción patógena depende principalmente de la edad de los animales y de la intensidad de la infección es al menos la suma de la acción patógena. Todas las especies que se localizan en el cuajar (abomaso) producen lesiones en las glándulas parasitadas, consecutivas a la penetración y crecimiento de las larvas en su interior, lo que origina su dilatación y una marcada protrusión sobre la superficie de la mucosa (Campillo, 2001).

Al salir las primeras larvas de la mucosa entre los 17 y 35 días de la infección se aprecian alteraciones en las glándulas circundantes a las parasitadas (Levine, 1983).

La salida del parásito produce lisis en las células epiteliales del borde superior de las glándulas, estimulando la rápida división celular y originando una marcada hiperplasia con engrosamiento de la mucosa, edema submucoso y aumento de células plasmáticas (George, 1993). Los espacios intracelulares epiteliales se encuentran dilatados y los complejos de unión entre las células desaparecen (Arece, 2003).

A partir del día 35 post infección (PI), hay un retorno a la normalidad estructural y funcional de la mucosa gástrica hacia el día 65-70 PI (Campillo, 2001). Las células de las glándulas adyacentes a las parasitadas van recuperando su estructura típica, mientras las glándulas parasitadas continúan revestidas por el epitelio cilíndrico de células mucosas (Quiroz, 2012).

Macroscópicamente la lesión que se produce es un nódulo circular abultado, de 2-3 mm de diámetro, con un orificio central, si la larva ya ha salido de su interior, en infecciones intensas esta reacción nodular da origen a la aparición de una mucosa con aspecto característico de “cuerpo repujado”. En las infecciones por *H. contortus*, los daños más graves se producen una vez que las larvas han emergido de las glándulas y se debe a la hematofagia, (Figuroa, 2000).

A los 35 días se ven claramente pequeñas úlceras con hemorragias capilares. La separación entre células da lugar a un aumento de la permeabilidad. La parasitosis del abomaso da lugar a la disminución de la

secreción de HCl, que facilita el aumento del pH gástrico y puede alcanzar valores superiores a 7. El aumento del pH repercute negativamente en la digestión proteica por que el pepsinógeno no se transforma en pepsina (Campillo, 2001).

El resultado es que el proceso digestivo se altera y se pierde el efecto bacteriostático del pH bajo, aumentando el número de bacterias y apareciendo diarreas. También aumenta la síntesis de gastrina que lleva al parejo un aumento de la contractibilidad del cuajar y del peristaltismo intestinal (Gallego, 2006).

La infección gástrica tiene más consecuencias y otra de ellas es el aumento del pepsinógeno plasmático (Gonzales, 2011), se da por las lesiones y alteraciones funcionales de la mucosa del cuajar principalmente a nivel glandular que limitan la secreción de HCl, reduciéndose la transformación del pepsinógeno en pepsina y facilitando el paso de macromoléculas como el pepsinógeno al torrente circulatorio a través de los complejos de unión entre las células endoteliales y epiteliales dañadas (Abbas, 2004).

## **5.6.- SIGNOS CLÍNICOS**

La aparición de los signos clínicos está relacionada con factores del parásito (ciclo, hábitos alimentarios, dosis infectante) y del hospedador (edad, receptibilidad, estado nutricional) (Campillo, 2001).

Entre los signos clínicos que más destacan son: una menor ganancia de peso, mal estado general, inapetencia y frecuentemente diarrea, así mismo hay cambios en la composición de la sangre como hipoalbuminemia con

disminución de la concentración de las proteínas totales y un signo característico de las infecciones con *H. Contortus* es la anemia (Serrano, 2010) la cual da lugar a la pérdida media diaria de sangre que es de 0.05-0.07 ml por parásito por día (Rodríguez, 2001).

Envase a las pérdidas productivas los efectos del parasitismo sobre la producción son, baja ganancia de peso diario, el crecimiento y la calidad de la lana (Guimaraes, 1997), las alteraciones digestivas hacen que el organismo disponga de cantidades reducidas de proteínas, utilizándolas para funciones primarias (Quiroz, 2012).

En los animales jóvenes, que pueden albergar cargas parasitarias mucho más elevadas que los adultos, hay dos formas de presentar signos clínicos los animales, aguda y crónica (Campillo, 2001).

Forma aguda: es frecuente en los animales jóvenes, consiste en una enteritis catarral con diarrea, deshidratación y ligera anemia, los corderos dejan de ganar peso pero al continuar la diarrea adelgazan rápidamente (Campillo, 2001), una característica es la aparición de los animales con los cuartos traseros manchados “diarrea negra de los corderos” (Morales, 1987).

Forma crónica: más frecuente en los adultos, se caracteriza por emanación, los animales pierden progresivamente el apetito con disminución del peso corporal hasta llegar a una atrofia de la musculatura esquelética (Campillo, 2001).

El signo predominante en las infecciones por *H. Contortus* es la anemia (Rojas, 2012). En animales jóvenes aparecen en el primer año de pastoreo

expuestos a una infección masiva, la anemia se desarrolla rápidamente, hay gastritis hemorrágica intensa y muertes (Hernández, 2007).

La Haemoncosis aguda también se presenta en animales jóvenes pero menos intensas (Guzmán, 2010), la anemia se acompaña de hipoproteinemia y edemas en zonas como la región submandibular y se produce la muerte, la cantidad de huevos fecales es alta (100000 hpg), cuando el cadáver presenta edema generalizado, anemia y entre 1000 y 10 000 vermes (Campillo, 2001).

La forma crónica es más común de considerable importancia económica, cursa con una morbilidad de 100% y baja mortalidad(Araujo, 2006), la anemia y lahipoproteinemia dependen de la capacidad eritropoyetica del animal y de sus reservas de hierro y nutricionales, el número de parásitos es bajo (100-1000), la cantidad de huevos fecales es menor de 2000 hpg, en la necropsia se observa gastritis hiperplásicay alteraciones crónicas de la médula ósea, (Campillo, 2001).

## **5.7.- LESIONES**

En la necropsia uno de los principales hallazgos es la presencia de vermes en el aparato digestivo, cifras menores a 2000 parásitos adultos se consideran infecciones ligeras, más de 10 000 son intensas y a partir de 50 000, infecciones masivas. Existen lesiones especificas limitadas al tracto digestivo, macroscópicamente son notables consecuencias de la anemia: mucosas y piel pálidas, sangre acuosa, hidrotórax, ascitis, hidropericardio, el contenido gástrico es de color pardo rojizo y se observa la presencia de vermes de la misma tonalidad, en toda la mucosa gástrica aparecen petequias, edemas y erosiones (Campillo, 2001).

## **5.8.- DIAGNOSTICO**

Se realiza en base a datos clínicos (anamnesis), historial epidemiológico y análisis de laboratorio.

### **5.8.1.- DATOS CLÍNICOS Y ANAMNESIS**

Es difícil ya que las manifestaciones más frecuentes como diarrea, falta de apetito, adelgazamiento y anemia pueden aparecer en otras enfermedades. Se debe sospechar de parasitosis cuando los animales están en sistema de pastoreo o que han sido recientemente estabulados en los que se aprecia deterioro general o anoréxicos, tienen trastornos gastrointestinales y el signo predominante que presentan los animales con *H. contortus*, la anemia es intensa sobretodo en animales jóvenes(Cardona, 2005).

### **5.8.2.- ANÁLISIS DE LABORATORIO**

El análisis de laboratorio más utilizado es el examen coprológico, el cual consiste en un análisis de la materia fecal de los animales, por lo que se deben de seguir los pasos al obtener la muestra y enviarla al laboratorio.

#### **5.8.2.1.- RECOLECCIÓN DE LAS HECES (MATERIA FECAL)**

Las heces frescas y muy especialmente aquellas que se obtienen directamente del recto de los animales, son las más recomendadas para hacerle un examen coprológico ya que no presentan elementos extraños que dificulten su interpretación (Cuellar, 2005).

De no ser así se debe recolectar aquellas heces observadas al momento de su eliminación y por última opción se puede recolectar de las heces más frescas que se encuentren en el piso las cuales se observe que no estén contaminadas con tierra u otro elemento que perjudique su interpretación (Cardona, 2005).

Para su obtención se utiliza un guante de látex, un frasco limpio o una bolsa que se pueda sellar muy bien para que evite contaminaciones, un punto muy importante es rotular cada muestra con los datos del animal.

#### **5.8.2.2.- CANTIDAD DE HECES A RECOLECTAR**

La cantidad que se recomienda para ovinos y caprinos es suficiente de 30-50 gramos, ya que al momento de procesarla se ocupa relativamente poco, se recomienda hacer la recolección en las horas de la mañana antes de darse el alimento esto con la finalidad de no obtener en la muestra mucha materia que no acaba de ingerir el animal (Cuellar, 2005).

#### **5.8.2.3.- CONSERVACIÓN DE LAS HECES**

Una muestra después de ser tomada debe de conservarse en un lugar fresco, cuando hay dificultad para realizar inmediatamente el examen coprológico en el laboratorio se recomienda que sean guardadas en refrigeración a 4°C, ya que a esta temperatura se detiene el ciclo del parásito y permite que llegue al laboratorio en buen estado y no obtener falsos positivos de un diagnóstico (Cardona, 2005).

Otro método que se puede emplear para la conservación de las muestras es agregar formol (formaldehído, aldehído fórmico o formalina), en solución al 10% en agua corriente o solución salina fisiológica, la cantidad que se recomienda es de 10-15 % de heces (Miranda, 2006).

#### **5.8.2.4.- ENVIÓ DE MUESTRAS DE HECES AL LABORATORIO**

Uno de los métodos más sencillos para la conservación y envío de muestras de heces al centro de diagnóstico es el empleo de hielo corriente especialmente si se halla muy lejos de donde fueron tomadas las muestras de esta forma las heces pueden conservarse por 24-48 horas (Cardona, 2005).

Una vez que estén las muestras muy bien selladas y rotuladas con los datos tanto del animal como del dueño se meten en una hielera la cual se pueden mezclar con aserrín de madera y el hielo así estará rodeada la muestra de una temperatura uniforme en toda la hielera.

#### **5.8.2.5.- MÉTODOS DE CONCENTRACIÓN O DE ENRIQUECIMIENTO PARA OBSERVAR LAS MUESTRAS DE HECES**

Existen varias técnicas de enriquecimiento que se utilizan con mucha frecuencia con el fin de obtener una mayor concentración del número de formas parasitarias (huevos y/o larvas) en una pequeña cantidad de la muestra. De acuerdo con dichas formas parasitarias se emplean los métodos de flotación, sedimentación y migración larvaria (Cardona, 2005).

## **6.- TRATAMIENTOS**

Los antiparasitarios nematocidas son fármacos que se utilizan contra gusanos redondos (nematodos), que por lo general se alojan en el tubo gástrico, vías respiratorias y a veces en el aparato circulatorio (campillo, 2001).

El éxito de un tratamiento antiparasitario depende de:

- Tipo de parásito y patogenicidad
- Especie animal y grado de infestación
- Alimentación y estado de salud del animal
- Tipo de explotación y personal con que se cuenta
- Equipo existente en la explotación e incluso de las costumbres de la zona
- Tipo de fármaco y presentación farmacéutica adecuada (Pérez, 2010)

Características deseables de un antiparasitario para uso veterinario

- Amplio margen terapéutico y disponibilidad de su antídoto para casos de sobredosis.
- Efecto potente y rápido
- Efecto residual bien definido y de preferencia prolongado
- Baja toxicidad
- Razón costo-beneficio favorable
- Amplio espectro parasitario

- Baja incidencia y gravedad de problemas causados por los residuos de origen animal
- Fácil administración
- Baja o nula generación de resistencia
- Escaso o nulo efecto sobre el ecosistema (Sumano, 2006)

### **6.1.- ANTIHELMÍNTICOS**

Los fármacos que se utilizan actualmente pertenecen a los grupos: benzimidazoles y probenzimidazoles; imidazotiazoles y Lactonas macrolidas (Sumano, 2006).

### **6.2.- BENZIMIDAZOLES Y PROBENZIMIDAZOLES**

Se administran por vía oral, generalmente en forma de brebaje. Se absorben rápidamente alcanzando en 2-30 horas cerca de los niveles plasmáticos más altos, los más utilizados en pequeños rumiantes son, albendazol, oxfendazol, fenbendazol y tiabendazol (Sumano, 2006).

La farmacocinética de los benzimidazoles y probenzimidazoles, inhibe la polimerización de la tubulina, a la enzima fumarato reductasa que produce la deficiencia en la generación de energía mitocondrial en forma de trifosfato de adenosina, ocasionando la muerte del parásito (Sumano, 2006).

### **6.3.- IMIDAZOTIAZOLES**

El tetramisol y levamisol son muy eficaces frente a las formas adultas de los nematodos gastrointestinales, frente a los estadios larvarios la eficacia es de menos de 80%, los periodos de supresión recomendados son de 2 días para el sacrificio 7 días (Pérez, 2010).

#### 6.4.- LACTONAS MACROCICLICAS

La ivermectina y doramectina son las que más se comercializan en rumiantes, se administran por vía parenteral a dosis muy bajas 0.2 mg/kg (tabla 1), presentando eficacia del 95 al 100% frente a adultos y estados larvarios. Después de su aplicación parenteral mantienen durante almenos 2 semanas elevados los niveles en el plasma y tejidos loque permite que su actividad sea muy prolongada (Sumano, 2006).

Estimula la liberación del ácido gammaaminobutirico (GABA) del parasito. Es un neurotransmisor inhibitorio de los estímulos nerviosos en la placa neuromuscular. Esta inhibición ocasiona parálisis e incluso la muerte del parasito, y puede afectar la producción de huevecillos (Sumano, 2006).

Nombre	Vía de administración	Dosis	Tiempo de retiro Para carne
<b>Benzimidazoles</b>			
Albendazol	Oral	5-10 mg/kg	14 días
Oxfendazol	Oral	5.0 mg/kg	14 días
Fenbendazol	Oral	5.0 mg/kg	14 días
Tiabendazol	Oral	44 mg/kg	14 días
<b>Probenzimidazoles</b>			
Febantel	Oral	6.0 mg/kg	7 días
Netobimin	Oral	7.5 mg/kg	10 días
Tiofanato	Oral	50 mg/kg	7 días
<b>Imidazotiazoles</b>			
Levamisol	SC	7.5 mg/kg	7 días

<b>Lactonas macrolidas</b>			
Ivermectina	SC	0.2 mg/kg	21 días
Doramectina	SC	0.2 mg/kg	21 días
Moxidectina	SC	0.2 mg/kg	21 días

Tabla 1.- Dosis recomendadas para los diferentes antiparasitarios más utilizadas en ovinos (Sumano, 2006).

## **7.- PROFILAXIS Y CONTROL**

Para el control de las parasitosis en ovinos de la zona centro del país se deben hacer varias acciones que eviten las infecciones a los animales (Campillo, 2001).

Contaminación de los pastos, por las heces, la intensidad depende del grado y tipo de parasitismo, de la edad y estado físico de los animales, de la carga ganadera y la duración, aprovechamiento y manejo de los pastos así como la contaminación residual de la hierba (Cuellar, 2005).

Desarrollo y supervivencia de las larvas en la hierba, los factores climáticos, el tipo de pradera (temporal o riego) así como la cantidad y tipo de hierba (gramínea o leguminosa). El conocimiento de la bionomía de las fases libres nos permite determinar los periodos de riesgo potencial de infección y así poder fiar los tratamientos estratégicos y oportunos (Jackson, 2009).

La Infección, cuya importancia radica en el número de larvas infectantes en la hierba. Las medidas de control durante esta fase tendrán a limitar en lo

posible el contacto del hospedador y los parásitos, utilizando distintas técnicas de pastoreo (Barger, 1997).

### **7.1.- MANEJO DE PASTOREO**

Una de las técnicas que se utilizan es el pastoreo separado de jóvenes con adultos, aquí los animales jóvenes disponen de áreas reservadas, teóricamente menos contaminadas (Cuellar, 2005).

Descanso de potreros: con este método se pretende obtener pasturas seguras o eventualmente limpias de parásitos utilizando estrategias de manejo animal donde se busca minimizar la contaminación de praderas con larvas, y al no haber contacto del hospedador con el parásito se produce una baja en la reserva de larvas infectantes por acción directa de los rayos solares y de la desecación de los potreros (Barger, 1997).

Pastoreo rotativo: en este sistema los animales no ocupan siempre toda el área de pastoreo sino que en momentos determinados. Los tiempos de pastoreo pueden variar dependiendo de la calidad y disponibilidad de forraje (Jackson, 2009).

Los periodos de descanso deben de ser extremadamente largos para hacer declinar los niveles de contaminación de la pastura, en lugares templados la disponibilidad de larvas infectantes es relativamente lenta por lo mismo la supervivencia larvaria es mayor y la contaminación declina lentamente debido a que se necesita un periodo de descanso de los potreros de aproximadamente 90 días (Cuellar, 2005).

Pastoreo mixto: esto se hace entre distintos tipos de rumiantes particularmente de ovinos y bovinos de igual forma se aprovecha mejor el forraje, el pastoreo mixto favorece una disminución de la contaminación con larvas infectantes para los ovinos (Barger, 1997).

De igual manera cuando los ovinos comparten pradera con los equinos disminuye la presencia de larvas pues esos parásitos no son específicos para esa especie, denominado ese efecto como **efecto aspiradora**(Cuellar, 2005).

## 7.2.- DESPARASITACIÓN SELECTIVA POR LA TÉCNICA “FAMACHA”

El principio de este sistema consiste en evaluar la coloración de la conjuntiva del ojo de los animales, y compararlo con una tabla ilustrada que muestra las posibles tonalidades estrictamente correlacionadas con la condición anémica del animal (Vargas, 2006), la tabla fue establecida en una escala de cinco categorías diferentes, donde uno y dos corresponden a la tonalidad más oscura y definen a los animales más saludables, que por ende no requieren de dosificación de desparasitaste; el tres es catalogado como punto intermedio, en esta etapa la decisión de aplicar la droga depende del usuario; los niveles cuatro y cinco revelan animales que se encuentran en un grado de anemia riesgoso (figura 3), es en estas etapas donde el tratamiento es inevitable y debe realizarse lo antes posible (Coffey, 2012).

Las categorías establecidas se compararon con los niveles de Hematocrito (Ht) en sangre, encontró que estos niveles y los valores que FAMACHA están significativamente relacionados, por lo tanto para el valor uno el nivel de Ht debe ser superior al 28%, para el dos está entre 23 y 27%, de 18-

22% para el nivel tres, en el nivel cuatro el rango va desde 13 a 17% y por último el nivel cinco presenta un Ht menor que 12% (Vargas, 2006).

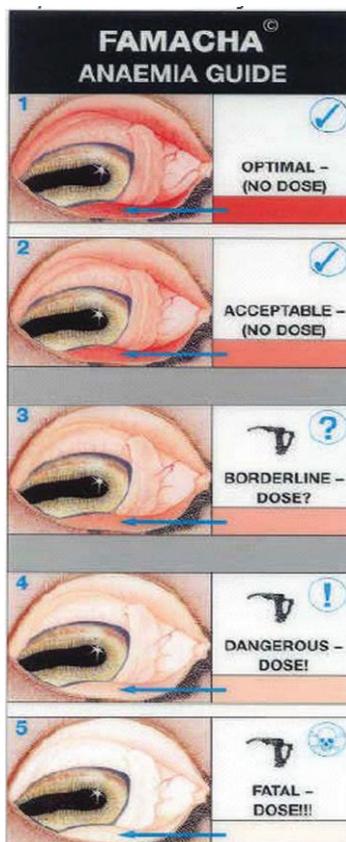


Figura 3.- Escala gráfica de la coloración de la conjuntiva del ojo, método FAMACHA (Vargas, 2006).

### 7.3.- HONGOS CON ACTIVIDAD HEMATÓFAGA

El objetivo de esta medida de control es que los hongos están destinados a combatir los estados libres de NGL que se encuentran en la materia fecal, los cuales poseen la capacidad de capturar larvas por medio de trampas adherentes, el hongo penetra al interior de su presa perforándole su cutícula y desarrollando un bulbo a partir del cual las hifas tróficas invaden progresivamente el parásito y absorbe su contenido provocando su muerte (Paraud, 2005)

## **8.- MATERIALES Y MÉTODOS**

### **8.1.- DESCRIPCIÓN GEOGRÁFICA DE LA ZONA DE ESTUDIO:**

La cabecera municipal de acambay está situada entre los paralelos 19°57' " 18" " " de latitud norte y a 99°50' " 47" " " de longitud oeste del meridiano de Greenwich a una altura de 2,552msnm, con una temperatura anual máxima de 23 °C y mínima de 10°C, con una precipitación total 550 (mm).

El municipio de Acambay se localiza en la parte noroccidental del Estado de México, a 86 kilómetros de su capital, Toluca. Colindando al Norte: el Estado de Querétaro y el Municipio de Aculco; al Este: con los Municipios de Aculco y Timilpan; al Sur: con los Municipios de Timilpan, Atlacomulco y Temascalcingo; al Oeste: con el Municipio de Temascalcingo y el Estado de Querétaro.

Acambay tiene una extensión de 492.13 kilómetros cuadrados, lo que representa el 2.21% del territorio estatal.

### **8.3.- DIAGNOSTICO**

Se realizó un estudio de la zona en donde se iban a tomar las muestras, se les dio pláticas a los productores acerca del estudio y cual son los beneficios que obtendrían de eso, por lo que se enlistaron los nombres y las cabezas de ganado con las que contaban.

Se trabajó con ovinos de la raza sulfort y Hampshire los cuales están en un sistema extensivo de pastoreo.

Se muestrearon los animales a principios del mes de agosto con un total de 300 muestras de aproximadamente 15- 20 gramos, utilizando la técnica de mano enguantada por lo que se tomó la muestra directamente del recto del ovino, clínicamente sanos de diferentes edades y de ambos sexos, con un total de 30 hatos diferentes en distintas comunidades del Municipio, se mantuvieron en una hielera con refrigerantes manteniendo una temperatura de 4°C.

Se remitieron al laboratorio de parasitología que se encuentra en las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna, para ser procesadas se utilizó una solución saturada de sacarosa con la finalidad de hacer flotar los huevos u ooquistes, el cual es el fundamento de esta técnica.

#### **8.4.- PREPARACIÓN DE SOLUCION GLUCOSADA**

- Azúcar 454 gr.
- Agua destilada 355 ml.
- Formaldehído 6 ml – 10%
- 1 gr. fenol cristal por 100 ml. de solución

#### **8.5.- MATERIAL**

- Microscopio compuesto.
- Gradilla.
- Centrífuga.
- Vasos de precipitado.
- Coladera de malla fina.
- Embudo.

- Tubos de centrifuga o tubos de ensaye.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Asa de platino o varilla de vidrio.
- Pipeta Pasteur o goteros.
- Solución glucosada.
- Agua destilada.

## 8.6.- MÉTODO

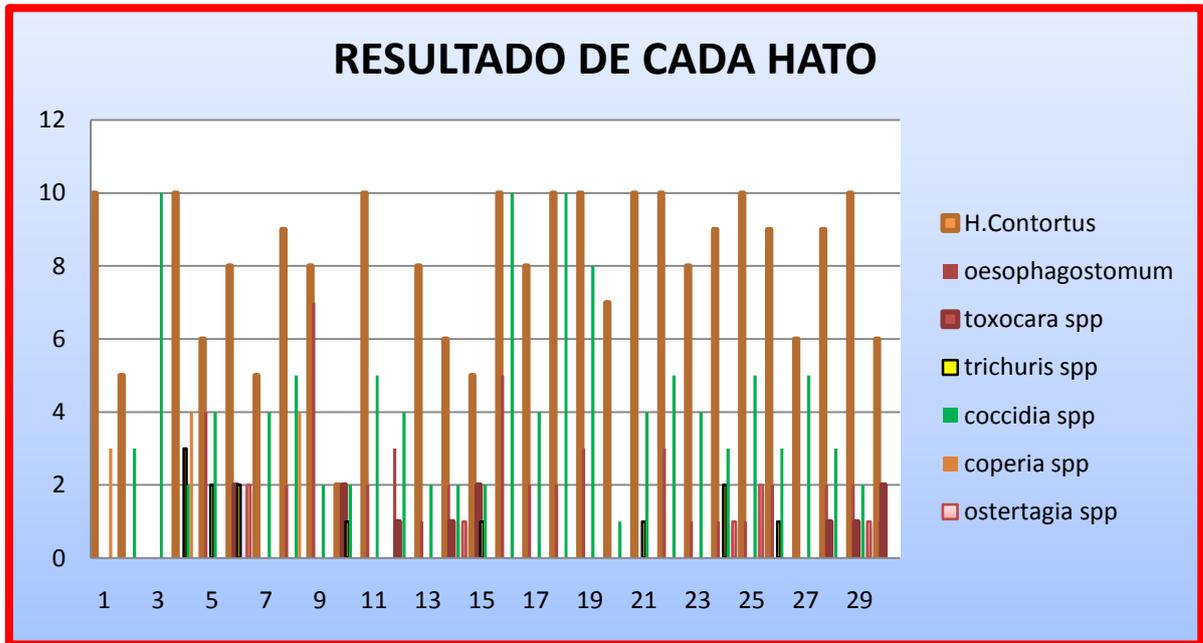
- I. Colocar una porción de la muestra fecal (3-5 grs.) en un vaso de precipitado.
- II. Agregar lentamente entre 10 a 15 ml. de agua y homogenizar.
- III. Transferir a un tubo de ensaye.
- IV. Centrifugar a 1500 rpm durante 3 min.
- V. Eliminar 2/3 del sobrenadante, re suspender el sedimento con solución glucosada.
- VI. Centrifugar a 1500 rpm durante 5 min.
- VII. Colocar el tubo en la gradilla.
- VIII. Para coleccionar la muestra que se va a observar al microscopio se puede realizar con la ayuda de una asa o pipeta Pasteur, esta debe ser solamente de la parte superior de la película o menisco de la solución, colocando unas gotas sobre un portaobjetos.
- IX. Colocar un cubreobjetos.
- X. Observar al microscopio con el objetivo de menor aumento.
- XI. Identificar las formas parásitas.

## 9.- RESULTADOS Y DISCUSIONES

Los resultados del estudio coprológico que se hizo con ovinos del Municipio de Acambay Estado de México, se expresan en la siguiente la (tabla 2) en ella se expresan las cantidades de lasmuestras que fueron positivas a los diferentes parásitos gastrointestinales, presentes en cada hato con animales de diferente edad y sexo.

Hato	H.Contortus	oesophagostomum	toxocara spp	trichuris spp	coccidia spp	coperia spp	ostertagia spp
1	10	0	0	0	0	3	0
2	5	0	0	0	3	0	0
3	0	0	0	0	10	0	0
4	10	0	0	3	2	4	0
5	6	4	0	2	4	0	0
6	8	0	2	2	0	0	2
7	5	0	0	0	4	0	0
8	9	2	0	0	5	4	0
9	8	7	0	0	2	0	0
10	2	0	2	1	2	0	0
11	10	2	0	0	5	0	0
12	0	3	1	0	4	0	0
13	8	1	0	0	2	0	0
14	6	2	1	0	2	0	1
15	5	0	2	1	2	0	0
16	10	5	0	0	10	0	0
17	8	2	0	0	4	0	0
18	10	2	0	0	10	0	0
19	10	3	0	0	8	0	0
20	7	0	0	0	1	0	0
21	10	0	0	1	4	0	0
22	10	3	0	0	5	0	0
23	8	1	0	0	4	0	0
24	9	1	0	2	3	0	1
25	10	1	0	0	5	0	2
26	9	2	0	1	3	0	0
27	6	0	0	0	5	0	0
28	9	2	1	0	3	0	0
29	10	2	1	0	2	0	1
30	6	1	2	0	0	0	0
<b>TOTAL</b>	224	46	12	13	114	11	7
<b>%</b>	74.6	15.3	4	4.3	38	3.6	2.3

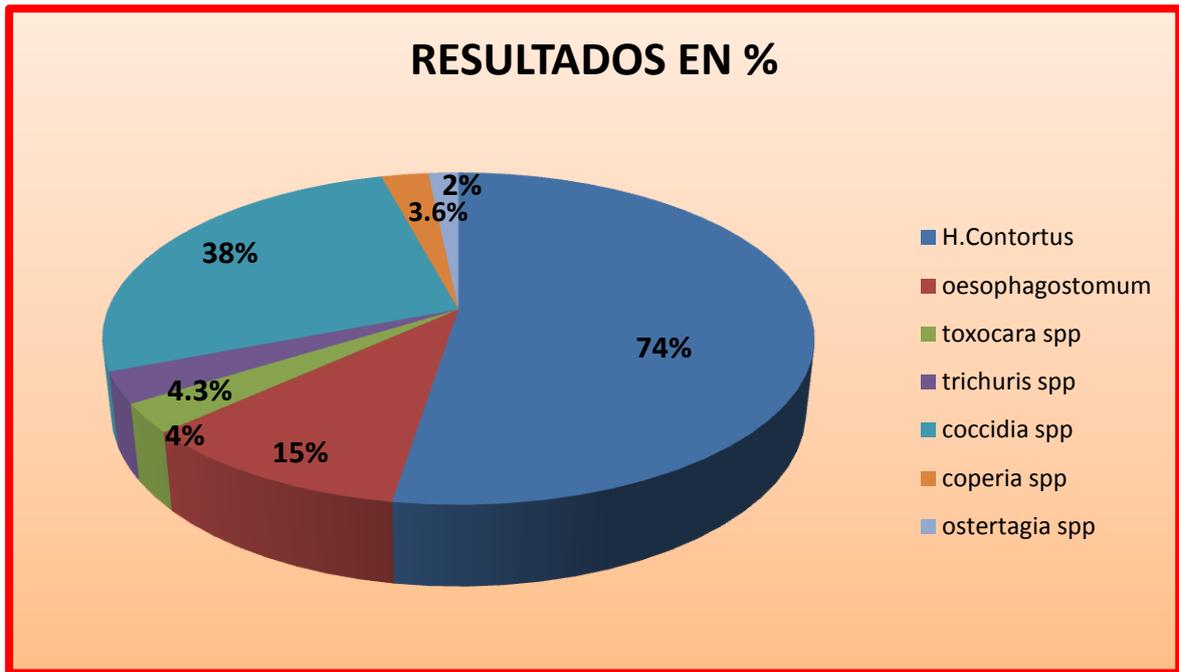
Tabla 2.- Carga parasitaria en ovinos de diferentes comunidades del municipio de acambay estado de México.



Grafica 1.- en esta grafica se observan los resultadosobtenidos de las 300 muestras analizadas, de 30 hatos diferentes, en donde se obtuvo que el parasito que más tiene presencia en el municipio de acambay estado de México es *H. Contortus*.



Grafica 2.- En esta grafica se muestra en qué fase está presente *H. contortus* al momento de tomar la muestra. Se ve claramente que las larvas (L-III) son las que están presentes en los ovinos.



Grafica 3.- En esta grafica se observa que *H. contortus* es el parasito que resulto con el porcentaje más alto con el 74% esto quiere decir que está presente en todos los hatos prácticamente.

## 10.- DISCUSIÓN

Los resultados confirman la presencia de huevos de nematodos gastrointestinales en ovinos alimentados con un sistema extensivo (pastoreo), con este trabajo se demostró que *H. contortus* es el parásito con más presencia en los ovinos de las comunidades del Municipio de Acambay Estado de México.

Estos resultados coinciden con la investigación realizada por (George, 1993) en frecuencia de parásitos gastrointestinales en ovinos de Magdalena Sultepec, Tlaxcala, México, obteniendo que *H. Contortus* fue el que obtuvo el porcentaje más alto.

Otra comparación con la investigación (Gonzales, 2011) en donde demostró que *H. Contortus*, es el parásito que causa más pérdidas económicas en ovinos de Tabasco México, con un 47% de infestación de los animales.

La temperatura afecta las actividades de los nematodos, como es la ovoposición, reproducción, movimiento, desarrollo y supervivencia y también afecta al hospedero. Para *Haemonchus contortus* las temperaturas críticas y las que hacen que se detenga el ciclo es por debajo de los 12 ° C a medida que la temperatura aumenta hace que también aumente la velocidad del desarrollo hasta alcanzar lo normal alrededor de los 26-27 ° C y en efecto por encima de estas temperaturas la mortalidad es más elevada esto lo demostró (Campillo, 2001).

## 11.- CONCLUSIONES

Se puede que los ovinos del Municipio de Acambay Estado de México son gravemente afectados por los diferentes nematodos gastrointestinales especialmente *Haemonchus contortus* ya que los animales siempre están en un sistema extensivo y es así mayor el riesgo de contaminación parasitosis.

Una de las condiciones para que los parásitos sobrevivan más tiempo en el medio ambiente son las condiciones climáticas y en el área del municipio de acambay son muy óptimas para la sobrevivencia de parásitos gastrointestinales, siendo así más lento el crecimiento y desarrollo de los ovinos de la región.

*H. contortuses* el parasito que les ocasiona mayores pérdidas económicas a los pequeños y grandes productores de ovinos en la región ya que es el parasito que más muestras fueron positivas al momento de analizarlas.

## BIBLIOGRAFÍA CITADA

Abbas Abul K, Lichtman Andrew H, Inmunología celular y molecular, sexta edición, ELSEVIER SAUNDERS, 2004.

Araujo Jackson V., Treitas Bruna W, Vieira Thais C, Campos Arthur K, Avaliacao do fungo predador de nematoides duddingtonia flagrans sobre larvas infectantes de Haemonchus Contortus e strongyloides papillosus de caprinos, Rev. Bras. Parasitol. Vet., 15, 2, 76-79 (2006).

Arece Javier, Rodríguez Jesús, parasitismo gastrointestinal de ovinos en cuba, Rvta. ACPA 4/2003.

Barger Ian, Control bymanagement, Elsevier, VeterinaryParasitology 72 (1997) 493-506.

Bowman Dwight D, Parasitología para veterinarios, 8 edición, el silver España S.A., 2004, PAG. 447.

Campillo del cordero H, RojoVásquez F. A., Parasitología veterinaria, McGraw-Hill., Interamericana, 2001, pág., 987.

Carneiro R.D, Amarante, A. F.T, Seasonal effect of three pasture plants species on the free-living stages of *Haemonchus Contortus*, Arq. Bras. Med. Vet. Zootec, v. 60, n. 4.P.864-872, 2008.

Coffey By Linda, Tools for Managing Internal Parasites in Small Ruminants, NCAT, Agriculture Specialist, May 2012.

Díaz Rivera Pablo, Torres Hernández Glafiro, Osorio Arce Mario M, Pérez Hernández Ponciano, Pulido Albores Ángel R, Becerril Pérez Carlos M, Herrera Haro José G, Resistencia a parásitos gastrointestinales en ovinos Florida, Pelibuey y sus cruzas en el Trópico Mexicano, Revistas Científicas de América Latina, vol. 34, núm. 1, enero / febrero, 2000, pp. 13-20.

Francisco J. Angulo Cubillán, Leticia García Coiradas, Montserrat Cuquerella, Concepción de la Fuente y José M. Alunda, Relación *Haemonchus Contortus*-Ovino, Revista científica, FCV-LUZ. XVII, N° 6, 577-587, 2007.

Figuroa Castillo Juan Antonio, Méndez Medina Rubén Danilo, Berruecos Villalobos José Manuel, Álvarez León Jorge Armando, Detección de resistencia en *Haemonchus Contortus* al sulfóxido de albendazol inyectado mediante la prueba de campo de reducción de huevos en ganado ovino, Vet. Méx., 31 (4) 2000.

Gallego Berenguer Jaime, manual de parasitología morfología y biología de los parásitos de interés sanitario, universidad, 2006, pág. 517.

George Sánchez Silvia, Quiroz Hornero Héctor, Frecuencia de parásitos gastrointestinales, pulmonares y hepáticos en ovinos de la Magdalena Sultepec, Tlaxcala, México, Veto Méx., 24 (3) 1993.

González Garduño Roberto, Córdova Pérez Carmen, Torres Hernández Glafiro, Mendoza de Gives Pedro, Arece García Javier, Prevalencia de parásitos gastrointestinales en ovinos sacrificados en un rastro de Tabasco, México, Vet. Méx., 42 (2) 2011.

Guimaraes M.P. Y Caldeira, M.C.M, Scanning electron microscopy of *Haemonchus similis* (Nematoda: Trichostrongyloidea) parasite of cattle, Rev. Bras. Parasitol. Vet., 6, 2, 139-141, (1997).

Guzmán, Maricel, Fiel, C. y Steffan, P, La infección cruzada de *Haemonchus Contortus* de ovinos a bovinos y el riesgo de transmisión de resistencia antihelmíntica, Vet. Arg., Bs. As., 27, 2010.

Ibarra Velarde froylán, vera Montenegro Yolanda, Hernández campos Alicia, castillo bocanegra Rafael, eficacia fasciolicida del compuesto "alfa" contra estadios juveniles y adultos en ovinos, Vet, Méx., 28 (4) 1997.

Jackson F., Bartley D., Y. Bartley, Kenyon F., Worm control in sheep in the future, journal homepage, Small Ruminant Research 86 (2009) 40–45, [www.elsevier.com/locate/smallrumres](http://www.elsevier.com/locate/smallrumres).

Levine Normand D, Tratado de parasitología veterinaria, acribia, 1983, pág. 276.

Liebano Hernández Enrique, Eugenia López María, Vázquez Prats Víctor, identificación morfométrica de los estadios inmaduros de *Dictyocaulus viviparus* de un aislado de hueytamalco, Puebla, Vet. Méx., 28 (3) 1997.

Lichtenfels J. R., Pllitt P. A., Y Le Jambre L. F, Cuticular Ridge Patterns of *Haemonchus Contortus* and *Haemonchus placet* (Nematoda: Trichostrongyloidea), Proc. Helminthology. Soc. Wash. 53(1), 1986, pp. 94-101.

Miranda Miranda Estefan, Liebano Hernández Enrique, López-Arellano María Eugenia, Mendoza de Gives Pedro, Cossío-Bayúgar Raquel, Marcadores enzimáticos como indicadores de resistencia a los antihelmínticos en el nematodo parásito gastroentérico de rumiantes *Haemonchus Contortus*, Volumen 31 No. 1 Enero-Marzo 2006. p. 6-12.

Morales Gustavo, pino luz A., eco-epidemiología de *Haemonchus Contortus* bahiense, eco tipo presente en ovinos de zonas áridas de Venezuela, Vol., 82 (3): 359-369 jul. /set. 1987.

Morales Gustavo, Pino Luz A, Edgar León, Rondón Zoraida, Guillén Ana, Balestrini Carmen y Silva Maglene, Relación entre los parámetros hematológicos y el nivel de infestación parasitaria en ovinos de reemplazo, *Veterinaria Trop.* 27(2): 87-98.2002.

Paraud Carine, Hoste Hervé, Y Lefrileux Ves, Pommaret Alain, Paolini Virginie, Pors Isabelle, Chartier Christophe, Administration of *Duddingtonia flagrans* chlamydospores to goats to control gastrointestinal nematodes, *Vet. Res.* 36 (2005) 157–166.

Rojas Hernández Saúl; Gutiérrez Segura Isidro; Olivares Pérez Jaime; Valencia Almazán María, Prevalencia de nematodos gastrointestinales en ovinos en pastoreo en la parte alta del MPIO. De Cuetzala del Progreso, Guerrero-México, *Rev. Electrón. Vet*, Vol. VIII, N° 9, Septiembre/2007.

RojasNiurky, Arece, J, Magdalena Carrión, Kirenia Pérez, Carmen San Martín, Valerino P, y Ramírez W, Identificación y caracterización de especies de *Haemonchus* en caprinos del valle del Cauto en Granma, *Rev. Electrón. Vet.* Volumen 13 N° 1, 2012.

Rojas Niurky, M. Arias, J. Arece, Magdalena Carrión, Kirenia Pérez, P. Valerino, Identificación de *Trichostrongylus colubriformis* Y *Oesophagostomum columbianum* en caprinos del valle del cauto en Granma, Rev. Salud Anim. Vol. 33 No. 2 (2011): 116-120.

Romero JR, Boero CA, Epidemiología de la gastroenteritis verminosa de los ovinos en las regiones templadas y cálidas de la argentina, *Analecta veterinaria* 2001.

Secretaria de medio ambiente y recursos naturales (SEMARNAT), 2013.

Serrano Aguilera Francisco J., Manual práctico de parasitología veterinaria, acribia, 2010, pág. 115.

Soulsby E. J. L., Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos, interamericana, 1992, pág. 823.

Sumano López Héctor, Ocampo Camberos Luis, Farmacología Veterinaria, tercera edición, Mc Graw Hill, 2006.

Valcárcel Soncho Félix, atlas de parasitología ovina, albéitar, 2010.

Vargas Rodríguez Claudio Fabián, Famacha control de Haemoncosis en caprinos, *Agronomía mesoamericana* 17(1): 79-88. 2006.

Vázquez Prats Víctor, Flores Crespo Jaime, Santiago Valencia Carlos, Herrera Rodríguez David, Palacios Franquez Antonio, Liévano Hernández Enrique, Pelcastre ortega Arturo, frecuencia de nematodos gastrointestinales en bovinos y ovinos de tres áreas de clima subtropical húmedo de México, octubre de 2003.

Willy Mamani L, René Condori Q, Determinación de resistencia antihelmíntica (fasciola hepática) en ovinos frente a albendazol y triclabendazol, la paz – Bolivia, *Rev. Inv. Vet Perú* 2009; 20 (2): 254-262.

Rodríguez Vivas Roger, Cob Galera, Ligia, Domínguez Alpizar, José, Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México, *Rev. Biomed*, 12:19-25, Vol. 12/No. 1/Enero-Marzo, 2001.

