



**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA**

**TESIS**

**PARASITISMO GASTROINTESTINAL POR NEMATELMINTOS EN  
BOVINOS DE LA PROVINCIA DE SAN MARCOS CAJAMARCA.**

Para optar el Título Profesional de  
**MÉDICO VETERINARIO**

**JOHANNA GABRIELA GUZMÁN YACTAYO**

Bachiller en Medicina Veterinaria

**LIMA-PERÚ  
2016.**

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a mis padres, por el apoyo incondicional prestado durante estos años de estudio.

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco a toda la cadena de personas involucradas en la realización del presente trabajo, a mi asesora la Dra. Nidia por la perseverancia y paciencia, a Mg. Lyana Quispe por la guía, a la Sra. Rina por el entusiasmo y ayuda a cada paso, así también a los miembros de la comunidad de San Marcos- Cajamarca .

## RESUMEN

El trabajo tuvo como objetivo determinar la presencia de nematelmintos en bovinos de leche de la provincia de San Marcos Cajamarca. La investigación se realizó en Mayo del 2015 llegando a recolectar 250 muestras de heces de bovinos. Una vez que se obtuvo las muestras fueron rotuladas y remitidas al departamento de Lima para ser procesadas y analizadas en el laboratorio Central de la Facultad de Ciencias Agropecuarias Escuela Académico profesional de Medicina Veterinaria, de la Universidad Alas Peruanas. Las técnicas coproparasitológicas fueron sedimentación y flotación. El resultado general fue de 18,8% (47/250), correspondiendo a huevos tipo strongylus el 18,4% y el 4% huevo nematodirus.

PALABRAS CLAVES: *Strongylus*, *Nematodirus*, bovino, sedimentación.

## **ABSTRACT**

The objective of this study was to determine the presence of nematelmints in cattle from the province of San Marcos Cajamarca. The research was carried out in May of 2015, collecting 250 samples of bovine faeces. Once the samples were obtained, they were labeled and sent to the department of Lima to be processed and analyzed in the Central laboratory of the Faculty of Agricultural Sciences. Professional Academic School of Veterinary Medicine, Alas Peruanas University. Coproparasitological techniques were sedimentation and flotation. The overall result was 18.8% (47/250), corresponding to eggs type strongylus 18.4% and 4% egg nematodirus.

**KEY WORDS:** Strongylus, Nematodirus, bovine, sedimentation.

## ÍNDICE

<b>DEDICATORIA</b>	<b>I</b>
<b>AGRADECIMEINTO</b>	<b>II</b>
<b>RESUMEN</b>	<b>III</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>IV</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
<b>II. MARCO TEÓRICO</b>	<b>3</b>
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>17</b>
<b>IV. RESULTADOS</b>	<b>22</b>
<b>V. DISCUSIÓN</b>	<b>24</b>
<b>VI. CONCLUSIÓN</b>	<b>26</b>
<b>VII. RECOMENDACIONES</b>	<b>27</b>
<b>VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b>	<b>28</b>
<b>IX. ANEXOS</b>	<b>31</b>

## I. INTRODUCCIÓN

El parasitismo por nematodos, es frecuente en rumiantes, al ser adquirido por el consumo de los alimentos o el agua de bebida. Su importancia está relacionada a la carga parasitaria, caracterizándose porque se presentan de modo subclínico, influyendo negativamente sobre el potencial productivo y reproductivo de los animales. Los signos de la parasitosis gastrointestinal (PGI) en el ganado bovino, son de forma asintomática y pocos con signos clínicos observándose: diarrea sanguinolenta, pelaje áspero y sin brillo, desnutrición, mucosas pálidas, falta de apetito, depresión, pérdida de peso, retardo en el crecimiento, baja en la producción de leche y carne.

En el Perú se han registrado 26 especies de nematodos, de las cuales 23 tienen ubicación gastrointestinal, mayormente en la ganadería bovina, se encuentran los generos: *Haemonchus* sp, *Trichostrongylus* sp, *Teladorsagia* sp, *Ostertagia* sp, *Cooperia* sp, *Nematodirus* sp, *Capillaria* sp, *Strongyloides* sp, *Bunostomum* sp, *Toxocara* sp, *Chabertia* sp, *Oesophagostomun* sp, *Trichuris* sp., sin embargo, no se tienen referencias respecto de las prevalencias, incidencias e intensidad de la parasitosis (1).

Mientras en otros países se han realizado estudios de investigación como en Argentina se describen los géneros *Ostertagia* con el 30%, *Cooperia* 36%, *Haemonchus* 27% y *Trichostrongylus* 7% como los más predominantes, en México el género *Haemonchus* ocupa entre 60 y 80% de las infecciones y en Cuba donde este género afecta a más del 70% de la masa ganadera.

En el departamento de Cajamarca hay una gran cantidad 703 445 (19) de cabezas de ganado vacuno los cuales están siendo criados de manera semi - extensiva. La provincia de San Marcos - Cajamarca se encuentra limítrofe a las zonas ganaderas infectadas de trematodos, cual la hace altamente predispuesta a presentar infección mixta con nematodos, es decir que ambos se pueden encontrar en el organismo de

los vacunos, lo que dificulta las desparasitaciones porque utilizan un solo producto, como es el Triclabendazole o una combinación con un benzimidazoles, en algunas regiones han cobrado resistencia parasitaria.

Por lo expuesto, fue importante la realización del estudio dado que los porcentajes hallados en otros países son altos. Además, en Perú los trabajos son escasos. Así mismo, no se han considerado las zonas marginales del Perú.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2. Nematodiosis

Los nemátodos son parásitos redondos y filiformes, dioicos y por lo tanto de reproducción sexual, se desarrollan a través de 4 mudas o ecdisis (4 estadios larvales y adulto). En los bovinos de pastoreo la nematodiosis es un poliparasitismo originado por nemátodos del tracto gastrointestinal (1, 2).

La Nematodiosis gastrointestinal, en especial, es una enfermedad multietiológica ocasionada por la acción conjunta de varios géneros y especies de parásitos, lo cual afecta por igual a ovinos, caprinos y bovinos. Atentando con los índices productivos como son: baja ganancia de peso, retardo en el crecimiento, disminución en la producción de carne y leche (2,3).

#### 2.1. Taxonomía

La nematodiosis gastrointestinal (NGI) que afectan a rumiantes (ANEXO 1), los géneros de mayor importancia son:

Phylum	Nemathelminthes
Clase	Nematoda
Orden	Strongylida
Familia	Trichonematidae Ancylostomatoidea Trichostrongylidae (

Techuridae

Género Oesophagostomun  
Bonostomun  
Trichostrongylus  
Ostertagia  
Cooperia  
Haemonchus (4)

Anexo 1.

De los nematodos de los géneros *Haemonchus*, *Cooperia*, *Ostertagia*, *Trichostrongylus* y *Oesophagostomum* son considerados como los más importantes en los bovinos desde el punto de vista patológico y epidemiológico, por encontrarse en las más diversas zonas geo ecológicas del planeta y ser producidas por una amplia gama de especies ( 5,6)

## 2.2. Localización

La nematodiosis gastrointestinal (NGI) que afectan a rumiantes según localización a nivel de los compartimientos del sistema digestivo(ANEXO 1):

Abomaso o estómago.- *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei*, *Teladorsagia circumcincta*, *Ostertagia lyrata*, *Ostertagia trifurcata* (2).

Intestino delgado (ID).- *Trichostrongylus colubriformis*, *Trichostrongylus longispicularis*, *Trichostrongylus vitrinus*, *Cooperia macmasteri*, *Cooperia punctata*, *Coperia pectinata*, *Cooperia oncophora*, *Nematodirus spathiger*, *Nematodirus filicollis*, *Capilaria bovis*, *Strongyloides papillosus*, *Bunostomum phlebotomun*, *Toxocara vitulorum* (2).

Intestino grueso (IG).- *Chabertia ovina*, *Oesophagostomun radiatum*, *Trichuris ovis*, *Trichuris globulosa* (4-9).

### **2.3. Morfología.**

Los huevos de los nemátodos son de forma redondeada u oval. En algunos, los márgenes laterales están aplanados en diferente medida y, a veces, son asimétricos. En general, puede decirse que sus medidas oscilan entre 50 y 130  $\mu\text{m}$ , aunque los hay mayores. Los huevos de algunas especies presentan una cubierta muy gruesa (ascáridos y tricúridos) y otros de cubierta delgada (estrongílicos y ancilostómidos).

Los de la Familia *Trichostrongylidae*, los huevos tienen forma ovoide, son incoloros y de cáscara fina, su tamaño oscila entre 70-100  $\mu\text{m}$  de longitud por 40-60  $\mu\text{m}$  de anchura, excepto los *Nematodirus* y *Marshallagia* que miden más de 130  $\mu\text{m}$  de longitud. Los huevos salen con las heces en fase de blástula con un número variable de blastómeros (16-32), según especie. En los *Strongyloides* los huevos son elipsoidales (40-60 por 20-32  $\mu\text{m}$ ) de pared delgada y embrionados (5-10).

### **2.4. Ciclo biológico.**

Los nemátodos son de ciclo biológico directo, no necesitan de otros animales para cumplir el ciclo (7), y se divide en dos fases: exógena y endógena, por lo tanto, la fase exógena comienza con la expulsión de los huevos en las heces fecales del animal al exterior, el nexa de contagio es el campo de pastoreo a través de la ingestión del forraje, donde se hallan las larvas infectantes o larva 3 (L3). La fase endógena se inicia con la ingestión de la larva 3 (L3) y termina con el desarrollo de los parásitos, la cópula y la producción de huevos (6-14).

Los parásitos pueden clasificarse en cuatro modelos biológicos:

*Modelo A: Haemonchus ps, Cooperia sp, Ostertagia sp, Trichostrongylus sp, Bunostomum sp, Oesophagostomun sp*

Donde los huevos son excretados en las heces en estado “blastomerizado” y en el ambiente evolucionara a larva 1 (L1) y romperá la cubierta del huevo y luego mudará a larva 2 (L2) y después a L3 forma infectiva.

Esta última, es la que dispone de una mayor capacidad de sobrevivencia ambiental debido a la retención de la cubierta del segundo estadio o L2, lo que permite en algunos géneros varios meses de sobrevivencia e incluso sobrevivir al invierno. La L3 merced a su geotropismo negativo tiende a ubicarse en el rocío de las hojas del forraje y de esa manera puede acceder más fácilmente al hospedero (1,2).

La mayoría ingresan por vía oral, y dependiendo de la especie, la L3 penetrará a las glándulas o mucosas para mudar a L4, y luego retornar al lumen del órgano correspondiente y hacerse adulto, fecundar a las hembras y estas producir huevos. A excepción del *Bunostomum sp*, que lo hace a través de la piel o la mucosa oral, para acceder al torrente sanguíneo y migrar al parénquima pulmonar hacia los bronquios y tráquea y luego por deglución llegar al ID donde alcanza el estadio adulto (1,2). ( Anexo 2,3)

**Modelo B: Nematodirus sp**

Donde los huevos son excretados en las heces en estado “blastomerizado” y en el ambiente evolucionará a L1, L2 y L3 dentro del huevo y una vez alcanzado esta última, se rompe la cubierta del huevo y deja libre a la L3 forma infectiva, la cual se colocará

en los rocíos de las hojas del forraje para llegar al hospedero o mantenerse activas hasta por dos años (1,2).

Los *Nematodirus* ingresan por vía oral, la L3 penetra a la mucosa del ID para mudar a L4, y luego retornar a lumen intestinal y hacerse adulto, fecundar y las hembras producir huevos (1).

*Modelo C: Trichuris sp, Capilaria sp, Toxocara sp*

Donde los huevos son excretados en las heces en estado “blastomerizado” y en el ambiente evoluciona a L1 y L2 dentro del huevo. L2 es la forma infectiva (1,2).

*Modelo D (Strongyloides sp)*

Tienen la facultad de tomar dos comportamientos:

Ciclo homogenio donde solo existen hembras para producir huevos las cuales infectan al hospedador afectado a los pulmones y glándulas mamarias e intestino delgado y el Ciclo heterogeneo en donde se presenta unj desarrollo sexual. (2)

## **2.5. Fisiopatología**

Cuando la L3 está dentro del sistema digestivo, con el incremento del pH que ocurre en el rumen, la L3, muda mediante la secreción de la enzima leusinoaminopeptidasa producida por sus células neurosecretoras. Las larvas que se encuentran a nivel del abomaso (*Haemonchus*, *Trichostrongylus* y *Ostertagia*) liberan la vaina en el rumen y los que habitan en el intestino delgado y grueso la liberan en el abomaso. Las L3 penetran la membrana mucosa o entran en las glándulas gástricas, donde se transforman en larva 4 (L4), aquí permanecen entre 10 y 14 días, y su desarrollo puede inhibirse temporalmente por las condiciones fisiológicas no favorables (6).

La L4 deja la mucosa y se aloja en el lumen del abomaso para transformarse en larvas 5 (L5) y después en parásitos adultos (6). Los periodos prepatentes en la mayoría de los *Trichostrongylus* ocurren entre las tres o cuatro semanas; pero para *Oesophagostomum* requiere 6 semanas para completar. Las larvas infectantes penetran la lámina de la pared intestinal, se forman nódulos fibrosos, emergen en el lumen del intestino después de dos semanas y maduran las cuatro semanas siguientes. Cuando se infectan concurrentemente las larvas pueden pasar un tiempo (tres a cinco meses) en los nódulos, muchos pueden morir y calcificarse (5.16).

En el ciclo de vida de los NGI, se presenta la hipobiosis; arresto larvario o desarrollo inhibido. En el hospedero la L4 puede tomar dos rutas: la de completar el ciclo biológico, y la de pertenecer en forma aletargada en la mucosa del compartimiento de su localización. Esto es causado por las condiciones no favorables del ambiente, respuesta inmunitaria del hospedero y la mala nutrición entre otros.

La hipobiosis se expresa en *Haemonchus* y *Ostertagia* con mayor predisposición, y para el desenquistamiento solo se sabe que en hembras preñadas influye el nivel hormonal (17)

## **2.6. Epidemiología**

Los parásitos gastrointestinales se encuentran distribuidos ampliamente en los cinco continentes, donde existe la explotación del ganado vacuno y otros rumiantes. Estas parasitosis se presentan en gran número en casos de infección mixta, donde el o los géneros predominantes pueden variar dependiendo de las condiciones climáticas y del manejo en cada tipo de explotación. Existen varios factores que favorecen o entorpecen la transmisión, los cuales son atribuidos al parásito, al hospedero y el ambiente (6-9).

Los sistemas de producción de carne y leche basados principalmente en la utilización de pastos, encuentran en estos parásitos una de las limitantes para el aprovechamiento

eficiente del recurso nutricional. Los efectos directos de los parásitos internos en la ganancia de peso, el desarrollo corporal, el comportamiento reproductivo y la producción de leche; y los efectos indirectos; la subutilización del recurso forrajero, la predisposición a enfermedades concomitantes y las complicaciones en el manejo (6).

Los huevos larvan en circunstancias favorables de oxigenación, temperatura (20 °C) y humedad (80 %), el tiempo requerido para que los huevos se trasformen en larvas infectantes, cuando las condiciones ambientales son favorables, se estima alrededor de siete a diez días (6). La temperatura ideal está entre 22 y 26°C, pero algunas especies continúan el desarrollo con temperaturas bajas (5 °C) aunque lentamente. El desarrollo también puede ocurrir a temperaturas mayores, incluso por encima del 30°C, pero la mortalidad larval es alta, sobre todo cuando la humedad está por debajo del 85%. La ausencia de lluvias contribuye a la muerte de los huevos y las larvas. Pero por las costras de las bostas secas se estarían protegiendo de la desecación (16).

En el estudio realizado por Fiel en Argentina en el año 2000 (18) encontró una relación inversamente proporcional con la temperatura ambiental, que varía de tres a seis semanas en épocas de invierno, de una a cuatro semanas en primavera, de una a dos semanas en verano y de dos a seis semanas en el otoño. Con temperaturas iguales o superiores de 20 °C el tiempo de maduración fue de una semana, mientras que por debajo de 5 °C supero las seis semanas.

Se reporta que la producción de huevos por hembra adulta puede variar en dependencia al género, por ejemplo: *Cooperia* produce muchos huevos, pero es poco patógena, las hembras de *Trichostrongylus* son altamente patógenas, pero producen pocos huevos. Las características de *Haemonchus* y *Oesophagostomum* está entre 5 000 y 10 000 huevos por día; mientras que *Ostertagia* y *Trichostrongylus* varían entre 100 y 3 000, y *Nematodirus* de 50 a 100 huevos (16).

Las larvas de *Haemonchus* sp. Pueden sobrevivir en las excretas por más de nueve semanas en ausencia total de lluvias, con migración de excreta- suelo- pasto, en los pastos puede llegar a vivir hasta 16 semanas. Para *Cooperia* las larvas pueden

sobrevivir hasta 20 semanas, y no expuestas a lluvia hasta 8 semanas más (19) sobrevivencia de las larvas en los pastos está relacionada con la estacionalidad marcada en otoño-invierno y se observa mayor mortalidad de L3 en las pasturas a finales de las estaciones de primavera y verano, debido al cambio climático. Las que logran sobrevivir en malas condiciones ambientales son las larvas que están dentro de las heces y son ellas que sufren hipobiosis (20)

El número de huevos producidos por una hembra también puede estar influido por: el número de parásitos adultos alojados en los órganos, el estado de infección, la relación macho- hembra, el nivel de inmunidad, la edad, el estado fisiológico del hospedero y la consistencia de las heces (16).

Las características de sobrevivencia de las larvas es la migración vertical que realiza por el hidrotropismo positivo, geotropismo negativo y fototropismo positivo a la luz tenue y negativo a la luz intensa. Y la migración horizontal, aunque ocurre de forma activa, también se puede dar por medios indirectos o pasivos, por el pisoteo de los animales, los hongos y los artrópodos coprófagos (21), la distancia que recorre la L3 activamente no excede 5 – 10 cm. El material fecal y los pastos guarda relación con las lluvias, durante las lluvias se a encontrado una mayor actividad trepadora de las larvas, el tipo de pasto.

La época de parición, se da en la época de mejor forraje y en la mayoría de las crianzas se aprecia que la mejor disponibilidad de alimento coincide con épocas de condiciones climáticas óptimas para los parásitos. En la época de destete los animales sufren una repentina privación de alimento de alta calidad, circunstancia que aprovechan los parásitos para incrementar su carga parasitaria (4).

El efecto del destete afecta al ganado ya que tiene que adaptarse a una nueva fuente de pastura de menor valor nutritivo que la leche lo que produce en las crías: estrés así como una disminución de su inmunoincompetencia. Tanto en ganado de leche como de carne (9).

Sin lugar a dudas el estado nutricional de los animales y la calidad de los alimentos ofrecidos a estos, es fundamental para que puedan afrontar de manera más ventajosa una parasitosis, esta situación se evidencia cuando se compara el efecto de pasturas mejoradas y no mejoradas sobre la ganancia de peso añadiendo el factor tratamiento antihelmíntico. La nutrición es un importante promotor y soporte de cualquiera de los mecanismos relacionados con la resistencia general y contra el parasitismo en particular (9,10).

Dentro de los factores pertenecientes al hospedero, la edad es de mayor significancia epidemiológica, porque los animales jóvenes son los más sensibles a estas parasitosis por no tener una respuesta inmunitaria desarrollada, lo que favorece una mayor carga parasitaria y la eliminación de huevos. Por lo tanto, los terneros con estas parasitosis son las mayores fuentes de contaminación de los pastos (8).

Las razas cebuinas (*Bos indicus*) imprimen una evidente resistencia natural, no sólo contra los nematodos, sino también contra otros parásitos; donde se aprecia por un lado, una relación indirecta: a mayor pureza de sangre cebuina menor parasitismo, y por otra una relación directa: a mayor sangre europea (*Bos taurus*) mayor parasitismo (7).

Adicionalmente, existen razas e individuos que presentan mayor resistencia a estas enfermedades, caracterizándose por poseer menor número de parásitos y eliminar pocos huevos, gracias a la buena heredabilidad de caracteres que mejoran su respuesta frente al parásito. Esta resistencia genera que la distribución de la población parasitaria se concentre en el menor número de individuos del ganado, los cuales son los responsables de la contaminación y transmisión de la enfermedad a sus congéneres (5).

Otro factor es la relajación de la respuesta inmunitaria ocurrida alrededor del parto, aumentando la excreción de huevos en las heces, sumado a la transmisión de la madre a sus crías. Esta relajación de la inmunidad puede observarse en cualquier situación de

estrés como el destete o la mala nutrición. El plano nutricional es importante ya que a mejor alimentación, mejor respuesta inmunitaria y compensación de las pérdidas de nutrientes (7).

Un estudio realizado al sur de Polonia en las granjas pequeñas y medianas, fueron encontrados huevos de nematodos gastrointestinales en las muestras de 18 de los 20 rebaños con un rango de prevalencia 20,4-94,5% y el número promedio de huevos excretados en las heces de las vacas fue de 200 huevos por gramo (10). Otro estudio realizado en el sur de Minas Gerais-Brasil en cultivos fecales se evidenció, cuatro géneros de nemátodos gastrointestinales, de los cuales *Cooperia* sp. con 74,6% y *Haemonchus* sp con 19,4% fueron las más frecuentes (15). Así mismo, en el estudio por Soca se menciona que la presencia de *Haemonchus* es considerado uno de los nematodos de mayor incidencia en bovinos (6) por su alto poder de adaptación a los cambios ambientales, y se basa en la característica reproductiva lo que determina su prolificidad, ya que una hembra adulta y madura puede ovoposicionar 5 000 a 10 000 huevos por día (5).

En el estudio de Garcia –Romero (1994) en los bovinos de pastoreo las infecciones por NGI han sido monoparasitos (45%), seguidas de biparasitismo (33%), triparasitismo (13,6), observando hasta seis parásitos en un animal (22).

En Alemania, se recolectaron 998 muestras de heces bovinas donde la incidencia de strongílidos es 22,1%, *Trichuris* sp. 1,3%, *Strongyloides* sp. 0,6%, *Nematodirus* spp. 0,5% y *Capillaria* sp 0,4% (12).

En el Perú se han registrado 26 especies de nematodos, de las cuales 23 tienen ubicación gastrointestinal, mayormente en la ganadería bovina se encuentran los géneros: *Haemonchus* sp, *Trichostrongylus* sp, *Teladorsagia* sp, *Ostertagia* sp, *Cooperia* sp, *Nematodirus* sp, *Capillaria* sp, *Strongyloides* sp, *Bunostomum* sp, *Toxocara* sp, *Chabertia* sp, *Oesophagostomum* sp, *Trichuris* sp, *Thysanosoma* sp., sin

embargo, no se tienen referencias respecto de las prevalencias, incidencias e intensidad de la parasitosis (1).

## **2.7. Diagnóstico**

Para el diagnóstico de parásitos gastrointestinales, se utiliza 4 pasos para exámenes coproparasitológico, obtención de la muestra, examen macroscópico, el examen microscópico cualitativo y examen microscópico cuantitativo que nos revelan la dinámica de la población de parásitos (23).

### Examen macroscópico

Permite observar directamente las características morfológicas de los parásitos adultos, enteros o fraccionados, así como los cambios en las características organolépticas de las heces eliminadas, como color, presencia de sangre y/o mucosa, consistencia, etc.

### Examen microscópico

Permite observar principalmente en muestras frescas, la presencia de formas evolutivas móviles de tamaño microscópico de larvas o huevos de nematodos y cestodos, los métodos son:

#### Método directo

(Examen directo fresco o técnica de Kato)

Mediante este examen es posible detectar la mayoría de los huevos o larvas, pero debido a la pequeña cantidad de heces utilizadas solamente pueden diagnosticarse las infecciones intensas. (2 - 7).

### Método por sedimentación espontánea

La sedimentación es más sensible que el frotis directo al detectar mayor número de organismos ya que se han eliminado los detritos fecales. Siendo adecuado para la observación de trematodos, nematodos y cestodos. Este método al ser lento y no muy eficiente; toma un par de horas y puede no detectar infecciones leves, la sedimentación por centrifugación es más rápida y más sensible (8)

### Método por flotación

La base de este método es la que los huevos de los vermes estén suspendidos en un líquido con una densidad específica más alta que de los huevos, estos últimos flotarán en la superficie. Los huevos de nematodos y cestodos flotan en una densidad específica entre 1,10 y 1,20; los huevos de los trematodos que son más pesados requieren una densidad de 1,30- 1,35. (8)

Las soluciones de flotación están constituidas principalmente por cloruro de sodio y en ocasiones por sulfato de magnesio. Se debe preparar una solución saturada de cualquiera de estas sales, que se puede almacenar durante algunos días y se recomienda medir la densidad antes de utilizarla. En algunos laboratorios utilizan una solución azucarada de densidad de 1,20. (5, 6)

### Otros métodos

Mediante el cálculo del número de nematodos a la necropsia (método de trasvasos), mediante coprocultivos (método de Corticelli y Lai, método de Harada y Mori), mediante el cálculo de larvas infectivas en la pastura (método de la doble W) y mediante técnicas

moleculares (inmunofluorescencia indirecta, ELISA, Westernblot, PCR, ADN y etc). (3, 4, 5, 6, 7, 24).

## **2.8. Tratamiento de los parásitos gastrointestinales**

Los tratamientos con lactonas macrocíclicas (ivermectina, moxidectinas, doramectinas), benzimidazoles (albendazol, febendazol, oxfendazol) y probenzimidazoles (febantel, tiofanato), imidazotiazoles (levamisol, morantel) son efectivas en las dosificaciones contra nematodos y cestodos. Los tratamientos mayormente son dirigidos de forma sintomática para recuperar el estado general del animal parasitado, debido a este tipo de manejo se da una resistencia a los antiparasitarios por su mal manejo y subdosificación y falta de rotación de estas. (2-9)

## **2.9. Control y prevención de los parásitos gastrointestinales**

Se sugiere utilizar una política de insumos mínimos y aplicación estratégica de antihelmínticos; idealmente, los tratamientos deben ser preventivos y aplicados en todo un grupo de animales y no curativos e individualmente, para reducir la contaminación de las praderas con los huevos expulsados en las heces de los animales.

Las estrategias de desparasitación varían con el clima de la región y el sistema de producción ganadera.

En climas permanentemente húmedos, en los sistemas donde utilicen altas cargas de animal por unidad de área el desafío aumenta y se puede requerir el suministro frecuente de antihelmínticos a intervalos regulares, principalmente en los jóvenes.

También es recomendable, si el sistema lo permite, la rotación de pastizales para minimizar la contaminación.

Áreas con estación seca prolongada, es regular la exposición de los terneros de manera que no reciban una infestación excesiva a mediados de la época de lluvias. Como al final del verano las praderas están “limpias” de parásitos, los animales jóvenes deben separarse de los adultos y ser colocados en una pradera que no haya sido pastoreada por adultos luego del verano. Estos deben desparasitarse al destete y ser pasados a una pradera no muy contaminada. No es recomendable aquí el tratamiento de animales adultos

En regiones frías. La importancia de la enfermedad parasitaria variará ampliamente de año a año dependiendo de la cantidad de lluvias y de lo intenso del verano. El control parasitario debe dirigirse al manejo estratégico de praderas para el ganado joven, evitando el pastoreo de praderas fuertemente contaminadas al inicio de la época de lluvias. Cuando se considere necesario, se pueden utilizar antihelmínticos de amplio espectro para reducir la contaminación de las praderas por larvas inhibidas al final del verano e inicio de la temporada de lluvias.

Climas permanentemente áridos. El control de aparición de enfermedad parasitaria en estas regiones consiste en lograr una infestación gradual de los animales jóvenes; en situaciones cuando ganado adulto susceptible debe ser movilizadado a praderas infectadas se requiere la aplicación de antihelmínticos de manera profiláctica (25).

### **III. MATERIALES Y MÉTODO**

#### **3.1. Espacio y tiempo**

La investigación se realizó en la provincia de San Marcos - Cajamarca, en el mes de Mayo del año 2015. El procesamiento se realizó en el laboratorio central de la Escuela Académica Profesional de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Alas Peruanas.

#### **3.2. Población y muestra**

El tamaño de la muestra, se calculó en base a la fórmula de poblaciones finitas y se obtuvo un mínimo de 205 muestras en base a lo hallado por Colina en el año 2013 (1) pero se llegó a recolectar 250 muestras de heces de ganado lechero en base al tamaño poblacional y uso de la fórmula de poblaciones finitas (26).

#### **3.3. Diseño de la investigación**

El estudio se inició presentando cartas de presentación a los encargados de SENASA de la localidad, a los ganaderos de la zona así como a la Asociación de Productores de Leche y una solicitud a decanato de la Escuela de Medicina Veterinaria para que faciliten los materiales y las instalaciones.

La toma de muestra se realizó sin distinción de edad, raza y género y se llevó a cabo en las primeras horas de la mañana, la muestra se recolectó por palpación rectal, la muestra fue puesta en un frasco con tapa hermética para su conservación en formol al

10%, luego se procesaron bajo el método de sedimentación y en el laboratorio central de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas.

### **3.4. Equipos**

#### Sujeto de estudio

- Heces frescas en formalina al 10%

#### Material de escritorio

- Lapiceros
- Lápiz
- Plumón indeleble
- Borrador
- Corrector líquido
- Libreta de apuntes
- Folder manila
- Fastener
- Hojas de papel bond A4

#### Material de campo

- Mameluco
- Botas
- Mascarillas
- Guantes
- Frascos pequeños rotulados
- Caja de tecnopor
- Gel

#### Material de servicio

- Internet

- Impresión
- Biblioteca
- Fotocopiadora
- Movilidad de envío de muestras
- Movilidad de recojo de muestras
- Teléfono

#### Equipos

- Cámara digital
- Microscópio

#### Material de laboratorio

- Vasos grandes
- Colador
- Varilla
- Tubos de ensayo
- Agua destilada
- Lugol
- Solución saturada salina
- Porta y cubre objetos
- Mortero

### **3.5. Procedimiento**

#### **Autorización.**

Se presentó una carta solicitando autorización al presidente de la comunidad y los propietarios de los animales de la comunidad de San Marcos y así mismo, una

autorización al laboratorio central de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas.

### **Recolección de muestra**

Las heces se recogieron directamente del recto del animal, evitando el contacto con el suelo.

El muestreo fue a primeras horas de la mañana y se tomó 20 gramos (g) aproximadamente. Las muestras fueron colocados en contenedores plásticos herméticamente cerrados y se agregó formol al 10% debidamente rotuladas indicando: lugar o zonal, nombre del propietario, nombre del animal, sexo, edad y al termino del muestreo serán trasladados las muestras en una caja de tecnopor, perfectamente etiquetado.

### **Lugar de procesamiento**

Una vez recogidas las muestras se trasladó al laboratorio central de la Facultad de Ciencias Agropecuaria Escuela Profesional de Medicina Veterinaria de la Universidad Alas Peruanas, para su procesamiento.

### **3.6. Procesamiento de la muestra**

Para el diagnóstico de los parásitos gastrointestinales en las heces del ganado bovino criollo se realizó los siguientes métodos:

Flotación- método de Willis

Se cogirá de 2 a 4 g de muestra se desmenuza en el mortero hasta que se encuentre homogenizada y se filtra por un colador a un tubo de 20 ml agregar 10 a 20 ml de agua

potable, dejar reposar de 20-30 minutos luego se decanta y se agrega al tubo de 10 a 20 ml de solución salina saturada en un vaso de boca angosta, llenar hasta que forme un menisco, luego colocar sobre la superficie del líquido un cubre objeto deslizándolos sobre sus bordes sin dejar que se formen burbujas, dejar por 10 a 20 minutos, se retira el cubre objeto rápidamente y se observa en el microscopio (10).

#### Sedimentación rápida

Mezclar aproximadamente 3 g de heces con agua destilada en un mortero de porcelana, homogenizar y filtrar a través de un embudo tamiz y se vierte agua en una copa de precipitación, dejar reposar por 20 a 30 minutos y eliminar el sobrenadante, agregar agua y dejar reposar por 10 minutos y decantar el sobrenadante (repetir este procedimiento 3 veces) (10).

### **3.7. Registro de datos**

Una vez terminando con la identificación del parásito, se procederá a colocar en un registro los datos respectivos, en la ficha elaborado por el investigador.

### **3.8. Análisis estadístico**

Los datos obtenidos del estudio, se presentaron en tablas de frecuencia para hallar el número de animales positivos y negativos a la presencia de parásitos gastrointestinales y el porcentaje de éstos.

#### IV. RESULTADOS

Se observa que el 47 de los animales muestreados salieron positivos a parásitos de nematodos

Cuadro N° 1. Porcentaje de animales positivos al tipo de examen coprológico, en bovinos lecheros de la provincia de San Marcos - Cajamarca.

	<b>Examen coproparasitologico</b>	
	<b>Positivo</b>	<b>Negativo</b>
Nematodos	47(18,8%)	203(81,2%)

Se observa que el 46 de los animales muestreados salieron positivos a huevo tipo Strongylus y uno a huevo tipo Nematodirus.

Cuadro N° 2. Formas parasitarias encontradas en bovinos lecheros de la provincia de San Marcos - Cajamarca.

	<b>Examen coproparasitologico</b>			
	positivo	negativo	total	porcentaje
<b>Huevo tipo Strongylus</b>	46	204	250	18,4%
<b>Huevo tipo Nematodirus</b>	1	249	250	0,4%

## V. DISCUSIÓN

En el cuadro N°1 se muestra el porcentaje de 18,8% (47/250) de bovinos lecheros de la provincia de San Marcos – Cajamarca a nematodos, pero estos resultados difiere con el estudio realizado en la Libertad donde se halló 67.5% (1), esto se debería a el sistema de crianza, estación del año o manejo antiparasitario. Pero si es similar al estudio realizado en Polonia donde se encontró un rango de prevalencia 20,4-94,5% y menciona que se debería a la resistencia antiparasitaria, hipobiosis parasitaria y cambio climático. Pero en la investigación desarrollada en San Marcos la desparasitación se caracteriza gracias a la organización de los comuneros, tratando a los animales de uno a cuatro veces al año (benzimidazoles), presentando un clima seco, lo cual mantendría una carga moderadamente baja (9-14).

Se puede decir que algunos parásitos son muy exigentes en cuanto a la humedad y la temperatura, y otros bajo ciertas condiciones climáticas se potencian las especies más resistentes a las bajas temperaturas y a la alta pluviosidad, éstas se presenten como especies dominantes, indicado por quienes observan que el género *Ostertagia* puede sobrevivir a inviernos inclementes y desarrollarse igualmente bien en períodos secos. Estos parásitos actuarían como factor predisponente a la infección con otras especies, al contribuir con el agotamiento de los mecanismos de respuesta inmunitaria, favoreciendo la infección por otras especies parasitarias. Pero en el estudio no se puede determinar si estuvo *Ostertagia* porque las muestras fueron conservadas en formol al 10%, lo que no permitió hacer cultivo de larvas.

El porcentaje hallado se debería al uso de antihelmínticos, ya que se menciona que en el departamento de Cajamarca es una zona endémica de *Fasciola* (1), Así mismo, los pobladores lo utilizan de 3 a 4 veces al año siguiendo un programa de inicio y final de lluvias (última aplicación en el mes de Abril) y lo mismo en época seca. Pero a la vez se

estaría confirmando lo que menciona la literatura (11), que el porcentaje del 18,8 % se debería a una cepa resistente ya que el uso de los fármacos es constante y muchas veces utilizan más de la dosis indicada (15,17). Lo que genera que persistan los helmintos.

También se observó que los animales muestreados oscilaban entre los 2 y 7 años siendo todas hembras, y tienden a ser más parasitados que los machos, de acuerdo a los valores expresados en este estudio. Este valor se debe a que la mayor parte de las muestras pertenece a animales adultos y donde son menos susceptibles a infecciones naturales (2 -4).

## **VI. CONCLUSIONES**

1. Se obtuvo 18,8% de animales con huevos de nematodos gastrointestinales, al ser examinados con la técnica cualitativa de sedimentación – flotación.

## **VII. RECOMENDACIONES**

1. Realizar estudios en distintas épocas del año e incluir condición corporal y área de pastoreo.
2. Se recomienda la realización de exámenes coprológicos periódicos y seriados.
3. Los resultados sugieren apoyar programas de control parasitario
4. Realizar investigaciones para determinar la epidemiología de los parásitos
5. Determinar los períodos óptimos para la realización de tratamientos antihelmínticos.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICA

- 1 Colina J, Mendoza G, Jara C. Prevalencia e intensidad del parasitismo gastrointestinal por nematodos en bovinos, Bos Taurus, del distrito Pacanga (la Libertad, Peru).2013. REBIOL; 33(2): 76-83
- 2 Rojas MC. Nosoparasitos de los rumiantes domésticos peruanos. 2ª ed. Lima-Perú: 2004. 58-75.
- 3 Barriga O. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la américa latina. 2002. Chile: Editorial Germinal. 81-144.
- 4 Armijos N. Prevalencia de parasitos gastrointestinales en bovinos que se sacrifican en el camal Municipal de Santa Isabel. 2013. Tesis para obtener el título de Médico veterinario y Zootecnista. Universidad de Cuenca Facultad de Ciencias agropecuarias.
- 5 Cordero MC, Rojo FAV, Martines ARF, Sanchez MCA, Hernandez SR, Navarrete IL, Et al. Parasitología veterinaria. 1999. Madrid: Editorial Macgrows-Hill-Interamericana;. 195-450.
- 6 Soca M, Roque E, Soca Ma.Epizootiología de los nematodos gastrointestinales de los bovinos jóvenes.2005. Pastos y forrajes, vol 28 N3
- 7 Borchert A. Parasitología veterinaria.1981. 3ªed. España: Editorial Acribia SA; 39-422
- 8 Soulsby L. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 1987. 7ª ed. México: Editorial Interamericana SAC de CV. 3-354.
- 9 Urguhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings AW.Parasitología veterinaria. 2001. 2ªed. España: Editorial AcribiaSA. 3-202.
- 10 Bowman DD, Carl RL, Eberhard ML. Parasitología para veterinarios. 2004. 8ªed. Madrid: Editorial AnElsevier Imprint. 121-244.
- 11 Piekarska J, Kantyka M, Kuczaj M, Gorczykowski M, Janeczko K.

- Nematodos gastrointestinales en el pastoreo de ganado lechero de las granjas pequeñas y medianas empresas en el sur de Polonia.2013 . Vet Parasitol; 198 (1-2) :250-3.
- 12 Epe C, Coati N, T Schnieder. Resultados de los análisis parasitológicos de las muestras de heces de los caballos, rumiantes, cerdos, perros, gatos, conejos y erizos, entre 1998 y 2002. 2004. Jun; 111 (6):243-7.
- 13 Urdaneta-Fernández M, Urdaneta A, Parra A, Chacín E, Ramírez-Barrios R, co Angulo-Cubillán F. Prevalencia y grado de infección de helmintos gastrointestinales en rebaños bovinos doble propósito del municipio Miranda del estado Zulia, Venezuela.2011 REVISTA DE LA UNIVERSIDAD DEL ZULIA.No 2, -Abr. pp 76-654
- 14 Rodríguez-Vivas R, Cob-Galera L, Domínguez-Alpizar J. *Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. 2001.Rev Biomed 12:19-25. Vol. 12/No. 1/Enero-Marzo,*
- 15 Bruhn F, Silva Júnior F, Carvalho AH, Orlando DR, Rocha CM, Guimarães AM. 2012 Información sobre el autor Ocurriencias de *Eimeria* spp. y nematodos gastrointestinales en terneros lecheros del sur de Minas Gerais, Brasil. 2012.Rev Bras Vet Parasitol.; 21 (2) :171-5.
- 16 Hansen, J. & Perry, B. The epidemiology, diagnosis and control of helminthes parasites of ruminants.1994. ILRAD. Nairobi, Kenya
- 17 Vázquez, V.M. Agentes etiológicos y ciclos de vida de los nemátodos gastrointestinales. En: Memorias 1er. Curso Internacional "Nuevas perspectivas en el diagnóstico y control de nemátodos gastrointestinales en pequeños rumiantes". 2000. (Eds. F. Torres, A. Aguilar & A. Ortega). Yucatán, México. p. 1
- 18 Fiel, C.A.; Pedonese, S.I.; Steffan, P.E. & González, F. Bioecología de los estadios de vida libre de nemátodos gastrointestinales de bovinos: evolución de huevos a larvas infectantes en materia fecal. 2000. Memorias. III Congreso Argentino de Parasitología. La Plata, Argentina. p. 443
- 19 Delgado, A. Comportamiento de las larvas de estrogilatos del bovino en el ambiente externo y su importancia en el control de

- estas helmintosis.1989. Rev. Cub. Cienc. Vet. 20 (2):127
- 20 Fiel, C.A.; Pedonese, S.I.; Steffan, P.E. & González, F. Bioecología de los estadios de vida libre de nemátodos gastrointestinales de bovinos: Sobrevivencia de larvas en las pasturas. 2000. Memorias. III Congreso Argentino de Parasitología. La Plata, Argentina. p. 444
- Furlong, J. 1997. Pesquisa em doenças parasitárias em bovinos de leite. En: EMBRAPA Gado de Leite. 20 años de pesquisa. (Eds. L.P. Passos, M.M. Carvalho & O.F. Campos). CNPGL-EMBRAPA. Juiz de Fora, Brasil. p. 221
- 21 Quiroz, H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 2002. Editorial Limusa. México. 876 p.
- 22 García-Romero, C.; Valcárcel-Sancho, F.; Cordero del Campillo, M. & Rojo-Vázquez, F.A. 1994. Etiología y epizootiología de las infestaciones por tricostrongídeos en bovinos en Galicia. Med. Vet. 11 (3):212
- 23 Traldi T. Valor de la identificación de los nematodos gastrointestinales larvas de tercera etapa se recuperó de las heces y la hierba. 2006.Prasitology; 48 (3) :415-8.
- 24 Traldi T. Valor de la identificación de los nematodos gastrointestinales larvas de tercera etapa se recuperó de las heces y la hierba. 2006.Prasitology; 48 (3) :415-8.
- 25 Manfredi MT. Biología de los nematodos gastrointestinales de los rumiantes.2006. Parassitologia; 48 (3) :397-401
- 26 **INEI**. IV Censo Nacional Agropecuario 2012 – VI CENAGRO. Resultados Preliminares. Lima, Diciembre 2012. Pág. 46. Extraído del sitio web: <http://www.inei.gob.pe/biblioineipub/bancopub/Est/Lib1057/libro.pdf>. Acceso el 05 de Mayo de 2015.

## **ANEXOS**

## ANEXO 1

Cuadro 1: clasificación taxonómica de los nematodos

Phylum	Class Subclass	Order	Superfamily Family (Subfamily)	Genus	Chapters		
Nematoda	Secernentea	Strongylida	<b>Trichostrongyloidea</b>				
			Trichostrongylidae	<i>Trichostrongylus</i>	1, 8, 9, 10, 11, 12, 14, 15, 16		
				<i>Marshallagia</i>	1, 8, 14		
				<i>Hyostrongylus</i>	1, 11		
				<i>Mecistocirrus</i>	1, 8, 9, 11		
				<i>Graphidium</i>	1, 15		
				<i>Obeliscoides</i>	1, 15		
				<i>Libyostrongylus</i>	1, 16		
				<i>Graphinema</i>	1, 14		
				<i>Impalala</i>	1, 14		
				(Ostertaginae)	<i>Ostertagia</i>	1, 8, 9, 14	
					<i>Teladorsagia</i>	1, 9, 14	
					<i>Spiculopteragia</i>	1, 14	
					<i>Apteragia</i>	1, 14	
					<i>Camelostrongylus</i>	1, 14	
					(Haemonchinae)	<i>Haemonchus</i>	1, 8, 9, 14
					Cooperidae	<i>Cooperia</i>	1, 8, 9, 14
					Ornithostrongylidae	<i>Ornithostrongylus</i>	1, 16
					Amidostomidae	<i>Amidostomum</i>	1, 13
						<i>Epomidostomum</i>	1, 13
					Molineidae	<i>Nematodirus</i>	1, 8, 9, 14
						<i>Nematodirella</i>	1, 14
						<i>Lamanema</i>	1, 14
						<i>Ollulanus</i>	1, 11, 12
					Helligmonellidae	<i>Nippostrongylus</i>	1, 15
						<i>Nematospiroides</i>	1, 15
					Dictyocaulidae	<i>Dictyocaulus</i>	1, 8, 9, 10, 14
					<b>Strongyloidea</b>		
					Strongylidae	<i>Strongylus</i>	1, 10
						<i>Tridontophorus</i>	1, 10
					(Strongylinae)	<i>Chabertia</i>	1, 8, 9, 14
						<i>Oesophagostomum</i>	1, 8, 9, 11, 14
						<i>Poteriostomum</i>	1, 10
						<i>Craterostomum</i>	1, 10
						<i>Oesophagodontus</i>	1, 10
						<i>Codiostomum</i>	1, 16
					(Cyathostominae)	<i>Cyathostomum</i>	1, 10
			<i>Cylicocyclus</i>	1, 10			
			<i>Cylicodontophorus</i>	1, 10			
			<i>Cylicostephanus</i>	1, 10			

Fuente: Taylor,Coop,Wall. Veterinary Parasitology. 4 ed. Wiley Blackwell. 20016.

Continuidad

Phylum	Class	Subclass	Order	Superfamily Family (Subfamily)	Genus	Chapters
				Syngamidae	<i>Syngamus</i>	1, 3, 13, 16
					<i>Cyathostoma</i>	1, 4, 16
					<i>Mammomonogamus</i>	1, 8, 9, 12
					<i>Stephanurus</i>	1, 8, 11
				Deletocephalidae	<i>Deletocephalus</i>	1, 16
					<i>Paradeletocephalus</i>	1, 16
				<b>Ancylostomatodea</b>		
				Ancylostomatidae	<i>Ancylostoma</i>	1, 12
					<i>Uncinaria</i>	1, 12
					<i>Bunostomum</i>	1, 8, 9, 14
					<i>Galgeria</i>	1, 9
					<i>Necator</i>	1
					<i>Globocephalus</i>	1, 11
					<i>Agrilostomum</i>	1, 8
				<b>Diaphanocephaloidea</b>	<i>Kalicephalus</i>	1, 16
				<b>Metastrongyloidea</b>		
				Metastrongylidae	<i>Metastrongylus</i>	1, 11
				Protostrongylidae	<i>Muellerius</i>	1, 8, 14
					<i>Protostrongylus</i>	1, 8, 14
					<i>Cystocaulus</i>	1, 8, 14
					<i>Spiculocaulus</i>	1, 8
					<i>Neostongylus</i>	1, 8
					<i>Varestrongylus</i>	1, 14
					<i>Parelaphostrongylus</i>	1, 14
					<i>Elaphostrongylus</i>	1, 14
				Filaroididae	<i>Oslerus</i>	1, 12
					<i>Filaroides</i>	1, 12
					<i>Aelurostrongylus</i>	1, 12
				Angiostrongylidae	<i>Angiostrongylus</i>	1, 12, 15
				Crenosomidae	<i>Crenosoma</i>	1, 12

Cuadro 1: clasificación taxonómica de los nematodos

Fuente: Taylor,Coop,Wall. Veterinary Parasitology. 4 ed. Wiley Blackwell. 20016.

## ANEXO 2

**Tabla 1. Localización y características biológicas generales de nemátodos gastrointestinales**

Órgano	Etiología	Forma infestante	Vía de infestación
Abomaso	<i>Ostertagia</i>	L <sub>3</sub> (Larva 3)	Oral
	<i>Haemonchus</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Mecistocirrus</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Trichostrongylus</i>	L <sub>3</sub>	Oral
Intestino delgado	<i>Trichostrongylus</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Cooperia</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Nematodirus</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Bunostomum</i>	L <sub>3</sub>	Oral y percutánea
	<i>Strongyloides</i>	L <sub>3</sub> sin vaina	Oral y percutánea
	<i>Toxocara (Neoascaris)</i>	Huevo larvado	Oral, transplacentaria y lactancia
Intestino grueso	<i>Oesophagostomum</i>	L <sub>3</sub>	Oral
	<i>Trichuris</i>	Huevo larvado	Oral

Cuadro 2.- Localización y características biológicas generales de nematodos gastrointestinales

Fuente: Angulo- Cubillan, Manuel de ganadería doble propósito 2005

### ANEXO 3

Género	Localización	Efecto
<i>Haemonchus sp.</i>	Abomaso	Anemia, gastritis
<i>Trichostrongylus axei</i>	Abomaso	Abomasitis, gastritis, úlceras profundas, diarreas severas, alteraciones del pH
<i>Ostertagia sp.</i>	Abomaso	Anemia, nódulos, alteraciones del pH, afecta la producción de pepsinógeno
<i>Cooperia sp.</i>	Intestino delgado	Enteritis, anemia, diarreas
<i>Strongyloides papillosus</i>	Intestino delgado	Enteritis y enflaquecimiento
<i>Bonostomum sp.</i>	Intestino delgado	Enteritis
<i>Oesophagostomum sp.</i>	Intestino grueso	Enflaquecimiento, diarreas, pérdidas de proteína plasmática

Cuadro 3: Localización y los principales efectos causados por los nematodos más importante

Fuente: Angulo- Cubillan, Manual de ganadería doble propósito 2005