

UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO HENRÍQUEZ UREÑA

Facultad de Ciencias Agropecuarias y Recursos Naturales

Escuela de Medicina Veterinaria

**FAUNA PARASITARIA GASTROINTESTINAL, PULMONAR Y MUSCULAR
(CISTICERCOSIS) EN CERDOS FAENADOS EN EL MATADERO DE LA
PROVINCIA DE SAN JUAN DE LA MAGUANA**



Trabajo de Grado presentado por:

Elsie Cristal Ureña Stammers y Karla Verónica Nouel Ferreiras

para la obtención del título de Doctor en Medicina Veterinaria

SANTO DOMINGO, D.N.

2015.-

INDICE

INTRODUCCIÓN.....	i
A. OBJETIVOS GENERALES.....	iii
B. OBJETIVOS ESPECIFICOS.....	iii
CAPÍTULO I: REFERENCIA BIBLIOGRAFICA	
A. ANTECEDENTES.....	1
B. NEMÁTODOS.....	5
1. <i>Ascaris summ</i>	7
a. Generalidades.....	7
b. Taxonomía.....	8
c. Morfología.....	8
d. Ciclo biológico.....	9
e. Signos clínicos.....	9
f. Lesiones.....	10
g. Diagnostico.....	10
h. Tratamiento.....	11
2. <i>Ascarops strongylina (Arduenna strongylina)</i>	11
a. Generalidades.....	11
b. Taxonomía.....	11
c. Morfología.....	12
d. Ciclo biológico.....	12
e. Signos clínicos.....	13
f. Lesiones.....	13

g. Diagnostico.....	13
h. Tratamiento.....	13
3. <i>Globocephalus spp</i>.....	14
a. Generalidades.....	14
b. Taxonomía.....	14
c. Morfología.....	14
d. Ciclo biológico.....	15
e. Signos clínicos.....	15
f. Diagnostico.....	15
g. Tratamiento.....	16
4. <i>Gongylonema pulchrum</i>.....	16
a. Generalidades.....	16
b. Taxonomía.....	17
c. Morfología.....	17
d. Ciclo biológico.....	18
e. Signos clínicos.....	18
f. Lesiones.....	19
g. Diagnostico.....	19
h. Tratamiento.....	19
5. <i>Hyostrogylus rubidus</i>.....	19
a. Generalidades.....	19
b. Taxonomía.....	20

c. Morfología.....	20
d. Ciclo biológico.....	21
e. Signos clínicos.....	21
f. Lesiones.....	21
g. Diagnostico.....	22
h. Tratamiento.....	23
6. <i>Metastrongylus spp.</i>.....	23
a. Generalidades.....	24
b. Taxonomía.....	24
c. Morfología.....	24
d. Ciclo biológico.....	25
e. Signos clínicos.....	26
f. Lesiones.....	26
g. Diagnostico.....	27
h. Tratamiento.....	27
7. <i>Oesophagostomum spp.</i>.....	27
a. Generalidades.....	28
b. Taxonomía.....	28
c. Morfología.....	28
d. Ciclo biológico.....	29
e. Signos clínicos.....	29
f. Lesiones.....	30
g. Diagnostico.....	30

h. Tratamiento.....	30
8. <i>Physocephalus sexalatus</i>.....	31
a. Generalidades.....	31
b. Taxonomía.....	31
c. Morfología.....	31
d. Ciclo biológico.....	32
e. Signos clínicos.....	33
f. Lesiones.....	33
g. Diagnostico.....	33
h. Tratamiento.....	33
9. <i>Strongyloides ransomi</i>.....	34
a. Generalidades.....	34
b. Taxonomía.....	34
c. Morfología.....	34
d. Ciclo biológico.....	35
e. Signos clínicos.....	35
f. Lesiones.....	36
g. Diagnostico.....	36
h. Tratamiento.....	36
10. <i>Trichuris suis</i>.....	37
a. Generalidades.....	37
b. Taxonomía.....	37
c. Morfología.....	38

d. Ciclo biológico.....	38
e. Signos clínicos.....	39
f. Lesiones.....	39
g. Diagnostico.....	40
h. Tratamiento.....	40
CESTODOS.....	41
1. <i>Cysticercus celulosae</i>.....	41
a. Generalidades.....	42
b. Taxonomía.....	42
c. Morfología.....	42
d. Ciclo biológico.....	42
e. Signos clínicos.....	43
f. Lesiones.....	44
g. Diagnostico.....	44
h. Tratamiento.....	44
ACANTOCEFALOS.....	45
1. <i>Macracanthorynchus hirudinaceus</i>.....	45
a. Generalidades.....	45
b. Taxonomía.....	46
c. Morfología.....	46
d. Ciclo biológico.....	46
e. Signos clínicos.....	47
f. Lesiones.....	47

g. Diagnostico.....	48
h. Tratamiento.....	48

CAPITULO II: MATERIALES Y METODOS

A. Localización del estudio.....	49
B. Selección de la muestra.....	49
C. Tamaño de la muestra.....	50
D. Recolección de muestras.....	50
E. Materiales.....	51
F. Métodos de diagnóstico.....	52
a. Método de McMaster.....	52
b. Método de sedimentación.....	53
c. Técnica de Baermann (Ueno modificado).....	55
d. Prueba de ELISA.....	56

CAPITULO III: RESULTADOS.....

Resultados.....	58
Discusión.....	61
Conclusión.....	63
Recomendaciones.....	64

CAPITULO IV: BIBLIOGRAFIA

Bibliografía.....	66
-------------------	----

CAPITULO V: ANEXOS

Anexo 1: Ciclos biológicos.....	68
Anexo 1.1 – Ciclo biológico <i>Ascaris summ</i>	68
Anexo 1.2 – Ciclo biológico <i>Ascarops strongylina</i>	69
Anexo 1.3 – Ciclo biológico <i>Gongylonema pulchrum</i>	70
Anexo 1.4 – Ciclo biológico <i>Hyostrogylus rubidus</i>	70
Anexo 1.5 – Ciclo biológico <i>Metastrongylus spp</i>	71
Anexo 1.6 – Ciclo biológico <i>Oesophagostomum spp</i>	71
Anexo 1.7 – Ciclo biológico <i>Phylocephalus sexalatus</i>	72
Anexo 1.8 – Ciclo biológico <i>Strongyloides ransomi</i>	72
Anexo 1.9 – Ciclo biológico <i>Trichuris suis</i>	73
Anexo 1. 10 – Ciclo biológico <i>Cysticercus cellulosae</i>	73
Anexo 1.11 – Ciclo biológico <i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>	74
Anexo 2: Ubicación estudio	75
Anexo 2.1 – Provincia de San Juan de la Maguana.....	75
Anexo 2.2 - Ubicación Matadero Municipal de la Provincia SJM	76
Anexo 2.3 – Ubicación Laboratorio Arroyo Loros	76
Anexo 2.4 – Ubicación Laboratorio Veterinario Central (LAVECEN)	77
Anexo 3: Materiales.....	78
Anexo 3.1 – Materiales recolección y procesamiento muestras.....	78
Anexo 3.2 – Materiales Método de Máster.....	80
Anexo 3.3 – Materiales Método Ueno.....	81
Anexo 3.4 – Materiales Método Sedimentación.....	81

Anexo 3.5 – Materiales Prueba de ELISA	83
Anexo 4: Huevos encontrados	87
Anexo 4.1 - Súper familia <i>Strongiloidea</i>	87
Anexo 4.2 – <i>Trichuris suis</i>	89
Anexo 4.3 – <i>Ascaris sum</i>	89
Anexo 4.4 - <i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>	90
Anexo 4.5 - Otros.....	90
Anexo 5: Fotos durante el muestreo y procesamiento de muestras	91
Anexo 6: Graficas.....	96
Anexo 6.1 - Total porcentual de cerdos muestreados	96
Anexo 6.2 – Distribución de los huevos encontrados mediante el Método de McMaster.....	97
Anexo 6.3 - Huevos encontrados mediante los métodos realizados	98
Anexo 6.4 - Distribución parasitaria por distrito municipal.....	99
Anexo 7:Resultados ELISA.....	100
Anexo 8: Tablas.....	101
Anexo 8.1 – Tabla 1: Formulario recolección de muestras.....	100
Anexo 8.2 – Tabla 2: Método Sedimentación.....	102
Anexo 8.3 – Tabla 3: Casos registrados de Cisticercosis porcinas por año SJM	105
Anexo 8.4 – Tabla 4: Metodo McMaster.....	106

INTRODUCCIÓN

El parasitismo es una interacción biológica entre organismos de diferentes especies. En este proceso, una de las especies amplía su capacidad de supervivencia utilizando a otra especie (huésped) para satisfacer sus necesidades biológicas y por este mismo medio, ampliar su aptitud reproductiva.

Es importante tener presente que la parasitosis porcina tiene fuerte relación con el hábitat y el sistema de explotación donde son manejados los animales. Desde el punto de vista parasitológico el cerdo puede estar infectado por protozoos, helmintos e infestados por artrópodos.

Nuestra investigación se realizó en la provincia de San Juan de la Maguana, la cual posee las condiciones climáticas perfectas para el desarrollo y reproducción de entidades parasitarias al estar ubicada entre montañas.

La creciente ganadería constituye una de las actividades económicas en la que se ha desarrollado esta región, siendo la ganadería porcina una de las vertientes en crecimiento.

Puesto que San Juan de la Maguana es considerada una región rural, la crianza porcina consiste mayoritariamente en una ganadería de traspatio (sin corrales y al libre albedrío). Dicho tipo de ganadería no cuenta con las medidas sanitarias adecuadas, lo que pone al ganado en riesgo de contraer diferentes enfermedades, entre ellas, parasitismo.

Las infecciones gastrointestinales que afectan el sistema digestivo del cerdo son una preocupación constante de los productores en las explotaciones porcinas por las pérdidas

económicas que estas ocasionan. Las infecciones causadas por cestodos, nematodos y acantocéfalos son frecuentes en el cerdo, causando un retraso en el crecimiento, lo que ocasiona un gasto mayor al productor y pérdidas económicas.

Son estas razones previamente mencionadas, y el hecho de no haber encontrado estudios sobre el tema, se decidió investigar sobre la fauna parasitaria de los cerdos de traspatio que llegan desde diferentes localidades de la región hacia el matadero municipal, y de esta manera, identificar cuales parásitos son 'endémicos' de la región y que porcentaje de cerdos se ven afectados por los mismos.

OBJETIVOS

A. Objetivo general

- Definir la fauna parasitaria en cerdos de libre pastoreo en el Matadero Municipal de la provincia de San Juan de la Maguana.

B. Objetivos específicos

- Identificar mediante coprología o identificación de adultos los helmintos encontrados en el sistema gastrointestinal.
- Verificar la presencia de *Cisticercus celulosae* por identificación directa y serología, para detección de anticuerpos específicos, en los cerdos del Matadero Municipal de la provincia de San Juan de la Maguana.
- Determinar la distribución en los diferentes municipios de la provincia de San Juan de La Maguana de los parásitos encontrados.

CAPÍTULO I

REVISIÓN LITERARIA

CAPÍTULO I: REVISIÓN LITERARIA

A. ANTECEDENTES

En nuestra investigación encontramos que en el 2005 Luz A. Luna realizó un estudio con cerdos criados en traspatio en el municipio de El Sauce, Departamento de León, Nicaragua, determinándose en este la prevalencia de parásitos gastrointestinales (PGI) en 60 cerdos de patio sacrificados en matadero. Se identificaron seis especies de parásitos gastrointestinales: *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, *Oesophagostomun spp*, *Ascaris suum*, *Trichuris suis* e *Hyostrogylus rubidus*, siendo este último el de mayor prevalencia. Se identificaron los helmintos *Ascaris suum*, *Hyostrogylus rubidus*, *Strongyloides ransomi*, *Oesophagostomum spp*, y *Trichuris suis*. Los protozoos encontrados fueron *Isospora suis* y *Eimeria spp*. Con una mayor frecuencia se encontró *Ascaris suum* (42.86%) e *Hyostrogylus* (39.80%), en el grupo mayor de seis meses, en el grupos menor de seis meses los más frecuentes fueron *Ascaris suum* (48.98%) y *Trichuris* (45.92%). La intensidad de infección de *H. rubidus* fue significativamente más alta en el grupo de cerdos mayores de seis meses y *T. suis* e *Isospora suis* tuvieron diferencia significativa en el grupo menor de seis meses. En resumen, identificaron ocho especies de parásitos gastrointestinales en los cerdos de traspatio, que son de importancia económica.

En otro estudio realizado en el año 2007 por Pedro De la Fe Rodríguez, Elio Brito Alberto, Javier Aguiar Sotelo y L. Rodríguez, J.A. Hernández, tuvo como objetivo conocer la prevalencia de las endoparasitosis que afectan a los cerdos en el territorio de Colombia. Se estudiaron los reportes de control sanitario del matadero de Salamina correspondientes a los años 2003-2005, además se realizaron 235 análisis coproparasitológicos que incluyeron a 496

animales. Las muestras fecales se procesaron por las técnicas de observación directa, frotis fecal y los métodos helminto-ovoscópicos de flotación y de sedimentación decantación. Se comprobó la existencia de una alta prevalencia de afectación hepática por *F. hepática* que aumentó hasta el 1.8 % en el año 2005. Tanto las larvas como los adultos de *A. suum* fueron la causa del decomiso de gran cantidad de hígados e intestinos. Por concepto de hígados decomisados por *A. suum* y *F. hepática* hubo una pérdida de 426,046 pesos colombianos, lo que sumado al daño funcional del órgano cuando los animales estaban vivos eleva la apreciación su repercusión. Se detectó una tendencia al aumento de porcentaje de influencia de *F. hepática* en el decomiso de hígados. La mayor prevalencia de endoparásitos en los cerdos se observó en las cranzas de traspatio, fue intermedia en convenios porcinos de Santa Clara y negativa en el Centro Integral Porcino "Charco Hondo". Se diagnosticaron parásitos zoonóticos potenciales como *B. coli*, *A. suum*, *F. hepática* y *M. hirudinaceus*.

Nora Karina Reyna Penate en el año 2008, en Guatemala, realizó un estudio en el cual se encontró que la prevalencia de parásitos gastrointestinales y pulmonares en comunidades del Municipio de San Agustín Acasaguastlán, presentados en orden por mayor infección, fueron los siguientes:

1. *Oesophagostomum spp.*
2. *Ascaris suum*
3. *Metastrongylus spp.*
4. *Macracanthorhynchus hirudinaceus*

Estos datos son indicadores que el principal parásito presente en cerdos de traspatio de las comunidades es el *Oesophagostomum spp.* Todas las muestras fueron procesadas en forma

simultánea con dos técnicas; la técnica Modificada de Formalina-Detergente y técnica de McMaster, la ventaja que mostró la de Formalina-detergente con la de McMaster fue un porcentaje mayor de exactitud para la determinación de los parásitos pulmonares y gastrointestinales, sin embargo el procedimiento de la técnica es bastante tardado lo que no favorece para su realización en campo. Aunque son pruebas cuantitativas que nos dan resultados más específicos en cuanto a cargas parasitarias, no son muy aplicables en el campo pero si es importante determinar que son pruebas efectivas para la confirmación de las infecciones.

En la República Dominicana también se han realizado estudios sobre el tema, dos trabajos de grado de la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña (UNPHU) y un trabajo estadístico sobre las tasas de prevalencia de cisticercosis porcina en el matadero municipal de la provincia de San Juan de la Maguana. El primer estudio realizado en la UNPHU, titulado “Diagnóstico y tratamiento de parásitos gastrointestinales en cerdos en la región central de la República Dominicana”, fue realizado por los estudiantes de termino Mario M. Mathiss Martínez, Oscar Jairo Rojas y Gerardo Vizcarrondo Berrios, en el año 1984. En este, se identificaron huevos de las familias *Ascaroidea* (*Ascaris*), *Rabditoidea* (*Strongyloides*), *Trichinelloides* (*Trichuris*), *Strongyloidea-Spiruroidea* y oocistos de coccidias. Al mismo tiempo, se pudo comprobar mediante la realización de cultivo de larvas, la presencia del *Oesophagostomum* y *Trichostrongylus*, pertenecientes a la súper familia *Strongyloidea*. Apareciendo en mayor cantidad los de la súper familia *Ascaroidea*, en segundo lugar, *Trichinelloides*. Todos encontrados mayormente en cerdos jóvenes. De los huevos de la súper familia *Strongyloidea*, el que mayor apareció fue el *Oesophagostomum dentatum* y muy por debajo, el *Trichostrongylus axei*.

El segundo estudio se titula “Situación actual del parasitismo gastrointestinal en cerdos en la provincia de San Cristóbal”, y fue realizado por los estudiantes Daniel Lantigua Henríquez y Solange Olalla Báez, en el año 1992. Identificando los siguientes parásitos, *Oesophagostomum dentatum*, *Hyostrogylus rubidus*, *Trichostrongylus axei*, *Strongyloides ransomi*, *Ascaris suum*, *Trichuris suis* y *Oocistos de coccidias*.

El tercer estudio, fue realizado entre los años 1995-2004, basándose principalmente en la tasa de prevalencia del cisticerco en la provincia de SJM. A continuación los resultados (Anexo 4.4):

- En el año 1995 la prevalencia fue de 0.78%
- En el año 1996 fue de 1.11%
- En el año 1997 fue de 0.89%
- En el año 1998 fue de 1.2%
- En el año 2000 fue de 1.93%
- Del 8 de Septiembre al 15 de Noviembre del año 2004 habían ocurrido 8 casos de cisticercosis.

B. NEMÁTODOS

Los nemátodos son gusanos redondos, no segmentados. Su cuerpo es filiforme, con simetría bilateral, pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales. El tamaño de los nemátodos varía desde pocos milímetros hasta más de 1 metro de longitud, poseen aparato digestivo, sexos separados y ciclos vitales directos o indirectos. (Cordero, et al p.113)

Morfología

La mayoría de los nemátodos poseen cuerpo cilíndrico con extremos más finos (M.A. Taylor et al. P.1). La cubierta corporal consta de dos capas; la cutícula y la hipodermis.

La cutícula en los nemátodos más grandes, puede ser gruesa y opaca, mientras que en las especies más pequeñas puede ser semitransparente (G. Lapage, et al. P.50). Es flexible, elástica y no celular. Generalmente muestra anillos transversales, pero estos no son visibles a simple vista, de manera que la cutícula se observa lisa y brillante. Sobre la misma, pueden haber salientes longitudinales, las cuales, en algunas especies, estas pueden ensancharse formando alas fácilmente visibles. Al mismo tiempo, el extremo anterior pueden haber alas cervicales, o alas caudales si se encuentran el extremo posterior, cumplen la función de órganos copulatorios accesorios.

Existen notables diferencias en la composición química, morfología y en el grosor que constituyen la cutícula de los distintos grupos de nemátodos. Por ejemplo, en algunas especies, la superficie externa se haya cubierta por una envoltura adicional denominada capa externa o glucocaliz, la cual bajo el microscopio es de apariencia vellosa. Esta capa es rica en

carbohidratos y se cree que tiene un papel importante en los mecanismos de evasión de la respuesta inmunológica del hospedador (Cordero, et al. P.113).

Ciclo biológico

Los ciclos biológicos de los nemátodos pueden ser directos o indirectos. Cuando los ciclos son indirectos, los huéspedes intermediarios utilizados son siempre animales invertebrados, entre los cuales se encuentran los caracoles terrestres y las babosas, varios insectos como las moscas domésticas y los insectos hematófagos como las moscas de establos, mosquitos y jejenes (C. Lapage et al. P.50).

Durante su desarrollo, un nemátodo pasa por 4 fases larvarias (L1-L4), antes de alcanzar el estado adulto. La transformación de una fase a otra se produce a través de mudas. Este proceso consiste en la muda y posterior reemplazo de la cutícula. En cada muda, la cutícula nueva crece, por lo tanto, también el verme. Hay ocasiones en que se produce una reabsorción de la cutícula antigua en la recién formada.

La cutícula resultante de cada uno de los cinco procesos de muda posee una morfología y composición en colágenos diferentes.

En algunos nemátodos, durante el ciclo de vida se puede producir un fenómeno de adaptación llamado hipobiosis. Esta consiste en la suspensión temporal y facultativa del desarrollo del nemátodo, permitiendo a las larvas soportar cambios climáticos antes de reanudar su desarrollo. La hipobiosis tiene lugar en ciertos hospedadores bajo determinadas circunstancias y épocas del año.

Los ciclos de los nemátodos pueden clasificarse de la siguiente manera:

- Ciclo monoxeno sin fase larvaria libre: La infección del huésped definitivo se produce por la ingestión de huevos en cuyo interior se encuentra una L2.
- Ciclo monoxeno con fase larvaria libre: La infección se produce por la ingestión de L3, que se encuentran libre en la vegetación, o por penetración por la piel.
- Ciclo autoheteróxico: En estos el huésped definitivo actúa también como intermediario. Pero, aunque todas las fases evolutivas del parásito se encuentran en un solo huésped, se requieren dos hospedadores para completar el ciclo.

1. *Ascaris suum*

a. Generalidades

Es una de las helmintiasis más importantes del cerdo en todo el mundo, por causar considerables pérdidas económicas en las explotaciones, debido a los bajos índices de conversión del pienso, retraso del desarrollo, decomisos del hígado y pulmones. (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 469). Además del cerdo, el *A. suum* infecta cabras, vacunos, ovejas y al hombre, pero pocas veces ha llegado al estado de madurez en el hombre. (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nemátoda*

Clase: *Secermentea*

Orden: *Ascaridida*

Familia: *Ascarididae*

Género: *Ascaris*

Especie: *A.suum*

c. Morfología

El *Ascaris suum* es un nemátodo de considerable tamaño, los machos miden 15-25 cm X 3-4mm y las hembras 20-40 cm X 5-6 mm. Son de color blanco amarillento a rojo pálido, y habitan en el intestino delgado. La boca tiene tres labios, cuyos bordes portan diminutas denticulaciones, la cola del macho esta encorvada en sentido ventral y tiene dos robustas espículas iguales.

La vulva de la hembra se abre en un ligero estrechamiento en el primer tercio del cuerpo y la cola es conoide. Los huevos se ponen sin segmentar, tienen color pardo amarillento y son esféricos o ligeramente elipsoidales, de 45-87µm de diámetro, dotados de una sólida estructura protectora compuesta de tres capas, que les dan gran resistencia. (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 469)

d. Ciclo biológico

El ciclo es directo. Una hembra es capaz de poner hasta 250,000 huevos por día, estos evolucionan con humedad relativa 100% a una temperatura de 18 a 20°C; entre 30-40 días, alcanzan el estado de L2 o infectantes. Los cerdos se infectan por ingestión de huevos, una vez ingeridos, los huevos infectantes liberan las larvas que emigran por vía hemolinfática, a partir de 6 horas. Las larvas eclosionan en el intestino delgado, ciego y colon. Pasan por vía porta hacia el hígado. Otros por vía linfática y algunos pasan a la cavidad abdominal.

Las larvas que llegan al hígado mudan y se transforman en L3 en 4 o 5 días de la infección, de aquí pasan por vía sanguínea al corazón y llegan a los pulmones en 5 o 6 días más, muda y se transforma en L4. Por medio de movimientos lentos abandonan los capilares, pasa a los alveolos y continúan hacia los bronquiolos, bronquios y tráquea. El pico de esta migración es alrededor de 12vo día después de la infección, las larvas son deglutidas y llegan al intestino entre 14 y 21 días después de la infección. El periodo prepatente es de 40 a 56 días dependiendo de la edad de los animales y de si trata de primoinfección o reinfecciones. (H. Q. Romero, 1994, p. 392) (Anexo 1.1)

e. Signos clínicos

Las infecciones leves en cerdos de más de 4 meses son asintomáticas. La presencia de varias decenas de vermes puede dar lugar a la fiebre en la fase pulmonar, con tos húmeda y respiración jadeante, de tipo abdominal y algunas muertes.

Los vermes en el intestino pueden causar catarro con alteraciones de las heces, que pueden ser muy secas o diarreicas. En los lechones se aprecia retraso del desarrollo (hasta 10%), reducción del índice de conversión de alimentos (hasta 13%) y de la digestibilidad, lo que junto con los decomisos de hígados, constituye el mayor perjuicio de las helmintiasis.

En ocasiones hay signos de cólicos. También se han observado trastornos de la reproducción.

f. Lesiones

De acuerdo con las emigraciones, se aprecian lesiones hepáticas petequiales en la fase de tránsito, que se transforman en manchas blanquecinas, correspondientes a una hepatitis intersticial eosinofílica múltiple. En los pulmones pueden verse hemorragias petequiales y trayectos de aspecto hemorrágico. En reinfecciones puede haber edema intenso, incluso hemorrágico, con enfisema, neumonía, bronquitis exudativa con abundante invasión celular.

Sobre la mucosa del intestino delgado produce hiperemia ligera, enteritis y erosiones. (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 472)

g. Diagnóstico

Algunas veces aparecen vermes en las heces. El análisis coprológico se realiza mediante técnicas de flotación. La necropsia descubre las lesiones hepatopulmonares y la presencia de adultos en el intestino.

h. Tratamiento

Los *A.suum* adultos son fácilmente eliminados con piperazina (pienso medicado un día) pirantel (22mg/kg pienso, un día, o 106 mg/kg pienso/30-60 días) y cambendazol (en pienso, un día).

2. *Ascarops strongylina* (*Arduenna strongylina*)

a. Generalidades

Es una enfermedad cosmopolita, afectando tanto a cerdos que habitan en climas tropicales y subtropicales como aquellos que habitan en regiones templadas como América del norte y Europa (Roepstorff y Nansen, 1998). El *A. strongylina* tiene como huésped intermediario a coleópteros coprófagos de los géneros *Aphodius*, *Onthophagus*, *Passalus*, entre otros, en los que se forman las L3 infectantes (Cordero, et al., 1999).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematelminthes*

Clase: *Nematoda*

Sub-familia: *Spirurida*

Súper familia: *Spiruroidea*

Familia: *Spirocercidae*

Género: *Ascarops*

Especie: *A. strongylina*

c. Morfología

El *A. strongylina* es un gusano blanco y grueso. Posee una aleta cervical en el lado izquierdo del cuerpo y un engrosamiento en la pared de la faringe en forma de una triple o cuádruple espiral (G. Lapage et al., 1968).

El macho mide de 10-15 mm y posee el extremo caudal enrollado, su aleta caudal derecha es dos veces más larga que la izquierda y posee cuatro pares de papilas pre cloacales y un par de papilas post cloacales, siendo todas estas asimétricas.

La hembra mide de 15-20 mm.

Sus huevos son de forma elíptica y poseen cascarones gruesos. Miden de 34-49 X 20 μm y están embrionados al momento de su eliminación (M.A. Taylor, R.L. Coop, et al., 2007).

d. Ciclo biológico

Su ciclo biológico es indirecto, teniendo como huésped intermediario a escarabajos coprófagos que ingirieron huevos embrionados en las heces. Es en estos huéspedes donde se desarrollan las diferentes formas larvarias L1, L2 y la L3 (larva infectante). Los cerdos se infectan debido a la ingestión de los escarabajos o por la ingestión de huéspedes paraténicos como aves o pequeños mamíferos que hayan ingerido a los escarabajos infectados.

La L3 se libera en el estómago del cerdo y se implantan directamente en la mucosa gástrica, donde completa su desarrollo. Los adultos viven bajo una capa de moco en la pared estomacal. (Domínguez, Alpízar et al., 2005)(Anexo 1.2)

e. Signos clínicos

Este tipo de parásitosis suele ser subclínica, sin embargo, en infecciones masivas se puede observar ablandamiento de las heces, inapetencia, vómitos, polidipsia y consecuente retraso en el desarrollo y adelgazamiento. Particularmente en animales jóvenes se observa gastritis catarral como principal patogenia (M.A. Taylor, R.L. Coop, et al., 2007)

f. Lesiones

El *A. strongylina* produce lesiones leves consistentes con gastritis catarral difusa, la superficie gástrica se encuentra recubierta de abundante moco y con depósitos de pseudomembranas y ulceraciones, con engrosamiento de la mucosa (Cordero, et al., 1999)

g. Diagnóstico

Se realiza mediante un análisis coprológico, utilizando la técnica de flotación. La necropsia también es útil.

h. Tratamiento

La ivermectina (0.1-0.2 mg/kg, con el pienso por 7 días) es el tratamiento de elección. Contra los escarabajos resulta efectiva la utilización de triclorfon (50 mg/kg, en dos días alternos, VO).

3. *Globocephalus spp*

a. Generalidades

Los helmintos de este género sobre todo *Globocephalus urosubulatus* afectan a porcinos y a jabalíes en todo el mundo. Su órgano predilecto es el intestino delgado. (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 477).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematoda*

Clase: *Secermentea*

Orden: *Strongylida*

Súper-familia: *Strongyloidae*

Familia: *Globocephalidae*

Género: *Globocephalus*

Especie: *G. urosubulatus*

c. Morfología

Los globocéfalos son gusanos ganchudos, con su extremidad cefálica curvada hacia el lado dorsal. Tienen cápsula bucal con un reborde quitinoso, sin dientes. Los machos miden de 4.5-5.5 X 0.3 mm y poseen bolsa copuladora con lóbulos dorsales rudimentarios, dos espículas iguales y gubernáculo. Las hembras miden de 5.0-5.7 mm. Ambos sexos son robustos, de color blanquecino.

Los huevos son de cascaras delgada, ovales, ligeramente asimétricos, con un lado casi plano y el otro convexo.

d. Ciclo biológico

Se liberan al medio externo las L1, que después de dos mudas, alcanzan el estado infectante de L3. La invasión tiene lugar a través de la piel o de las mucosas, con emigración por vía hemática hasta los pulmones, siendo regurgitadas y luego deglutidas de regreso al aparato digestivo por la, faringe, esófago, hasta implantarse en el intestino delgado anterior. El periodo de prepatencia es de 26-36 días (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 477) (Anexo 1.3).

e. Signos clínicos

Los cerdos suelen ser asintomáticos, pero con una carga parasitaria muy grande puede presentarse enteritis hemorrágica, anemia, trastornos digestivos, diarrea y adelgazamiento.

f. Diagnóstico

Se emplean métodos coprológicos de flotación. Aunque los huevos de globocéfalos tienen menos blastómeros que los de *Oesophagostomum spp* e *Hyostrogylus rubidus*, es preciso recurrir al coprocultivo, para la diferenciación de las respectivas L3 en heces frescas. Las de *Globocephalus spp* son poco móviles, tienen cola afilada y el esófago carece de lóbulos.

También es útil la búsqueda de los vermes en el cadáver (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 477).

g. Tratamiento

Los más utilizados son mebendazol (3mg/kgpv/ 5 días seguidos), febantel (60 ppm en pienso/5 días), flubendazol (150 ppm en pienso/10 días), fenbendazol (30 mg/kgpv, una dosis, VO).

4. *Gongylonema pulchrum*

a. Generalidades

Se trata de un nemátodo relativamente delgado, y al igual que otros gusanos, no tiene sistema circulatorio o respiratorio. Su distribución es cosmopolita. La infección es oral, probablemente al ingerir escarabajos que son huéspedes intermediarios (G. Lapage et al., 1968) (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999). La infección en humanos, es rara; solo se han registrado 50 casos entre los años 1864 al 2000 (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematoda*

Clase: *Secernentea*

Orden: *Spiririda*

Súper familia: *Spiruroidea*

Familia: *Gongylonematidae*

Género: *Gongylonema*

Especie: *G. pulchrum*

c. Morfología

El *Gongylonema pulchrum* es un gusano de color blanquecino o rojizo, son filiformes de 3-14 cm x 150-500 μ m. Ambos sexos poseen alas cervicales largas y simétricas. La boca tiene labios pequeños y la faringe es corta, estrecha, cilíndrica y de pared delgada.

Los machos miden hasta 62mm de longitud y presentan alas caudales bien desarrolladas, asimétricas, y con numerosas papilas pedunculadas; posee un gubernáculo, y las espículas son asimétricas. Las hembras pueden medir hasta 14.5 mm de longitud. Tienen la cola cónica y obtusa y la vulva se abre al lado del ano. (G. Lapage et al., 1968, p. 189)

Los huevos miden 50-70 micras de largo por 25-35 micras de ancho, son transparentes y tienen una pared gruesa.

d. Ciclo biológico

Intervienen insectos coprófagos como hospedadores intermediarios tales como coleópteros: *Aphodius* spp, *Caccobius* spp, *Copris* spp, *Liatongus* spp, *Ontophagus* spp y *Onitocellus* spp, etc.; ortópteros: *Blatella* germánica.

Las hembras ponen huevos embrionados, que son eliminados con las heces del hospedador e ingeridos por los insectos coprófagos. La L1 eclosiona en el intestino del insecto, pasa a la cavidad corporal, donde se encapsula y se desarrolla hasta L3 infectante en aproximadamente 4 semanas.

El huésped directo se infecta por vía oral, al ingerir al huésped intermediario junto a la L3 libres en la naturaleza. Las L3 se liberan de las cápsulas en el estómago o duodeno desde donde es probable que migren al esófago y cavidad bucal. En estas localizaciones, las L3 se fijan a la pared esofágica rodeándose de una cubierta esférica del tamaño de un guisante, de color rojo o gris blanquecino.

Cuando alcanzan la madurez sexual, la cubierta se rompe y los parásitos adultos se fijan a la mucosa y submucosa (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 254) (Anexo 1.4).

e. Signos clínicos

Los síntomas dependen del número de parásitos, en los lugares de fijación de los vermes, puede haber prurito e irritación, solo en casos graves hay obstrucción esofágica por la formación de nódulos, parálisis y rechazo de los alimentos, vómito, dolor en el pecho y abdomen.

f. Lesiones

A veces se originan lesiones profundas, edema, hiperemia y deformación de los tejidos.

g. Diagnóstico

El diagnóstico se realiza mediante métodos de flotación. La mayoría de las infecciones se descubren en el matadero o en la necropsia.

\

h. Tratamiento

El tratamiento es desconocido. El control es difícil por la gran cantidad de huéspedes intermediarios existentes (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 253).

5. *Hyostrogylus rubidus*

a. Generalidades

El *H. rubidus* es uno de los principales agentes de gastritis parasitaria del cerdo. Conocido como gusano rojo gástrico porcino. Su distribución es cosmopolita, sin embargo, es poco frecuente en latitudes con inviernos rigurosos. Los climas con humedad elevada y cambios de temperatura no bruscos, son favorables para el parásito, lo que explica su presencia en zonas tropicales y su capacidad de vivir varios meses bajo estas condiciones. La infección es oral, usualmente debido a la ingestión de alimentos, agua, leche, tierra y cama contaminados.

Generalmente se produce en los corrales con piso de tierra o en los pastos, pero también en pocilgas mal higienizadas.

b. Taxonomía

Reino: Animalia

Phylum: Nematelminthes

Clase: Nematoda

Sub-familia: Strongyloidea

Súper familia: Trichostrongyloidea

Familia: Trichostrongylidae

Género: *Hyostrongylus*

Especie: *H. rubidus*

c. Morfología

El *H. rubidus* es un pequeño verme rojo, delgado de 0.5 a 1.25 cm de longitud. Muestra en su cutícula estrías transversales y unas 40-45 líneas longitudinales, más una dilatación en la región cefálica, seguida de un pequeño estrangulamiento. La abertura oral es apenas perceptible. A 4mm aproximadamente del extremo cefálico aparecen dos papilas cervicales (Cordero et al., 1999, p. 462).

Los machos miden aproximadamente de 5-7mm de longitud (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 317) y 86-100 micras de anchura. Poseen un par de papilas prebursales, dos espículas iguales, un gubernáculo y una estructura posterior. (Cordero et al., 1999). La bursa copuladora está bien desarrollada y el lóbulo dorsal es pequeño.

Las hembras miden aproximadamente de 6-10mm de longitud y 1mm de ancho. La vulva está situada en el tercio posterior del cuerpo por delante del ano. Su labio pre-vulvar es de forma semilunar y están provistas de una cola puntiaguda.

Los huevos son de tamaño mediano, a menudo son difíciles de distinguir de los del *Oesphagostomum dentatum* (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 317). Poseen delgadas membranas, son elipsoidales-ovales, con un polo más afilado que el otro. (Cordero et. Al., 1999).

d. Ciclo biológico

La L1 abandona el huevo en 1-2 días a 18-20 °C y, en otros 5-7 días muda dos veces, para así alcanzar el estadio de larva infectante; L3, la cual conserva la vaina de la L2.

En el estómago, la L3 pierde su vaina y penetra en las glándulas fúndicas y realizan la tercera muda a los 4 o 5 días, para pasar a L4. La ultima muda se realiza en otros 8-13 días aproximadamente y el estadio juvenil regresa a la luz gástrica, pronto tiene lugar la copula y comienza la puesta de huevos a partir de 16-21 días de la ingestión (Cordero et al., 1999) (Anexos 1.5).

e. Signos clínicos

Las infecciones leves son a menudo asintomáticas (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 317). El proceso es capaz de afectar a toda la piara. Los cerditos de recría muestran anorexia, adelgazamiento, retraso en el crecimiento, hasta la muerte ante infecciones graves en 8-10 días.

En las cerdas madres pueden apreciarse signos imprecisos de la enfermedad: apetito irregular, vómitos, disminución de la secreción láctea, anemia, bruxismo y adelgazamiento.

Otros signos son incoordinación de movimientos, decúbito, restos de sangre en las heces, con o sin diarrea. Puede darse el caso de perforaciones gástricas (rara vez), seguidas de muerte por hemorragia interna o de peritonitis, pero las bajas suelen producirse en el curso crónico de la enfermedad (Cordero, et al., 1999).

f. Lesiones

Durante el curso del desarrollo larval, hay presente dilatación de las glándulas gástricas debido a una hiperplasia del epitelio glandular tanto en las glándulas afectadas como en las glándulas aledañas. (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 317). También se observa palidez de la piel y mucosas, gastritis inicialmente catarral, con hiperemia y hemorragias en la fase aguda, y mucosa engrosada, arrugada y protuberante en la fase crónica, junto a posibles ulceraciones tanto de la mucosa como de las glándulas gástricas.

Histológicamente, se observa gastritis intersticial con destrucción del epitelio glandular, seguida de hiperplasia epitelial y acúmulos de células inflamatorias y eosinófilos.

g. Diagnóstico

El diagnóstico definitivo se logra mediante la examinación de las heces utilizando la técnica coprológica de flotación. Es recomendable la realización de coprocultivos para así

diferenciar las L3 del género *Hyostrongylus* de las del genero *Oesophagostomum* (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 317).

La comprobación por medio de la necropsia de los vermes gástricos y sus lesiones características es también muy útil.

h. Tratamiento

Cuando ha sido identificada la infección con *Hyostrongylus*, particularmente en el ganado de cría, es de suma importancia la utilización de antihelmínticos de amplio espectro, que actúen sobre los adultos y sobre las fases histotropas. Cumplen con estas condiciones el cambendazol (20 mg/kg una dosis, VO), fenbendazol (5 mg/kg una dosis VO), ivermectina (0.3 mg/kg una dosis SC), entre otros. Siendo también útiles otros bencimidazoles, diclorvos, levamisol y el tartrato de pirantel. Aunque algunos antihelmínticos eliminan de un 80 a un 90% de las fases inmaduras con una sola aplicación, es recomendable la repetición del tratamiento incluso por varios días.

6. *Metastrongylus spp*

a. Generalidades

Solo especies del genero *Metastrongylus* parasitan mundialmente los bronquios y bronquiolos del cerdo y jabalí.

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematoda*

Clase: *Chromadorea*

Súper familia: *Metastrongyloidea*

Familia: *Metastrongylidae*

Género: *Metastrongylus*

Especies: *Metastrongylus apri*

M. pudendotectus

M. salmi

M. apri

c. Morfología

Son gusanos alargados de color blanquecino que pueden llegar a medir hasta 6.0 cm de largo. El hospedador, localización y forma del cuerpo son los mismos en las diferentes especies. Para la diferenciación se toma de referencia la forma y tamaño de las espículas del macho.

- ***M. apri (M. enlongatus)***: Es la especie más frecuente. Los machos miden de 11-25 mm, y sus espículas 4.0-4.2 mm, con el extremo en forma de gancho simple. Las hembras miden de 28-60 mm, con el extremo posterior terminado en punta. La vulva está situada delante del ano, con una dilatación prevulvar.
- ***M. pudendotectus***: Los machos miden de 16-18 mm, con gubernáculo y espículas de 1.2-1.6 mm terminadas en un doble gancho, en forma de ancla. Las hembras miden 22-35 mm, y la vulva se encuentra en el extremo posterior
- ***M. salmi***: Los machos miden de 14-17 mm, provistos de espículas de 2.1-2.4 mm, terminadas en un gancho. Las hembras miden de 30-45 mm, tienen una dilatación

prevulvar delante del ano, y la vulva entre el extremo anterior y posterior de la dilatación prevulvar.

Los huevos presentan una forma ovoide, con cascara gruesa y mamelonada y larvado en su interior.

d. Ciclo biológico

Los huevos del genero *Metastrongylus* son muy resistentes bajo temperaturas frías y ambientes húmedos, y pueden sobrevivir hasta 2 años, sin embargo, la desecación y luz solar directa destruyen su vitalidad. En condiciones adecuadas eclosionan casi inmediatamente después de ser puestos, y requieren para su evolución de lombrices de los géneros *Helodrilus*, *Lumbricus*, *Allobophora*, *Eisenia*, *Dendrobaena*, *Bimastrys*, *Diplocardia*, entre otras como huésped intermediario.

Una vez ingeridas por las lombrices de tierra, las L1 eclosionan en su intestino y se desarrollan en las paredes del esófago, buche e intestino anterior. Pasan posteriormente al sistema circulatorio y se acumulan en el corazón, donde tras dos mudas alcanzan la fase infectante (L3). La longevidad de la L3 es similar a la de su huésped (7 años). No abandonan el hospedador a no ser que este muera, y si el huésped intermediario muere, pueden liberarse y permanecer vivas en el suelo húmedo durante unas dos semanas.

Los cerdos se infectan tras la ingestión de las lombrices parasitadas. La L3 se libera hacia el intestino, los penetra y pasa hacia los espacios linfáticos y ganglios mesentéricos, donde mudan a L4 y pasan al conducto torácico y sistema venoso, hacia el corazón y pulmones, y tras

una última muda, se transforman en adultos después de la llegada a los espacios alveolares. (Cordero, et al. 1999, P. 508) (Anexos 1.6)

Su periodo de prepatencia es aproximadamente de 4 semanas.

e. Signos clínicos

La mayoría de las infecciones son ligeras y asintomáticas, particularmente en cerdos adultos. Sin embargo, en infecciones masivas en animales jóvenes, puede haber una tos marcada, acompañada de disnea y descarga nasal mucopurulenta. (M.A. Taylor, et. Al, 2007. P.337).

Cuando avanza la enfermedad se observan temblores, trastornos intestinales, disminución del apetito y consecuente enflaquecimiento, retraso del crecimiento y raquitismo. Además de apatía, piel deslustrada, hasta muerte.

f. Lesiones

En principio hay hemorragias petequiales por todo el pulmón, luego aparece bronquitis catarral (Cordero et. Al. 1999. P.509). Los bronquios se observan engrosados, dilatados, e infiltrados con eosinófilos. Los huevos, al ser aspirados hacia los pasajes de aire más pequeños, y parénquima, producen oclusiones que desarrollan enfisema marcado. De igual manera se observan nódulos verminosos, de color grisáceo, los cuales contienen en su parte central residuos celulares amorfos, leucocitos, neutrófilos y eosinófilos (M.A. Taylor, et al. 2007, P. 337).

g. Diagnóstico

La presencia de huevos en las heces se demuestra mediante flotación con sulfato de magnesio, debido a la alta densidad de los huevos. La presencia de adultos en bronquios y huevos embrionados, en raspados de lesiones o en mucus es también considerado un diagnóstico definitivo.

F. Tratamiento

Muchos antihelmínticos, incluyendo benzimidazoles, levimasole y lactones macocíclicos son altamente efectivos.

Actualmente, los productos de elección son la ivermectina (0.3 mg/kgpv, SC o 2 mg/kgpv en el pienso durante 7 días) frente a gusanos adultos en los pulmones (Cordero et al. 1999, p.510)(M.A. Taylor, et al. 2007, P. 337).

7. *Oesophagostomum spp*

a. Generalidades

Afecta principalmente a los cerdos de recría, ceba y reproducción. Se caracteriza por la formación de nódulos en el ciego y parte distal del colon, por lo que es conocido como 'gusano nodular'. Existen cuatro especies de este género que parasitan a los cerdos, el *O. dentatum*, *O. breviacudum*, *O. georgianum* y el *O. quadrispirulatum*, sin embargo, los de mayor importancia son el *O. dentatum* y el *O. quadrispirulatum* (Cordero et al., 1999). Es una parasitosis mundialmente difundida, y de altos índices de prevalencia. A veces viven en el intestino del hombre y primates, produciendo la formación de nódulos en las paredes intestinales. (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: Animalia

Phylum: Nematelminthes

Clase: Nematoda

Sub-familia: Strongylida

Súper-familia: Strongyloidea

Familia: Strongylinae

Género: *Oesophagotomum*

Especies: *O. dentatum*

O. quadrispirulatum

c. Morfología

Los nemátodos de este género tienen color blanquecino y una dilatación característica en la parte anterior (vesícula cefálica). La boca se encuentra dirigida hacia adelante y esta normalmente rodeada de coronas de hojas externas e internas (G. Lapage et al., 1968). Poseen también un par de papilas cervicales y otro de papilas prebursales.

Los machos de las diferentes especies miden de 8-10 mm y las hembras de 11-14 mm de longitud. Las diferencias más notables entre las especies radican en las espículas de los machos, mientras que en las hembras es la locación de la vulva y la longitud de la cola (Cordero et al., 1999).

d. Ciclo biológico

Estos viven sobre la mucosa del ciego y parte anterior del colon, lugares donde se lleva a cabo la copulación y la puesta de huevos. Los huevos son de forma ovalada y usualmente poseen de 8 a 16 blastómeros, de los que nace la L1 al cabo de 2 a 5 días en el medio externo, a temperaturas de 10 a 24°C, con humedad de 75 a 100 %. En uno o dos días más, llega al estadio de L3 (Larva infectante). Esta abandona rápidamente las heces y sube por las hierbas esperando a ser ingerida. Tras la ingestión pierde su vaina al final del intestino delgado y a las 24 horas post-ingestión comienzan a penetrar la mucosa del ciego y colon donde realiza la muda a partir del cuarto día y una semana más tarde volver como L4 al lumen (Cordero et al., 1999) (Anexo 1.7)

e. Signos clínicos

Generalmente el proceso es subclínico, con repercusiones económica por el retraso en el desarrollo, trastornos de la reproducción y deterioro de la calidad de las tripas. El *O. quadrispinulatum* se considera la especie más patógena (Cordero et al., 1999). En cerdas preñadas se presenta inapetencia, y consecuente pérdida de peso. Luego del parto, la producción de leche disminuye, produciendo una disminución en el rendimiento de las crías (M.A. Taylor, R.L. Coop, et al., 2007). También disminuye la fecundidad y el número de lechones por camada.

Puede advertirse estreñimiento, seguido de diarrea, con eliminación de abundante mucus e incluso estrías de sangre en infecciones masivas.

f. Lesiones

La presencia de larvas en el espesor de la mucosa da lugar a hemorragias petequiales y reacciones inflamatorias con destrucción de la muscularis mucosae. Una elevada presencia de larvas en la mucosa intestinal puede desencadenar una enteritis severa con hemorragia y formaciones nodulares típicas (1 a 20 mm de diámetro) en la mucosa y submucosa del ciego, y el colon (Cordero et al., 1999) (Reina et al., 2005). Alrededor de estos nódulos se puede apreciar un halo hemorrágico, edema y engrosamiento de la mucosa.

g. Diagnóstico

Para llegar a un diagnóstico, se recurre al método coprológico de flotación. En heces diarreicas pueden encontrarse L4 juveniles y adultos. Por el tipo característico de lesiones, la necropsia brinda valiosa información.

h. Tratamiento

Los vermes adultos son susceptibles a numerosos antihelmínticos, pero no las larvas hipobióticas, cuya existencia aconseja el empleo de antihelmínticos de amplio espectro, conjuntamente con varias aplicaciones.

Entre los antihelmínticos recomendados están el Pirantel a dosis de 12.5 mg/kg y el Febantel en dosis de 10 mg/kg, ambos administrados con el alimento, dos veces a intervalos de 5 días, muestran un 100% de eficacia. También son recomendables la Higromicina B a dosis de 12

gramos por tonelada de alimento durante 2 a 4 semanas, la Ivermectina a razón de 2 mg/kg con el alimento durante 7 días (Cordero et al., 1999).

8. *Physocephalus sexalatus*

a. Generalidades

Es conocido como el gusano blanco del estómago. Es un parásito predominante en regiones tropicales y subtropicales.

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematelminthes*

Clase: *Nematoda*

Sub-familia: *Spirurida*

Súper-familia: *Spiruroidea*

Familia: *Spirocercidae*

Género: *Physocephalus*

Especie: *P. sexalatus*

c. Morfología

A simple vista, su morfología es parecida a la del *Ascarops strongylina*, sin embargo, el refuerzo faríngeo está formado por un solo engrosamiento espiral, contrario al *A. strongilyna*,

que posee de 3 a 4 espirales. En comparación al *A. strongylina*, el *P. sexalatus* posee tres aletas cervicales a cada lado, en lugar de una.

El macho mide de 10-12 mm de longitud y su cola presenta aletas caudales angostas y simétricas, y cuatro pares de papilas pre cloacales y cuatro post cloacales (G. Lapage et al., 1968). La hembra puede llegar a medir hasta 22 mm de longitud (M.A. Taylor, R.L. Coop, et al., 2007).

Sus huevos son de cascaron grueso y miden 45x25 μm y contienen larvas al momento de la puesta (Cordero, et al., 1999).

d. Ciclo biológico

Es un ciclo de vida indirecto en el cual los escarabajos coprófagos sirven como huéspedes intermediarios. Una vez dentro de los escarabajos, los huevos eclosionan y se produce el desarrollo de las larvas L1 a L3. La L3 se libera en el estómago del cerdo y se implantan directamente en la mucosa gástrica, donde completa su desarrollo.

Cuando huéspedes inadecuados, ya sean aves, peces, anfibios, reptiles o mamíferos insectívoros, ingieren escarabajos infectados, las L3 se enquistan en las paredes del tubo digestivo (G. Lapage et al., 1968) (Anexo 1.8)

e. Signos clínicos

Este tipo de parásitosis suele ser subclínica, sin embargo, en infecciones masivas se puede observar ablandamiento de las heces, inapetencia, vómitos, polidipsia y consecuente retraso en el desarrollo y adelgazamiento. Particularmente en animales jóvenes se observa gastritis catarral como principal patogenia (M.A. Taylor, R.L. Coop, et al., 2007).

f. Lesiones

El *P. sexalatus* produce lesiones leves consistentes en gastritis catarral difusa, con la superficie gástrica recubierta de abundante mucus y con depósitos de pseudomembranas y ulceraciones, con engrosamiento de la mucosa (Cordero, et al., 1999)

g. Diagnóstico

Se realiza mediante un análisis coprológico utilizando la técnica de flotación. La necropsia también es útil.

h. Tratamiento

La ivermectina (0.1-0.2 mg/kg, con el pienso por 7 días) es el tratamiento de elección. Contra los escarabajos resulta efectiva la utilización de triclorfon (50 mg/kg, en dos días alternos, VO).

9. *Strongyloides ransomi*

a. Generalidades

Es una enfermedad propia de lechones y cerditos de cría, así como de jabalíes. Se caracteriza por inflamaciones cutáneas, pulmonares y entéricas. El *Strongyloides ransomi*, es un nemátodo distribuido por todo el mundo, y con una prevalencia sumamente variable, según el clima y sistemas de explotación. Son más pequeños que otros nemátodos, midiendo 6mm y solamente las hembras parasitan a los porcinos. Aunque el hombre puede infectarse experimentalmente, esta infección no parece presentarse espontáneamente en la naturaleza. (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nemátoda*

Orden: *Rhabditida*

Súper-familia: *Rhabditoidea*

Familia: *Strongyloididae*

Género: *Strongyloides*

Especie: *S. ransomi*

c. Morfología

Las hembras miden de 2.6-6.5 mm, con una anchura máxima de 54-64 μ m. El esófago representa 1/4 de la longitud total, es cilíndrico y carece de bulbo. La vulva se abre en la segunda

mitad del cuerpo. El ano está a 68-74 μm del ápice de la cola, que es cónica. Los huevos tienen cascara oval, delgada, y miden aproximadamente de 45-55 μm por 26-35 μm .

d. Ciclo biológico

Los strongyloides presentan un ingenioso recurso natural para preservarse como especie en condiciones adversas, y que sirve para su eventual evolución. Las hembras adultas, que se alojan en el intestino, ponen huevos que no requieren fertilización para eclosionar en los pastos.

En el ciclo homogónico, los huevos dan larvas rhabditiformes que evolucionan, comportándose en larvas infectantes que penetran en los cerdos.

En el heterogónico, las L1 pasan a convertirse en L2, en las que se inicia el desarrollo de los genitales (larva presexual), mudan de nuevo y dan lugar a machos y hembras sexualmente maduros, al cabo de menos de una semana, con temperaturas y humedad favorables, las hembras ponen huevos de los que nacen larvas que derivan hacia la vida parasitaria, las fases de este ciclo pueden confundirse con nemátodos de suelo, de vida libre (Anexo 1.9) (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 467).

e. Signos clínicos

La parásitosis afecta clínicamente solo a los animales jóvenes. Estos presentan mal aspecto de la piel, apatía, anorexia, adelgazamiento, retraso en el desarrollo, vómito y diarrea. Algunas veces puede producir estreñimiento intenso, anemia microcítica e hipercrómica,

eosinofilia, hipoalbuminemia y algún discreto signos respiratorio (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 468).

f. Lesiones

Las L3 que penetran percutáneamente causan reacciones inmunitarias urticariformes, con inmovilización de las larvas retenidas subcutáneamente en granulomas ricos en eosinófilos.

El paso de los capilares arteriales pulmonares a los alveolos causa hemorragias petequiales o equimóticas, focos de neumonía intersticial y exudado bronquial rico en eosinófilos. En la fase entérica hay atrofia de las vellosidades, infiltraciones celulares, hiperplasia del epitelio de las criptas y descamación celular.

g. Diagnóstico

Se utilizan las técnicas de flotación con sulfato de Zn al 33% con heces muy recientes. Esta permite hallar huevos embrionados pero, al cabo de unas horas, ya está libre la L1, por lo que es preferible recurrir al embudo de Baermann-Wetzel. También se pueden hallar hembras y huevos en los raspados de la mucosa intestinal.

h. Tratamiento

El tratamiento a elección es febantel (60 ppm en pienso, 5-6 días), febendazol (1 dosis de 55mg/kgpv VO), flubendazol (1 dosis de 5mg/kgpv o 30 ppm en pienso/10 días), ivermectina

(0.3 mg/kgpv, SC) la dosis de ivermectina para cerdas gestantes es de (1 dosis de 0.3 mg/kgpv, SC) (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 469)

10. *Trichuris suis*

a. Generalidades

El *T. suis*, es bastante frecuente en los cerdos y jabalíes en gran parte del mundo, pero es más prevalente en climas cálidos y húmedos. La infección es por medio de la ingestión de huevos, los cuales eclosionan en el intestino. Aunque pueden parasitar animales de todas las edades, el *T. suis* es más frecuente en los de 6 meses (Antony, 1982) (Ramírez, 1990) (Cordero et al., 1999).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Nematelminthes*

Clase: *Nematoda*

Súper familia: *Trichinelloidea*

Familia: *Trichuridae*

Género: *Trichuris*

Especies: *T. suis*

c. Morfología

Los adultos son de color blanquecino y de unos 3-5 cm de largo (M.A. Taylor, 2007). Estos parásitos poseen una forma muy característica, su cuerpo es en forma de látigo, con su extremo anterior fino, similar a una hebra capilar, y su extremo posterior robusto (D.D. Bowman et, al., 1999).

Los machos miden de 30-45 mm, y su cola termina enrollada en espiral. Poseen con una sola espícula, de extremo campaniforme. Las hembras miden de 60-80 mm y poseen una cola curvada.

Los huevos miden 60 X 25 μm , son de color castaño pardo. Poseen un cascaron fuerte y liso, y un tapón hialino en cada extremo, lo que le dan una forma de limón característica. Estos están formados por una sola célula, sin segmentar. (M.A. Taylor, 2007) (Cordero, et al., 1999) (D.D. Bowman et, al., 1999).

d. Ciclo biológico

La puesta de huevos es muy irregular. Así como la hembra puede llegar a poner hasta unos 5000 huevos diarios, también puede desarrollarse un periodo de escasa producción. Los huevos son sumamente resistentes y al cabo de un mes o dos de ser pasados en las heces, dentro del mismo se puede desarrollar la L1, siempre y cuando este conste de condiciones de humedad, temperatura (mayor de 20°C) y oxigenación favorable. En estas condiciones óptimas, y en caso de no ser ingeridos, los huevos no eclosionan y pueden permanecer viables por varios años.

Una vez ingerido, los tapones hialinos se disuelven, abriendo el paso a la L1. Esta sale del huevo en el íleon, invade las glándulas de Lieberkühn, donde pasa aproximadamente trece días en fase histotrofa. Subsecuentemente, las 4 mudas suceden dentro de estas glándulas. Una vez ya el adulto está totalmente desarrollado, aproximadamente dos semanas después de la infección, estos salen de las glándulas hacia al lumen y se dirigen al ciego y colon, en cuya mucosa fijan su extremo anterior, el cual penetra hasta la submucosa. Su periodo de prepatencia es de 6-8 semanas y su longevidad es de 4-5 meses (D.D. Bowman et, al., 1999) (Cordero, et al., 1999) (M.A. Taylor, 2007) (Anexo 1.9).

e. Signos clínicos

El proceso puede ser asintomático pero en infecciones donde la carga parasitaria es muy elevada (más de 200 ejemplares), el *T. suis* produce una enteritis catarral y signos clínicos de diarrea acuosa, mal oliente, con estrías de sangre y moco. Todo esto puede causar deshidratación, anemia, anorexia y consecuente retraso del crecimiento. También se aprecia un mal aspecto de la piel y abdomen dilatado.

f. Lesiones

Durante la invasión inicial, la mucosa del intestino delgado se encuentra inflamada, especialmente durante infecciones intensas, pero la alteración más significativa aparece en el ciego y colon, donde los vermes firmemente adheridos, causan inflamación muco-fibrinosa, hasta hemorrágica, focal o difusa.

Histológicamente se observa una infiltración generalizada de la mucosa por células plasmáticas, linfocitos y eosinófilos. También se observan edema de la mucosa y abundante eliminación de moco hacia el lumen. En la zona de fijación del verme, aparecen formaciones quísticas, al mismo tiempo se puede presentar congestión e incluso hemorragias de los ganglios regionales (Cordero, et al., 1999).

g. Diagnóstico

Debido a que los signos clínicos no son patognomónicos, el diagnóstico depende de que se encuentren huevos de *Trichuris* en las heces, para esto es recomendable utilizar el método coprológico de flotación, tomando en cuenta que no siempre serán observados huevos debido a su puesta irregular (M.A.Taylor, 2007) (Cordero et al., 1999).

La necropsia permite observar e identificar a los adultos, por su morfología característica.

h. Tratamiento

Son recomendables Febantel (20 mg/kg, una dosis), febendazol (20-30 mg/kg, una sola aplicación o 10 ppm en el alimento durante 6 días o 7 ppm durante 15 días). La ivermectina (0.3 mg/kg) da resultados irregulares, sin embargo, administrada en el alimento (82 ppm durante 7 días) reduce el número de hembras, afecta su fecundidad y detiene el desarrollo de huevos a larvas infectantes (Cordero et al., 1999).

C. CESTODOS

Son helmintos que en estado adulto tienen un cuerpo aplanado dorsalmente, sin cavidad corporal ni tubo digestivo, y se localizan en el intestino y conductos biliares de sus hospedadores definitivos. Su tamaño oscila de unos pocos milímetros a varios metros de longitud. Los estadios larvarios tienen forma esferoide u oblonga y se localizan en diferentes tejidos u órganos de los hospedadores intermediarios.

Representan un importante grupo de parásitos internos en animales, los estadios larvarios de algunos cestodos tienen importante papel en su carácter de zoonosis, además del impacto económico por el decomiso de órganos y canales de animales en el matadero. (Cordero, et al. P.105).

1. *Cysticercus celulosae*

a. Generalidades

Es un parásito del intestino delgado del hombre. El cerdo es el huésped intermediario de la *Taenia solium*. Es un cestodo de la familia *Taeniidae* (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 493).

La *Taenia solium* es más prevalente al Sur y el Centro de América, la India, África, y parte del lejano Oriente, siendo muy poco común en países muy desarrollados (M.A. Taylor, R.L. Copo, et. Al, 2007, p. 344). El estado adulto de la *T. solium* habita en el intestino delgado del hombre y regularmente, se eliminan algunos proglótidos grávidos poco activos; que por lo general salen al ambiente, donde se desecan y liberan los huevos. (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Platyhelminthes*

Clase: *Cestoda*

Orden: *Cyclophyllidea*

Familia: *Taeniidae*

Género: *Taenia*

Especie: *Taenia solium*

c. Morfología

La *Taenia solium* es un parásito de color amarillo blanquecino, de aproximadamente 3-5 metros de longitud. Su cuerpo es aplanado y está dividido en segmentos o proglótidos. Poseen un escólex con 4 ventosas y doble corona de ganchos con los que se fijan a la mucosa intestinal, e inicia el desarrollo de los proglótidos. Estos, una vez maduran, se desprenden y son excretados por las heces; conteniendo cada uno de 50,000-60,000 huevos.

d. Ciclo biológico

Los cerdos se infectan tras la ingestión de heces, alimentos o bebidas contaminadas con huevos embrionados. Una vez ingerido, el huevo eclosiona liberando la oncosfera, esta se difunde por todo el organismo, invadiendo preferiblemente los músculos de mayor movimiento como los de la lengua, diafragma, cuello, escapulares, intercostales, psoas y corazón. Como también puede encontrarse en el hígado, pulmón, cerebro y globo ocular.

Una vez allí, se establece y desarrolla hasta alcanzar el estadio de cisticerco en cuyo interior se aloja el escólex. Ya el cisticerco una vez ingerido por el hombre, deja en libertad al escólex para que este se fije al intestino del hombre y complete su desarrollo. El huésped definitivo es el hombre. Los cerdos actúan como huéspedes

La larva (*Cysticercus celulosae*) está plenamente desarrollada en una vesícula de 6-20 X 5-10mm, esferoide o alargada en el sentido de las fibras musculares, parecido a un grano de arroz cocido. El periodo de prepatente es de 2-3 meses (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 493)(Anexo 1.10).

e. Signos clínicos

Los cerdos infectados generalmente son asintomáticos. Los cerdos de menores de un año son muy receptivos, sin embargo, en los adultos hay más resistencia. En estos se produce una fuerte reacción defensiva, la cual puede conducir a la muerte del cisticerco antes de que alcance la madurez.

Solo las infecciones masivas, y no siempre, dan lugar a manifestaciones clínicas, generalmente en función a la localización del parásito. Se puede presentar dificultad respiratoria, marcha rígida o tambaleante, trastornos de la presión, masticación y deglución de los alimentos, parálisis lingual, hipersensibilidad de la jeta y edemas. Usualmente los cerdos suelen sacrificarse antes de que hayan llegado a producirse las lesiones que las causa el *C. celulosae*.

f. Lesiones

En el periodo inicial de una invasión masiva, los músculos toman un color gris rojizo hasta pálido e infiltrados de serosidad. En cerdos adultos los cisticercos muertos aparecen sólidos, caseificados o calcificados.

Histológicamente se advierte adelgazamiento de la pared conectiva del espacio linfático, en torno al cisticerco, e infiltración celular en diminutos focos, con linfocitos, células plasmáticas, algunos eosinófilos (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 494).

g. Diagnóstico

El cisticerco se observa en la necropsia y en un test serológico en cerdos y en humanos. En vida pueden observarse cisticercos en el globo ocular y en el músculo masetero. En el 25% de los casos, es posible el diagnóstico inmunológico, pero es de escasa aplicación práctica veterinaria.

h. Tratamiento

No existe un tratamiento efectivo disponible que mate el cisticerco en el cerdo, aunque se ha utilizado el praziquantel y albendazol en humanos para matar la *Taenia solium*. (M.A. Taylor, R.L. Coop, et. Al, 2007, p. 344)

D. ACANTOCÉFALOS

Son vermes de cuerpo cilíndrico que poseen una probóscide armada con ganchos. Su superficie corporal es lisa, o bien presenta arrugas transversales que le dan apariencia de anillos.

Los sexos están separados, siendo las hembras más grandes que los machos, y sus tamaños varían de 1 cm hasta cerca de 1 m. Viven en el canal digestivo de los peces, aves y mamíferos y tienen un ciclo biológico indirecto.

Los huevos embrionados, se desarrollan en artrópodos hasta la fase infectante; esta última da origen al adulto en el huésped definitivo adecuado.

1. *Macracanthorhynchus hirudinaceus*

a. Generalidades

El acantocéfalo *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, es un parásito del intestino delgado del cerdo y jabalí, relativamente frecuente entre los porcinos que tienen acceso al campo. La infección tiene lugar por la ingestión de escarabajos coprófagos (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999, p. 480). Puede infectar a más de 12 diferentes especies de vertebrados, incluso al hombre. (Pedro N. Acha y Boris Szyfres, 2003).

b. Taxonomía

Reino: *Animalia*

Phylum: *Acanthocephala*

Clase: *Archiacanthocephala*

Orden: *Oligacanthorhynchida*

Familia: *Oligacanthorhynchidae*

Género: *Macracanthorhynchus*

Especie: *M. hirudinaceus*

c. Morfología

El *Macracanthorhynchus hirudinaceus* se encuentra en el intestino delgado del cerdo, los gusanos en estado fresco tienen color blanco lechoso o rojizo, con el cuerpo ligeramente enrollado. El macho mide de 5 a 10 cm y la hembra de 35 a 50 cm. El extremo posterior del macho termina en una bolsa copuladora y la hembra termina en una cola redondeada. Los huevos miden de 67 a 110 por 40 a 65 micras, poseen cuatro membranas, la segunda de color café oscuro y punteada (H. Q. Romero, 1994, p. 647).

d. Ciclo biológico

Es indirecto. Los coleópteros coprófagos utilizan la materia fecal como lugar para alimentarse y desovar. Tras la puesta, los huevos eclosionan y se producen larvas que son las que se alimentan de la materia fecal ingiriendo así los huevos del parásito. Una vez dentro de la larva del coleóptero, el huevo eclosiona dando origen en un lapso de 15 a 20 días, a la primer fase

larvaria que se denomina acantor o L1. Luego, la L1 se dirige al hemocele donde muda a acantela o L2, esta se enquistada dando lugar al cistacanto (forma larvaria infectante inactiva). Al cistacanto ser ingerido por el cerdo, una vez en el intestino las larvas infectantes quedan en libertad, eclosionando y dejando en libertad a la L3 donde se adhiere a la mucosa del intestino delgado, por medio de su cabeza ganchuda, donde se alimentan, dando lugar así a las formas adultas y maduras sexualmente al cabo de 2 a 3 meses. Estos copulan y así producen una nueva generación de huevos que van a ser eliminados con la materia fecal al exterior, comenzando con un nuevo ciclo (Anexos 1.11).

e. Signos clínicos

Al principio de la infección hay diarrea y mal estado general. Posteriormente a la enfermedad, dependiendo de la cantidad de gusanos, puede presentar un cuadro agudo o seguir un curso crónico, con un menor número de vermes, dando lugar a un síndrome de mala digestión con deficiente conversión alimenticia, retraso en el crecimiento y baja fertilidad. En casos de infección severa, puede haber dolor abdominal, temblor muscular y bajos niveles de eritrocitos y hemoglobina (H. Q. Romero, 1994, p. 648).

f. Lesiones

Las lesiones varían dependiendo la cantidad de gusanos. Puede haber zonas de hemorragia asociada con inflamación intestinal. Histológicamente se encuentran gran cantidad de bacterias en las zonas inflamadas. Otras veces hay enteritis simple sin invasión bacteriana,

caracterizada por acumulación de eosinófilos alrededor de la probóscide. Una tercera forma es una enteritis traumática aséptica, con destrucción de la mucosa con ocasional perforación de la pared intestinal y consecuencias fatales (H. Q. Romero, 1994) (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999).

g. Diagnóstico

El análisis coprológico se realiza mediante flotación. La necropsia también aporta información útil para el Diagnóstico.

h. Tratamiento

El control se basa en el tratamiento contra el parásito adulto y en el mejoramiento de las condiciones higiénicas. La ivermectina (0.1-0.2mg/ kgpv/ 7 días seguidos), levamisol (8 mg/ kgpv), loperamida a dosis de 1-1.5 mg/kgpv, VO, dos veces al día durante 3 días consecutivos es uno de los fármacos más eficaces (M. Cordero del Campillo, et. Al, 1999).

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

CAPÍTULO II: MATERIALES Y MÉTODOS

A. Localización del estudio

La investigación se llevó a cabo en el Matadero Municipal del Ministerio de Salud Pública, ubicado en la Calle Monseñor de Meriño esq. Diego de Velázquez, en la provincia de San Juan de la Maguana, República Dominicana (Anexos 2.1). El procesamiento de las muestras fue realizado en el Laboratorio Arroyo Loros ubicado en la Carretera Sánchez Km 5, también ubicado en la provincia de San Juan de la Maguana (Anexos 2.2) y en el Laboratorio Veterinario Central (LAVECEN), ubicado en la Avenida Monumental en el sector Los Girasoles en la provincia de Santo Domingo (Anexos 2.3).

B. Selección de la muestra

Las muestras fueron obtenidas de los cerdos del matadero municipal provenientes de diferentes localidades de la provincia de San Juan de la Maguana. En la selección de la muestra no se tomó en cuenta la presencia de signos clínicos, ni las condiciones físicas del animal. Se tomaron muestras de cerdos provenientes de los diferentes municipios que se faenaron por día y un 50% o más de los que llegaron durante el mes en que se muestreo continuamente.

C. Tamaño de la muestra

En el matadero municipal de la provincia de San Juan de la Maguana se sacrifican diariamente unos 7-8 cerdos provenientes de diferentes localidades de la provincia. Al mes son sacrificados unos 200 cerdos aproximadamente. Para este estudio se tomaron y procesaron 100 muestras de cerdos, las que corresponderían a un 50% de la población a sacrificio, a medida que estos iban arribando al matadero. Por tal motivo nos trasladamos durante 30 días (un mes) hacia la provincia de San Juan de la Maguana, donde participamos diariamente en el sacrificio de los animales, tomamos las muestras y luego nos trasladamos al laboratorio regional de la zona (Laboratorio Arroyo Loros) para el procesamiento de las mismas. Al mismo tiempo, nos trasladamos semanalmente hacia el Distrito Nacional para llevar acabo el procesamiento de las muestras sanguíneas en el LAVECEN.

D. Recolección de muestras

Se realizó una recolección de muestras de heces a medida que los cerdos iban llegando al matadero. Se tomaron aproximadamente 100 gramos de heces por cerdo, las cuales fueron colocadas en bolsas de plástico debidamente identificadas con una numeración y procedencia del animal. También se iban a tomar de aproximadamente un 5% de los cerdos a faenar (10 cerdos), muestras de tejido estomacal, de intestino delgado, de intestino grueso y ciego, con la finalidad de encontrar parásitos adultos o protozoarios por raspado de mucosa. Conjuntamente se tomaron de 3-5cc de muestras de sangre a un 5% de los cerdos a muestrear. Las muestras fueron recolectadas al momento del degollé y fueron colocadas en tubos de ensayo sin EDTA con el fin de obtener el suero para luego ser procesadas en el LAVECEN, y así determinar la presencia de

anticuerpos contra *Cisticercus cellulosae*. Asimismo fueron inspeccionados macroscópicamente los musculos de mayor movimiento (corazón, masetero, muslo y/o lengua) que presentara evidencias de infección por cisticercosis. También fueron examinados macroscópicamente los pulmones en busca de parásitos pulmonares.

E. Materiales

- Lubricante
- Guantes desechables
- Bolígrafo
- Marcador indeleble
- Neverita
- Cámara fotográfica
- Bolsas plásticas
- Porta objetos de 76mm x 26mm
- Cubre objetos
- Overoles
- Botas de goma
- Tubos de ensayo sin EDTA (Tapa roja)
- Sal en grano
- Agua destilada
- Hielo
- Loop
- Bisturí
- Alcohol al 70% (Etilico)
- Cedazo
- Caja Petri
- Detergente suave

F. Métodos de Diagnóstico

a. Método de McMaster

Esta técnica cuantitativa es utilizada para contar el número de huevos por gramos de heces. Se usa principalmente en el diagnóstico de parasitismo gastrointestinal en rumiantes, equinos y porcinos.

Materiales utilizados:

- Dos recipientes (vaso de precipitado) por muestra
- Envases calibrados de 28 y 30 ml
- Colador de malla fina
- Espátula o baja lenguas
- Pipetas Pasteur
- Solución salina sobre saturada
- Cámara de conteo McMaster
- Microscopio

Procedimiento:

- Pesar 2 gramos de heces o, si las heces son diarreicas, 3 cucharaditas y colocar dentro de un vaso de precipitado de 50ml.
- Mezclar cuidadosamente en 28ml de solución salina sobre saturada, utilizando una espátula.

- Filtrar la suspensión fecal a través de un colador de malla fina hacia adentro de un segundo recipiente (recipiente #2).
- Revolver el filtrado en el recipiente #2 con una pipeta Pasteur. Utilizando la pipeta, retirar una pequeña muestra mientras se mezcla el filtrado.
- Revolver el fluido y llenar el primer compartimiento de la cámara de conteo McMaster con la pequeña muestra tomada anteriormente, evitando las burbujas de aire. Mezclar de nuevo el fluido y llenar el segundo compartimiento con otra toma de la muestra.
- Dejar reposar la cámara de conteo por 3 minutos. Esto permitirá que los huevos floten así la superficie y que los detritos se vayan al fondo de la cámara.

Lectura e interpretación:

Se examina la muestra bajo el microscopio utilizando un aumento de 10X. Para calcular el número de huevos por gramo de heces (h. p.g.) Se debe contar el número de huevos dentro de la rejilla de cada cámara ignorando aquellos fuera de los cuadros y se procede a multiplicar el total por 50 ($\sum h \times 50$).

b. Método de Sedimentación (Watanabe modificado Guerrero)

La técnica de sedimentación es un método cuantitativo para detección de huevos pesados en las heces.

Materiales a utilizar:

- Dos recipientes (vaso de precipitado)
- Colador de rejilla de malla fina (80h x pulg)
- Espátula o baja lenguas
- Tubos de ensayo cónicos de 50 ml
- Gradilla para tubos de ensayo
- Porta objeto y cubreobjetos
- Microscopio
- Reactivo (azul de metileno o verde de metilo)
- Solución detergente suave

Procedimientos:

- Colocar 2 gramos de heces, con 28 ml de solución detergente colocar en el recipiente # 1
- Completar hasta los 50 ml con solución detergente dentro del recipiente #1
- Mezclar a fondo las heces con la solución.
- Filtrar la suspensión con un colador de rejilla de malla fina y dejar reposar por 10 minutos y repetir los pasos anteriores dos veces
- Verter el material filtrando en un tubo de ensayo cónico y dejar sedimentar por 5 minutos
- Descartar la solución detergente sobrenadante, sin mover el fondo.
- Dejar el sedimento en 4 ml de solución
- Tomar 1 ml del sedimento y colocar 0.5 ml en dos porta objetos para luego proceder a colorear el sedimento añadiendo una gota de azul de metileno o verde de metilo.

- Colocar cubre objetos y leer al microscopio en un aumento de 10X

Lectura e interpretación:

Contar los huevos encontrados y multiplicar por el factor conector (2); reportando la cantidad de huevos 'por gramo de heces'.

c. Técnica de Baermann (Ueno modificada)

Es utilizada para separar las larvas de nemátodos pulmonares del material fecal. Esta técnica se basa en la migración activa de las larvas. Las heces son suspendidas en agua, donde las larvas se mueven hacia la misma y migran hacia el fondo donde pueden ser recolectadas para su identificación.

Materiales a utilizar

- Tubo cónico de 50ml
- Gradilla
- Gasa
- Clip de abrazadera o resorte
- Microscopio
- Pipeta Pasteur
- Tijeras
- Cuchara o espátula

- Vaso o frasco
- Porta objetos

Procedimiento

- Pesar 3 gramos de heces y colocarlas en una gasa para formar una bolsa conteniendo el material fecal.
- Colocar la bolsa que contiene las heces en el tubo de ensayo cónico. Llenar el tubo con agua, asegurándose que el material fecal quede sumergido. Dejar reposar por 12 horas.
- Utilizar una pipeta Pasteur para transferir una gota pequeña del sedimento a un portaobjetos, y leer los resultados en el microscopio.

Lectura e interpretación:

Para establecer un resultado correcto se toma la sumatoria de las larvas encontradas y se divide esa cantidad entre 3. Los resultados luego son expresados en larvas x g de heces.

d. Prueba de ELISA

La técnica ELISA (Enzyme Linked Inmunoabsorvent Assay) se basa en el uso de antígenos o anticuerpos marcados por una enzima, de forma que los conjugados resultantes tengan actividad tanto inmunológica como enzimática.

Los pasos generales de un ELISA son:

1. Tapizado del pocillo con el antígeno.
2. Adición de la muestra problema con la mezcla de anticuerpos

3. Unión del anticuerpo específico al antígeno tapizado en el pocillo
4. Lavado del pocillo para eliminar el exceso de antígeno o anticuerpo no unido
5. Adición del anticuerpo secundario marcado con la enzima
6. Unión del anticuerpo secundario al antígeno
7. Lavado del pocillo para eliminar el exceso de enzima no unida
8. Adición del sustrato
9. Unión del sustrato a la enzima
10. Desarrollo del color
11. Lectura en el espectrómetro.

En cuanto a la interpretación de los resultados, toda lectura que resulte por encima de 0.300 DO, esta positiva.

CAPITULO III

RESULTADOS

CAPÍTULO III: RESULTADOS

De los 100 cerdos muestreados, 94 resultaron positivos a uno o más de los parásitos gastrointestinales mencionados previamente en este estudio, lo que equivale a un 94% de las muestras analizadas. Mientras que el 6% restante de las muestras arrojaron resultados negativos.

(Grafica 1)

Mediante el método de McMaster, se encontró un 82% de casos positivos a huevos pertenecientes a la Súper familia *Strongiloidea* (*Hyostroglylus rubidus*, *Globocephalus urosbulatus*, *Oesophagostomum dentatum*), un 15 % *Ascaris suis* y un 1% de *Trichuris suis*.

(Anexo 8.4) (Grafica 2)

Por el método de sedimentación se encontró un 2% de *Macracanthorhynchus hirudinaceus*. Todas pertenecientes al municipio de San Juan de la Maguana, con un total de 30 h.p.g (Anexo 8.2)

El método de Ueno arrojó resultados negativos, en todas las muestras analizadas, siendo así un hallazgo de un 0% de animales infectados por nematodos de la Súper familia *Metastrongyloidea*.

Por otro lado, fueron visualizados protozoarios como: *Isospora spp.* en 28% de las muestras y el protozoario *Balantidium coli* en 34%. (Anexos 8.2 y 8.4)

Mediante el método de ELISA indirecto, tampoco fueron obtenidos casos positivos de *C. celulosae* (Anexo 7.1)

Se inspeccionaron los músculos de mayor movimiento (Maseteros, corazón, muslo y lengua) y en los mismos no se encontraron evidencias de infección por *Cisticercus celulosae* (Quistes).

De igual manera, se observaron los pulmones de los cerdos, arrojando también resultados negativos, en cuanto a la presencia de algún parásito pulmonar.

En cuanto a la distribución de los parásitos encontrados por distrito municipal muestreados, tenemos que de la Súper familia *Strongyloidea* el distrito municipal con menor porcentaje de casos fue el de Sabaneta, con un 1.21%. A esta le siguen los distritos de La Charca de María Nova y La Jagua con un 2.44% de muestras positivas. También tenemos los distritos de El Rosario y Jinova con un 6.1% de muestras positivas, el de Juan de Herrera con un 7.31%. Siguiendo con Pedro Corto con un 12.20% de muestras positivas, San Juan de la Maguana y Hato del Padre con un 15.85%. Y por último el distrito municipal de Las Zanjás con un 21.95% de muestras positivas, siendo este el que cuenta con el mayor porcentaje de animales infectados. (Anexo 8.2) (Tabla 2).

Ahora, en cuanto a la distribución de muestras positivas a *Ascaris suum* tenemos varios distritos municipales con un 0% de casos positivos, en estos encontramos los distritos municipales de La Charca de María Nova, El Rosario, Sabana Alta y Sabaneta. Mientras que con un 1.21% de casos positivos, tenemos los distritos de Hato del Padre, Jinova, Pedro Corto y San Juan de la Maguana. Y por último, nuevamente el distrito de Las Zanjás, cuenta con el porcentaje más alto, abarcando un 10.98% de muestras positivas a *A. suum*. (Anexo 6.4) (Grafica 4)

Las muestras positivas a *Macracanthorhyncus hirudinaceus* solamente se encontró en Distrito Municipal de San Juan de la Maguana, con un 2.43% de muestras positivas. En cuanto a *Trichuris suis* solo fue encontrado en el 1.21% de las muestras del Distrito Municipal de Pedro Corto, arrojando resultados negativos en los demás Distritos. (Anexo 6.4) (Grafica 4)

En cuanto a *Isospora spp.* Tenemos un 0% de casos positivos en los Distritos municipales de La Charca de María Nova y Sabana alta. Mientras que en los Distritos municipales de El rosario, La Jagua y Sabaneta, tenemos un 1.21%, en Hato del padre, Juan de Herrera y Pedro Corto un 2.43% y en Jinova un 4.87%. Para finalizar, en el Distrito municipal de San Juan de la Maguana tenemos un 8.5% y nuevamente el Distrito Municipal de Las Zanjas posee el porcentaje mayor de casos positivos con un 9.75%. (Anexo 6.4) (Grafica 4)

El *Balantidium coli* obtuvo un 0% de casos positivos en los Distritos municipales de Charca de María Nova, El Rosario, Jinova, Juan de Herrera, La Jagua, Sabana Alta, Sabaneta y San Juan de la Maguana. Mientras que en los Distritos municipales de Las Zanjas y Pedro Corto hubieron un 4.8% de casos positivos. Y el Distrito municipal con el porcentaje más grande, fue el de Hato del Padre, con un 8.5% (Anexo 6.4) (Grafica 4)

DISCUSIÓN

Este trabajo fue realizado en el Matadero Municipal de la Provincia de San Juan de la Maguana durante los meses de Noviembre de 2013 y Diciembre 2013. Este trabajo tuvo como objetivo general, definir la fauna parasitaria en los cerdos de libre pastoreo a faenar en el Matadero municipal de la provincia.

Se tomaron 100 muestras. En las cuales, los huevos de parásitos gastrointestinales que se encontraron fueron en el siguiente orden: Primero, Súper familia *Strongyloidea*; segundo, *Ascaris suum*; Tercero, *Macracanthorhynchus hirudinaceus*; cuarto, *Trichuris suis*.

Creemos que el porciento de muestras positivas a parasitismos gastrointestinales, son resultado de la mala higiene, donde son criados los cerdos. También es debida a que los animales, no poseen el cuidado médico veterinario necesario, por lo que no se cumple un control de desparasitación regular. Sin embargo, en algunos casos, aunque no se contaba con un programa de desparasitación constante, no se observaron ningún tipo de parásitos.

Los huevos pertenecientes a los parásitos *Hyostroglylus rubidus*, *Globocephalus urosbulatus* y *Oesophagostomum dentatum*, poseen morfología semejante, por ende se clasifican como huevos de la “Súper familia *Strongyloidea*”. Esto corresponde, a que para su diferenciación se debe recurrir a la realización de cultivo de larvas, lo que no está estipulado como objetivo en este trabajo.

La ausencia de *Cisticercus cellulosae* puede deberse a que instituciones gubernamentales, han desarrollado un plan de concientización e higienización, construyendo letrinas en lugares donde no hay alcantarillado. Lo que disminuye el contacto de los cerdos, con los desechos biológicos de los habitantes de estas áreas rurales. No se descarta completamente la ausencia de

este parásito debido a fuimos informadas de que meses anteriores y posteriores a la realización de este estudio fueron encontrados dos casos positivos, respectivamente. Los casos fueron reportados desde el distrito municipal Las Zanjás, la cual concuerda también con obtener la mayor carga parasitaria de parásitos gastrointestinales de la provincia de San Juan de la Maguana.

Nuestros resultados coinciden con los encontrados en Guatemala, en el año 2008 por Nora Karina Reyna, donde se demostró que el parásito más común en el área corresponde con los parásitos de la Súper familia *Strongyloidea* (*Hyostroglylus rubidus*, *Globocephalus urosbulatus*, *Oesophagostomum dentatum*).

En cuanto a los raspados de mucosa proveniente de muestras de tejido estomacal, intestino delgado, intestino grueso y ciego, su procesamiento se imposibilitó debido a que no se nos fue permitido. Los empleados dedicados a la matanza, son remunerados con dichos órganos, los cuales venden a mercados y restaurantes a un precio mucho más alto al que estábamos dispuestas a pagar, razón por la cual, su procesamiento se nos hizo imposible.

Entre los hallazgos encontrados más importantes, tenemos los parásitos de origen zoonótico, como el *A. suum*, *B. coli*, *M. hirudinaceus* y *T. suis*.

CONCLUSIÓN

Tras haber dado por finalizada nuestra investigación previamente planteada, hemos llegado a la conclusión de que la fauna parasitaria gastrointestinal que afectan a los cerdos faenados de la Provincia de San Juan de la Maguana son:

- Clase nematoda:
 - Súper familia *Strongyloidea* (*Hyostroglylus rubidus*, *Globocephalus urosubulatus*, *Oesophagostomum dentatum*)
 - *Trichuris suis*
 - *Ascaris sum*
- Acantocéfalos:
 - *Macracanthorhynchus hirudinaceus*
- Protozoarios:
 - *Isospora spp*
 - *Balantidium coli*

Esto corresponde a que un 82% de casos positivos a huevos son pertenecientes a la súper familia *Strongyloidea* (*Hyostroglylus rubidus*, *Globocephalus urosubulatus*, *Oesophagostomum dentatum*), un 15% a *Ascaris suis*, un 2% a *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, un 1% a *Trichuris suis*, un 27% a *Isospora spp*. y un 34% corresponde al protozoario *Balantidium coli* (Grafica 3).

Se concluyó también, la disminución de casos de *Cisticercus cellulosae*, debido a la implementación del uso de letrinas en lugares rurales, donde no habían. Ya que la cantidad de casos positivos ha ido disminuyendo a medida de que pasan los años (Anexo 8.3) (Tabla 3)

RECOMENDACIONES

1. Exhortamos a los propietarios de cerdos de traspatio, a que mantengan los pastos libre de basura y desechos, para así reducir la población de escarabajos que pueden servir de huésped intermediario de algunos parásitos intestinales.
2. Recomendamos a los dueños de fincas, la implementación de un sistema de ganadería intensiva, en lugar de libre pastoreo. Dichas fincas deberían de contar con pisos de cemento, con la finalidad de disminuir la contaminación de los suelos, o, en caso de no tener condiciones económicas para esto, remover la basura y heces para prevenir enfermedades parasitarias y mala higienización.
3. Realizar campañas masivas de concientización, donde se oriente a los productores sobre la importancia de, con ayuda de un médico veterinario capacitado, realizarle coprológicos y desparasitar periódicamente a los animales.
4. Debido a que no fueron encontrados en esta investigación, se recomienda a los estudiantes de grado, realizar investigaciones sobre parásitos pulmonares en cerdos. Este estudio debería abarcar, no solo los cerdos a faenar, si no la población porcina total de la región, para así determinar, si existen o no, y si existen, determinar su prevalencia.
5. Continuar realizando investigaciones periódicas acerca de la cisticercosis, enfocándose también en los cerdos cuya matanza se da en traspatios o en mataderos habilitados a nivel rural.
6. Se recomienda continuar la implementación de letrinas, en especial en el nuevo municipio de Las Zanjas, donde fue que se obtuvo el mayor porcentaje de parásitos encontrados.

7. Se recomienda realizar estudios en humanos, sobre los parásitos zoonóticos encontrados

CAPÍTULO IV

BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFIA

1. Campillo, M. (1999). "Parasitología veterinaria" (1. ed.). Madrid: McGraw-Hill Interamericana.
2. Coello, D. "Método de Elisa y Microelisa"
<http://slideshare.net>
3. Cultek. "Fundamentos y tipos de ELISA"
www.cultek.com
4. De Aluja, A. S. LA CISTICERCOSIS PORCINA EN MÉXICO
<http://www-lab.biomedicas.unam.mx>
5. De la Fe Rodríguez, P. D., & Al. "Estudio de la prevalencia de las endoparasitosis que afectan a los cerdos en el territorio de Cuba". *REDVET. Revista electrónica de Veterinaria*, VIII. <http://www.veterinaria.org>
6. Foreyt, B. (2001). "Veterinary parasitology reference manual" (5th ed.).
7. Hector H Garcia, et. Al. THE LANCET.VOL 361.Agosto 16,2003-"Taenia solium cisticercosis",
8. Hassal., & Stiles. Taxonomía de *Hyostrogylus rubidus*
<http://eunis.eea.europa.eu>
9. Jeronimo Gíao Gomes, Ana. "Contribuição para a Caracterização do Parasitismo Gastrintestinal e Pulmonar em Suínos de Raça Alentejana no Distrito de Évora"
<https://www.repository.utl.pt>
10. Lapage, G. (1971) "Parasitología veterinaria" (1a ed.). México: Continental.
11. Luna, L. A., & Kyvsgaard, N. (2005, October 10). "Ocho diferentes especies de parásitos gastrointestinales fueron identificadas en cerdos de traspatio en El Municipio de El Sauce

- León, Nicaragua”. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*, VI.

<http://www.veterinaria.org>

12. Molin. “Taxonomía *Physocephalus sexalatus*”

<http://eunis.eea.europa.eu/>

13. Romero, H. (1984) “Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos”

(1a ed.). México: Limusa.

14. Rudolphi. “Taxonomía *Oesophagostomum dentatum* “

<http://eunis.eea.europa.eu/>

15. Rudolphi. “Taxonomía *Ascarops strongylina* “

<http://eunis.eea.europa.eu>

16. Schrank. “Taxonomía *Trichuris suis*”

<http://eunis.eea.europa.eu/>

17. Taylor, M. A., Coop, R. L., & Wall, R. (2007). “Veterinary parasitology “(3rd ed.).

Oxford: Blackwell Pub.

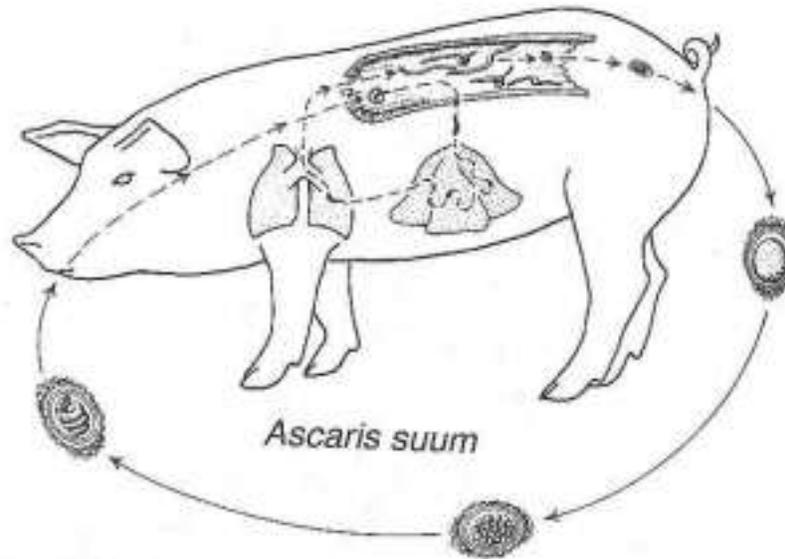
18. Pedro N. Acha y Boris Szyfres (2003), “Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales” 3era edición

CAPÍTULO V

ANEXOS

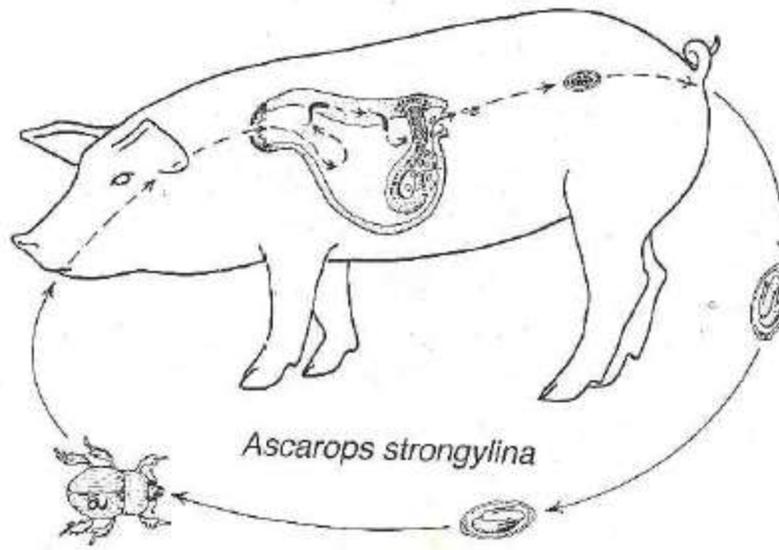
ANEXOS

Anexo 1 – Ciclos biológicos



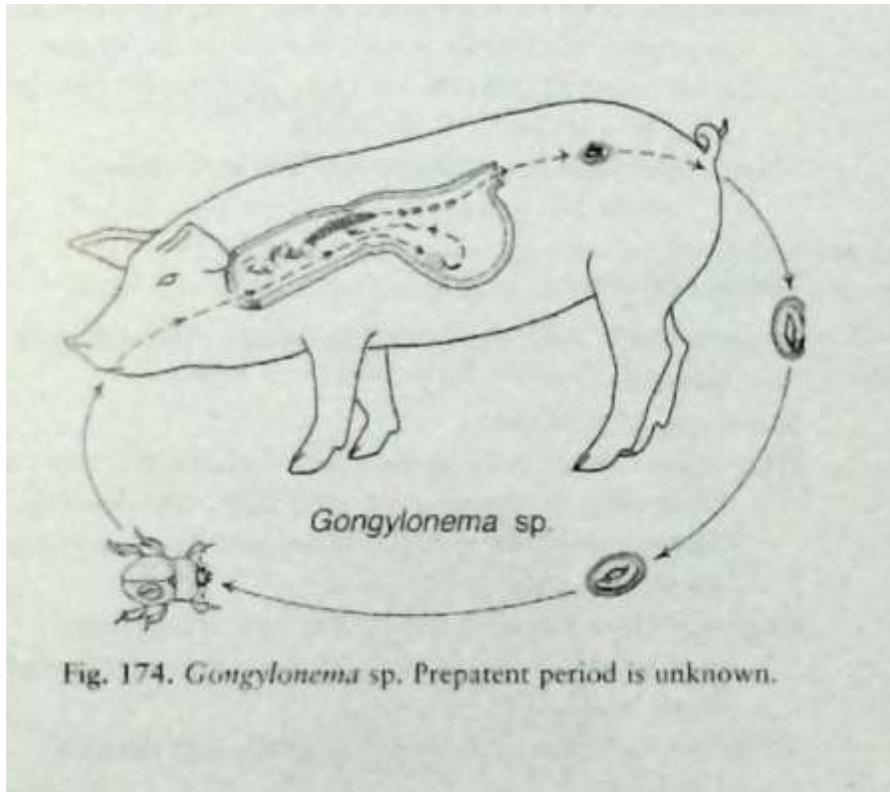
Anexo 1.1 – Ciclo biológico *Ascaris suum*

(Foreyt, William J – 2001. "Veterinary Parasitology" fifth edition)



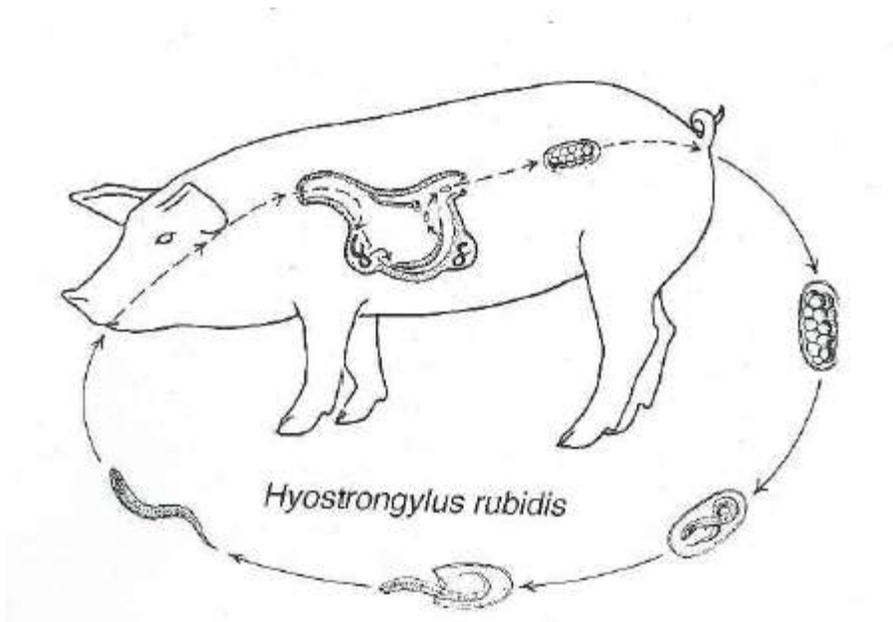
Anexo 1.2 – Ciclo biológico *Ascarops strongylina*

(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



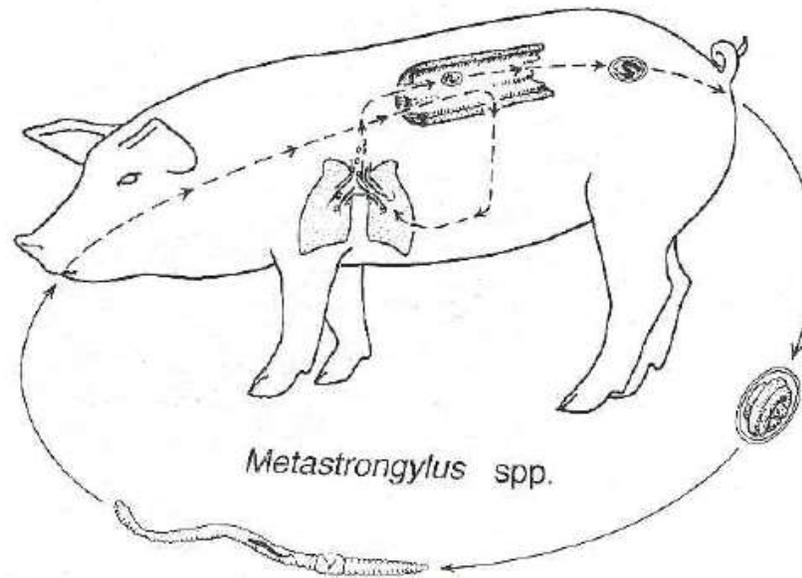
Anexo 1.3 - Ciclo biológico *Gongylonema pulchrum*

(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



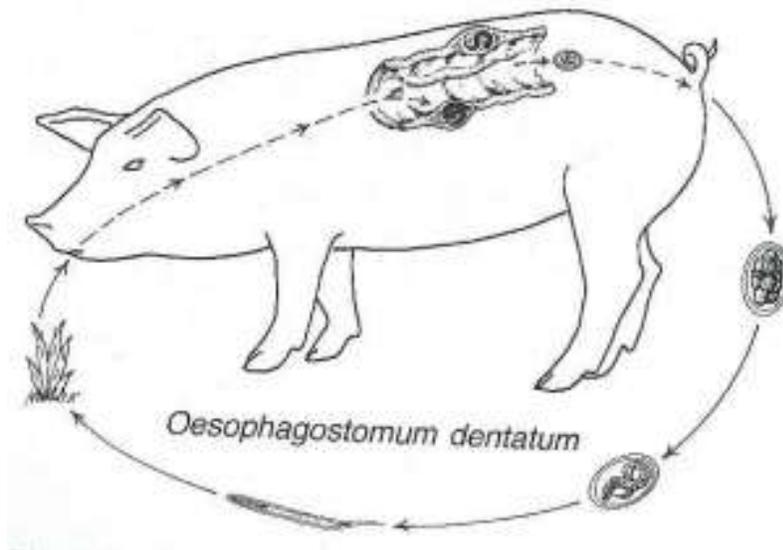
Anexo 1.4 - Ciclo biológico *Hyostrongylus rubidis*

(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



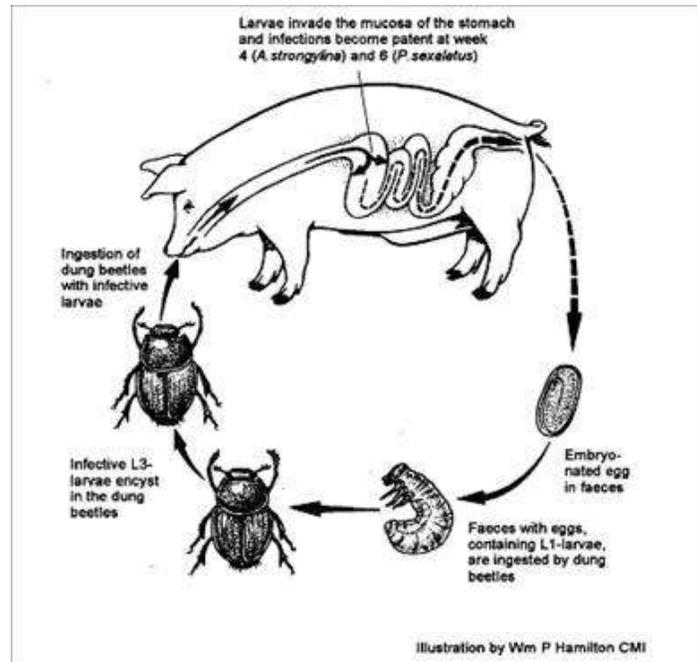
Anexo 1.5 - Ciclo biológico *Metastrongylus spp*

(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



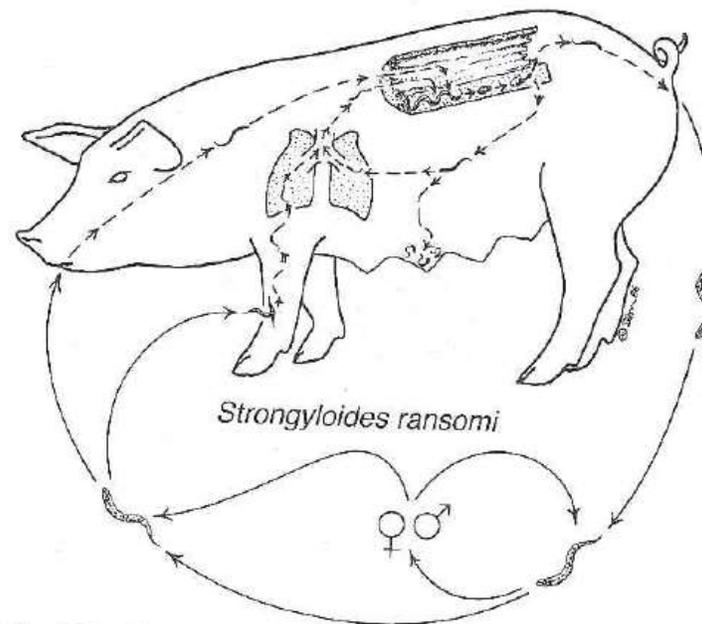
Anexo 1.6 - Ciclo biológico *Oesophagostomum spp*

(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



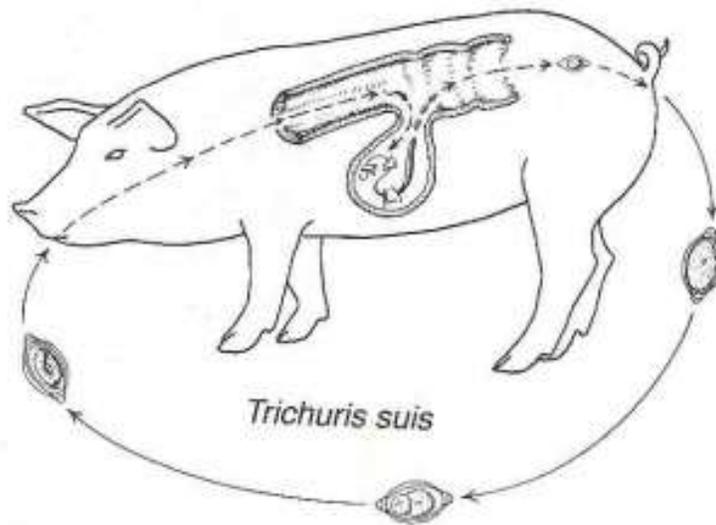
Anexo 1.7 - Ciclo biológico *Phylocephalus sexalatus*

(<http://jpkc.ynau.edu.cn>)



Anexo 1.8 - Ciclo biológico *Strongyloides ransomi*

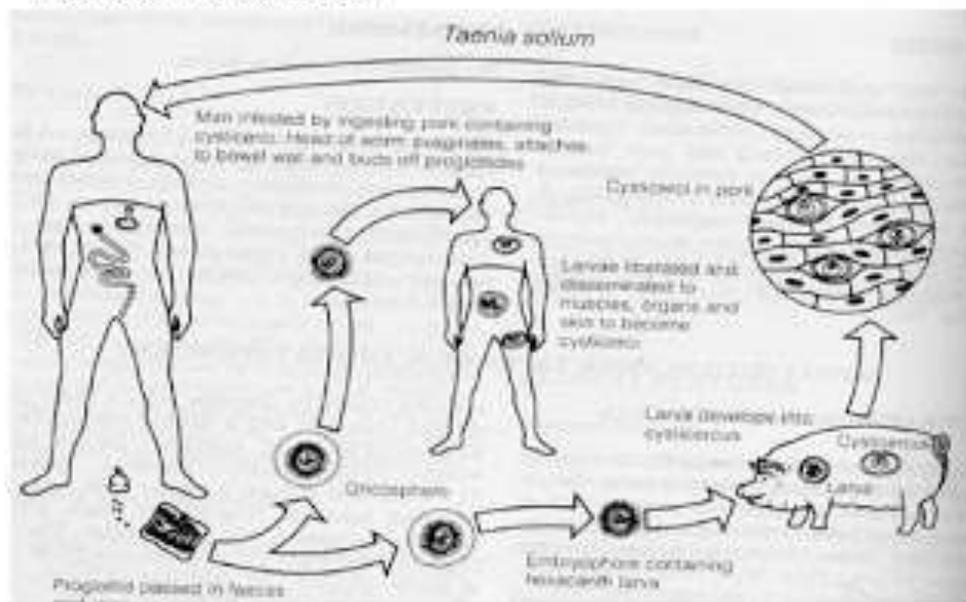
(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)



Anexo 1.9 - Ciclo biológico *Trichuris suis*

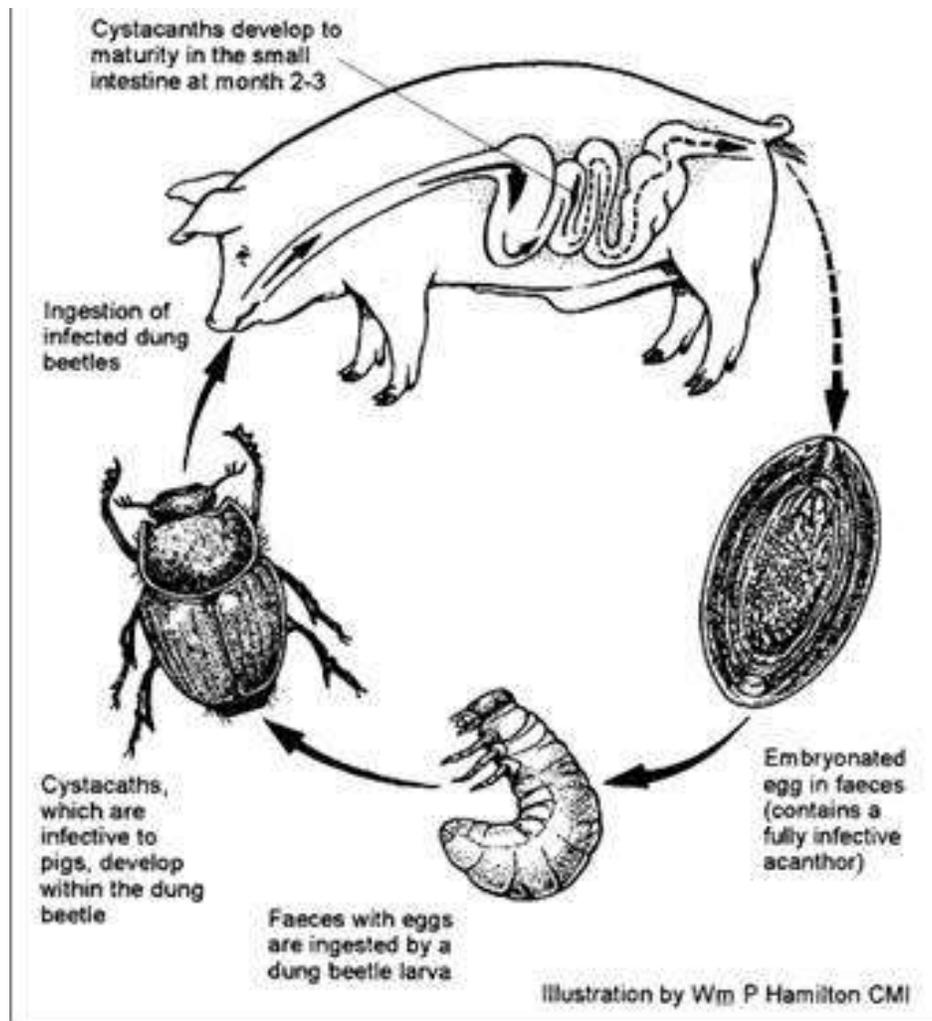
(Foreyt, William J – 2001. “Veterinary Parasitology” fifth edition)

Life cycle of *Taenia solium*



Anexo 1.10 - Ciclo biológico *Cysticercus celulosae*

(<http://www.wikispot.info>)



Anexo 1.11 - Ciclo biológico *Macracanthorhynchus hirudinaceus*

(<http://jpkc.ynau.edu.cn>)

Anexo 2 – Ubicación estudio



Anexo 2.1 – Provincia de San Juan de la Maguana

(<https://www.maps.google.com>)



Anexo 2.2 – Ubicación Matadero Municipal de la provincia de San Juan de la Maguana

(<https://www.maps.google.com>)



Anexo 2.3 – Laboratorio Arroyo Loros

(<https://www.maps.google.com>.)



Anexo 2.4 – Laboratorio Veterinario Central (LAVECEN)

(<https://www.maps.google.com>)

Anexo 3 – Materiales

Anexo 3.1 – Materiales para la recolección de muestras y procesamiento



Neverita, Porta objetos, Cubre objetos, Soga, Loops, Cámara fotográfica y Alcohol isopropílico.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Marcador, lapicero, fundas plásticas, guantes, bisturí, tubos sin EDTA y lubricante.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Microscopio

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)

Anexo 3.2 – Materiales para el Método de Máster



Vasos precipitados y calibrados de 28 y 30 ml, colador de malla fina.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Solución salina sobresaturada, cámara de McMaster y pipeta.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)

Anexo 3.3 – Materiales Método Ueno



Lugol, gasas, cubre objetos, clips, gradilla, tubo cónicos y pipeta.

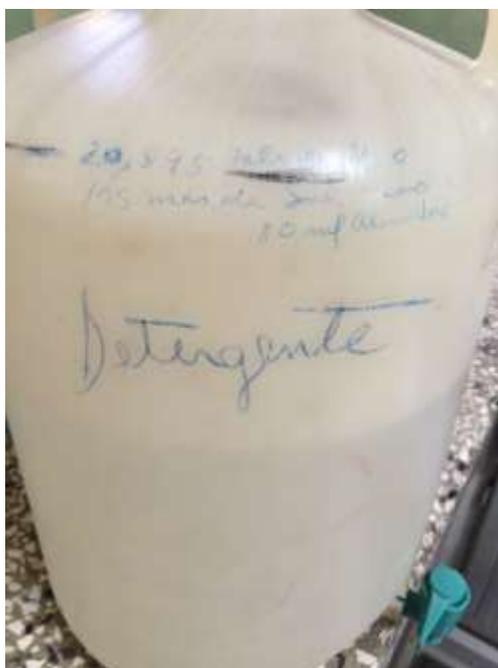
(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)

Anexo 3.4 – Materiales Método Sedimentación



Azul de metileno, colador de malla fina, porta objeto, pipeta y Azul de metileno.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Solución detergente

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)

Anexo 3.5 – Materiales Prueba de ELISA



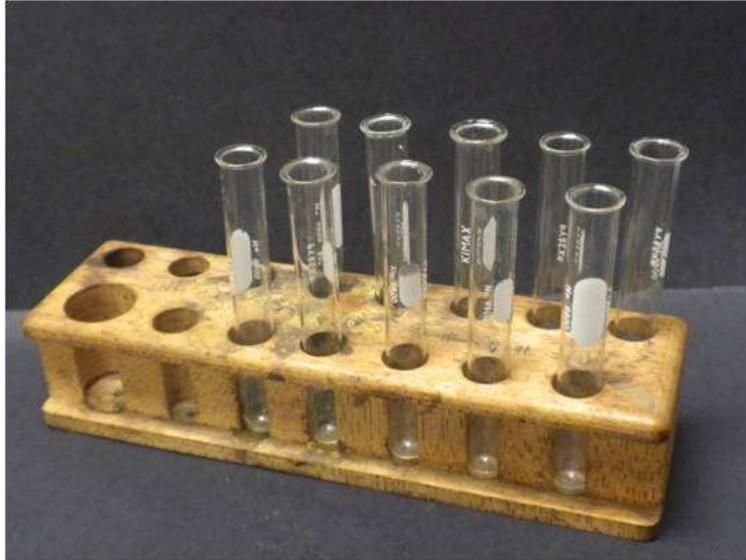
Pocillo tapizado con el antígeno.

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Solución para lavado de pocillos PBS - TWEEN

(<http://objectifpesida.e-monsite.com/>)



Tubos de ensayo

(<http://www.quia.com>)



Micropipeta multicanal (8 canales) y micropipeta simple de hasta 1000 ul

(<http://www.labbulletin.com> y <http://www.tomosgroup.com>)



Puntas para pipeta pequeñas y grandes
(<http://www.extrogene-web.com>)



Cromógeno y tubos de ensayo
(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)



Incubadora

(<http://www.directindustry.es>)



Espectrofotómetro

(Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña)

Anexo 4 – Huevos encontrados

Anexo 4.1 Superfamilia *Strongiloidea*





Fotos tomadas por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.

Anexo 4.2 – *Trichuris suis*



Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.

Anexo 4.3 – *Ascaris suum*

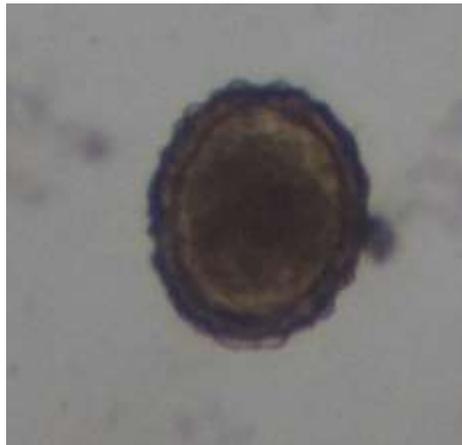


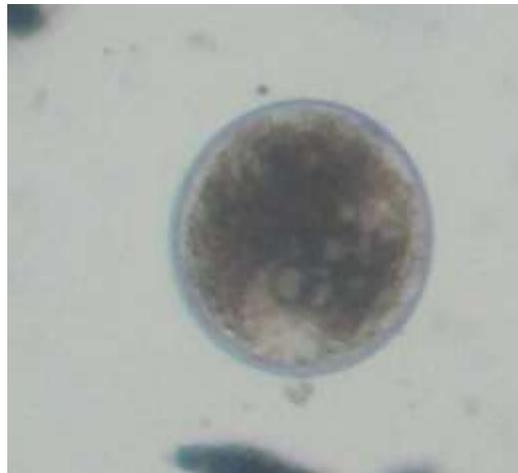
Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.

Anexo 4.4 -- *Macracanthorhynchus hirudinaceus*



Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.

Anexo 4.5 – Otros



Balantidium coli

Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.



Coccidia spp.

Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña desde el microscopio con un aumento de (10X) y adicionalmente un aumento de 5X de la cámara fotográfica.

Anexo 5 – Fotos durante el muestreo y procesamiento de muestras



Montaje de muestras. Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña



Examinación de muestras. Fotos tomadas por K. Nouel y E. Ureña, en el Laboratorio Arroyo Loros



Faena de cerdos en el Matadero Municipal de SJM. Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña.



Toma de muestras sanguíneas en el Matadero municipal de SJM. Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña.



Examinación de los músculos maseteros, en busca de quistes de *C. cellulosa*. Foto tomada por K. Nouel y E. Ureña



Fotos tomadas por K. Nouel y E. Ureña en el Matadero Municipal de SJM



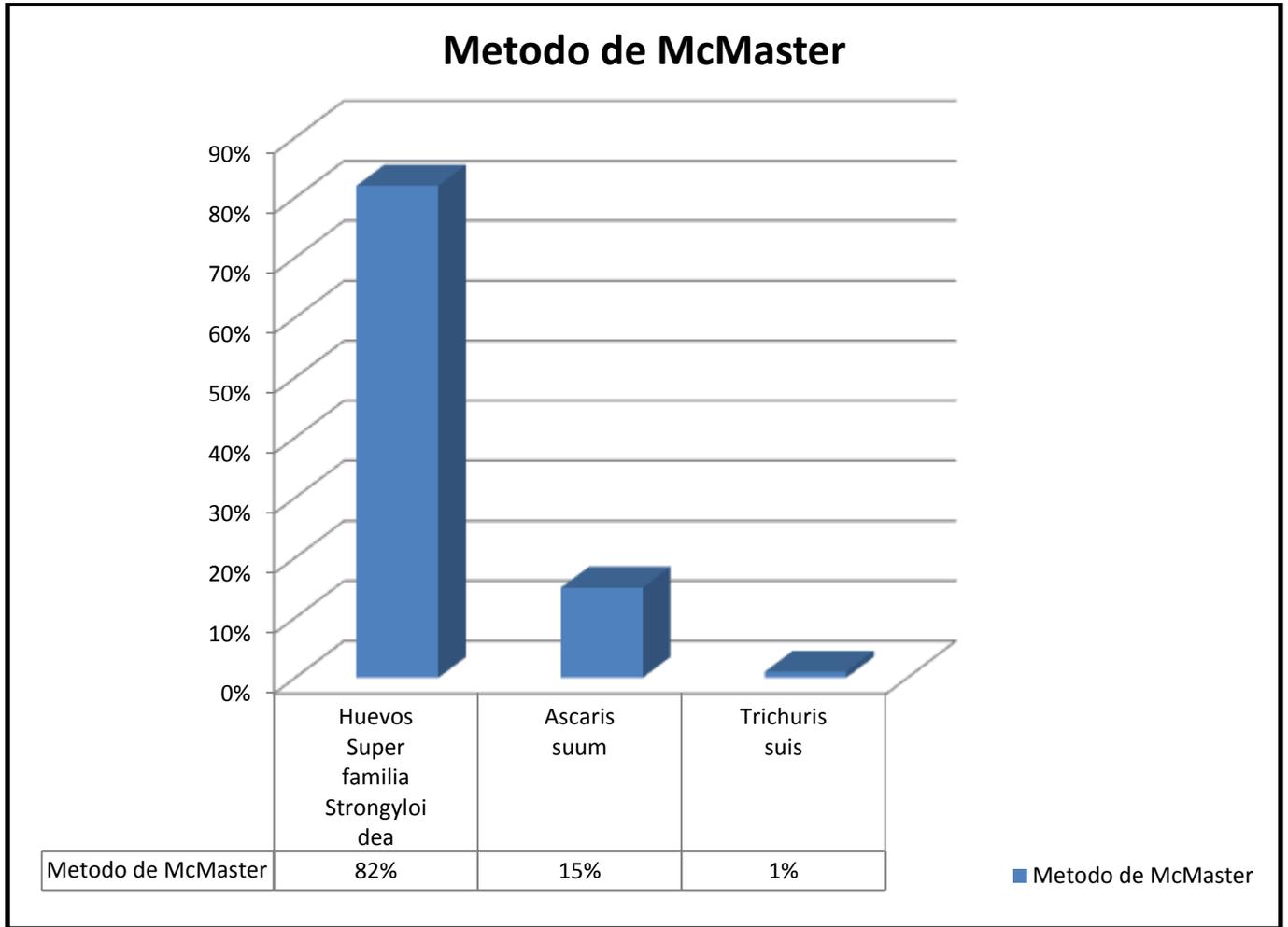
Montaje de ELISA e incubación de muestras para detectar anticuerpos de *C. cellulosa*. Fotos tomadas por K. Nouel y E. Ureña.

Anexo 6 – Graficas

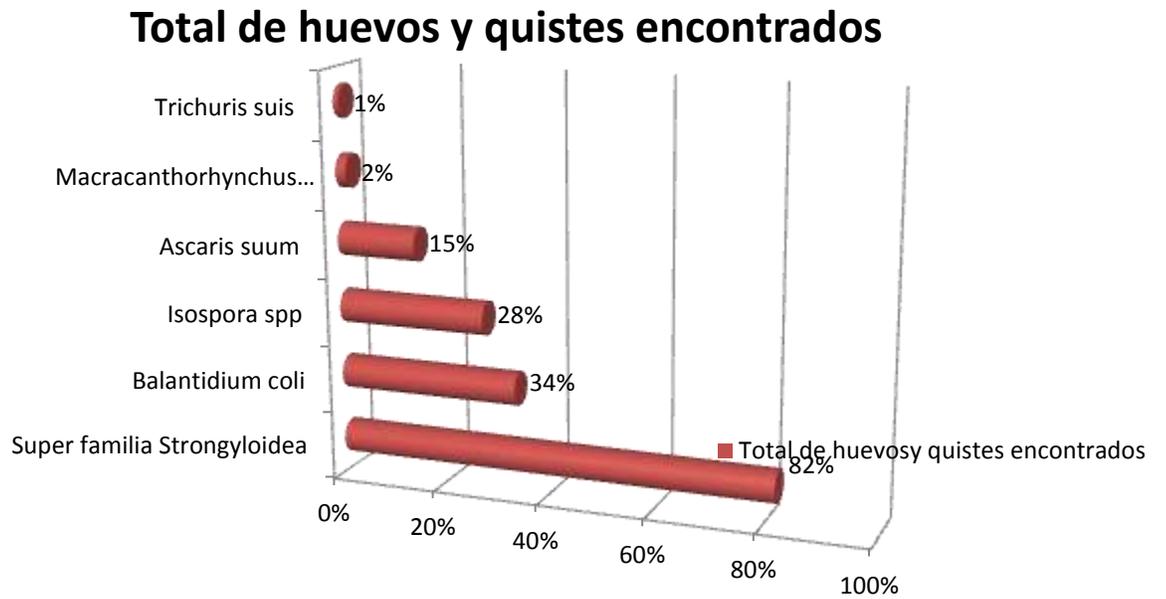
Anexo 6.1 - Grafica 1: Total porcentual de cerdos muestreados



Anexo 6.2 - Grafica 2: Distribución de los huevos encontrados mediante el Método de McMaster



Anexo 6.3 - Grafica 3: Huevos encontrados mediante los métodos realizados



	Super familia Strongyloidea	Balantidium coli	Isospora spp	Ascaris suum	Macracanthorhynchus hirudinaceus	Trichuris suis
Total de huevos y quistes encontrados	82%	34%	28%	15%	2%	1%

Anexo 7 – Resultado ELISA

Anexo 7.1 - Resultados ELISA

LABORATORIO VETERINARIO CENTRAL

Ave. Monumental, Los Girasoles, Tel. (809) 664-7700, fax (809) 660-0469

DIVISION DE DIAGNOSTICO REPORTE DE RESULTADOS

FECHA :29-04-14 REGISTRO: 1599

PROPIETARIO: TESIS UNPHU

REMITENTE : ELSIE UREÑA/ KARLA NOUEL

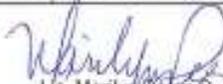
PROCEDENCIA SAN JUAN DE LA MAGUANA ESPECIE: PORCINO

MUESTRA: SUERO

ANALISIS SOLICITADO:CISTICERCOSIS METODO: ELISA INDIRECTA

IDENTIFICACION	D.O.	RESULTADOS:
M1	0.128	NEGATIVO
M2	0.097	NEGATIVO
M3	0.096	NEGATIVO
M4	0.107	NEGATIVO
M5	0.141	NEGATIVO
M6	0.187	NEGATIVO
M7	0.093	NEGATIVO
M8	0.171	NEGATIVO
M9	0.201	NEGATIVO
M10	0.241	NEGATIVO
M11	0.142	NEGATIVO
M12	0.127	NEGATIVO
M13	0.244	NEGATIVO
M14	0.105	NEGATIVO
M15	0.132	NEGATIVO
M16	0.169	NEGATIVO
M17	0.167	NEGATIVO
M18	0.088	NEGATIVO
M19	0.164	NEGATIVO
M20	0.175	NEGATIVO

DO =Densidad optica
Sensibilidad (+) : Suero 85-90%
Especificidad(-) :Suero 100%
VALOR DE REFERENCIA DO: 0.300
Todos los valores que esten por encima del valor de referencia tienen presentes anticuerpos de Cisticercus cellulosae


Lic. Mariya Pérez S.
Tecnico Responsable




Dra. Raimona Martínez
Enc. División de Diagnóstico

Anexo 8 – Tablas

Anexo 8.1 – Tabla 1: Formulario recolección de muestras

RECOLECCION Y PROCESAMIENTO MUESTRAS HECES

FECHA: _____ MUNICIPIO: _____ SECCION/PARAJE: _____

RESULTADOS				
	CONSISTENCIA	MCMASTER	SEDIMENTACION	HUENO
1				
2				
3				
4				
5				

Anexo 8.2 – Tabla 2: Resultados Método de Sedimentación

**Método de Sedimentación
(p.g.h)**

Municipio/ Numero de muestra	<i>Macracanthorynchus hirudinaceus</i>	NS O	<i>Balantidium coli</i>	<i>Isosporas spp</i>
Charca de María Nova				
#1		X		
#2		X		
#3		X		
El Rosario				
#4		X		
#5		X		
#6		X		
#7		X		
#8		X		
#9		X		
#10		X		
Hato del Padre				
#11		X		
#12		X		
#13		X	8	
#14		X		
#15		X		
#16		X	9	
#17		X		
#18		X		
#19		X		
#20		X		
#21		X	16	
#22		X		
#23		X	8	
#24		X	30	
#25		X	12	
#26		X	6	
#27		X		
Jinova				
#28		X		
#29		X		
#30		X		
#31		X		
#32		X		
#33		X		
Juan de Herrera				

#34		X		
#35		X		
#36		X		
#37		X		
#38		X		
#39		X		
Las Zanjas				
#40		X		
#41		X		
#42		X		
#43		X		
#44		X		
#45		X		
#46		X		
#47		X		
#48		X		
#49		X		
#50		X		
#51		X		
#52		X		
#53		X		
#54		X		
#55		X		
#56		X		
#57		X		
#58		X		
#59		X	4	
#60		X	2	
#61		X	10	
#62		X	32	
La Jagua				
#63		X		
#64		X		
#65		X		
Pedro Corto				
#66		X	10	
#67		X		
#68		X		
#69		X	4	
#70		X	6	
#71		X	2	
#72		X		
#73		X		

#74		X		
#75		X		
#76		X		
Sabana Alta				
#77		X		
#78		X		
#79		X		
#80		X		
#81		X		
#82		X		
#83		X		
#84		X		
Sabaneta				
#85		X		
San Juan de la Maguana				
#86		X		
#87		X		
#88		X		
#89		X		
#90	28			
#91		X		
#92		X		
#93		X		
#94	2			
#95		X		
#96		X		
#97		X		
#98		X		
#99		X		
#100		X		

Anexo 8.3 – Tabla 3: Casos registrados de Cisticercosis porcinas por año SJM

REPUBLICA DOMINICANA CASOS REGISTRADOS DE CISTICERCOSIS PORCINA POR AÑO SAN JUAN DE LA MAGUANA.								
COMUNIDAD	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	TOTAL
El Batey	0	4	2	1	3	2	1	13
El Cacheo	7	3	0	4	1	1	2	18
La Florida	2	6	6	2	1	0	0	17
Elias Piña	0	0	0	0	6	0	0	6
TOTAL	9	13	8	7	11	3	3	54

FUENTE: Registros hecho por estudiantes de Veterinaria