



# Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**"FRECUENCIA E IDENTIFICACION DE TREMATODA-PARAM-  
PHISTOMIDAE EN OVINOS SACRIFICADOS EN EL RASTRO  
DE FERRERIA"**

**T E S I S**

Que para obtener el Título de  
**MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

P r e s e n t a

**MARTHA MOLINA CASAS**

Asesores: **M.V.Z. ANTONIO ACEVEDO HERNANDEZ**  
**M.V.Z. J. RUBEN DE LA O CORTIZO**

México, D. F.

1984



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

A mis Padres con todo cariño :

Josefina C. Huntley.

Robert R. Huntley.

Por brindarme su apoyo en la  
realización de mis estudios.

Con el más puro recuerdo a la  
memoria de quien formó parte  
de una de las etapas más  
importantes de mi vida.

+ P.M.V.Z. ABRAHAM PAGAZA CARRIEDO

A mis Asesores con Sincero Agradecimiento :

M. V. Z. Antonio Acevedo Hernández.

M. V. Z. José Rubén de la O Cortizo.

Por su inapreciable amistad y ayuda.

Para mis más queridos amigos  
de quienes he recibido alegría,  
palabras de ánimo y comprensión.

C O N T E N I D O

	<u>Página</u>
RESUMEN .....	1
INTRODUCCION .....	2
MATERIAL Y METODOS .....	17
RESULTADOS .....	19
DISCUSION .....	20
CONCLUSIONES .....	21
LITERATURA CITADA .....	22

## R E S U M E N

MOLINA CASAS MARTHA. Frecuencia e identificación de Trematoda-Paramfistomidae en ovinos sacrificados en el Rastro de Ferrería. (bajo la dirección de: Antonio Acevedo Hernández y José Rubén De La O Cortizo.)

El presente trabajo se realizó en el Rastro de Ferrería México D. F. y en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México.

Con el objeto de estudiar la frecuencia e identificación de trematodos de la familia Paramphistomidae, se muestrearon 1,000 vísceras (rumen y retículo) de ovinos sacrificados en el Rastro de Ferrería en los meses de enero, febrero y marzo, de 1984.

De las 1,000 vísceras revisadas ninguna resultó positiva a paramfistómidos. Siendo los animales procedentes de los Estados de San Luis Potosí, Coahuila, Zacatecas, Guanajuato, -- Michoacán, Guerrero, Edo. Mexico, Hidalgo, Querétaro, Jalisco, Oaxaca y Aguascalientes.

Se encontró que la paramfistomiasis en ovinos no se encuentra ampliamente diseminada en México y que probablemente, ésta, solo se presente en ciertos lugares de clima tropical.

## INTRODUCCION

En la actualidad en donde la producción de carne para consumo humano es una preocupación, concierne al médico veterinario a un constante estudio e investigación de las enfermedades que pueden afectar a los animales, así como contribuir a la prevención de las mismas con el fin de mantenerlos en las mejores condiciones de salud posibles.

De las enfermedades principales que afectan a los animales domésticos, se encuentran las parasitarias, las cuales provocan: baja de peso resistencia, producción de leche y lana, repercutiendo en la economía de la producción animal.

La paramfistomiasis es una enfermedad parasitaria que afecta al aparato digestivo de los rumiantes, la cual se le denomina frecuentemente anfistomiasis intestinal o fasciolosis del rumen y es producida por trematodos de distintos géneros, de la familia Paramphistomidae (Fischoeder, 1901), tales como: Paramphistomum spp., Cotylophoron spp., Calicophoron spp., Ceylonocotyle spp., Gastrothylax spp., Fischoederius spp. y Carmerius spp. (3, 8, 10, 26)

Estos parásitos se encuentran localizados en el rumen, retículo e intestino delgado y en ocasiones en conductos biliares del ganado bovino, borregos, cabras y de animales silvestres tales como: búfalos, antílopes y gamos. (2, 3, 13, 14)

La paramfistomiasis se encuentra ampliamente distribuida en el mundo, siendo los países de Sudáfrica, India y Australia donde se han registrado los problemas mayores en borregos; en cabras en la India y en bovinos en Rusia y países del mediterráneo. (8, 25)

Se ha visto que la paramfistomiasis con mayor frecuencia se presenta en las regiones tropicales o subtropicales y en las épocas de verano, otoño e invierno. (6, 8, 11)

Esta enfermedad se caracteriza por producir una parasitosis aguda gastroentérica, particularmente en animales jóvenes con alto rango de mortalidad, el cual va de un 90% a 100% en borregos y cabras y de un 30% a 40% en bovinos. (8)

Estos paramfistómidos o fasciolas cónicas, como también son llamados, presentan cuando están vivos un cuerpo grueso - carnososo, concavo ventralmente y convexo en su parte dorsal; -- siendo de un color que va de amarillo a rojo pálido y miden de 5 a 12 mm. de largo y de 1 a 5 de ancho. (2, 9, 13, 14, 18)

La situación taxonómica de los géneros de la familia Paramphistomidae es la siguiente: (5, 27)

Phylum: Platyhelminthes Gengenbaur, 1859.

Clase: Trematoda Rudolphi, 1808.

Subclase: Digenea Van Beneden, 1858.

Superorden: Anepitheliocystidia La Rue, 1957.

Orden: Echinostomida La Rue, 1957.

Suborden: Paramphistomata Szidat, 1936.

Superfamilia: Paramphistomidea Stiles & Goldberger, 1910.

Familia: Paramphistomidae Fischoeder, 1901.

Géneros: Paramphistomum Fischoeder, 1900; Subgénero: -

Explanatum Fukui, 1929.

Cotylophoron Stiles & Goldberger, 1910

Calicophoron Nasmark, 1937.

Ugandocotyle Nasmark, 1937.

Subfamilia: Orthocoeliinae Price & McIntosh, 1953.

Géneros: Orthocoelium (Stiles & Goldberger, 1910) Yamaguti, 1971.

Buxifrons Nasmark, 1937.

Nilocotyle Nasmark, 1937.

Macropharynx Nasmark, 1937.

También hay otros géneros productores de la paramfistomiasis que pertenecen a la familia Gastrothylacidae Stiles & Goldberger, 1910: Gastrothylax Poirer, 1883: Carmyerius Stiles & Goldberger, 1910 y Fischoederius Stiles & Goldberger, 1910.

#### MORFOLOGIA

En cuanto a la morfología de los parásitos de la familia Paramphistomidae se tiene el ejemplo del C. cotylophoron, ya que es la especie que con mayor frecuencia se ha encontrado en borregos. (8, 20)

El parásito adulto presenta un cuerpo cónico y varía entre 3 a 10 mm. de largo por 1 a 3 mm. de ancho, siendo convexos - dorsalmente y ligeramente concavos ventralmente. Poseen una - - ventosa oral y otra ventral en su parte posterior llamada acetábulo la cual mide aproximadamente 1 a 3 mm. de diametro. El aparato digestivo, consiste principalmente de una ventosa oral de forma piriforme llamada también faringe. Los ciegos comienzan en el lado dorsal del esófago y terminan en la ventosa posterior o acetábulo. El aparato genital masculino se encuentra formado, por los testículos que están situados diagonalmente entre los ciegos intestinales, en la mitad anterior del cuerpo.

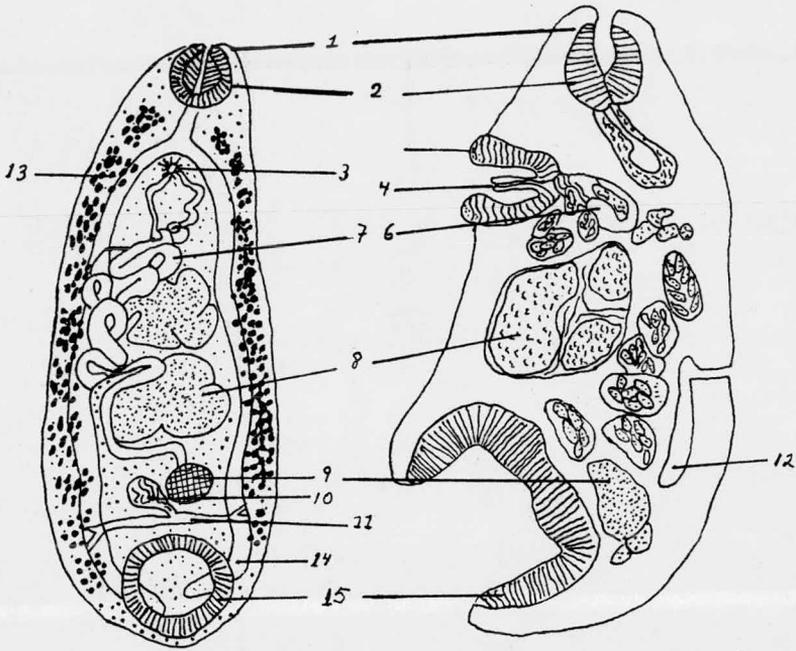
El poro genital posee una ventosa genital y esta localizado en posición posterior a la bifurcación intestinal. El aparato genital femenino esta formado, por un ovario que es oval y situado en la terminación de los testículos, la glándula de Mehlis esta bien desarrollada y dorsal al ovario, el canal de Laurer se encuentra dirigido hacia la parte dorsal del cuerpo, cruzando la vesícula excretora, el útero se dirige hacia delante por la parte dorsal del cuerpo. Las glándulas vitelinas se extienden desde el esófago a la terminación del cuerpo y son variadas en número. (21, 15, 18, 12, 5)

#### CICLO BIOLOGICO

El ciclo biológico de los paramfistómidos es indirecto, - siendo su huésped intermediario diferentes especies de caracoles de agua dulce, de los géneros Planorbis, Fossaria, Pseudo-succinea y Segnitilia. (6, 8, 13, 14, 18)

En cuanto al desarrollo de estos parásitos se dará a conocer el Cotylophoron cotylophorum. Este parásito tiene como huésped intermediario al caracol Fossaria parva, (F. modicella) el cual se ha encontrado en América. (8, 14, 20, 21)

El ciclo se inicia, cuando los huevos puestos por los paramfistómidos son evacuados con las heces del ovino. Una vez liberado el huevo en la masa fecal, si la temperatura y las condiciones de humedad son adecuadas, el desarrollo del miracidio se efectua al cabo de 15 días a un mes; a una temperatura de 28 a 30°C. y eclosiona. Durante la época de verano, el miracidio es atraído por los caracoles de la especie ya men---



Morfología del género *Cotylophoron*; 1.- ventosa oral. 2.- faringe. 3.- poro genital. 4.- papila genital. 5.- ventosa genital. 6.- vesícula seminal. 7.- útero. 8.- testículos. 9.- ovarios. 10.- glándulas de Mehlis. 11.- canal de Laurer. 12.- vesícula excretora. 13.- vitelarias. 14.- ciegos intestinales. 15.- acetábulo. (Esquema A, según Monnig, 1934, Fuhrmann, 1928; esquema B, según Price and McIntosh, 1953)

cionada, formandose los esporocistos dentro de estos. (8, 18)

Después de 6 a 10 días se desarrollan las redias que migran al hígado y ovotesticulos de los caracoles. Las redias - hijas pasan a ser cercarias hacia los 26-30 días de infección. Las cercarias abandonan el caracol durante las horas de mayor intensidad solar, éstas nadan de un lado a otro y se fijan sobre la vegetación formandose quistes (metacercarias), los cuales pueden permanecer viables por aproximadamente 4 meses, -- siendo estos ingeridos por los animales susceptibles que se encuentran pastando. (8, 13, 18)

El parásito enquistado se libera en el duodeno donde tiene un largo período de adhesión; 3-8 semanas, consecuentemente migra al rumen donde alcanza su madures sexual, siendo su período de prepatencia de 12 semanas. Los huevos aparecen en los ovinos infectados experimentalmente 4 meses después de la infección de manera que el ciclo completo dura aproximadamente 6 meses. (6, 8, 13, 20)

#### PATOGENIA

Su acción patógena es producida principalmente, por la migración de las formas inmaduras y confinada al intestino. - Los parásitos inmaduros se adhieren en el intestino delgado - por un cierto período de desarrollo en el cual se nutren antes que la migración pueda comenzar. Una vez adheridos a la mucosa atraen un tapón de esta dentro del acetábulo, causando estrangulación y necrosis, debido a esto la mucosa sufre una constante descamación lo cual no parece ser propicio para el -

parásito, entonces penetra a la submucosa se alimentan y crecen sobre las células epiteliales de las glándulas de Brunner. Estas lesiones provocan un mal funcionamiento intestinal conduciendo a una mala asimilación del alimento.

El edema y la inflamación conducen a una oclusión parcial de los conductos biliares, causando retención de la bilis y distensión de la vesícula biliar. El incremento resultante de la concentración de las sales biliares causan necrosis del epitelios de la vesícula biliar. (8)

Es probable que debido a la erosión del intestino delgado y del abomaso exista una disminución en la concentración del calcio y albumina del plasma los cuales se pierden en el trayecto. Apartir de la tercera semana de infección la pérdida es severa y es en esta etapa cuando surge la migración del intestino al rumen.

La anorexia unida a una alta ingestión de líquido y la descomposición de las proteínas del plasma en el intestino, son los responsables de la naturaleza de la diarrea fétida y líquida.

Debido a la baja concentración de proteína en el plasma, se desarrolla el edema ocasionando hidropericardio, hidrotorax, edema pulmonar, ascitis y edema del mesenterio y abomaso.

El decremento del volumen del plasma conduce a una disminución del volumen de la sangre dando como consecuencia una circulación retardada e hipoxia.

En ocasiones cuando los parásitos penetran a cavidad peritoneal producen peritonitis aguda y muerte. (2, 3, 6, 8, 13-20)

## SIGNOS CLINICOS

Los síntomas de la enfermedad no son característicos. Los ovinos se muestran torpes e indiferentes, hay una disminución del apetito y conforme avanza la enfermedad, terminan en completa anorexia. Los animales infectados beben pequeñas cantidades de agua con mucha frecuencia durante el transcurso del día (polidipsia), permaneciendo con sus miembros dentro del agua por largos períodos de tiempo. La lana se seca y se arranca con facilidad; las mucosas son pálidas, se observa un edema submaxilar, este edema es pronunciado en la noche y casi desaparece en la mañana siguiente. La diarrea se desarrolla de 2-4 semanas después de la infección, siendo las heces extremadamente fluidas y fétidas, este contenido puede gotear hacia afuera manchando los miembros posteriores. En casos crónicos las manchas pueden deberse a la hemorragia rectal. (8, 15)

El curso de la enfermedad aguda es de aproximadamente de 5 a 10 días en borregos y cabras, siendo en ganado bovino y búfalo de 2 a 3 semanas. Si la muerte no ocurre existe una marcada pérdida de la condición física. (8, 10, 11, 18)

## DIAGNOSTICO

La infección se diagnostica por medio de las técnicas coproparasitoscópicas usuales en el laboratorio tales como, sedimentación y flotación. (2, 8)

Entre otras técnicas que se han empleado con el fin de conocer si los animales sufren o son inmunes a la paramfistomiasis, podemos mencionar las inmunológicas tales como:

- a) Prueba alérgica intradérmica.
- b) Prueba de Fijación del complemento.
- c) Precipitación del suero alrededor de paramfistómidos vivos.

El uso de una prueba alérgica intradérmica y la formación de precipitados alrededor de paramfistómidos incubados en el suero de animales infectados puede ayudar en el diagnóstico, sin embargo estos procedimientos no han sido probados extensamente en los animales infectados agudamente, por lo que su valor esta en duda.

En vista de lo anterior deben considerarse principalmente los signos clínicos, siendo los más característicos, la anorexia, polidipsia y la diarrea fétida así mismo los hallazgos a la necropsia siendo este el método más confiable, tanto de las lesiones resultantes de la infección como la recolección de los paramfistómidos en sus diferentes etapas de desarrollo, los cuales confirman el diagnóstico. (2, 6, 8, 25)

#### TRATAMIENTO

En el tratamiento se han empleado diferentes antihelmínticos, contra paramfistómidos inmaduros en borregos y cabras, el Niclosamida ha sido el más usado, tanto en el laboratorio como a nivel de campo.

#### Niclosamida

Horak (1962 - 1964), observó que la Niclosamida administrada en dosis de 50 mg/kg de peso, tuvo una eficacia de 94.2- a 90.7% contra P. microbothrium, presentes en intestino delgado y abomaso de borregos infectados artificialmente. (8)

En la India, Katiyar y Carg (1955), realizaron observaciones similares sobre la eficacia de la Niclosamida en dosis de 50 mg/kg de peso en una ocurrencia natural de paramfistomiasis en borregos, causada por una infección mixta de G. crumenifer y C. cotylophorum, con un promedio de eficacia de 92.6%.

(8)

Natt (1971), aplicó tres antihelmínticos diferentes a 100 borregos infectados de paramfistómidos del género Cotylophoron y Gastrothylax, y observó que el 95.3% respondieron al tratamiento con Niclosamida en dosis de 50 mg/kg de peso. El 15.17% se recuperaron con diferentes dosis de Hexacloroetano y el 80% con Freon B. U. en dosis de 330 mg/kg de peso. (5, 17)

#### Bithionol

Horak (1955), observó en ovinos infectados artificialmente con P. microbothrium, que el Bithionol en dosis de 25-100 mg/kg de peso, tuvo un 99.6 a 100% de efectividad, contra parásitos de tres días. (8)

#### Meniclofolan (Bilevon)

Boray (1969), en un brote de paramfistomiasis en bovinos de Australia causado por P. ichikawai, administró dosis de 6 mg/kg de peso y encontró un promedio de reducción de 95.7%. (8)

El tratamiento contra los parásitos jóvenes no es recomendable cuando existe enteritis. Por lo que se debe administrar, sedantes intestinales, así como líquidos parenterales para recuperar la deshidratación. (3, 14)

El tratamiento de la infección de las formas adultas no tiene un beneficio directo en el animal, pero puede tener un

efecto profiláctico para reducir y eliminar la fuente de infección de los caracoles. Entre un gran número de antihelmínticos efectivos contra estas formas podemos mencionar los siguientes: Hexaclorofeno, Hexacloroetano, Tetraclorodifluoroetano, Bithionol y Neguvon. (1, 2, 5, 8)

#### INMUNIDAD

Boray (1959), investigó brotes de paramfistomiasis y concluyó que la enfermedad raramente ocurre en el ganado adulto ya que este ha desarrollado una inmunidad a la reinfección.

Horak (1967), sugirió que el ganado bovino juega un papel importante en la epizootiología de paramfistomiasis en borregos. El hizo esta suposición en base a los brotes estudiados por Le Roux (1930), Whitten (1955) y de el mismo, donde observaron que los borregos pastando con bovinos aparentemente sanos, presentaban la enfermedad. (8)

Estas observaciones indican que la infección previa, particularmente en ganado adulto esta sujeta a suplir un grado de resistencia capaz de resistir las infecciones masivas requeridas para producir paramfistomiasis en el campo. Por otro lado los borregos de un año de edad pueden ser eficientemente inmunizados contra infecciones masivas subsecuentes, ya sea por la administración oral de metacercarias irradiadas o naturales. (8)

El desarrollo o mantenimiento de la inmunidad en borregos puede ser interferido por los efectos de gestación, parto y la eliminación por un tratamiento antihelmíntico. (8, 26)

## C O N T R O L

El control efectivo contra la paramfistomiasis intestinal es un problema mucho más complicado, con respecto a otros trematodos que afectan a los rumiantes. Dentro de las medidas de control o erradicación que se han planteado, se citarán las siguientes:

1) El control puede ser llevado a cabo por medio del tratamiento del hato contra los paramfistómidos adultos y así minimizar la contaminación con huevos de las fuentes de agua, así como la destrucción de los caracoles por medio de la aplicación de molusquicidas en las áreas infectadas con sulfato de cobre, en dosis de 4 Kg. por hectárea. Si existe mucha materia orgánica la dosis recomendada es una proporción de 1:50,000 en agua.

(5, 8, 13, 18, 20, 25)

Es importante mantener a los animales fuera de las praderas tratadas, para evitar intoxicación o envenenamiento. (13)

2) Quemar la vegetación que rodea las fuentes de agua, periódicamente y suplir el agua en abrevaderos durante las épocas frías y de lluvia, así mismo no permitir que los animales pasten en áreas pantanosas.

3) Controlar la enfermedad por medio de la inmunización y en las áreas donde la paramfistomiasis es enzootica, esta medida puede ser una posibilidad, particularmente en el caso de animales valiosos.

La eliminación de los paramfistómidos "adultos" por medio del tratamiento antihelmintico no es recomendable ya que puede interferir con la inmunidad del huésped. (8)

Por otro lado la aplicación de molusquicidas no ha sido una medida muy apoyada, ya que es perjudicial sobre las plantas y varias especies de peces. Por lo tanto existe la necesidad de un molusquicida con las propiedades del sulfato de cobre sin -que tenga efectos letales sobre los peces y la conservación .  
(20)

#### ANTECEDENTES BIBLIOGRAFICOS

Sobre la paramfistomiasis se han realizado trabajos en diferentes partes del mundo, relacionado a ovinos podemos citar los siguientes:

Price y McIntosh (1953), presentaron una descripción de - dos nuevas especies de paramfistómidos en borregos americanos; el Cotylophoron noveboracensis, colectado en U.S.A. y el C. panamensis, de la República de Panamá. (21)

Whitten (1957), informó sobre el Calicophoron calicophorum así como la biología de este, colectado frecuentemente de cabras y borregos en la India. (26)

Uttar Pradesh y cols. (1963), encontraron en las investigaciones de un número de brotes en borregos que los paramfistómidos responsables de la enfermedad son: Gastrothylax crumenifer, C. Cotylophorum, P. cervi, Fischoederius elongatus y P. explanatum.

Cvetkovic (1968), en Yugoslavia, identificó al P. microborhrium, como causa de un brote de paramfistomiasis aguda en donde aproximadamente, 30% de borregos y 77% de corderos murieron en el curso de un mes. (8)

Sey y cols. (1969), hicieron una revisión histomorfológica, así como su distribución geográfica de paramfistómidos colectados de bovinos, cabras y borregos en Sardinia. (24)

Kotrla cols. en Cuba (1972), realizaron un trabajo en el que encontraron un 25% de positivos en 700 animales sacrificados (bovinos, ovinos, caprinos), en donde el 70% de los casos positivos fueron causados por Cotylophoron cotylophorum, y en menor porcentaje por los géneros Paramphistomum y Calicophoron. (12)

Kotrla y cols. (1973), hicieron un estudio de la morfología y distribución del Paramphistomum microbothrium (Fischoeder, 1901), colectado del rumen de borregos y bovinos en Bulgaria y Albania. (11)

Los trabajos realizados en México sobre estos parásitos son los siguientes:

Quiroz y cols. (1973), mencionan el hallazgo del P. cervi y del C. cotylophorum, colectado de dos ovinos, en el Estado de México. (22, 23)

Oreamuno (1973), estudió la frecuencia del Paramphistomum-spp. el cual fué de 0.6%, en bovinos sacrificados en diferentes rastros del Estado de México. (19)

Arizmendi (1981), realizó un estudio retrospectivo de los exámenes coproparazitoscópicos, recibidos en el laboratorio de Diagnóstico de Patología animal del municipio de Acayucan, Ver., donde encontró una frecuencia el 11.26% de exámenes positivos a paramfistomiasis y menciona el hallazgos de C. cotylophorum. (1)

De La O (1981), realizó una tesis donde encontró una frecuencia en bovinos de 40.1% positivos a paramfistomiasis y los parásitos identificados fueron P. cervi, Cotylophoron cotylophorum, así como reporta una especie no identificada del género Calicophoron. (5)

#### HIPOTESIS

De acuerdo a los trabajos realizados anteriormente por Quiroz, Oreamuno así como Arizmendi y De La O, sabemos que existen paramfistómidos en México, por lo cual suponemos debido al tipo de explotaciones y manejo de los ovinos en nuestro país estos se encuentran parasitados, ya que las condiciones ecológicas en las que se explotan, consideramos son propicias para que se realice el ciclo biológico del parásito.

#### OBJETIVOS

- 1.- Determinar la frecuencia de paramfistómidos en ovinos sacrificados en el Rastro de Ferrería.
- 2.- Identificar los paramfistómidos colectados de rumen y retículos de estos ovinos.
- 3.- Contribuir al estudio de estos parásitos dando a conocer la procedencia de los animales positivos a paramfistomiasis.

## MATERIAL Y METODO

Para el desarrollo del presente trabajo se emplearon --- 1,000 visceras (rumen y retículo), de ovinos procedentes de diferentes puntos de la República, sacrificados en el Rastro de Ferrería.

Una vez sacrificados y eviscerados los animales se revisaron macroscópicamente de 40 a 50 visceras por día de matanza (2 o 3 días a la semana).

Para dicho procedimiento primero se revisaba la lista de control de procedencia de los animales y se escogían primordialmente aquellos animales que procedían de estados cuyos climas fueran más propicios para que se presentara la enfermedad.

Cada viscera inmediatamente después de que se le extraía el contenido ruminal se revisaba minuciosamente, así como después de que era lavada ya que los paramfistómidos se adhieren al epitelio ruminal.

En el caso de haber existido muestras positivas, la metodología a seguir sería la siguiente: Las visceras positivas a paramfistómidos se les haría un corte de 10 cm, los cuales se colocarían en bolsas de polietileno con fecha, número y lugar de procedencia de los animales.

Las muestras de rumen y retículo, serían transportadas al laboratorio de parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la U. N. A. M., en donde se llevaría a cabo la separación y fijación de los parásitos en solución Bouin y Formol al 10%.

Posteriormente se realizarían los siguientes pasos: --

- a). Los parásitos fijados en Bouin, se teñiran con: Hematoxilina de Delafield, Paracarmin y Tricrómica de Gomori.
- b). Los parásitos fijados en Formol al 10%, serían incluidos en parafina, cortados y teñidos con hematoxilina y eosina.
- c). Una vez hechas las técnicas anteriores, se procedería a la identificación del género de los paramfistómidos, basándose en la clave de Nasmak (1937) y Yamaguti (1971). (5)

## RESULTADOS

Para la realización del presente estudio se muestrearon-  
1,000 vísceras (rumen y retículo) de ovinos sacrificados en -  
el Rastro de Ferrería, en los meses de enero, febrero y marzo,  
de los cuales ninguno resulto positivo a paramfistomiasis.

Los animales fueron muestreados al azar siendo de diferent  
te raza, sexo y edad y procedieron de los siguientes Estados.

ESTADOS	No. DE ANIMALES REVISADOS	POSITIVOS
SAN LUIS POTOSI	152	0
COAHUILA	90	0
ZACATECAS	65	0
GUANAJUATO	70	0
MICHOACAN	90	0
GUERRERO	140	0
EDO. DE MEXICO	160	0
HIDALGO	20	0
QUERETARO	70	0
JALISCO	50	0
OAXACA	45	0
AGUASCALIENTES	48	0
TOTAL	1000	0

## DISCUSION

En base a los antecedentes citados en diferentes partes - del mundo sabemos que la paramfistomiasis es una enfermedad - enzootica la cual se presenta en ciertas zonas de clima tropical, como la India, Sudafrica y Australia.

En México, los trabajos realizados por Oreamuno, Arizmen- di y De La O, han reportado una frecuencia que va de 0.6 a -- 40.1% en bovinos en los Estados de Tabasco, Veracruz y Chiapas. lo cual nos indica que existen paramfistómidos en México.

Por otro lado tenemos la información del hallazgo de dos ovinos con paramfistómidos en el Edo. de México, por Quiroz. Sin embargo, en el presente trabajo se muestrearon 160 borre-- gos del Edo. de México de los cuales ninguno resultó positivo.

En base al presente estudio hemos podido observar que la paramfistomiasis en borregos no esta ampliamente diseminada en México y ceemos que solo esté presente en ciertas zonas de --- clima tropical.

Por otro lado, también se pudo observar que la mayoría de los borregos que llegan al rastro de Ferrería son animales del norte de la República así como borregos americanos o de explo- taciones intensivas.

**CONCLUSIONES**

1.- De las 1,000 vísceras (rumen y retículo) muestreadas al azar de ovinos sacrificados en el Rastro de Ferrería, durante los meses, de enero, febrero y marzo de 1984, ninguno resultó positivo a paramfistomiasis.

2.- Los animales muestreados fueron procedentes de los - Estados de San Luis Potosí, Coahuila, Zacatecas, Guanajuato, Michoacán, Guerrero, Edo. de México, Hidalgo, Querétaro, Jalisco, Oaxaca y Aguascalientes.

## LITERATURA CITADA.

- 1.- Arizmandi, V. I.: Frecuencia e identificación de paramfistomiasis bovina en el sur de Veracruz, Tesis de licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., 1978.
- 2.- Borchert, A.; Parasitología Veterinaria. 3a. Ed. Editorial Acribia. España, 1964.
- 3.- Blood, D. C. and Henderson, J. A.: Medicina Veterinaria 4a. Ed. Editorial Interamericana. México, 1969.
- 4.- Dawes, B.: On collection of Paramphistomidae from Malaya with a revision of genera Paramphistomidae (Fischöeder, 1901) y Gastrothylax (Proirer, 1883). Parasitol. 28: -- 330-354. (1936).
- 5.- De La O, C. J. R.: Frecuencia y determinación del género de tremátodos de la familia Paramphistomidae (Fischöeder, 1901) de bovinos sacrificados en el Frigorífico y Empacadora de Tabasco, S. A., Villahermosa, Tab., Tesis de licenciatura. Fac. de Med. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., 1983.
- 6.- Dunn, A. M.: Veterinary Helminthology. First Edition. Lea & Febiger. Philadelphia, 1969.
- 7.- Gupta, N. K. and Gupta, P.: Cotylophoron chauhani from sheep at Ernakulam (south India). Res. Bull. Panjab. Univ. 23:(1/2) 37-41 (1972).
- 8.- Horak, I. G.: Paramphistomiasis of domestic ruminants. Advances of Parasitol. 9: 37-72 (1971)
- 9.- Hutyra, F.; Manniger, R.; Marek, J.: Patología y Terapéutica Especiales de los Animales Domésticos. 3a. Ed. Editorial Labor, S. A. 1973.
- 10.- Jubb, K. V. F. and Kennedy, P. C.: Patology of Domestic Animals. Second Ed. Academic pres. N. Y., S. Fco., - London. 1970.
- 11.- Kotrla, B. and Prokopic, J.: Contribution to the morphology and distribution of Paramphistomum microbothrium

- 12.- Kotrla, B. and Prokopvic, J.: Paramphistomiasis of cattle in Cuba. Acta Vet. Brno. 42: 35 - 44 (1973)
- 13.- Lapage, G.: Parasitología Veterinaria. 2a. Ed. Editorial Continental, S.A. México, D.F., 1971.
- 14.- Monnig, H.: Monnig's Veterinary Helmint. Fifth edit. Vailliere, Tindall and Cox. U.S.A., 1962.
- 15.- Morgan, B. B. and Philip, A. H.: Veterinary Helminthology. Minneapolis Burges. Ed. 1949.
- 16.- Mukherjee, R. P.: On two species of amphistomes from Indian sheep and goat. Ind. Jour. Helminth, 15 (2): - 70-76. (1983).
- 17.- Nath, D. Observations on the treatment of amphistomiasis in sheep. Indian Vet. Jour. 48 (6): 653-655.
- 18.- Neveu-Lemaire, M.: Traité D'Helminthologie Médical et Vétérinaire. Vigot Frères Editeurs. Paris Francia. 1936.
- 19.- Oreamuno, T. J.: Frecuencia de Paramphistomum spp. en bovinos sacrificados en diferentes rastros del Edo. de México, Tesis de Licenciatura. Fac. de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D. F., 1978.
- 20.- Price, E. W.: The flukes situation in american ruminants Jour. Parasit. 39: 119-134 (1953)
- 21.- Price, E. w. and Mc Intosh, A.: A two new trematodes of the genus Cotylophoron (Stiles & Goldberger, 1901) from american sheep. Thapar. Commemoration volumen, Deydal; J. & Singh, K. S. (Editors). 227-232 (1953).
- 22.- Quiroz, R. H.; García, R. y Davalos, E.: Identificación de Cotylophoron cotylophorum (Fischöeder, 1901) en un ovino en México. Resúmenes de la X Reunión del Instituto Nacional de Investigaciones Pecuarias. México. (1973).
- 23.- Quiroz, R. H. y Ochoa, R.: Presencia del Paramphistomum cervi (Schrank, 1970) en un ovino de raza Tabasco o Peligüey en México. Resúmenes de la X Reunión Anual del Instituto Nacional de Investigaciones Pecuarias. México. (1973).

- 24.- Sey, O. and Arru, E.: Reviw of species of *Paramphistomum* (Fischoeder, 1901), occurring in Sardinian domestic ruminants. Riv. di Parasit. 28 (2/3): 295-301 (1977)
- 25.- Soulsby, E. J. L.: *Helmyths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals*. 7th Ed. Balliere, Tindall. London, 1982.
- 26.- Verma, A.K.: Observations on the biology and pathogenicity of *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901). - Jour. of Helminthology 35 (1/2): 161-168 (1961).
- 27.- Yamaguti, S. *Synopsis of Digenetic Trematodes of Vertebrata*. Firsth Edition. Keigaku Publishing Co. Tokyo, -- Japan. 1971.

