

DICENTE
\$500

+

800210

FECHA DE DEVOLUCION

El último sello marca la fecha tope para ser devuelto este libro.

Vencido el plazo, el lector pagará 1.00 peso por cada día que pase.

UNIVERSIDAD DE MONTERREY
VENCIMIENTO
 NOV. 4 1996
 BIBLIOTECA

UN Biblioteca
 08 OCT. 2002
VENCIMIENTO
 (11-013)

UNIVERSIDAD DE MONTERREY
VENCIMIENTO
 MAR. 18 1998
 BIBLIOTECA

Biblioteca
 01 ABR 2002
VENCIMIENTO

UNIVERSIDAD DE MONTERREY

Instituto de Ciencias.

Naturales y Exactas

PARASITOSIS ~~INTESTINALES EN AVES SACRIFICADAS EN EL RASTRO DE~~
LA CD. ^{ciudad} DE MONTERREY, N. L.

Tesina que presenta

MA. ^{Ma} GUADALUPE MOTA SANCHEZ

En opción al título de

QUIMICO FARMACEUTICO BIOLOGO

Monterrey, N.L.

BIBLIOTECA
UNIVERSIDAD DE MONTERREY

Septiembre 1972.

040.6151

M917p

1972

800210

A la memoria de mi padre

Sr. JOSE MOTA SILVA.

Con cariño a mi madre

Sra. GUADALUPE S. DE MOTA.

A mis queridos hermanos

SUSANA

CARMEN

JOSEFINA

TERESA

JOSE ARTURO

A mi tía

Srita. DELFINA SANCHEZ ANDONAEGUI.

MI MAS SINCERO AGRADECIMIENTO A LAS PERSONAS QUE
DESINTERESADAMENTE CRITICARON ESTE MANUSCRITO.

AL SR. Q.F.B. JOSE VARGAS MENA M.Sc.

A LA SRITA. Q.F.B. BLANCA SILVIA GARZA.

A LA SRITA. Q.F.B. MARIA TERESA GARZA.

ESTA TESINA SE REALIZO EN EL LABORATORIO DEL
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA DE LA DIVISION DE
CIENCIAS AGROPECUARIAS Y MARITIMAS DEL INSTI
TUTO TECNOLOGICO Y DE ESTUDIOS SUPERIORES DE
MONTERREY, N.L., BAJO LA DIRECCION DE LA ---
SRITA. ING. OLGA FRESNILLO MOLINA. M A G Agr.

I N D I C E

INTRODUCCION	1
MATERIAL Y METODOS.....	11
RESULTADOS.....	18
DISCUSION Y CONCLUSIONES.....	21
RESUMEN.....	25
BIBLIOGRAFIA.....	26

I N T R O D U C C I O N

Cuando se habla de enfermedades aviares, las que se mencionan en primer lugar son de caracter viral o bacterial, las parasitosis son relegadas a segundo término. Pero las parasitosis internas intestinales son responsables de un sinúmero de daños.

Las aves al estar infectadas aumentan el costo de la producción avícola porque reducen el rendimiento alimenticio, se retarda el crecimiento y hay bajas en la producción de huevo.

Los parásitos producen daños en los diferentes estados de su desarrollo y no únicamente cuando son adultos.

De ahí la importancia de conocer sus características morfológicas, ciclo de vida y factores que influyen tanto en aves como parásitos para una mejor profilaxis.

Se han hecho encuestas parasitarias en las regiones avícolas más importantes de Estados Unidos de Norteamérica; aquí en México se carece de información suficiente a este respecto sólo existen algunos trabajos generales.

Los objetivos principales de este trabajo fueron determi--
nar las especies de parásitos intestinales que se presentan en la re
gión de Monterrey.

En casi todas las explotaciones avícolas se hallan aves in
fectadas. Los parásitos intestinales más comunes de las gallinas do
mésticas son los nemátodos o gusanos cilíndricos y los platelmintos
o gusanos planos. Las tres especies de nemátodos más comunes son: -
Ascaridia galli (gusano redondo grande), Heterakis gallinae (gusano
cecal), y Capillaria obsignata (gusano capilar); dentro de los cesto
dos, los más comunes son: Raillietina cesticillus y R. echinobothri
da conocidas como tenias (2, 4).

Neveu-Lemaire en su Parasitología de los Animales Domésti--
cos (17) y en Tratado de Helminología Médica y Veterinaria (18) da
la clasificación taxonómica, posteriormente también se encontró otra
clasificación por Baker y colaboradores (1).

De los autores anteriores, se recopiló la clasificación --
taxonómica que se muestra en la tabla 1. Los parásitos de esta ta--
bla fueron identificados en esta región.

Tabla 1

CLASIFICACION DE ALGUNOS PARASITOS INTESTINALES DE LA GALLINA DOMESTICA

Reino	Animal	Animal	Animal	Animal	Animal
Subreino	Metazoos	Metazoos	Metazoos	Metazoos	Metazoos
Phylum	Asquelmintos	Asquelmintos	Asquelmintos	Asquelmintos	Asquelmintos
Clase	Nematelmentos	Nematelmentos	Nematelmentos	Cestoideos	Cestoideos
Subclase	Phasmidia	Phasmidia	Aphasmidia	Eucéstodos	Eucéstodos
Orden	Rhabditida	Rhabditida	Enoplida	Ciclofiloidea	Ciclofiloidea
Suborden	Ascaridina	Ascaridina	Trichurata		
Superfamilia	Ascaridoidea		Trichuroidea	Taenioidea	Taenioidea
Familia	Ascarididae	Heterakidae	Trichuridae	Davaineidae	Davaineidae
Subfamilia	Ascaridinae	Heterakidae	Trichuridae	Davaineidae	Davaineidae
Género	<u>Ascaridia</u>	<u>Heterakis</u>	<u>Capillaria</u>	<u>Raillietina</u>	<u>Raillietina</u>
Especie	<u>A. galli</u>	<u>H. gallinae</u>	<u>C. obsignata</u>	<u>R. cesticillus</u>	<u>R. echinobothrida</u>
Nombre común	gusano redondo	gusano cecal	gusano capilar	tenia	tenia

Ascaridia galli

La especie A. galli, clasificada por Schrank en 1788, fué conocida también como Ascaris galli por el mismo Schrank 1788, que en 1790 Gmelin la nombró Ascaris gallopavonis. Rudolphi en 1803 la llamó Ascaris perspicillum y tanto Gibbosa en 1809, como Zeder en 1800 la denominaron Fusaria inflexa. Dujardín en 1845 la llamó Ascaridia inflexa; otro clasificador, Schneider en 1866 la llamó Heterakis inflexa y Railliet en 1893 la llamó Heterakis perspicillum -- (4. 17, 18, 19).

Este parásito es un helminto cilíndrico, con extremos terminados en punta, grueso, de color blanco amarillento. El macho mide de 50 a 70.6 mm de longitud por 490 μ a 1.21 mm de ancho. La hembra de 60 a 116 mm de longitud por 900 μ a 1.8 mm de ancho (14, 17, 18, 19). Algunos autores (1, 5, 24) no coinciden en las medidas de longitud. Barger (2) nos dá 38 a 100 mm de longitud.

El ciclo de desarrollo es simple y directo; los huevos son elípticos, no embrionados al ponerse y de cubierta gruesa que al ser deglutidos por las aves, se rompen en el proventrículo o en el duodeno, debido a las contracciones de la mucosa y a la acción lítica de las secreciones digestivas, las larvas se desarrollan en la luz del duodeno, en un lapso de cincuenta días a partir de la ingestión de los huevos embrionados (4). Las hembras al llegar a la madurez pueden iniciar el ciclo nuevamente. Los huevos de las deyecciones se convierten en infecciosos en un plazo de diez a doce días ba-

jo concidicones óptimas de temperatura y humedad. Winter (28) re--
porta que ocasionalmente A. galli llega al oviducto y cloaca donde
parasita al huevo. Euzeby (11) reporta la presencia de A. galli, -
H. gallinae y ocasionalmente segmentos de cestodos, no impidiendo -
por ello el desarrollo del huevo. Hall (12) y Hutt (13), dicen ---
haber encontrado A. galli ocasionalmente dentro del huevo o en la -
cáscara.

El crecimiento del parásito varía por factores como son -
la edad del ave y su constitución (22).

Heterakis gallinae

La especie H. gallinae, también conocida por el nombre -
de Ascaridiosis cecal, Heterakidiosis, A. gallinae fué clasificada
por Gmelin en 1890; Railliet la clasificó como H. papillosa en 1885;
en 1791 Fröhlich la llamó A. vesicularis (17, 18, 19).

Este helminto es de cuerpo blanco-amarillento, de extremi-
dades afiladas, principalmente la posterior, con cabeza doblada ha-
cia abajo; el macho mide de 7 a 13 mm de longitud con la extremidad
caudal recta; la hembra mide de 10 a 15 mm de longitud, con la extre-
midad caudal afilada provista de una cola larga y puntiaguda.

Sus huevos son elípticos, de cubierta gruesa que al ser -
depositados no están segmentados, miden de 67 μ a 71 μ por 38 a 48 μ

El ciclo evolutivo es directo. Los huevecillos depositados en el ciego por la hembra son eliminados con las deyecciones, se desarrollan los embriones y se hacen infecciosos en un plazo de siete a catorce días, al ser deglutidos por un huésped susceptible se convierte en helminto adulto, en el ciego. Se necesita un período aproximado de sesenta y cinco días para que se complete el ciclo (1, 2, 4, 16).

Capillaria obsignata

La especie C. obsignata, descrita por Madsen en 1945, también se conoce como C. dujardini llamada así por Travassos en 1915, en 1919 fue designada como C. columbae por Rudolphi y Graybill en 1924 (4).

C. obsignata es un gusano filariforme, el macho mide 8.4 mm a 120 mm de longitud por 49 a 53 μ de ancho, la hembra es de 10 a 180 mm de longitud por 80 μ de ancho. Los huevos tienen la forma de un limón con un opérculo en cada polo (1,4).

Su ciclo es directo; los huevos recién depositados no están segmentados, se requiere de seis a ocho días para que se desarrolle completamente el embrión dentro del huevo, penetrando después la larva en la mucosa del duodeno hasta desarrollarse completamente; el ciclo dura aproximadamente de 28 a 35 días (4).

Raillietina cesticillus

R. cesticillus según Molin en 1858, también fué conocida como Taenia cesticillus en el mismo año por Molin, llamándola también Davainea cesticillus (17, 18).

El cestodo maduro mide 120 mm de longitud, posee ventosas desarmadas; el rostelo está armado por dos hileras de ganchos de 300 a 500.

Su habitat más común es el duodeno y el yeyuno, estas infestaciones causan degeneración e inflamación de las vellosidades intestinales en el punto donde insertan el rostelo.

Este estróbilo necesita de un huésped intermediario para completar su ciclo evolutivo; éstos son casi siempre invertebrados (15). Las aves se infestan después de ingerir caracoles o escarabajos de tierra y en ocasiones del estiércol; se han observado cisticercoides en los siguientes escarabajos de los géneros: Anisotarsus spp., Anaferonia spp., Hajpalus spp. y Pterostichus spp., se requiere de tres a cuatro semanas para llegar a la fase infectante dentro del escarabajo (4).

Raillietina echinobothrida

La especie R. echinobothrida descrita por Megnin en 1881 fué también conocida como Taenia edunbothrida por el mismo Megnin en

1881 (4, 17, 18).

El estróbilo maduro mide 250 mm de longitud por 1 a 4 mm - de ancho, el rostelo está armado con dos hileras de 200 a 240 gan---chos éstos son de 10 a 14 μ de longitud.

Los proglótidos grávidos se desprenden del estróbilo, llevando en su interior a los huevecillos, éstos son ingeridos por algún huésped intermediario (invertebrado) donde se desarrolla un estado de cisticercoide. Cuando este huésped es deglutido junto con el alimento o agua; la larva inserta su escólex en la pared intestinal y empieza su transformación a gusano adulto lo que requiere aproximadamente tres semanas, el ciclo completo dura seis semanas (4).

Se dice que las hormigas Tetramorium caespitum y Phedole vinelandica albergan comunmente gusanos en la vejiga o cisticercos - de R. echinobothrida (4).

Este cestodo produce tubérculos o nódulos en la pared intestinal de las aves. Como síntomas iniciales se observa adelgazamiento, diarrea, anorexia y tendencia a acurrucarse; la muerte sobreviene repentinamente acompañada de convulsiones (4).

Se han hecho trabajos para cerciorarse de las especies, y número de helmintos que infestan a las aves. Se encontró una revisión muy completa efectuada por Dixon (7); de diferentes encuestas - llevadas a cabo en las principales zonas avícolas de Estados Unidos

de Norteamérica; siendo ellas por órden cronológico: Guberlet (1916 (Nebraska), Adams y colaboradores (1933, Texas), Wehrs (1937, Washington, D.C.), Koutz (1949, Ohio), Todd (1948, Tennessee), Edgar (1953, Alabama), Reid (1958, Georgia); éstos autores expresan de diferentes maneras sus resultados; la cantidad de parásitos encontrados en las aves a veces la expresan en relación al número de gallinas infestadas; la incidencia en porcentaje, al número total de gusanos promedio por ave con relación a especie; rango de variación de especies presentes expresado en porcentajes; especies presentes expresadas en porcentajes por ave o parvada.

No hay una manera uniforme de expresar estos datos. Todd (26) en experimentos llevados a cabo en Tennessee, observó que de 390 gallinas domésticas sacrificadas, 338 estaban parasitadas por H. gallinae o sea un 85.8%, el número total de gusanos encontrados fué de 22,459. La amplitud de variación de 1 a 1,981 especímenes presentes. En estas mismas aves se encontró que 168 estaban infectadas por A. galli lo que dá un 43%, el número de gusanos colectados fué de 928 que corresponden a 5.6 gusanos promedio por ave, la amplitud de variación fué de 1 a 66 especímenes presentes por gallina.

Reid (21) observó en experimentos llevados a cabo en Georgia, en pollos de engorda; que los nemátodos son más abundantes tanto en número como por la magnitud del daño que causan a las aves que los cestodos. De mil pollos de engorda examinados en Georgia, 275 estaban parasitados y se encontraron 1,155 gusanos de A. galli, con porcentajes de 27.5 por ave y 59 por parvada. De otras sesenta

y ocho aves se encontraron 24 infestadas de H. gallinae con un promedio de 6 a 9 gusanos por ave, con 68% por ave y 24% por parvada. También se encontró R. cesticillus con 0.2% por ave y 1 % en parvada; la R. echinobothrida con 0.1 % en ave y 1 % por parvada.

Posteriormente Acker citado por Dixon (7), informó que de --- 10,000 gallinas de los alrededores de Manhattan, 4,900 estaban infestadas con A. galli; también informa de un 66 % de gallinas infestadas con H. gallinae en Kansas.

En Alabama se hicieron trabajos en cincuenta y nueve granjas, donde se examinaron 237 aves, de dos semanas a tres años de edad, donde encontraron nueve especies de cestodos, trece especies de nemátodos y dieciseis especies de artrópodos como huéspedes intermediarios. De los que se dijo que A. galli, H. gallinae, C. obsignata fueron muy comunes, lo mismo la R. cesticillus y fué clasificada como ocasional R. echino--bothrida (8).

MATERIAL Y METODOS

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de Zootecnia de la División de Ciencias Agropecuarias y Marítimas del Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey. El objetivo principal fué identificar los parásitos intestinales de las gallinas en esta región.

El estudio principió el 23 de septiembre de 1966 y finalizó el 19 de abril de 1967.

Se hicieron cincuenta muestreos de intestinos y ciegos de pollos y gallinas en cincuenta diferentes fechas, en el Rastro de Aves de la ciudad de Monterrey, N.L., procedentes de los distintos Municipios aldeños a ésta; Villa de Juárez, Santa Catarina, Galeana Apodaca, Lampazos, Ciénaga de Flores, Escobedo, Linares, Cadereyta, Sabinas Hidalgo, Allende, Villa Aldama, Salinas Victoria, Cd. Anahuac en ocasiones de las ciudades de Saltillo, Coah. y Torreón, Coah.

Muestreo

Las muestras fueron tomadas dos veces por semana, reco---

lectadas en bolsas de polietileno, tomándose al azar, de la pasare--
la del canal de desvisceración del rastro; estas consistieron de los
intestinos delgados y de los ciegos de las aves procesadas.

En la tabla 2 se anotan las cantidades muestreadas en cada
fecha. El número de intestinos y ciegos varió de 45 a 90 en cada --
muestreo con un total de 3,850.

Tabla 2

Mes	No. total de indi- viduos procesados. (gallinas y pollos) +	Número de recoleccio ciones.	Número total - de ciegos e in testinos.
1966			
Septiembre	181,158	3	245
Octubre	170,292	8	630
Noviembre	197,990	8	615
Diciembre	225,031	5	400
1967			
Enero	247,268	6	465
Febrero	206,131	8	665
Marzo	198,122	8	505
Abril	203,543	4	325
Totales	1629,535	50	3850

+ Datos proporcionados por la administración del Rastro de Aves.

Examen macroscópico del contenido intestinal, para detectar parásitos adultos

Cada intestino y ciego se sometió a un examen macroscópico, para lo cual el intestino se abrió longitudinalmente con tijeras o bisturí, y a simple vista se encontraron los vermes adultos; para su mejor identificación fueron sometidos a un examen microscópico.

En un recipiente se separó el contenido y raspado intestinal de todos y cada uno de los intestinos y ciegos. Para observar C. obsignata se colocó una parte del contenido y raspado intestinal en un cedazo de malla fina, efectuándose lavados con agua a presión, el residuo sólido fué vertido a un frasco para observar los gusanos flotando en el agua a trasluz.

El intestino ya abierto y limpio se sumergió en agua para observar tenias de menor tamaño, adheridas por medio del escólex a la mucosa intestinal, para ello se usó una lupa común.

Examen microscópico, para detectar huevos de nemátodos en el contenido intestinal.

Se efectuó este examen para verificar el género y especie de los parásitos encontrados. Para este examen se utilizó contenido y raspado intestinal.

Se siguió la técnica propuesta por Sheather en 1923, citada

y modificada por Benbrook (3). La técnica consiste en lo siguiente:

A). Equipo: centrífuga, solución para la flotación, microscópio, lámpara de microscópio, porta-objetos, cubre-objetos, vaso de 250 ml, colador, tubos de ensaye.

B). Solución para la flotación.

azúcar granulada	454 g
agua	355 ml
solución de formaldehído al 40 %	6 ml

El azúcar se virtió en el agua y se agitó, se colocó en baño de María para ayudar a disolver. Se agregó después el formaldehído, éste actuó como inhibidor en el crecimiento de hongos y levaduras.

C). Procedimiento:

1. El contenido y raspado intestinales estaban húmedos al momento de tomar las muestras; en ninguno de los casos fue necesario agregar agua para ablandarlos.
2. Con un abatelenguas se pasó de 1 a 2 g de heces a un vaso.
3. Se agregaron 15 ml de solución para la flotación.
4. Se agitó la mezcla hasta que las heces quedaron suspendidas en forma homogénea.
5. Se vació el contenido en un vaso a través de un colador.
6. Se marcaron tubos de ensaye con los números de las muestras.
7. La muestra colada se vació al tubo de ensaye hasta cerca del borde.

8. Se colocaron los tubos de ensaye en la centrífuga, - aumentando la velocidad en forma gradual hasta llegar a 1,500 rpm más o menos durante tres minutos.
9. Se transfirió una gota del sobrenadante a una gota de agua colocada previamente en el centro del porta-objetos.
10. Se colocó el cubre-objetos.
11. Se observó al microscópio.

Técnica para detectar huevos de tenias y tremátodos.

Desde el primer trabajo de Cobb, citado por Benbrook (3) se han hecho intentos para encontrar un método simple y rápido para demostrar huevecillos de tenias y tremátodos en las heces de animales domésticos. Diferentes investigadores han experimentado varios tipos de técnicas de flotación, pero sin buenos resultados, a causa del aplastamiento que sufren los huevecillos en soluciones de gravedad específica alta (6).

La técnica usada en este trabajo fué la propuesta por Denis-Stone, citada y modificada por Benbrook (3), se usó contenido y raspado intestinal; esta técnica se describe a continuación.

A). Equipo; tubos de centrífuga, solución detergente, tubos de ensaye de 30 ml, agitadores, embudo con malla, bomba de vacío de Richards, centrífuga, microscópio, cubre-objetos, porta-objetos, - solución de yodo.

B). Solución detergente

Detergente líquido de uso doméstico.(+) .. 5 ml
agua común 995 ml
solución de alumbre al 1 % 8 gotas

C). Solución de yodo. Solución saturada de yodo filtrada, con solución acuosa de yoduro potásico al 1 %.

D). Procedimiento:

1. Se mezclaron perfectamente las heces. en caso necesario se añadió agua hasta formar una masa pastosa.
2. Se colocó aproximadamente 1 g. de la mezcla en un tubo de ensaye.
3. Se agregaron 15 ml de solución detergente y se mezcló con un agitador.
4. Se coló la mezcla a través de un embudo y se pasó a un tubo de centrífuga.
5. Se efectuó varios lavados con solución detergente hasta casi llenar el tubo.
6. Se dejó reposar el tubo por 15 minutos.
7. Se decantó tres cuartas partes de la porción líquida del tubo.
8. Nuevamente se lavó el embudo para arrastrar cualquier huevecillo que hubiera quedado atrapado, juntando los lavados en el tubo.
9. Se dejó reposar nuevamente el tubo, por 15 minutos.
10. Se decantó todo el líquido hasta dejar, más o menos de 2 a 3 ml. No debió agitarse el sedimento.

(+) Dove, Lever Brothers Company.

11. Se agregó al sedimento de 1 a 3 gotas de solución de yodo. Se dejó reposar por cinco minutos.
12. Se transfirió el sedimento a uno o más porta-objetos con su correspondiente cubre-objetos.
13. Se pasó al microscópio para su observación.

Identificación de las especies de los parásitos.

Para llevar a cabo la identificación de los parásitos encontrados en el intestino y los ciegos de las aves observadas, se tomaron en consideración las características descritas por varios autores; la localización de los gusanos adultos, su longitud, grosor, formas, color, diferenciación de escólex, así como la forma y tamaño de los huevecillos.

RESULTADOS

En la tabla 2 se muestra el número de gallinas y pollos procesados durante los meses que duró el experimento, el número de recolecciones efectuadas en el mes, el número mensual y el total de ciegos e intestinos observados.

Fueron identificados tres especies de nemátodos, pertenecientes a los géneros Ascaridia, Heterakis y Capillaria; y dos especies de platelmintos del género Raillietina.

Ascaridia galli

La mayor parte de los gusanos adultos encontrados, se localizaron en el interior del asa duodenal, en ocasiones llegaban a obstruir la luz de ésta región intestinal agrupados en haz.

También se encontraron A. galli en la parte media y final del intestino delgado, pero en cantidades menores. El número de gusanos adultos por ave varió de cero a veinte.

El mayor número de A. galli midió de cinco a diez centí--

metros de longitud por uno a dos milímetros de grosor su color era blanco amarillento.

Heterakis gallinae

Estos nemátodos se encontraron en los sacos cecales, algunas veces podían observarse a través de la membrana distendida de los ciegos; en ocasiones se encontraron en menor cantidad, en la porción donde desembocan los ciegos al intestino.

La mayoría de estos nemátodos se localizaron al abrir los sacos cecales. En esta especie el número de parásitos varió de nueve a veinte por ave; estos son gusanos blancos, pequeños con la extremidad anterior doblada a manera de un pequeño "ganchillo"; sus medidas fluctuaron de 7 a 15 mm de longitud, de grosor de 1 a 1.5 mm aproximadamente.

En ocasiones se presentaron con engrosamiento de la pared cecal.

Capillaria obsignata

Estos nemátodos se localizaron en la mucosa de la porción yeyunal y un menor número en el duodeno. Para hacerlos visibles fué necesario hacer un raspado de la mucosa intestinal; en algunas ocasiones no fué necesario, pues al ir abriendo el intestino se observaron a manera de "hilos en espiral".

La porción del intestino delgado presentaba una ligera - irritación en la mucosa, así como un ligero engrosamiento de la pared intestinal, lo que dificulta la absorción.

La longitud de éstos varió de 8 a 15 mm y de grosor aproximadamente 1 mm. El color que tenían era blanco amarillento.

Raillietina cesticillus y R. echinobothrida

Se encontraron solo dos especies de Raillietina, se localizaron generalmente en el yeyuno e ileón de los intestinos delgados de las aves muestreadas; éstos cestodos fueron muy escasos, llegándose a encontrar casi siempre completos, su longitud varió de -- 120 a 200 mm según la especie.

Se localizaron generalmente en los intestinos de mayor -- grosor y de capa mesentérica más grasosa, probablemente pertenecientes a aves de mayor edad. En ocasiones los estróbilos, debidos a la acción del bistorfí se encontraban segmentados, en otras; los escólex adheridos a la mucosa intestinal. Estos cestodos se observaron de un color blanco amarillento.

La especie R. echinobothrida, presentaba nódulos en la -- pared intestinal, aunque no muy marcados.

El escólex y sus proglotidios, fueron llevados al microscópio para poder diferenciarlos.

DISCUSION Y CONCLUSIONES

Fueron identificadas tres especies de nemátodos pertenecientes a los géneros Ascaris, Heterakis y Capillaria y dos especies de cestodos del género Raillietina.

En total cinco especies de parásitos intestinales se presentaron: A. galli, H. gallinae, C. obsignata, R. cesticillus y R. echinobothrida.

De las cinco especies de nemátodos que parasitan el intestino de las gallinas (8), solo A. galli y C. obsignata fueron observadas en las gallinas de esta región.

Respecto a los vermes cecales son seis las especies que ocurren en las gallinas domésticas según la literatura (4, 21) y en nuestras observaciones, solamente una especie fué encontrada A. gallinae.

Los cestodos forman la mayoría de las especies que parasitan el intestino delgado de las gallinas, su número según la literatura revisada llega a diez (4, 21). De estas R. cesticillus y R. --

echinobothrida se presentaron en las aves muestreadas de esta región, ver tabla 1.

Al observarse los datos de las diferentes especies encontradas en otros lugares, se nota que A. galli y H. gallinae han sido identificadas en todas las regiones donde se han llevado a cabo encuestas parasitarias (4, 7, 8, 10, 21, 27).

Estos resultados pueden deberse a que las especies de parásitos se desarrollan en una amplia variedad de condiciones ambientales pues los lugares donde han sido encontrados están en zonas de clima frío, templado o cálido. También se sabe que además de la temperatura, la humedad es otro de los factores que tienen influencia en el desarrollo de los huevos de helmintos (11, 20).

De algunas de las regiones en las que se han llevado a cabo éstas encuestas parasitarias, solo en los estados de Florida y Alabama (8, 10), se presentó la especie C. obsignata.

El resultado de una encuesta parasitaria en aves, realizada en las principales zonas avícolas del país (9) reporta las granjas infestadas, 48 % con A. galli, 38% con H. gallinae, 15 % de C. obsignata y 32 % con cestodos en relación a 117 granjas muestreadas.

Los cestodos se presentaron en casi todos los lugares donde se han efectuado encuestas parasitarias; al principio de la toma de -

los datos de este trabajo se carecía de suficiente información, por tal motivo fueron sumadas las especies de Raillietina.

De los experimentos leídos en la literatura que se revisó se encontró que de seis regiones en las que se efectuaron encuestas sólo cuatro indican la existencia de R. echinobothrida; la especie R. cesticillus se presentó en cinco de estas regiones; éstos resultados pueden deberse a la falta de organismos que sirven como huéspedes intermediarios.

En la encuesta realizada en el país, la zona que comprende esta región (9), tuvo un 48 % de H. gallinae de las 29 granjas que fueron observadas.

En esta región el tipo de crianza, juega un papel muy importante, las aves criadas en piso llegan a parasitarse fácilmente, y al pasar las aves a jaulas, vuelven a reinfestarse fácilmente perdurando así el ciclo evolutivo de estos parásitos. Riedel (23) experimento con criaderos de piso de concreto, evitando la entrada de todo tipo de animales, las aves presentaron menor cantidad de parásitos. Se ha probado que las grandes concentraciones de aves predisponen a la infestación de parásitos, como se nota según la literatura revisada de las encuestas efectuadas en diferentes regiones avícolas; pero en menor cantidad que en los comienzos de las primeras zonas avícolas establecidas.

Existe suficiente evidencia que indica que la acción direc

ta de los rayos solares, el viento y el frío actúan sobre las deyec ciones de las aves y se ejerce autoesterilización (4). En el medio estudiado del presente trabajo prevalecen éste tipo de condiciones ambientales; sequía, temperaturas altas, temperaturas frías.

También el que en esta región sea la industria avícola re lativamente joven, son dos de las razones importantes que ayudan a explicar el número limitado de especies de parásitos intestinales - presentes, comparadas con los resultados obtenidos de otras zonas - avícolas.

RESUMEN

La finalidad de esta tesina fué saber que helmintos intestinales parasitan las aves de esta región, éste trabajo consistió - en el examen del contenido intestinal de las aves sacrificadas en el Rastro de Aves Municipal de Monterrey, N.L.

Para esto se tomaron muestras de los intestinos y ciegos de las gallinas y pollos (Gallus gallus) sacrificados; fueron analizados macroscópicamente los intestinos y ciegos y sus contenidos observados al microscópio.

En esta región fueron identificados cinco especies de helmintos Ascaridia galli, Heterakis gallinae, Capillaria obsignata, - Raillietina cesticillus y Raillietina echinobothrida.

Estuvieron presentes continuamente, durante el período -- que duró este trabajo.

BIBLIOGRAFIA

1. Baker, A.D.; R. L. Conklin, and C.D. Forgenty.; Preliminary report on poultry parasite investigation at Mac Donald. Collage. Poultry Science 8 : 59-76 ; 1929.
2. Barger, E.H.;C.L. Ellsworth and B. S. Pomeroy.: Parásitos internos. Enfermedades y Parásitos de las Aves. U.T.H.E.A., México. 399 p. 1959.
3. Benbrook,E. A. and M. W. Sloss. : Métodos de muestreo. Parasitología Clínica Veterinaria. Compañía Editorial Continental, México. 256 p. 1965.
4. Biester, H. E. and L. H. Schwarte. : Nematodos y cestodos. --- Enfermedades de las Aves. U.T.H.E.A., México. 1103 p. --- 1964.
5. Carpenter, C. D. : The control of intestinal parasites. Poultry Science 6 : 79-86 ; 1926.
6. Coffin, D. L. : Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria . La Prensa Mexicana, México. 345 p. 1959.
7. Dixon, C. F. and M. F. Hansen. : Helminths of Poultry in Kansas. Poultry Science 44 : 1307-1315 ; 1965.
8. Edgar, S. A. : A preliminary check of parasites of some domestic fowls of Alabama. Poultry Science 32 : 949-952 ; 1953.

9. Elanco Mexicana. : Departamento técnico. Encuesta parasitaria en aves realizada en las principales zonas avícolas de la -- República Mexicana. Elanco Mexicana S. A. México. 36 p. -- 1967.
10. Estados Unidos Florida. : Diseases of Poultry in Florida and - Southeastern United States. Personnel communication. 1968.
11. Euzeby, J. : El parasitismo en patología aviar. Editorial --- Acribia Zaragoza, España. 128 p. 1961.
12. Hall, G. O. : A large roundworm Ascaridia lineata found in egg of fowl. Poultry Science 24 : 496-498 ; 1945.
13. Hutt , F. B. : Resistencia genética a la enfermedad. Genética Avícola. Salvat Editores, México. 494 p. 1958.
14. Jull, M. A. : Prevención de las enfermedades y modos de comba- tirlas. Avicultura. 2a. Ed. U.T.E.H.A., México. 400 p. 1953.
15. Kemp, R. L. and W. M. Reid . : The chicken tapeworm. Raillie-- tina cesticillus. Reported from confinement reared broilers. Poultry Science 41 : 130-137 ; 1962.
16. Mönnig, H. O. : Enfermedades de los animales, producidos por gusanos y artrópodos. Helmintología Veterinaria. 2a. Ed. U.T.E.H.A., México. 340 p. 1947.
17. Neveu-Lemaire, M. : Cestodes et Nématodes. Parasitologie des Animaux Domestiques. J. Lamarre et C^{ie}, Éditeurs., Paris, France. 1258 p. 1912.
18. Neveu-Lemaire, M. : Cestodes et Nématodes. Traité D'Helmint- hologie Médicale et Vétérinaire. Vigot Frères, Éditeurs. - Paris, France. 1339 p. 1936.
19. Noble, E. R. and G. A. Noble. : Biología de los parásitos de

animales. Parasitologia. 2a. Ed. Interamericana, México.
306 p. 1965.

20. Reid, W. M. : Effects of temperature on development of the embryonated eggs of Ascaridia galli. Poultry Science 37 :1236; 1958.
21. Reid, W. M. : Incidence of Helminth and External parasites in - Georgia broilers. Poultry Science 37 : 586-592 ; 1958.
22. Riedel, B. B. : Speed of hatching and the resistance of chickens to Ascaridia galli. Poultry Science 29 : 703-706 ; 1950.
23. Riedel, B. B. : Ascarid infections in broilers raised on dirt - and concrete floors. Poultry Science 30 : 18-20 ; 1951 .
24. Salsbury, E. J. L. : Roundworm. Manual of Poultry Diseases. - 2a. Ed. Laboratories Charles city Iowa, U. S. A. 30 p. 1962.
25. Stafseth, H. S. : Advances in knowledge of poultry diseases -- over the past fifty years. Poultry Science 37 : 741-765; -- 1958.
26. Todd, A. C. : The nature of helminth infestation in chickens -- in east Tennessee. Poultry Science 25 : 424-432 ; 1946.
27. Todd, A. C. : Helminth infections in chickens in Tennessee. -- Poultry Science 26 : 469-474 ; 1947.
28. Winter, A. R. and E. M. Funk. : Poultry diseases. Poultry --- Science and Practice. Lippincott, Philadelphia. 617 p. 1960.

800210