

**UNIVERSIDAD SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA DE
ECTOPARÁSITOS Y HELMINTOS GASTROINTESTINALES
EN AVES DE GRANJAS EN LOS DEPARTAMENTOS DE
SAN MARCOS, RETALHULEU, SUCHITEPÉQUEZ,
ESCUINTLA, SANTA ROSA Y JUTIAPA**

**ANDREA ALBIZURES AGUILAR
HAYDEÉ GUARANÍ SANTA MARÍA BOLVITO VÁSQUEZ
CRISTIAN ABRAHAM MORALES BARRIOS
ANAPaula SANTA CRUZ GRIJALVA
GERMAN ANTONIO AJUALIP BARRIOS
KIMBERLY ARIANA TÚNCHEZ YAT**

Médicos Veterinarios

GUATEMALA, MARZO DE 2,016

**UNIVERSIDAD SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y
HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE GRANJAS EN
LOS DEPARTAMENTOS DE SAN MARCOS, RETALHULEU,
SUCHITEPÉQUEZ, ESCUINTLA, SANTA ROSA Y JUTIAPA**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

**ANDREA ALBIZURES AGUILAR
HAYDEÉ GUARANÍ SANTA MARÍA BOLVITO VÁSQUEZ
CRISTIAN ABRAHAM MORALES BARRIOS
ANAPaula SANTA CRUZ GRIJALVA
GERMAN ANTONIO AJUALIP BARRIOS
KIMBERLY ARIANA TÚNCHEZ YAT**

Al conferírseles el título profesional de

Médicos Veterinarios

En el grado de Licenciados

GUATEMALA, MARZO DE 2,016

**UNIVERSIDAD SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
JUNTA DIRECTIVA**

DECANO:	M.Sc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya Pineda
VOCAL I:	M.Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Marylin Eliza Reyes Valenzuela
VOCAL V:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez

ASESORES

M.A. LUDWIG ESTUARDO FIGUEROA HERNÁNDEZ

M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA

M.V. JULIO CORDÓN Y CORDÓN

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presentamos a su consideración el trabajo de graduación titulado:

DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE GRANJAS EN LOS DEPARTAMENTOS DE SAN MARCOS, RETALHULEU, SUCHITEPÉQUEZ, ESCUINTLA, SANTA ROSA Y JUTIAPA

Que nos fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

MÉDICOS VETERINARIOS

ACTO QUE DEDICO

- | | |
|--|--|
| A Dios: | Por darnos la vida, brindarnos la oportunidad y la sabiduría necesaria para culminar esta etapa de nuestra carrera profesional y alcanzar nuestro sueño. |
| A nuestros padres: | Por su amor y apoyo incondicional, por ser los pilares más importantes de nuestra vida. Por siempre tener palabras de fortaleza durante toda nuestra carrera universitaria. |
| A nuestros
hermanos y
hermanas: | Por estar siempre dándonos apoyo, cuidarnos, cubrirnos, amarnos y por confiar que podíamos lograr nuestra meta. |
| A nuestros
abuelos y abuelas: | Por sus consejos, amor, apoyo y por cuidarnos siempre incluso los que ya nos cuidan desde el cielo. |
| A nuestra familia: | Primos, tíos, sobrinos etc. Por su cariño y ánimos. |
| A nuestros
asesores: | Ludwig Figueroa, Jaime Méndez y Julio Cordón, por ayudarnos y alentarnos a concluir la esta etapa para culminar nuestra carrera. |
| A nuestros amigos: | Porque ustedes son la familia que uno escoge, por compartir tantas buenas experiencias y sufrir también los malos momentos con nosotros en toda nuestra carrera universitaria. |

AGRADECIMIENTOS

A Dios:

Por darnos la vida y la oportunidad de concluir nuestro sueño, sin su ayuda no habiéramos podido alcanzar nuestra meta.

A nuestros padres:

Porque durante todo el tiempo de nuestra vida universitaria nos brindaron apoyo, estuvieron a nuestro lado, compartieron junto a nosotros triunfos y tantos buenos y malos momentos, gracias por darnos la oportunidad para poder culminar nuestra meta.

A nuestros amigos:

Por ser una parte muy importante en nuestras vidas, gracias por los buenos momentos compartidos, por sus palabras de ánimo y por todo su apoyo.

A nuestros catedráticos:

Queridos Doctores y ahora colegas muchas gracias por todas sus enseñanzas y paciencia. Sin sus conocimientos, cariño y experiencia de enseñar no estaríamos Culminando nuestra carrera como profesionales.

ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	OBJETIVOS.....	3
	2.1 Objetivo General.....	3
	2.2 Objetivos Específicos.....	3
III.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
	3.1 Generalidades del parasitismo.....	3
	3.2 Antecedentes.....	4
	3.3 Ectoparásitos en aves.....	7
	3.3.1 Infestaciones por pulgas.....	7
	3.3.1.1 <i>Ceratophyllus gallinae</i>	7
	3.3.1.2 <i>Echidnophaga gallinacea</i>	8
	3.3.1.3 Ciclo evolutivo.....	8
	3.3.1.4 Patogenia.....	9
	3.3.1.5 Diagnóstico.....	9
	3.3.1.6 Tratamiento.....	9
	3.3.1.7 Profilaxis.....	10
	3.3.2 Infestaciones por piojos.....	10
	3.3.2.1 <i>Menopon gallinae</i> (Piojo dardo).....	11
	3.3.2.2 <i>Menacanthus stramineus</i> (Piojo amarillo).....	11
	3.3.2.3 <i>Lipeurus caponis</i> (Piojo de las alas).....	11
	3.3.2.4 <i>Cuclotogaster heterographus</i> (Piojo de la cabeza).....	12
	3.3.2.5 <i>Goniodes dissimilis</i> o <i>G. gallinae</i> (Piojo de la pelusa).....	12
	3.3.2.6 <i>Goniodes gigas</i>	13
	3.3.2.7 Ciclo evolutivo.....	13
	3.3.2.8 Patogenia.....	14

3.3.2.9	Diagnóstico.....	15
3.3.2.10	Tratamiento.....	15
3.3.2.11	Profilaxis.....	16
3.3.3	Acaridiosis.....	17
3.3.3.1	<i>Cnemidocoptes mutans</i>	18
3.3.3.1.1	Patogenia.....	19
3.3.3.2	<i>Cnemidocoptes gallinae</i>	18
3.3.3.2.2	Patogenia.....	19
3.3.3.3	<i>Dermanyssus gallinae</i> (Acaro rojo).....	19
3.3.3.3.1	Patogenia.....	20
3.3.3.4	<i>Ornithonyssus sylviarum</i> y <i>O. bursa</i>	20
3.3.3.4.1	Patogenia.....	20
3.3.3.5	Ciclo de vida.....	21
3.3.3.6	Diagnóstico.....	22
3.3.3.7	Tratamiento.....	22
3.3.3.8	Profilaxis.....	22
3.4	Endoparasitodosis en aves.....	23
3.4.1	Cestodos.....	23
3.4.1.1	<i>Raillietina sp.</i>	24
3.4.1.2	<i>Choanotaenia sp.</i>	24
3.4.1.3	<i>Hymenolepsis</i>	24
3.4.1.4	Ciclo evolutivo.....	25
3.4.1.5	Patogenia.....	25
3.4.1.6	Diagnóstico.....	26
3.4.1.7	Tratamiento.....	26
3.4.1.8	Profilaxis.....	27
3.4.2	Nematodos.....	27
3.4.2.1	Capilariasis.....	27
3.4.2.1.1	Ciclo evolutivo.....	28
3.4.2.1.2	Patogenia.....	29

3.4.2.2	Ascarididosis.....	30
3.4.2.2.1	<i>Ascaridia galli</i>	30
3.4.2.2.2	Patogenia.....	30
3.4.2.3	<i>Strongyloidiasis</i>	31
3.4.2.3.1	Ciclo evolutivo.....	31
3.4.2.4	Hectorakidosis.....	32
3.4.2.4.1	Ciclo evolutivo.....	32
3.4.2.4.2	Patogenia.....	33
3.4.2.5	Diagnóstico.....	33
3.4.2.6	Tratamiento.....	33
3.4.2.7	Profilaxis.....	34
3.5	Técnicas para la observación de Helmintos Gastrointestinales y Ectoparásitos.....	34
3.5.1	Método de flotación.....	34
3.5.1.1	Solución sobre saturada de azúcar.....	35
3.5.1.2	Técnica.....	35
3.5.1.3	Interpretación.....	35
3.5.2	Observación macroscópica.....	36
IV.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	37
4.1	Materiales.....	37
4.1.1	Recursos humanos.....	37
4.1.2	Recursos de campo.....	37
4.1.3	Recursos de laboratorio.....	38
4.1.4	Recursos biológicos.....	38
4.1.5	Centros de referencia.....	38
4.2	Metodología.....	38
4.2.1	Área de estudio.....	38
4.2.1.1	San Marcos.....	38
4.2.1.2	Retalhuleu.....	39
4.2.1.3	Suchitepéquez.....	39

4.2.1.4	Escuintla.....	40
4.2.1.5	Santa Rosa.....	40
4.2.1.6	Jutiapa.....	41
4.2.2	Diseño del estudios.....	41
4.2.3	Muestreo.....	41
4.2.4	Recolección de muestras.....	43
4.3	Análisis estadístico.....	44
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	45
VI.	CONCLUSIONES.....	76
VII.	RECOMENDACIONES.....	79
VIII.	RESUMEN.....	83
	SUMMARY.....	85
IX.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	87
X.	ANEXOS.....	93

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1

Lectura de la Interpretación.....36

Cuadro No. 2

San Marcos.....42

Cuadro No.3

Retalhuleu.....42

Cuadro No.4

Suchitepéquez.....42

Cuadro No. 5

Escuintla.....42

Cuadro No. 6

Jutiapa.....42

Cuadro No. 7

Santa Rosa.....42

Cuadro No. 8

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de San Marcos.....45

Cuadro No. 9

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de San Marcos.....45

Cuadro No. 10

Principales factores identificados en las granjas del departamento de San Marcos.....46

Cuadro No. 11

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Retalhuleu.....47

Cuadro No. 12

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Retalhuleu.....47

Cuadro No. 13

Principales factores identificados en las granjas del departamento de Retalhuleu.....48

Cuadro No. 14

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Suchitepéquez.....49

Cuadro No. 15

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Suchitepéquez.....49

Cuadro No. 16

Principales factores identificados en las granjas del departamento de Suchitepéquez.....50

Cuadro No. 17

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Escuintla.....51

Cuadro No. 18

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Escuintla....51

Cuadro No. 19

Principales factores identificados en las granjas del departamento de Escuintla...52

Cuadro No. 20

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Santa Rosa.....53

Cuadro No.21

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Santa Rosa.....53

Cuadro No. 22

Principales factores identificados en las granjas del departamento de Santa Rosa.....54

Cuadro No.23

Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Jutiapa.....55

Cuadro No. 24

Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Jutiapa.....55

Cuadro No. 25

Principales factores identificados en las granjas del departamento de Jutiapa.....56

I. INTRODUCCIÓN

Las parasitosis son generalmente producidas por organismos unicelulares conocidos como protozoarios y una variedad de organismos macroscópicos conocidos como metazoarios, incluidos en este último grupo aquellos que son de carácter interno (nematodos y cestodos) y los de carácter externo (piojos, pulgas y ácaros). (Díaz, M.A., y Menjivar, M.A., 2008)

Aunque ventajoso en términos productivos y económicos, el confinamiento en jaulas ha favorecido la instalación y el desarrollo de ectoparásitos tales como piojos y ácaros hematófagos. Los endoparásitos producen uno de los problemas más serios en la avicultura, afectando las producciones económicamente, en algunos casos su efecto es escaso sobre el huésped; otros le dañan de forma temporal o permanente. (Salgado, 2009)

La Industria Avícola Guatemalteca es uno de los sectores más importantes dentro de la actividad pecuaria del país. Dado que el sector avícola es un pilar importante en el PIB pecuario, es vital la información actualizada del estatus sanitario de los países y sus regiones, para diseñar programas eficientes que permitan reducir los riesgos sanitarios que puedan afectar a corto y largo plazo la economía y estabilidad de las empresas dedicadas a dicha finalidad.

Las endoparasitosis y ectoparasitosis afectan a las aves provocando baja mortalidad pero alta morbilidad, lo que influye negativamente en los índices de producción y por ende el aspecto económico de los productores; por estas razones el objetivo de esta investigación es determinar la prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en aves de postura en los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapa. Esperando que dichos datos sean utilizados como referencia para nuevos estudios y planes estratégicos como control y trazabilidad de enfermedades.

II. OBJETIVOS

2.1 Objetivo General

- Conocer la prevalencia de los ectoparásitos y endoparásitos identificados en aves ponedoras de granjas semitecnificadas, localizadas en los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapa en el año 2015

2.2 Objetivos Específicos

- Conocer la prevalencia de los ectoparásitos tipificados en aves de postura de granjas semitecnificadas localizadas en los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapa en el año 2015
- Establecer la prevalencia actual de helmintos gastrointestinales en aves de postura de granjas semitecnificadas de los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapa en el año 2015.
- Identificar los principales factores de bioseguridad y manejo que influye sobre la presencia y prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en las granjas sujeto de estudio.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Generalidades del parasitismo

El parasitismo es la forma de vida más extendida en el planeta, todo ser vivo tiene parásitos, sean plantas o animales. Existen parásitos específicos para cada especie y también parásitos generalistas que afectan a varias especies. (Salgado, 2009)

Algunos parásitos producen escaso efecto sobre su huésped; otros le dañan de forma temporal o permanente debido a la destrucción de los tejidos o secreción de sustancias tóxicas, determinadas especies de parásitos pueden llegar a causar la muerte a sus huéspedes. (Salgado, 2009)

La parasitosis gastrointestinal producidas principalmente por helmintos afecta la salud de las aves reduciendo la producción de carne y huevos, causando anualmente pérdidas económicas para el sector avícola y reduciendo la disponibilidad de productos para el consumo humano. (Rodríguez, 2001)

De igual forma los ectoparásitos pueden disminuir la producción de huevos en las ponedoras ocasionando pérdidas de peso. Los piojos no son la única plaga que ataca a las aves, también son frecuentes los ácaros, las pulgas y garrapatas, ocasionando irritación y tensión fisiológica al cuerpo que hospedan dando lugar a un bajo rendimiento. (Martínez, 2001)

Los parásitos no dependen únicamente de los factores geográficos, sino de un grupo de factores combinados, como factores ambientales involucrados se encuentran clima, altitud y humedad. Otros factores que determinan la presencia de parasitosis en una granja son; la bioseguridad, el manejo de los galpones, la limpieza, el control de plagas, las practicas higiénicas del personal y el uso o no de

planes profilácticos. Las instalaciones deben restringir el acceso de aves silvestres a los galpones y otros animales como roedores. (Quiroz, 1999)

3.2 Antecedentes

Diferentes estudios a lo largo de la última década se han realizado en países como Guatemala, México, El Salvador, Nicaragua y Venezuela, que demuestran la presencia de endoparásitos y ectoparásitos en aves de corral, mas ningún estudio ha sido realizado en granjas tecnificadas y semitecnificadas de pollo de engorda y gallina de postura, para identificarlos y determinar la prevalencia.

En 1969 se realizó un estudio sobre ectoparásitos en los municipios del departamento de Guatemala, se efectuó en un total de 63 granjas elegidas al azar y correspondieron de acuerdo al tipo de explotación; 48 granjas de explotación avícola intensiva y 15 granjas de explotación avícola extensivo. Del total de granjas muestreadas, el 26.98% (17 granjas) se encontraron infestadas.

De 15 granjas muestreadas de explotación extensiva, el 60% se encontraron positivas, y se identificaron las siguientes especies; *Menacanthus stramineus*, *Menopon gallinae*, *Goniocotes gigas*, *Lipeurus caponis*, *Dermanyssus gallinae*, *Megninia cubitalis*, *Cnemidocoptes mutans*.

De 48 granjas avícolas de explotación intensiva, el 16.6% fueron positivas identificando; *Menacanthus stramineus*, *Menopon gallinae*, *Goniocotes gigas*, *Lipeurus caponis*, *Dermanyssus gallinae* y *Megninia cubitalis*. (Padilla, 1969)

Para el año de 1976 en Guatemala se tipificaron ectoparásitos del municipio de Tejutla del departamento de San Marcos. Se muestrearon diez aves por aldea y de cada ave se tomaron dos muestras, se recolectaron un total de ciento

cincuenta muestras, se dividieron en tres grupos siendo 2 muestras de pavo, 4 de gallina de 1 día a 3 meses de edad y 4 de gallina de más de 3 meses de edad.

La distribución porcentual de los parásitos encontrados en su totalidad fue, para el grupo de 1 día de nacidos a tres meses de edad; *Cuclotogaster heterographus* 73.3%, *Menopon gallinae* 41.7%, *Goniodes dissimilis* 16.7%, *Goniodes meleagridis* 5%, *Cnemidocoptes mutans* 1.7%, *Lipeurus caponis* 5%.

Para el grupo de tres meses de edad o más; *Cuclotogaster heterographus* 58.3%, *Menopon gallinae* 65%, *Goniodes dissimilis* 25%, *Goniodes meleagridis* 1.7%, *Dermanyssus gallinae* 10%, *Cnemidocoptes mutans* 6.7%, *Lipeurus caponis* 5%. (Leal, 1976)

Nicaragua cuenta con varios estudios, en el 2002 la revista científica de la Universidad Nacional Agraria de Nicaragua “La calera”, realizó un estudio con la finalidad de determinar los parásitos gastrointestinales y su control en gallinas de traspatio del municipio de El Sauce, León. Se muestrearon 200 aves divididas en dos grupos, gallinas adultas y pollos; en dos estaciones, seca y lluviosa. Se lograron identificar 15 especies de helmintos gastrointestinales, siendo los de mayor incidencia: *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum*, *Tetrámeres americana*, *Heterakis isolonche*, *Heterakis dispar*, *Cheilospirura hamolusa*, *Amidostomum anseris*, *Dispharinx nasuta*, *Railletina tretagona*, *Railletina williansi*, *Railletina cesticillus*, *Railletinae chinobotridia*, *Hymenolepis cantariana*, *Choanotaenia infundibulu*, *Ameobotenia sphenoides*. (Pardo, 2002).

En el 2006 la revista electrónica de veterinaria “REDVET”, publicó un estudio cuya finalidad fue determinar la prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio, también realizado en el municipio de El Sauce, departamento de León; tomando como objeto de estudio 98 tractos gastrointestinales de gallinas de traspatio adultas. Se identificaron 5 especies de

nematodos: *Tetrameres americana* 52%, *Cheilospirura hamulosa* 7.1%, *Heterakis* spp. 86.7 %, *Ascaridia galli* 34.7%, y *Strongyloides avium* 74.5%. También se tipificaron 3 especies de cestodos: *Railletina tetragona* 64.3%, *Amebotenia cuneata* 24.5 %, y *Chanotenia infundibulum* 6.1%. (Olivares, Kyvsgaard, Rimbaud y Pineda, 2006)

Para el año 2001 la revista científica FCV-LUZ de Venezuela realizó un estudio para determinar la prevalencia de los ectoparásitos de aves de corral en el municipio de San Francisco, Estado de Zulia. Se evaluaron 110 aves, identificando y estableciendo su prevalencia. Se tipificaron 10 especies de piojos las cuales fueron: *Menacanthus Stramineus* 80%, *Menopon gallinae* 51%, *Lipeurus caponis* 43%, *Goniocotes giga* 32%, *Goniocotes gallinae* 15%, *Gonoides disimilis* 4%, *Colpocephalum* sp. 2%, *Gonoides gigas* 1%, *Chelopistes meleagridis* 1%. También encontraron una especie de garrapata; *Argas persicus* y el ácaro *Menignia cubitalis*. Se identificaron 3 especies de ectoparásitos nuevas en Venezuela, las cuales fueron: *Colpocephalum* sp., *Gonoides* sp., y *Chelopistes meleagridis*. (Martínez, Chirirnos, Hinestroza, Inicarte, Manco y Meléndez, 2001)

En el 2008 la Facultad de Ciencias Agronómicas de El Salvador realizó un estudio en tres municipios del departamento de La Libertad para identificar los endoparásitos y ectoparásitos en aves de traspatio. Se tipificaron los siguientes endoparásitos: *Capillaria* sp., *Ascaridia* sp., *Heterakis* sp. Los ectoparásitos identificados fueron: *Menopon gallinae*, *Gonoides gigas*, *Goniocotes gallinae* y *Dermanisus gallinae*. (Díaz y Menjivar, 2008)

México también cuenta con varios estudios, en el 2014 la división regional de ciencias animales de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro realizó un estudio en el estado de Torreón, específicamente en San Pedro Coahuila, con la finalidad de identificar los endoparásitos en aves de traspatio. Se realizó la

necropsia de 10 aves de diferentes corrales cuyos parásitos encontrados fueron: *Ascaridia galli*, *Heterakis sp.*, y *Railletina sp.* (Delgadillo, 2014)

Por otro lado la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Veracruzana, en el 2007 realizó un estudio sobre la prevalencia de nematodos y cestodos en aves de corral en la ciudad de Acayucan. Se muestrearon 1,000 aves, en las cuales se lograron identificar los siguientes nematodos: *Capilaria*, sp., *Trichostrongylus* sp., *Heterakis gallinarum* y *Ascaridia galli*. Los cestodos encontrados fueron: *Raillietina tetragona* e *Himenolepis* sp. (Delgadillo, 2014)

3.3 Ectoparásitos en aves

3.3.1 Infestaciones por pulgas

También conocidas como sifonapterosis y tungosis. Clínicamente se caracteriza por la presencia temporal o permanente de pulgas como ectoparásitos hematófagos y por la transmisión de agentes de enfermedades causadas por bacterias, rickettsias, virus, cestodos y nematodos. (Quiroz, 1999)

3.3.1.1 *Ceratophyllus gallinae*

Familia: *Pulicidae*

Género: *Ceratophyllus*

Cuerpo alargado, color café y cabeza redondeada hacia adelante; el borde posterior del protórax lleva dorsalmente 12 a 13 pares de dientes negruzcos formando peines. El macho mide 2 a 3 mm y la hembra 3 a 3.5 mm de largo. Se introduce en los nidos y es muy común en los gallineros. Su picadura produce un prurito que agita a las pollas y les impide desarrollarse. (Quiroz, 1999)

3.3.1.2 *Echidnophaga gallinacea*

Familia: *Pulicidae*

Género: *Ceratophyllus*

Especie mucho más pequeña que la del género *Ceratophyllus*, 1.5 mm de largo. Vulgarmente se llama nigua. Presenta un color rojo oscuro, su cuerpo es corto, rechoncho, un poco más ancho que largo; la cabeza presenta ángulos poco salientes. Ha sido encontrada repetidas veces en las gallinas, en cuya cabeza, cuello e inmediaciones de los ojos se fijan en gran número. (Román, sf.)

3.3.1.3 Ciclo evolutivo

Las pulgas son insectos con metamorfosis completa, comprenden en su desarrollo los estados de huevo, larvas, pupa y adulto. Normalmente se desarrollan en el suelo alrededor del sitio en donde reposa el huésped: nidos, madrigueras o pisos. Las hembras ponen cientos de huevos durante su vida, los huevos caen al suelo en donde se desarrolla una larva después de cinco días, las larvas se alimentan de materia orgánica que puede estar alrededor del huésped o sobre él, como materia fecal o sangre. (Quiroz, 1999)

Las larvas después de dos a tres días entran en un estado de pre pupa y después se transforman en pupa. La duración del estado pupa depende de la temperatura ambiente, generalmente ocurre en una a dos semanas. La pulga adulta emerge de la pupa a través de un estímulo vibrátil, situación que explica por qué un animal o persona es súbitamente atacado por pulgas al entrar a un sitio abandonado en donde se encontraban pupas de pulgas. Los adultos pueden copular después de uno o más días de haber eclosionado, las hembras necesitan alimentarse antes de iniciar la postura. La mayoría de las pulgas no son estrictamente específicas de un huésped. (Quiroz, 1999)

3.3.1.4 Patogenia

La acción patógena de las pulgas se puede analizar desde dos puntos de vista: La patogenia directa comprende la acción irritativa y traumática al introducir sus partes bucales o su cuerpo en la piel de sus huéspedes para sustraer sangre, dando lugar a una acción expoliatrix hematófaga cuya magnitud estará en relación con la cantidad de pulgas. Paralelamente desarrollan una acción tóxica, antigénica o una combinación de ambas que se traduce en la reacción inflamatoria inmediata que se produce en individuos sensibles. La acción irritativa provoca en el animal atacado que se rasque violentamente la piel, provocándose algunas veces lesiones que pueden ser invadidas por gérmenes piógenos. La acción indirecta de las pulgas en su papel como vectores de importantes agentes de enfermedades. (Quiroz, 1999)

En el caso de *Echidnophaga gallinacea* introduce en la piel su rostro tan sólidamente que no puede soltar la presa rápidamente como lo hace la especie del género *Ceratophyllus*. Las gallinas atacadas pierden sus plumas y se les forma granos y úlceras en la piel que no tardan en hacerlas perecer. (Román, sf.)

3.3.1.5 Diagnóstico

El diagnóstico clínico se basa en la presencia cualitativa y cuantitativa de pulgas en las especies domésticas, así como en la correlación con el estado general del individuo o de la parvada. El diagnóstico etiológico a nivel genérico puede establecerse mediante la identificación morfológica. (Quiroz, 1999)

3.3.1.6 Tratamiento

Son eficaces los carbamatos, organofosforados, piretroides. Reguladores de crecimiento de insectos como el methoprene. Los Juvenoides también llamados

“JHAs” (Juvenil Hormone Analogs) simulan la acción de las hormonas juveniles y pueden causar la muerte de los parásitos al impedir la eclosión de la larva del huevo o la transformación de las larvas en ninfas. (Marrero y Suárez, 2010)

Inhibidores de las Síntesis de Quitina o IDIs (Insect Development Inhibitor) son sustancias que al interferir en el proceso de formación de la cubierta de quitina que forma el exoesqueleto de las pulgas, impiden la eclosión de las larvas de los huevos y sus mudas, así como la transformación de la pupa en pulga adulta. Dentro de este grupo, productos como en Diflubenzuron o Triflumuron son utilizados en la lucha frente a estos insectos. (Marrero y Suárez, 2010)

3.3.1.7 Profilaxis

Para evitar la re-infestación, se deben de tratar con insecticidas locales para eliminar pulgas en desarrollo larvario. La quema de material orgánico infestado ha sido recomendada. El uso de jaulas de alambre por lo menos 3 pies por encima del suelo, debe utilizarse para minimizar las probabilidades de infestación por pulgas. (Koehler, Pereira y Kaufman, 2015)

3.3.2 Infestaciones por piojos

Sinónimos; tirapterosis, malofagosis, anoplurososis y sifunculosis. Son infestaciones externas causadas por la presencia y acción de insectos de los órdenes *Mallophaga* y *siphunculata* (piojos masticadores y piojos chupadores) en plumas de pollos, patos, gansos, palomas y pavos. Clínicamente se caracteriza por causar mal estado general de la piel, plumas o pelo y con baja de la producción. La transmisión se realiza por contacto directo. (Quiroz, 1999)

3.3.2.1 *Menopon gallinae* (Piojo dardo)

Familia: *Ricinidae*

Género: *Menopon*

Abunda de preferencia en las plumas del vientre, junto a la cloaca. La hembra deposita los huevos en la base de las plumas en grandes masas. Su cuerpo es de color amarillo sucio con el abdomen ovalado en la hembra, y más largo y estrecho en el macho. El tórax es más largo que la cabeza en las hembras y del mismo tamaño que la cabeza en los machos. La cabeza termina anteriormente en media luna. Según estudios los huevos eclosionan de 6-10 días después de puestos, el periodo de incubación varía, siendo más rápido manteniéndolos en plumas frescas. (Román, sf.)

3.3.2.2 *Menacanthus stramineus* (Piojo amarillo)

Familia: *Menoponidae*

Género: *Menacanthus*

Parasita el cuerpo de pollos, pavos, codornices y faisanes pero más densamente las plumas de la pechuga, muslos y la región del ano. Es de color amarillo, el macho mide 2.8 mm y la hembra 3.3 mm de largo. Cada segmento abdominal tiene dos coronas de pelos. Los huevos tienen filamentos sobre la mitad anterior del cascaron y sobre el opérculo, son puestos en costras de la piel y base de las plumas. (Quiroz, 1999)

3.3.2.3 *Lipeurus caponis* (Piojo de las alas)

Familia: *Ricinidae*

Género: *Lipeurus*

Posee un cuerpo alargado, cabeza estrecha, antenas con el primer artejo largo y grueso, y tercer artejo provisto de un apéndice en el macho. Antenas filiformes en la hembra con el primer artejo más grueso y el segundo más largo. El metatórax es por lo menos dos veces más largo que el protórax y muestra un constreñimiento, índice de la línea de fusión del mesotórax con el metatórax. Se encuentra generalmente entre las plumas del ala en dónde deposita los huevos. (Román, sf.)

3.3.2.4 *Cuclotogaster heterographus* (Piojo de la cabeza)

Familia: *Ricinidae*
Género: *Cuclotogaster*

Cabeza más larga que ancha. Posee antenas con el primer artejo más largo y grueso, el tercero terminado en un apéndice simple, existiendo dimorfismo sexual. El tórax es de forma rectangular, las zonas laterales quitinizadas, donde se localiza una seda y en la parte ventral se localizan dos sedas. En la parte ventral del abdomen se observan las pleuras muy quitinizadas y en la parte dorsal, se distinguen unas placas tergaes distintas del macho. (Román, sf.)

3.3.2.5 *Goniodes dissimilis* o *G. gallinae* (Piojo de la pelusa)

Familia: *Ricinidae*
Género: *Goniodes*

Color general blanco sucio. Cabeza redondeada hacia adelante y más ancha que larga. Lóbulos temporales angulados. El abdomen presenta sobre cada segmento sedas medianas, laterales y bandas laterales encorvadas, con un apéndice en la curvatura. El macho mide 2 mm y la hembra 2.6 mm de largo. (Román, sf.)

3.3.2.6 *Goniodes gigas*

Familia: *Ricinidae*

Género: *Goniocotes*

Se encuentra especialmente entre las plumas del ala. Presenta un color general amarillento y su tamaño es relativamente grande. La cabeza es casi tan grande como ancha, el abdomen ovalado y ancho, presenta sobre cada segmento manchas transversales de contorno negro. El macho mide 3.3mm y la hembra 4 mm. El abdomen de la hembra es un poco más angosto que el del macho. (Román, sf.)

3.3.2.7 Ciclo evolutivo

El desarrollo evolutivo de las diferentes especies de piojos es similar, varía en tiempo los estados evolutivos. Son parásitos permanentes. El parásito adulto pone sus huevos en las plumas de su huésped, variando su forma y localización. Después de un periodo de incubación se desarrolla la primera ninfa, la que eclosiona a través de un opérculo que tienen los huevos. No hay metamorfosis ya que las ninfas son semejantes a los adultos. La ninfa 1 se alimenta, crece y muda, dando lugar a la ninfa 2, se repite el proceso y aparece la ninfa 3, la cual se alimenta, crece y muda para dar lugar al estado adulto sexualmente maduro. (Quiroz, 1999)

En la mayoría de las especies hay reproducción sexual, en algunas ocurre la partenogénesis. Con la postura de huevos se inicia otro ciclo. El tiempo durante el cual ocurre cada etapa varía según la especie. En general los diferentes ciclos se desarrollan de 3 a 5 semanas o más. (Quiroz, 1999)

En el caso de *Menopon gallinae*, la hembra deposita los huevos en la base

de las plumas, los cuales eclosionan después de 6-10 días. Al eclosionar los huevos se convierten en ninfas, las cuales se alimentan de sangre. El ciclo de vida completo tarda aproximadamente 30 días. (Fundación Charles Darwin Galápagos, 2015)

Por otro lado, los huevos de *Menacanthus stramineus* son depositados en racimos sobre la base de las plumas, encontrándose en aves muy infestadas grandes masas de huevos sobre las plumas debajo de la cloaca. (Pisa Agropecuaria, 2015)

3.3.2.8 Patogenia

Los piojos dependiendo de su forma de alimentación dañan de diferente manera al huésped. Los piojos masticadores (orden *Mallophaga*) al alimentarse de escaras epiteliales a través de su movimiento sobre la piel, ejerce una acción irritativa que provoca que el animal este en tensión. Los llamados piojos chupadores (orden *Siphunculata*) tienen la capacidad para alimentarse de sangre, ejerciendo una acción expoliatrix hematófaga, cuya gravedad dependerá de la cantidad de parásitos que se alimentan de esta manera sobre el huésped. La picadura produce acción traumática en la piel, situación que se torna dolorosa y molesta en varias especies. (Quiroz, 1999)

Debido a la irritación causada en la piel, puede aparecer cierto grado de inflamación. Las plumas debido al constante rascado tienen mal aspecto; la condición general de los animales se deteriora a consecuencia de una gran cantidad de piojos. Debido a que los animales no se alimentan adecuadamente por la constante irritación, disminuye la producción de carne o huevos. (Quiroz, 1999)

3.3.2.9 Diagnóstico

Observación clínica de animales infestados con intensidad por los parásitos, las aves presentan irritación y reaccionan con rascaduras y limpieza de las plumas. Análisis en laboratorio de los ectoparásitos colectados. (Santa Cruz, Patiño, Prieto, Gómez, Scheibler, Roux, González y Comolli, 2002).

Cualquier descenso en la producción o aumento en la conversión de alimentos que no tengan razón, son causa de búsqueda de parásitos externos. Se pueden hallar los piojos examinando la piel después de separar las plumas. Se necesita una luz adecuada, consiste en una lámpara sorda sujeta sobre la cabeza por su banda elástica, que deja las manos libres para movilizar las plumas. Para vigilar a las aves en unidades de producción, deben examinarse 20 a 50 aves como mínimo dos veces al mes; esto debe hacerse al azar y deben elegirse de todas las partes de la galera o galpón. Los orificios de salida del cuerpo, cabeza y patas deben examinarse con minuciosidad. (Calnek, 2000).

Es necesario examinar los nidos, criadero, paredes, grietas y hendiduras, y por debajo de los cúmulos de excremento. Puede usarse una sonda de punta aguda para buscar en fragmentos de madera y así descubrir ectoparásitos. El material del nido, el polvo y otro material reunido en la galera debe extenderse sobre un trasto blanco y examinarse; se puede observar a los artrópodos arrastrándose sobre el trasto. El recipiente de colección debe tener alcohol para preservar a los artrópodos que emergen del embudo. El examen nocturno de las aves puede detectar parásitos que se alimentan de ellas durante la noche. Se requiere de necropsia para localizar parásitos en órganos internos. (Calnek, 2000)

3.3.2.10 Tratamiento

Los métodos de aplicación empleados son; espolvoreo, aspersión y rociado.

Para las casetas convencionales el polvo se puede aplicar a la cama. Pueden emplearse cajas para espolvorear si se conserva a las aves en cama convencional o en jaulas. Los insecticidas diluidos se colocan en una caja de espolvoreo poco profunda (7.5 cm), de más o menos 30 x 45 cm; se destina una caja para cada 30 aves, o se coloca una caja en cada jaula de colonias. Debido a que se requiere una gran cantidad de cajas, se recurre pocas veces a este método en las instalaciones avícolas modernas. (Calnek, 2000)

Los aspersores de aire comprimido son satisfactorios aunque lentos para el tratamiento de percheros y paredes, como también los aspersores de mochila, que proporcionan una aspersión continua. Los aspersores activados por un motor eléctrico o de gasolina que origina presiones de 125 psi y usan una pistola pulverizadora con una boquilla de corriente sólida son mucho más rápidas y eficientes. Cuando se llevan a cabo aspersiones en la galera es muy conveniente disponer de alta presión y salida de volumen grande para asperjar en todas las grietas y hendiduras. (Calnek, 2000)

Las máquinas eléctricas de rocío (nebulizadoras) son eficaces, rápidas y muchas veces ahorran trabajo. Estas máquinas se pueden usar con eficiencia para proporcionar nebulización para las moscas. Las máquinas de rocío son aplicadores concentrados y no usan las mismas mezclas que los aspersores ordinarios. (Calnek, 2000)

3.3.2.11 Profilaxis

Se recomienda el uso de insecticidas; malatión, crotoxifos, carbaril, cumafós y diclorvos. La aplicación en aves en piso puede hacerse aplicando en la cama o en cajas de baño permitiendo el auto tratamiento. Las hormonas sintéticas: aspersiones con 0.1% de una mezcla de isómero del metil 10, 11, epoxi-7-etil-3, 11 dimetil-2, 6-tridecadionato. Esta hormona ofrece perspectivas favorables para evitar los insecticidas residuales. (Quiroz, 1999)

Realizar inspecciones al azar en los galpones, tomando de 20 a 50 aves como mínimo en diferentes líneas del galpón. (Pisa Agropecuaria, 2015)

Nunca debe permitirse que galliformes silvestres o domésticas estén en contacto con parvadas de pollos. Los piojos tienden a aumentar durante el otoño y el invierno, por lo que se deben examinar con regularidad las parvadas para detectar la posible presencia de piojos, un mínimo de dos veces por mes y tratarse en caso necesario. Si ameritan tratamiento, las aves deben recibirlo dos veces con un intervalo de 7 a 10 días. Sólo se controla a las formas maduras e inmaduras ya que ninguna de las sustancias químicas disponibles es ovicida. La repetición del tratamiento es necesaria para controlar los piojos que nacerán después del tratamiento inicial. En todas las casetas avícolas, las plumas cargadas de huevos continuarán como una fuente de reinfestación y cuando el local se despuebla, debe completarse una limpieza minuciosa. (Calnek, 2000)

En la mayoría de operaciones avícolas la aspersión de las aves es la mejor elección, cuando se lleva a cabo de manera apropiada asegura que todas las aves en una caseta se traten, y con números grandes de aves es el medio más práctico disponible en la actualidad. En parvadas de ponedoras en jaula, es importante que se les examine con regularidad. (Calnek, 2000)

3.3.3 Acaridiosis

3.3.3.1 *Cnemidocoptes mutans*

Familia: Cnedocoptinae
Género: *Cnemidocoptes*
Especie: *C. mutans*
(UNAM, 2003)

El ácaro de las patas escamosas y otras especies emparentadas son comunes en varias aves, particularmente en animales viejos. Los ácaros son casi esféricos y tienen patas cortas, la hembra adulta mide 0.5 mm de diámetro. El macho tiene aproximadamente la mitad del tamaño de la hembra y las patas más largas. (Biester, 1964)

3.3.3.1.1 Patogenia

Los ácaros acceden a las patas de las gallinas desde el suelo, por lo cual las lesiones se desarrollan generalmente desde las patas hacia arriba. Los parásitos rompen la piel por debajo de la escamas produciendo una descamación acompañada de exudado que se solidifican en la superficie desplazando las escamas, este proceso junto a la notable queratinización es responsable del aspecto engrosado y escamoso. (Soulsby, 1987)

3.3.3.2 *Cnemidoptes gallinae*

Familia: *Cnemidoptinae*

Género: *Cnemidoptes*

Especie: *C. gallinae*

(UNAM, 2003)

Este ácaro se localiza en los folículos de las plumas en gallináceas, faisanes y palomas (Cordero, 2002)

Es parecido al ácaro de las patas escamosas por su estructura general, aunque es algo más pequeño pues la hembra adulta mide 0.3 mm de diámetro. (Biester, 1964)

3.3.3.2.1 Patogenia

Los ácaros anidan en la epidermis a lo largo de los astiles de las plumas dando lugar a un proceso de comezón e inflamación. Las plumas se rompen fácilmente, y son arrancadas por las mismas aves, las lesiones se presentan la mayor parte de las veces en la espalda y las alas, y más raramente en la cabeza y el cuello. (Soulsby, 1987)

3.3.3.3 *Dermanyssus gallinae* (Acaro rojo)

Familia: *Dermanyssidae*

Género: *Dermanyssus*

Especie: *D. gallinae*

(UNAM, 2003)

Este ácaro es hematófago. La hembra mide 0.7 por 0.4 mm y el macho 0.6 por 0.3 mm. Es de color amarillo café sin alimentar y de color rojo o negro cuando está saciado. (García, 2011)

Los ectoparásitos de las aves, como *Dermanyssus gallinae*, tiene una difusión mundial con índices de prevalencia de hasta el 90% en algunos países, también ha sido considerado como vector de muchos patógenos, y por lo tanto ligado a brotes de enfermedades en granjas avícolas. (Sparagano, 2009).

Dermanyssus gallinae puede ser un potencial vector para *Salmonella gallinarum* y *S. enteritidis*, que adquiere por contacto cuticular o por alimentación con sangre infectada. La bacteria se multiplica y se transmite a la próxima generación por vía trans estadial, con retransmisión a otras aves por picaduras. (Jofre, 2009)

3.3.3.3.1 Patogenia

La larva hexápoda se mantiene a costa del material vitelino de los huevos, de manera que no precisan picar a las aves. Una vez mudadas, las ninfas acuden a las aves para su dieta sanguínea, realizando dos mudas antes de alcanzar el estadio adulto. La presencia de *D. gallinae* se manifiesta por excitabilidad e inquietud de las aves, acompañada de anemia, adelgazamiento y disminución de la puesta. (Cordero, 2002)

3.3.3.4 *Ornithonyssus sylviarum* y *O. bursa*

Familia: *Macronyssidae*
Género: *Ornithonyssus*
Especies: *O. sylviarum*
O. bursa

Se conoce como ácaro negro, se reporta en varias especies de aves domésticas, silvestres, roedores y seres humanos. A diferencia del ácaro rojo este ectoparásito vive permanentemente sobre el cuerpo de las gallinas, en donde se encuentran de día o de noche, congregándose sobretodo alrededor de la cloaca. En infestaciones masivas, especialmente en gallinas blancas, el plumaje toma un aspecto de suciedad, manchado, y al separar las plumas la piel se ve costrosa, agrietada, con escamas y aglomerados negros de ácaros, huevos y excremento del parásito en las plumas. (Cordero, 2002)

3.3.3.4.1 Patogenia

Su actividad patogénica es semejante a la de los *Dermanyssus*, con la salvedad de que invaden con más intensidad aves de más de 2 meses, pues prefieren situarse en torno a las plumas de gran desarrollo. (Cordero, 2002)

3.3.3.5 Ciclo de vida

Los ácaros del género *Cnemidocoptes* pasan todo su ciclo de vida, tres semanas los machos y unas semanas más las hembras, sobre los huéspedes. Las hembras son vivíparas, las larvas cumplen tres etapas, larvas hexápodas, seguidas de una protoninfa octópoda que se transforma en tritoninfa. (Wall y Shearer, 2001).

Después de estas etapas ninfales los ácaros maduran hasta convertirse en adultos que tienen cuatro pares de patas. Excavan túneles en los folículos de las plumas y el estrato córneo, principalmente en la cara, las patas y pico, donde se alimentan de la queratina. Generalmente las regiones sin plumas se ven afectadas. (Wade, 2006)

El ciclo vital de *Dermanyssus gallinae* está constituido: huevo, larva, dos estadíos ninfales y el adulto. (García, 2011)

Las hembras adultas ponen los huevos que eclosionan a los pocos días (2 o 3 días). Las larvas que nacen, mudan a ninfas en tan sólo un par de días más tarde, estas empiezan a alimentarse de sangre y tras pasar por varios estadíos mudan a adultos en tan sólo 5 días, si las condiciones son favorables (cálido y húmedo) el ciclo vital puede completarse en tan sólo 7 días y por tanto el crecimiento de la población parasitaria es exponencial. (Mora, 2015)

Los ácaros del género *Ornithonyssus*, la hembra adulta se alimenta de sangre antes de poner los huevos blanquecinos y pegajosos, son depositados abundantemente sobre el hospedador en número de uno a cinco después de cada toma de sangre. Los huevos eclosionan después de un día o antes, dependiendo de la temperatura y humedad, libera larvas hexápodas que no se alimentan y que mudan después de ocho o nueve días a protoninfa. Estas se alimentan de sangre

dos veces o mudan a deutoninfa, que no se alimenta pero muda al cabo de tres o cuatro días a adulto completando el ciclo en cinco a siete días en condiciones óptimas, aunque generalmente dura más tiempo. (Soulsby, 1987)

3.3.3.6 Diagnóstico

Identificación morfológica del ácaro mediante el microscopio y lesiones asentadas sobre todo en los tarsos y cara dorsal de los dedos, donde inicialmente se produce exudación hasta dar lugar a costras gruesas, que llegan a dificultar la locomoción y el picoteo en las zonas afectadas debido al prurito. (Cordero, 2002)

3.3.3.7 Tratamiento

El tratamiento se ha realizado por medio de inmersión o aspersión de acaricidas sobre el cuerpo de gallinas e instalaciones de diferentes plaguicidas entre los que se recomiendan carbaril, permetrina, cipermetrina, flumetrina, amitraz y combinaciones de fosforados con carbamatos, solución de azufre al 10%, cumafos e ivermectina con refuerzo de reconstituyentes epiteliales, se aconseja tratamiento con vitamina A en la alimentación o en inyección. (Cordero, 2002)

3.3.3.8 Profilaxis

El control de las infestaciones por ácaros en las granjas avícolas, depende casi exclusivamente de la aplicación de acaricidas químicos en forma de spray o polvo. (Sparagano, 2009)

Es aconsejable eliminar en lo posible todas las grietas y estructuras que facilitan su albergue, emplear para su limpieza agua hirviendo y aplicar acaricidas en rociados o aerosoles (Cordero, 2002)

3.4 Endoparasitosis en aves

3.4.1 Cestodos

Los cestodos en su estado adulto tienen un cuerpo aplanado dorso ventralmente, de color blanco, amarillento o gris claro, y para su estudio morfológico puede ser dividido en tres regiones:

La primera región, denominada escólex, es considerada como extremo anterior, cambia de forma y presenta órganos de fijación como ventosas, botridio y róstelo, con una o varias coronas de ganchos. Las ventosas pueden o no tener ganchos y el róstelo puede o no ser retráctil. La forma y presencia de estas estructuras es útil para la clasificación. (Quiroz, 1999)

La segunda región, denominada cuello, es la porción poco diferenciada, situada inmediatamente después del escólex: puede ser larga o corta, contiene células germinales que dan lugar de manera constante a los proglótidos, proceso conocido como estrobilación, es decir, formación del estróbilo. (Quiroz, 1999)

La tercera región está formada por los proglótidos los cuales, según su estado de desarrollo, se clasifican en inmaduros, maduros y grávidos. Estos son producidos a partir del cuello por un proceso de reproducción asexual. Conforme crece el proglótido, desarrolla uno o dos pares de órganos genitales, condición que se aprecia en los proglótidos maduros. Los proglótidos grávidos o seniles, ocupan la porción posterior del parásito, la mayoría de los órganos genitales se atrofian por la presión que ejerce el útero lleno de huevos o las cápsulas ovígeras que llegan a ocupar gran parte del proglótido grávido. Estos se desprenden para ser eliminados en las heces. (Quiroz, 1999)

3.4.1.1 *Raillietina sp.*

Familia: *Davaineidae*

Género: *Raillietina*

Los cestodos de este género poseen en el rostelo numerosos ganchos, las ventosas en número de cuatro están armadas con ganchos y poseen un par de órganos genitales en cada proglótido. Este género infectan a gallináceas, pavos y gansos en todo el mundo. Miden hasta 13 cm de largo y 1 a 3 mm de ancho, consta de una cabeza pequeña (escólex) y globosa, con numerosos ganchos y varias ventosas para prenderse a la pared intestinal, estas también dotadas de ganchos. (Coofin, 1960)

3.4.1.2 *Choanotaenia sp.*

Familia: *Dilepididae*

Género: *Choanotaenia*

El rostelo tiene ganchos, en general retráctiles, los órganos genitales son simples o dobles con abertura marginal. Este género se ubica en intestino delgado de pollos, pavos, faisanes y otras gallináceas; es cosmopolita. Alcanza 23 cm de longitud, el rostelo armado con 16-26 ganchos y proglótidos más anchos en la parte posterior. (Quiroz, 1999)

3.4.1.3 *Hymenolepis*

Familia: *Hymenolepididae*

Género: *Hymenolepis*

Son cestodos que presentan un róstelo con una sola corona de ganchos,

por lo general las ventosas están desarmadas, los poros genitales son unilaterales y rara vez dobles, los testículos en la mayor parte son tres por segmento, el útero persiste y es de aspecto de saco, los huevos están envueltos en tres membranas. Miden 30-80 mm de largo por 0.5 mm de largo. (Quiroz, 1999)

3.4.1.4 Ciclo evolutivo

Los adultos se encuentran en el intestino de las aves de corral. Por apólisis se desprenden los segmentos cargados de huevos, que son expulsados con las heces. Éstos, sólo se desarrollan si son ingeridos por el hospedador intermediario, donde se transforman en cisticercoide en un período de 20-48 días. Las aves se infectan al ingerir a su vez, moscas, escarabajos u otros hospedadores intermediarios infectados. El periodo de prepatencia es de unas 2-3 semanas. (Coofin, 1960)

3.4.1.5 Patogenia

El efecto y el grado de patogenicidad varían según las diferentes especies. Ejercen una acción traumática, producto de la penetración del escólex y parte de la porción anterior del parásito en la mucosa, causando un traumatismo generador de lesiones. Además, ejercen acción irritativa sobre la mucosa intestinal; en particular sobre las terminaciones nerviosas que explican en parte las manifestaciones nerviosas atribuidas a este cestodo.

Se ha señalado dentro de la acción expoliatriz una hipoavitaminosis B1, condición determinada por el consumo excesivo de esta vitamina por el parásito. La acción bacterífera se produce por la entrada de gérmenes en las lesiones producidas por el parásito; en algunos casos hay problemas de enteritis necrótica y en otras asociaciones con virosis como el Newcastle. (Coofin, 1960)

3.4.1.6 Diagnóstico

Debido a que las manifestaciones clínicas no son características de cestodosis, en el mejor de los casos se puede sospechar de problemas parasitarios.

El examen coprológico en forma individual o colectiva utilizando de preferencia las heces de las 24 horas, permite mediante el uso de técnicas de tamizado separar los proglótidos para su ulterior identificación microscópica. Si hay proglótidos rotos se pueden utilizar técnicas de concentración por flotación para observar al microscopio huevos o cápsulas de huevos de diferentes cestodos. (Quiroz, 1999)

El diagnóstico postmortem es el más recomendado ya que permite, mediante la necropsia, recolectar los especímenes del intestino y su posterior identificación microscópica. Es necesario examinar lo más pronto posible el contenido intestinal del ave sacrificada para fines de diagnóstico, o de lo contrario los resultados estarán alterados. (Quiroz, 1999)

3.4.1.7 Tratamiento

Se han utilizado compuestos en el tratamiento de cestodosis en aves, pues hay una diferencia de susceptibilidad según la especie de cestodo que interviene. Contra *R. cesticillus* han sido ensayados algunos compuestos del estaño; uno de los que más se utilizan es el Di-n-butildilaurato de estaño en dosis de 150 mg/kg; el Hexaclorofeno en dosis de 26 a 50 mg/kg; Diclorofeno en dosis de 725 mg/kg ó 300 mg/kg de Diclorofeno más 300 mg/kg de Fenotiacina. También se utiliza Niclosamida 50 mg/kg, Bunamidina en dosis de 25 a 400 mg/kg y Prazicuantel se usa contra estos cestodos. (UPTC, 2015)

Se debe considerar también la lucha contra los huéspedes intermediarios,

tratándose de insectos como moscas u hormigas, en donde se utilizan insecticidas sistémicos, se podrían destruir los estados larvarios en sus criaderos con medios físicos o biológicos. (UPTC, 2015)

3.4.1.8 Profilaxis

Generalmente es impracticable la eliminación de los hospedadores intermediarios mediante la utilización periódica de insecticidas, aunque su empleo debidamente controlado puede disminuir las poblaciones de los artrópodos y moluscos, reduciendo el riesgo de infección de las aves por los parásitos. El tratamiento de las aves parasitadas para eliminar los cestodos que albergan puede interrumpir el ciclo, al disminuir la tasa de infección de los hospedadores intermediarios por los huevos de los parásitos eliminados por las aves. (UPTC, 2015)

3.4.2 Nematodos

3.4.2.1 Capilariasis

Las especies del género *Capillaria* tienen un cuerpo delgado semejante a un cabello. La cutícula posee bandas bacilares en la cara dorsal, ventral o lateral. El esófago es largo, ligeramente más grueso en el extremo posterior, pueden o no tener membranas caudales o estructuras semejantes a bolsa copulatriz; la espícula siempre está presente; la bolsa de la espícula puede o no tener espinas. El ano en el macho es terminal o subterminal. La vulva se encuentra localizada al nivel distal del esófago. Las hembras son ovíparas y los huevos tienen una gruesa pared con dos opérculos o tapones en los extremos. (Quiroz, 1999)

El género contiene numerosas especies. Las especies de mayor interés que parasitan las aves son las siguientes:

Especies que se encuentran en el intestino:

- *Capillaria caudinflata*
- *Capillaria obsignata*
- *Capillaria anatis*

Especies que se encuentran en el buche y esófago:

- *Capillaria annulata*
- *Capillaria contorta*

(Rodríguez, 2004)

3.4.2.1.1 Ciclo evolutivo

El ciclo biológico para *C. contorta*, *C. obsignata* y *C. anatis* es directo. Los huevos del parásito se eliminan con las heces y se desarrollan en el ambiente externo, permaneciendo la larva en el interior del huevo y siendo infectiva en 2-3 semanas. El hospedador se infecta cuando ingiere los huevos al picotear en el suelo, sin embargo en el caso de *C. contorta* se admite que las lombrices de tierra (*Eisenia foetida* y *Allolobophora caliginosa*) pueden actuar como portadoras de los huevos infestantes e incluso que el ciclo pudiera ser directo o indirecto y las lombrices de tierra ser verdaderos hospedadores intermediarios. (Rodríguez, 2004)

El ciclo de *C. annulata* y *C. caudinflata* es indirecto, las mismas lombrices actúan de verdaderos hospedadores intermediarios. Los huevos eliminados en las heces se desarrollan hasta larvas de primer estadio en el medio ambiente en 11 – 12 días; las lombrices de tierra ingieren los huevos larvados y en ellas se alcanza el estadio infectivo, unos 9 días después de su ingestión por la lombriz, tras quedar libres de las cubiertas del huevo en el tubo digestivo de los anélidos. Una

vez que las aves se infestan al ingerir las lombrices, los vermes se desarrollan y alcanzan el estadio adulto en unas tres semanas. (Rodríguez, 2004)

3.4.2.1.2 Patogenia

Un pequeño número de vermes de cualquiera de las especies no llegan a causar problemas en las aves, por el contrario, si son muy numerosos producen un cuadro clínico grave. (Rodríguez, 2004)

Las larvas primero y luego los vermes adultos penetran en la mucosa del esófago y buche o intestino; como consecuencia la mucosa se inflama, tanto más cuanto mayor sea el número de parásitos; el epitelio se descama y aparecen puntos hemorrágicos en la mucosa. Las paredes de la mucosa y buche engruesan y su musculatura pierde tono; la mucosa se recubre de abundante mucosidad y los alimentos ingeridos permanecen detenidos en el buche o se vacían lentamente al proventrículo. Si el intestino delgado es afectado, se origina una enteritis, al principio mucosa; más tarde aparece un punteado hemorrágico y el epitelio se descama; aumentan las secreciones y disminuye la absorción intestinal, dando lugar a diarrea líquida. Si los parásitos se localizan en los ciegos, su mucosa se inflama y se produce diarrea, generalmente muy viscosa. En todos los casos se resiente el estado general de las aves y sus producciones, pierden peso y llegan a morir. (Rodríguez, 2004)

Con las especies entéricas hay adelgazamiento, diarrea con heces pastosas, viscosas y malolientes, mal estado general, anorexia y disminución del consumo de agua. Las aves pasan mucho tiempo acurrucadas en el suelo, con los ojos cerrados, el cuello doblado y la cabeza apoyada sobre el buche. (Rodríguez, 2004)

3.4.2.2 Ascarididosis

3.4.2.2.1 *Ascaridia galli*

Se encuentra en el intestino delgado de pollos, guajolotes, gallinas de guinea, codornices, faisanes, patos, gansos y otras gallináceas. Rara vez se encuentra en intestino grueso, esófago, molleja, buche, oviducto y dentro de los huevos del ave como parásitos erráticos.

La ventosa preanal tiene forma circular o elipsoidal, mide 220 micras de diámetro. Las alas caudales son estrechas, hay 10 pares de papilas caudales de las cuales tres son pedunculadas y están cerca de la ventosa, otros tres pares de papilas pedunculadas y dos sésiles están detrás del ano y dos pares más lejos. Las espículas son desiguales. Los huevos son de forma elipsoidal, miden de 75 a 80 por 45 a 50 micras. (Quiroz, 1999)

3.4.2.2.2 Patogenia

El daño causado por *A. galli* varía de acuerdo con el estado evolutivo en que se encuentra. Las larvas que penetran en la mucosa ejercen acción traumática, misma que se continúa con una acción mecánica al ejercer presión sobre los tejidos anexos; la segunda y tercera larvas que se encuentran entre los 8 y 17 días de la mucosa, aumentan de tamaño de 1 mm a 4 mm, debiendo ejercer una acción expoliatriz, histófaga y hematófaga. Las mudas y el líquido de la muda tienen una acción antigénica, así como las secreciones y excreciones que además tienen efecto tóxico. (Quiroz, 1999)

Las larvas que permanecen en el lumen y los adultos ejercen acción irritativa sobre la mucosa cuyo daño está en relación con la cantidad. Estos nematodos crecen rápidamente, ya en tres semanas pueden medir entre 3 y 12 centímetros,

situación que provoca una acción mecánica por obstrucción que de acuerdo con la edad del ave y la cantidad de gusanos, pueden obstruir el paso de los alimentos y presionan la pared intestinal; en algunos casos combinada con la acción traumática del parásito pueden perforar el intestino. Por otra parte estos nematodos se alimentan de contenido intestinal principalmente, realizan una utilización selectiva de los nutrientes provocando por ejemplo una reducción de vitamina A, así como del metabolismo del calcio. (Quiroz, 1999)

3.4.2.3 Strongyloidiasis

Las hembras de *Strongyloides avium* son partenogenéticas y se localizan en el intestino delgado y a veces en los ciegos de las aves. Las aves jóvenes afectadas, especialmente los pollos criados sobre el suelo, pueden presentar graves manifestaciones clínicas; principalmente diarrea sanguinolenta y viscosa, debilidad y adelgazamiento; que pueden conducir a la muerte. (Corderoy Vásquez, 1999)

3.4.2.3.1 Ciclo evolutivo

El ciclo vital de los miembros del género difiere del resto de los nematodos en la existencia de ciclos completamente libres o completamente parásitos, y en que pueden presentarse combinaciones de ambos. La hembra partenogenética se encuentra enterrada en la mucosa del intestino delgado, esta forma es genéticamente triploide y deposita unos huevos de cáscara fina y transparente, que salen al exterior con las heces del hospedador en el que los huevos eclosionan en el intestino, por lo tanto en las heces aparecen larvas de primer estado. Estas larvas pueden proseguir su desarrollo hasta alcanzar el tercer estado infestante (ciclo homogónico) o transformarse en machos y hembras libres que producirán posteriormente larvas infestantes (ciclo heterogónico). Cuando las condiciones ambientales son adecuadas predomina el ciclo heterogónico, pero si no son favorables es el ciclo homogónico el predominante. (Soulsby, 1987)

En el ciclo heterogéneo las larvas de primer estado se transforman rápidamente, de tal forma que en 48 horas ya son machos y hembras sexualmente maduros. Tras la cópula; la hembra produce huevos que eclosionarán a las pocas horas y por metamorfosis se convierten en larvas infectantes. Cada hembra libre da origen a una sola generación de larvas; la cópula puede repetirse varias veces; y se producen unos 35 huevos tras cada apareamiento, un total de unos 180 huevos por gusano. (Soulsby, 1987)

En el ciclo homogónico, la larva de primer estado sufre una rápida metamorfosis hasta convertirse en larva infectante, en este proceso se invierte menos de 24 horas a 27°C. (Soulsby, 1987)

3.4.2.4 Heterakidosis

Heterakis gallinarum se encuentra en el ciego de los pollos, pavos, gallinas de guinea, faisanes, codornices, gansos y otras aves silvestres. El macho mide de 4 a 13 mm y la hembra de 8 a 15 mm, los huevos son de forma elipsoidal y miden de 63 a 75 por 38 a 48 micras. Es cosmopolita. (Quiroz, 1999)

3.4.2.4.1 Ciclo evolutivo

El ciclo evolutivo es directo, los huevos salen con las heces; estos tienen una sola célula. En el suelo se ofrecen condiciones favorables de temperatura y humedad, y la larva se desarrolla en 12 a 15 días; el huevo con la segunda larva es la fase infectante y las aves se infestan por ingestión. Las larvas eclosionan en el buche y molleja, la mayoría en el intestino delgado, luego migran al ciego en donde algunas invaden la mucosa y pasan al tejido linfático; otras permanecen en las criptas, luego regresan al lumen. (Quiroz, 1999)

3.4.2.4.2 Patogenia

Ejercen acción traumática e irritativa en la mucosa cecal, ya que las larvas permanecen en dicha mucosa varios días, en donde en forma paralela ejercen acción expoliatriz al alimentarse con tejido y exudados tisulares. Lo más importante de *H. gallinarum* es su papel como vector de *Histomonas meleagridis*, cuando las larvas penetran la mucosa intestinal, llevan junto con ellas al protozoo. En general las lesiones son discretas y se traducen a un ligero engrosamiento de la pared del ciego con equimosis. (Quiroz, 1999)

3.4.2.5 Diagnóstico

Generalmente se establece en la necropsia, examinando los órganos en los que se localizan los parásitos. Mediante análisis coprológico pueden encontrarse los huevos de forma característica y mediante recuentos se puede juzgar la importancia de la parasitación. (Quiroz, 1999)

3.4.2.6 Tratamiento

Los compuestos de piperacina son muy eficaces contra las infestaciones por *Capillaria*, pueden usarse diversas sales que se administran con el alimento o el agua de bebida. La fenotiacina es de efectos variables, y deben usarse dosis superiores a 2,200 mg/kg, se usa frecuentemente asociada con piperacina para el control conjunto de *Heterakis*, *Ascaridia* y *Capillaria*. El mebendazol, tetramizol, el haloxón, Tiabendazol, Levamisol, Fenbendazol son también eficaces contra *Capillaria*. (Rodríguez, 2004)

La higromicina B se ha utilizado contra *Ascaridia* en dosis de 8 a 10 gramos por tonelada. La metridina en dosis de 200 mg/kg por vía subcutánea. El febantel

actúa en dosis de 5 a 7.5 mg/kg; y avermectin en dosis de 0.005 mg/kg. (Quiroz, 1999)

Antihelmínticos en el agua de bebida, del grupo de derivados del benzimidazol, indicados en la ascaridiosis, pueden dar buen resultado. (Kaufmann, 1996).

3.4.2.7 Profilaxis

El control y la profilaxis tienen como base una buena higiene. Cuando la parvada se encuentra parasitada, además del tratamiento quimioterapéutico, debe considerarse la contaminación de la cama y los pisos. Los rayos directos del sol y la deshidratación matan a los huevos, por lo tanto, es necesario combinar estas condiciones según las posibilidades particulares de la explotación así como la época del año. (Quiroz, 1999)

3.5 Técnicas para la observación de Helminthos Gastrointestinales y Ectoparásitos

3.5.1 Método de flotación

La prueba simple de flotación, es una prueba cualitativa y cuantitativa para la detección de huevos de nematodos y cestodos. Es un método útil en estudios preliminares para establecer qué tipo de parásitos están presentes. Los huevos son separados del material fecal y concentrados en un fluido de flotación con una gravedad específica apropiada.

Para realizar este método se utilizan soluciones sobresaturadas de azúcar, cloruro de sodio, sulfato de zinc y otras, en diferentes concentraciones. (Figuerola y Rodríguez, 2007)

3.5.1.1 Solución sobresaturada de azúcar

Se deposita 1,280 gramos de azúcar y 1,000 cc de agua en un recipiente de peltre o de aluminio, se calienta a una temperatura media agitando la solución con una varilla de vidrio o una paleta de madera, hasta que se disuelva completamente, evitando que hierva. Cuando la mezcla comienza a desprender vapores, se retira de la fuente de calor. Se deja enfriar al medio ambiente y se agrega 10 cc de formol al 10%. (Figueroa y Rodríguez, 2007)

3.5.1.2 Técnica

Se colocan 2 gramos de heces y 15 cc de la solución sobresaturada de azúcar, se homogeniza con un mango de mortero hasta lograr una mezcla adecuada. Tamizar con un colador dentro de un beacker pequeño.

Luego se coloca el filtrado en un tubo pequeño de 10 cc de fondo plano, llenándolo minuciosamente hasta el borde, se coloca un cubreobjetos encima y se dejará reposar 15 minutos.

Transcurridos los 15 minutos, se pone el cubreobjetos en un portaobjetos y se procede a observar la muestra en el microscopio haciendo uso del objetivo 10x. La lectura se realiza observando la muestra en zigzag, identificando los huevos de parásitos y realizar el conteo. (Figueroa y Rodríguez, 2007).

3.5.1.3 Interpretación

Se dice que es un método cualitativo y cuantitativo porque se pueden identificar las especies parasitarias y determinar el grado de infestación.

Cuadro No. 1 Lectura de la Interpretación

1-5 huevos por campo	+ (una cruz)	Infestación leve
6-10 huevos por campo	++ (dos cruces)	Infestación moderada
11-15 huevos por campo	+++ (tres cruces)	Infestación grave
16 o más huevos por campo	++++ (cuatro cruces)	Infestación potencialmente mortal

Fuente: (Figueroa y Rodríguez, 2007)

3.5.2 Observación macroscópica

Los ectoparásitos se colectan del cuerpo del ave utilizando pinzas y deben ser colocados en tubos de ensayo con formol al 2% para su preservación y posterior análisis, los frascos deben ir debidamente rotulados por cada huésped. El aislamiento de los ectoparásitos puede llevarse a cabo de las diferentes regiones del cuerpo del ave: cabeza, cuello, alas, debajo de las alas, pechuga y patas, tanto de las plumas como de la piel. (Nelly, Martínez, Yolexi, Inicarte y Meléndez, 2001)

La morfología puede ser estudiada bajo microscopio de luz ordinaria a diferentes aumentos y utilizando un microscopio estereoscopio. (Nelly et al., 2001)

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Materiales

4.1.1 Recursos humanos

- Estudiante investigador
- Médicos Veterinarios Asesores
- Trabajadores de las granjas avícolas a estudiar

4.1.2 Recursos de campo

- Vehículo
- Cámara digital
- Bolsas plásticas para recolección de muestras
- Viales de plástico
- Marcador para identificar muestras
- Hielera
- Hielo seco
- Formol 2%
- Frascos
- Libreta de apuntes
- Lapicero
- Computadora
- Impresora
- Pinzas de disección y tijeras
- Guantes de látex
- Bisturí

4.1.3 Recursos de laboratorio

- Solución sobresaturada de azúcar
- Beacker
- Mortero
- Colador
- Cubre objetos
- Porta objetos
- Microscopio

4.1.4 Recursos biológicos

- Aves de postura
- Muestras a evaluar: heces y plumas de las aves

4.1.5 Centros de referencia

- Biblioteca de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, USAC.
- Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, USAC.
- Internet.

4.2 Metodología

4.2.1 Área de estudio

4.2.1.1 San Marcos

Se encuentra situado en la región suroccidental del país, tiene una extensión territorial de 3,791 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente

905,116 personas. Cuenta con 30 municipios y su cabecera departamental es San Marcos. Su temperatura habitual es templada. (Wikiguate, 2015)

Al departamento de San Marcos lo atraviesa la Sierra Madre, por lo que todas las tierras cercanas al norte son quebradas. Las situadas hacia el sur son casi planas, por lo que el clima es templado en el norte y cálido en el sur. Esta variedad de climas se observa debido a las diferencias de alturas, las cuales varían entre los 3,200 metros sobre el nivel del mar en Ixchiguán y los 3.71 metros en Ocós. (Wikiguate. 2015)

4.2.1.2 Retalhuleu

Departamento situado en la región suroccidental del país. Tiene una extensión territorial de 1,856 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente 273,328 personas. Cuenta con nueve municipios y su cabecera departamental es el municipio de Retalhuleu. Su temperatura habitual es cálida. (Wikiguate, 2015)

Su topografía es bastante quebrada, pues sus alturas varían entre los 614 metros sobre el nivel del mar hasta llegar a los cinco metros en Champerico, por lo que su clima en general es más cálido que templado. (Wikiguate, 2015)

4.2.1.3 Suchitepéquez

Está situado en la región sur occidental del país. Tiene una extensión territorial de 2,510 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente 464,304 personas, cuenta con 20 municipios y su cabecera es Mazatenango. La temperatura habitual es cálida. (Wikiguate, 2015).

El terreno de Suchitepéquez es quebrado, su altura máxima es de 960 me-

tros sobre el nivel del mar en Pueblo Nuevo, baja en Río Bravo a 151 metros y llega al litoral del Océano Pacífico, donde sus terrenos son casi planos, lo que hace que su clima sea generalmente caliente. (Wikiguate, 2015).

4.2.1.4 Escuintla

Departamento situado en la región sur del país. Tiene una extensión territorial de 24,384 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente 610,731 personas. Cuenta con 13 municipios y su cabecera es el municipio de Escuintla. La temperatura habitual es cálido tropical. (Wikiguate, 2015)

Su topografía es bastante variada, destacándose un grupo volcánico y varios cerros de importancia, lo que hace que la altura de los municipios varíe entre los 1,680 metros sobre el nivel del mar en San Vicente Pacaya y los 198 metros en el Puerto de San José. (Wikiguate, 2015)

4.2.1.5 Santa Rosa

Santa Rosa se encuentra situado en la región sureste del país. Tiene una extensión territorial de 2,955 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente 332,724 personas. Cuenta con 14 municipios y su cabecera departamental es Cuilapa. (Wikiguate, 2015).

Su terreno es quebrado, sus alturas varían entre los 1,330 metros sobre el nivel del mar en San Rafael Las Flores y los 214 en Taxisco. Su clima también es variado, desde el frío en las montañas de la Soledad hasta el calor de la costa del Pacífico, pero en general es templado. (Wikiguate, 2015)

4.2.1.6 Jutiapa

Este departamento se encuentra en la región suroriental del país. Tiene una extensión territorial de 3,219 kilómetros cuadrados y su población es de aproximadamente 426,497 personas. Cuenta con 17 municipios y su cabecera departamental es Jutiapa. Su temperatura habitual es cálida a templada. (Wikiguate, 2015)

El territorio jutiapaneco es quebrado, montañoso y volcánico, y aunque su clima es en general templado, hay zonas de tierra caliente y algunos municipios del clima frío, pues sus alturas oscilan entre los 906 a 1,233 metros sobre el nivel del mar en Conguaco y los 407 en Asunción Mita. (Wikiguate, 2015).

4.2.2 Diseño del estudio

La investigación es de tipo descriptivo de corte transversal para estimar proporciones.

4.2.3 Muestreo

Mediante el método estadístico de muestreo de proporciones finitas se obtuvo una muestra del total de la población de aves para cada departamento. La muestra se distribuyó dentro del número total de granjas de aves de postura.

Muestreo de poblaciones finitas:

$$n_{\text{opt.}} = \frac{Z^2 \times N \times p \times q}{(N - 1) \times E^2 + Z^2 \times p \times q}$$

- Distribución de muestras por departamento

Cuadro No. 2 San Marcos

San Marcos	
Población	164065
Muestras	
Heces	383
Plumas	383
No. Granjas	12

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 3 Retalhuleu

Retalhuleu	
Población	283300
Muestras	
Heces	384
Plumas	384
No. Granjas	5

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 4 Suchitepéquez

Suchitepéquez	
Población	97642
Muestras	
Heces	382
Plumas	382
No. granjas	5

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 5 Escuintla

Escuintla	
Población	647693
Muestras	
Heces	385
Plumas	385
No. granjas	15

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 6 Jutiapa

Jutiapa	
Población	35955
Muestras	
Heces	380
Plumas	380
No. Granjas	6

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 7 Santa Rosa

Santa Rosa	
Población	1184991
Muestras	
Heces	385
Plumas	385
No. Granjas	7

Fuente: Elaboración propia

4.2.4 Recolección de muestras

Las muestras de heces de las aves que se evaluaron, se recolectaron directamente de la cama, luego se colocaron en bolsas de nylon y se transportaron en una hielera con la finalidad de mantenerlas a una temperatura considerable y en buen estado para su observación en el laboratorio.

Las muestras de materia fecal se utilizan para identificar la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves seleccionadas. La materia fecal se procesa utilizando el método de flotación con el propósito de identificar huevos de parásitos presentes en cada una de las muestras recogidas.

Para la recolección de muestras de ectoparásitos, a cada ave se le realizó una revisión minuciosa de la condición del plumaje y de la presencia de ectoparásitos, levantando las plumas de las diferentes zonas del cuerpo. Adicionalmente se observó el cálamo, raquis y las bárbulas de las plumas de la cabeza, cuerpo, alas y cola. Los artrópodos ectoparásitos encontrados se colectaron con pinzas de disección, para ser colocados en recipientes con formol al 2%, para luego ser transportados al laboratorio para su identificación. Los artrópodos se identificaron con ayuda del microscopio y estereoscopio.

Se realizaron necropsias a las aves, producto de la mortalidad diaria de la granja, se inspeccionaron externamente y luego se observó la parte interna del ave, haciendo más énfasis en el tracto gastrointestinal para la obtención de muestras de endoparásitos, al encontrar helmintos en el lumen intestinal, se procedió a tomarlos con una pinza de disección y colocarlos en frascos con formol al 2% debidamente identificados, para ser transportadas al laboratorio de la Facultad de Medicina Veterinaria para su posterior observación e identificación.

4.3 Análisis estadístico

Para la determinación de la prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en aves de postura de las regiones en estudio se tomaron en cuenta diversas variables, las cuales pueden alterar el resultado de la muestra en cuanto a si es positivo o negativo a la presencia de algún parásito, lo cual afecta directamente en la prevalencia del mismo. Las variables evaluadas fueron:

Variables naturales

- Clima
- Altura
- Humedad
- Temperatura

Variables de manejo

- Uso de fármacos desparasitantes
- Frecuencia de desparasitación
- Presencia de bioseguridad contra aves silvestres
- Actividades de limpieza y desinfección de las instalaciones

La estimación de la prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales se realizó por medio de la siguiente fórmula:

$$P = \frac{CT}{N} \times 100$$

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 San Marcos

Cuadro No. 8 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de San Marcos

Piojos	Positivos	Prevalencia
<i>Goniodes gigas</i>	45	18%
<i>Lipeurus caponis</i>	1	0.4%
<i>Menacanthus stramineus</i>	13	5%
Pulgas		
<i>Echidnophaga gallinacea</i>	5	2%
TOTAL	64	26%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro no. 9 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de San Marcos

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	70	28.57%
<i>Capillaria sp.</i>	34	13.87%
Cestodos		
<i>Raillietina sp.</i>	4	11%
Total	108	53.44%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 10 Principales factores identificados en las granjas del departamento de San Marcos

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	7	58
Cemento	5	42
Galpón		
Tecnificado	0	0
Convencional	12	100
Desparasitación		
Endoparásitos	4	33
Ectoparásitos	3	25
Bioseguridad		
Pediluvios	2	17
Malla	2	17
Limpieza y Desinfección	2	17
Aspersión	0	0
Control de plagas		
Roedores	0	0
Aves silvestres	0	0

Fuente: Elaboración propia

5.2 Retalhuleu

Cuadro No.11 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Retalhuleu

Ácaros	Positivos	Prevalencia
<i>Dermanyssus gallinae</i>	21	8.75%
TOTAL	21	8.75%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No.12 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Retalhuleu

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	40	16.6%
Cestodos		
<i>Raillietina sp.</i>	1	7%
Total	41	23.6%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 13 Principales factores identificados en las granjas del departamento de Retalhuleu

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	5	100
Cemento	0	0
Ambos	0	0
Galpón		0
Tecnificado	0	0
Convencional	5	100
Desparasitación		
Endoparásitos	5	100
Ectoparásitos	0	0
Bioseguridad		
Limpieza y Desinfección	1	20
Pediluvios	0	0
Malla	5	100
Desinfección de Personal	1	20
Control de Plagas		
Roedores	0	0
Aves Silvestres	0	0

Fuente: Elaboración propia

5.3 Suchitepéquez

Cuadro No. 14 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Suchitepéquez

Piojos	Positivos	Prevalencia
<i>Menopon gallinae</i>	41	11%
Ácaros	Positivos	
<i>Dermanyssus gallinae</i>	180	47%
TOTAL	221	58%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 15 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Suchitepéquez

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	254	66%
Cestodos		
<i>Raillietina sp.</i>	1	7%
TOTAL	255	73%

Fuente: Elaboración propia

**Cuadro No. 16 Principales factores identificados en las granjas del
departamento de Suchitepéquez**

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	1	20%
Cemento	4	80%
Ambos	0	0
Galpón		
Tecnificado	3	60%
Convencional	2	40%
Desparasitación		
Endoparásitos	2	40%
Ectoparásitos	2	40%
Bioseguridad		
Limpieza y Desinfección	1	20%
Pediluvios	2	40%
Malla	2	40%
Desinfección de Personal	1	20%
Control de Plagas		
Roedores	2	40%
Aves Silvestres	2	40%

Fuente: Elaboración propia

5.4 Escuintla

Cuadro No. 17 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Escuintla

Piojos	Positivos	Prevalencia
<i>Menopon gallinae</i>	82	21.3%
<i>Menacanthus stramineus</i>	2	0.52%
<i>Lipeurus caponis</i>	5	1.29%
<i>Goniodes gigas</i>	27	7.01%
Ácaros		
<i>Dermanyssus gallinae</i>	49	12.73%
<i>Cnemidocoptes mutans</i>	1	0.26%
TOTAL	166	43.11%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 18 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Escuintla

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	115	29.87%
<i>Strongyloides avium</i>	4	1.04%
<i>Heterakis gallinarum</i>	2	0.52%
Cestodos		
<i>Raillietina sp.</i>	6	13%
TOTAL	127	44.43%

Fuente: Elaboración propia

**Cuadro No. 19 Principales factores identificados en las granjas del
departamento de Escuintla**

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	9	60%
Cemento	6	40%
Ambos	1	7%
Galpón		
Tecnificado	5	33%
Convencional	11	73%
Desparasitación		
Endoparásitos	12	80%
Ectoparásitos	11	73%
Bioseguridad		
Limpieza y Desinfección	7	47%
Pediluvios	7	47%
Malla	7	47%
Desinfección de Personal	8	53%
Control de Plagas		
Roedores	3	20%
Aves Silvestres	7	47%

Fuente: Elaboración propia

5.5 Santa Rosa

Cuadro No. 20 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Santa Rosa

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Dermanyssus gallinae</i>	266	69.09%
TOTAL	266	69.09%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 21 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Santa Rosa

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	185	48.05%
<i>Heterakis gallinarum</i>	94	24.40%
Cestodos	Positivos	Prevalencia
<i>Railletina sp.</i>	4	19.%
TOTAL	283	91.45%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 22 Principales factores identificados en las granjas del departamento de Santa Rosa

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	2	28%
Cemento	7	100%
Ambos	2	28%
Galpón		
Tecnificado	1	14%
Convencional	7	100%
Ambos	1	14%
Desparasitación		
Endoparásitos	12	86%
Ectoparásitos	11	71%
Bioseguridad		
Limpieza y Desinfección	7	100%
Pediluvios	7	57%
Malla	7	100%
Desinfección de Personal	8	43%
Control de Plagas		
Roedores	7	100%
Aves Silvestres	1	14%

Fuente: Elaboración propia

5.6 Jutiapa

Cuadro No. 23 Prevalencia de Ectoparásitos en el departamento de Jutiapa

Piojos	Positivos	Prevalencia
<i>Menacanthus stramineus</i>	13	3.42%
<i>Goniocotes gallinae</i>	77	20.26%
Ácaros		
<i>Dermanyssus gallinae</i>	93	24.22%
TOTAL POSITIVOS	183	47.9%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 24 Prevalencia de Helmintos Gastrointestinales en el departamento de Jutiapa

Nematodos	Positivos	Prevalencia
<i>Ascaridia galli</i>	72	18.95 %
Cestodos		
<i>Raillietina sp.</i>	2	11%
Total	74	29.95%

Fuente: Elaboración propia

Cuadro No. 25 Principales factores identificados en las granjas del departamento de Jutiapa

FACTOR	No. Granjas	%
Piso		
Tierra	5	83%
Cemento	0	17%
Ambos	0	0%
Galpón		
Tecnificado	0	0%
Convencional	6	100%
Desparasitación		
Endoparásitos	6	100%
Ectoparásitos	4	67%
Bioseguridad		
Limpieza y Desinfección	2	33%
Pediluvios	2	33%
Malla	3	50%
Desinfección de Personal	1	17%
Control de Plagas		
Roedores	0	0%
Aves Silvestres	2	50%

Fuente: Elaboración propia

5.7 San Marcos

En el departamento de San Marcos se muestrearon un total de 12 granjas de gallinas ponedoras de sistemas semi-intensivos ubicadas en los distintos municipios del departamento.

De estas granjas, se recolectó un total de 245 muestras de heces y 245 muestras de plumas. Así mismo se realizaron 36 necropsias en las diferentes granjas muestreadas.

De las 245 muestras recolectadas, 104 muestras fueron positivas a la presencia de nematodos. De éstas, 70 muestras presentaron *Ascaridia galli* y 34 evidenciaban *Capillaria* sp. Dando una prevalencia del 28.57% y 13.87% respectivamente.

La prevalencia de cestodos en este departamento fue del 11%, ya que de 36 necropsias realizadas, 4 fueron positivas a *Railletina* sp. La prevalencia total de helmintos gastrointestinales en el departamento de San Marcos fue del 53.44%

Se colectó un total de 245 plumas, de las cuales se evidenciaron ectoparásitos en 64 de ellas. Dando como resultado una prevalencia del 26%.

La prevalencia de ectoparasitosis en el departamento de San Marcos se encuentra dividida de la siguiente manera:

- *Goniodes gigas* 18%
- *Lipeurus caponis* 0.4%
- *Menacanthus stramineus* 5%
- *Echidnophaga gallinacea* 2%

De 12 granjas muestreadas, el 58% de las mismas presentaban piso de tierra y el 100% de ellas eran de tipo galpón convencional. Acerca de la desparasitación, tanto para endoparásitos como para ectoparásitos, menos de la mitad del total de granjas muestreadas manejan esta práctica (33% y 25% respectivamente).

Únicamente 2 granjas visitadas tenían pediluvios, malla, y practicaban una frecuente limpieza y desinfección en los galpones.

Con respecto a los resultados obtenidos de helmintos gastrointestinales, se observó mayor presencia de *Ascaridia galli* en 3 de las granjas muestreadas.

Los factores en común entre estas granjas para aumentar la presencia de éste helminto son los siguientes:

- Ausencia de bioseguridad (ausencia de pediluvios, prácticas de limpieza y desinfección, ausencia de mallas)
- Presencia de aves silvestres dentro de los galpones
- Falta de higiene en las instalaciones
- Pisos de tierra

Según la literatura, el piso de tierra favorece el contagio de este parásito, el cual se hace al momento que las aves ingieren heces contaminadas con huevos desarrollados con larva infectiva al picotear el suelo o ingerir lombrices que actúan como portadoras u hospedadoras intermediarias. (Rodríguez, 2004)

Las aves positivas a especímenes de *Railletina sp.*, se encontraban en galpones cuyas instalaciones permitían el ingreso de aves silvestres e incluso de gallinas de traspatio, citando a Coofin (1960), la presencia de estas aves, facilita la

transmisión de este cestodo, ya que son éstas aves las que actúan como portadoras del mismo.

De los ectoparásitos encontrados en el departamento de San Marcos, el de mayor prevalencia fue *Goniodes gigas*. La granja en la que mayor cantidad de muestras positivas a este parásito había, tenía las características de tener a las aves en jaula, factor que favorecía el contacto entre ellas, facilitando la transmisión de ectoparásitos. (Salgado, 2009)

Se tuvo acceso a la granja que presentaba problemas con *Goniodes gigas*, y se pudo evidenciar que el lote de aves mayormente parasitadas eran aves viejas con baja condición corporal y plumaje dañado. Citando a Quiroz (1999), estas características evidencian la infestación por pijos.

En una sola granja muestreada de San Marcos, hubo presencia de pulgas. La especie encontrada fue *Echidnophaga gallinacea*. En las instalaciones de la granja afectada no existía una correcta desinfección al momento de vaciar cada galpón, por lo que las hembras al poner huevos, estos disponían de suficiente materia orgánica (como materia fecal o sangre) para su alimentación y desarrollo. (Quiroz, 1999)

Sin una desinfección adecuada y vacío sanitario necesario en las instalaciones en donde se encontró esta especie de pulga, los huevos de la misma tienen el tiempo y el ambiente adecuado para su desarrollo; el cual según la literatura, se cumple aproximadamente a los 5 días después de su oviposición. Al cumplir este tiempo, ya existe presencia de larvas capaces de seguir el desarrollo y dar como resultado nuevas pulgas adultas. (Quiroz, 1999)

5.8 Retalhuleu

En el departamento de Retalhuleu se recolectaron un total de 240 muestras de heces y 240 muestras de plumas en 5 granjas diferentes ubicadas en los diferentes municipios del departamento, se realizaron un total de 15 necropsias.

Del total de muestras, 40 dieron resultado positivo a la presencia de *Ascaridia galli*, con una prevalencia del 16.6% de este parásito para el departamento. De 240 muestras de pluma para la detección de ectoparásitos, 21 de ellas dieron resultado positivo a *Dermanyssus gallinae*, estableciendo una prevalencia del 8.75% para el departamento de Retalhuleu a *Dermanyssus gallinae*. De 15 necropsias realizadas, 1 de ellas dio resultado positivo a *Railletina sp.*, lo que da una prevalencia de 7% para el departamento.

La prevalencia de endoparásitos es de 23.6 % y la prevalencia de ectoparásitos es de 8.75% para el departamento de Retalhuleu en el año 2015.

De cinco granjas muestreadas, el 100% de ellas contaba con piso de tierra en un galpón convencional; todas ellas realizan desparasitación contra parásitos internos y ninguna de ellas realiza desparasitación contra ectoparásitos.

El 20% de las granjas cuenta con método de limpieza y desinfección de galpones así como una desinfección de personal, sin embargo el 100% de las granjas cuenta con malla como medidas de bioseguridad. Un cero por ciento de las granjas cuenta con sistemas de control de roedores.

Según la literatura los resultados positivos a *Ascaridia galli* están relacionados al tipo de manejo de las instalaciones de las granjas, ya que estas instalaciones cuentan con suelo de tierra lo cual favorece y da las condiciones ideales para completar el ciclo de vida del parásito, el cual es un ciclo heterogéneo, en el cual

las larvas de primer estado se transforman rápidamente, desarrollando adultos sexualmente maduros, liberando los huevos tras 48 horas luego de la cópula, que en pocas horas se convierten en larvas infectantes.

La ausencia de nidos, la anidación de las aves en la tierra y la falta de registros de manejo profiláctico, son los principales factores observados que pueden favorecer la permanencia del parásito en las granjas positivas a *Ascaridia galli*. (Soulsby, 1987)

Según Cordero, 2002, los resultados positivos a *Dermanyssus gallinae* están relacionados al uso de nidos de madera, los cuales favorecen la vida de las larvas dentro de las grietas, así como la manutención del parásito a costa del material vitelino de los huevos, por lo que no es necesario que parasite al ave hasta el estadio de ninfa cuando se alimentan directamente de la sangre de las aves. En las granjas evaluadas no se evidencia fumigación o algún otro manejo sanitario al momento de llevar a cabo un vacío de galera.

La presencia de aves silvestres en las instalaciones favorecen el transporte de agentes patógenos y un estrés adicional a las aves productoras, lo que favorece la presencia y la permanencia de *Dermanyssus gallinae*. (Cordero, 2002)

5.9 Suchitepéquez

En el departamento de Suchitepéquez se recolectaron un total de 382 muestras de heces y 382 muestras de plumas, las cuales fueron distribuidas proporcionalmente en cinco granjas de sistemas semi-intensivos ubicadas en diferentes municipios del departamento. Se realizaron en total 15 necropsias, tres por granja evaluada.

Los resultados obtenidos para helmintos gastrointestinales fueron; mediante

el método de flotación 254 muestras positivas para el nematodo *Ascaridia galli* representando el 66% de prevalencia, y mediante la realización de necropsias se encontró una muestra positiva al cestodo *Raillietina sp.*, representando el 7% de prevalencia. Mediante la evaluación macroscópica de plumas se encontraron 180 muestras positivas para el ácaro *Dermanyssus gallinae* con 47% y 41 muestras para el piojo *Menopon gallinae* con el 11%.

La prevalencia de endoparásitos encontrada en el departamento fue del 66% para *Ascaridia galli* y 7% para *Raillietina sp.*

La prevalencia de ectoparásitos encontrada fue del 47% para *Dermanyssus gallinae* y 11% para *Menopon gallinae*.

Según Quiroz (1999) son varios los factores que se asocian con la presencia de *Ascaridia galli*, encontrándose dentro de estos las condiciones climáticas, una temperatura alta y una humedad mayor al 60%, las que favorecen el desarrollo de los huevecillos para que el nematodo continúe con el ciclo. Durante la recolección de muestras se monitoreó la temperatura y humedad, las que se mantuvieron constantes en las cinco granjas visitadas, con 32°C y 66% respectivamente.

La prevalencia alta de *Dermanyssus gallinae* (47%) en Suchitepéquez, se ve asociada también a las características climáticas que favorecen su desarrollo. Las características de las instalaciones convencionales con que cuentan las granjas evaluadas favorecen la permanencia de estos ácaros, ya que ofrecen muchos escondites para los ácaros; rejas, nidos de madera, pisos de tierra, pisos de cemento con grietas, las paredes de maderas con grietas y las cadenas de transporte, por lo tanto una medida para reducir o controlar las poblaciones de ácaros, es considerar las instalaciones modernas.

Los piojos mordedores constituyen un grupo de ectoparásitos de importancia

económica para las granjas avícolas, la prevalencia de *Menopon gallinae* fue de 11%; este es un parásito cuyo desarrollo varía según el estado evolutivo y generalmente el ciclo de vida se completa en 30 días. Tres de las granjas no utilizan ningún método de control para ectoparásitos, las cuales fueron encontradas positivas al piojo, también se debe considerar las malas prácticas de limpieza y desinfección que se realizan en estas granjas, las cuales se realizaban al final de cada ciclo reproductivo, no contaban con pediluvios a la entrada de cada galpón y tampoco con personas específicas para el manejo de cada uno.

Los resultados para los factores evaluados en cada granja fueron; Piso de tierra 20%, piso de cemento 80%, control para endoparásitos 40%, control para ectoparásitos 40%, métodos para el control de plagas 40%, métodos de limpieza y desinfección 20%, pediluvios hábiles en cada galpón 40%, uso de malla en cada galpón 40% y desinfección del personal 20%.

El uso de planes profilácticos y de control antiparasitarios es una medida necesaria para el control de endoparásitos y ectoparásitos, la ausencia de drogas antiparasitarias evidencia un impacto significativo para las parasitosis dentro de las granjas. De las cinco granjas estudiadas dos implementan planes de desparasitación, utilizan antihelmínticos de la familia de benzimidazoles, y solamente una granja se encontró negativa a helmintos gastrointestinales.

Una de las cinco granjas ejecuta métodos de limpieza y desinfección de los galpones, realizándolo cada tres meses, mientras que el resto de las granjas realiza este procedimiento al final de cada ciclo reproductivo. La limpieza y desinfección de los galpones y jaulas juega un papel muy relevante al disminuir la probabilidad de parasitosis en los galpones, a pesar de que estas prácticas son parte de las medidas de bioseguridad necesarias para mantener a las parvadas sanas, se debe tomar en cuenta que la eficacia de estos procedimientos dependen del principio activo del producto utilizado, del buen empleo del producto, la

susceptibilidad de los microorganismos a la sustancia y de la frecuencia con que se realice.

Con respecto a las medidas de control de plagas como aves silvestres, roedores, moscas y cucarachas, dos granjas hacen uso de algún método, entre estos se encuentra el uso de malla perimetral en el galpón, la limpieza de los alrededores de los galpones cortando la maleza y uso de químicos contra roedores y moscas, evitar la presencia de estas plagas dentro de los galpones contribuye a disminuir los casos de presencia de helmintos gastrointestinales y ectoparásitos, ya que estas fungen como reservorios de parásitos.

5.10 Escuintla

En el departamento de Escuintla se muestrearon un total de quince granjas de gallinas ponedoras de sistemas semi-intensivos ubicadas en los distintos municipios del departamento, se obtuvo en total 385 muestras de heces y 385 muestras de plumas.

De las 15 granjas muestreadas el 80% se encontraron positivas a infestación de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales.

De las 385 muestras obtenidas, del total de plumas mediante la observación macroscópica, 166 (43.11%) muestras resultaron positivas a infestación por distintos tipos de ectoparásitos y de las 385 muestras tomadas de heces, mediante el método de flotación, 121 (31.43%) muestras dieron resultado positivas a nematodos, y mediante 45 necropsias realizadas en el departamento, 6 (13%) dieron resultado positivo a Cestodos.

En el estudio realizado se puede observar que los ectoparásitos del departamento de Escuintla de mayor a menor prevalencia son: *Menopon gallinae*

21.3%, *Dermanissus gallinae* 12.73%, *Goniodes gigas* 7.01%, *Lipeurus caponis* 1.29%, *Mencanthus stramineus* 0.52%, *Cnemidocoptes mutans* 0.26%.

Los helmintos gastrointestinales encontrados de mayor a menor prevalencia son: *Ascaridia galli* 29.87%, *Raillietina sp.* 13%, *Strongyloides avium* 1.04% y *Heterakis gallinarum* 0.52%.

El porcentaje de granjas que contaban con factores de bioseguridad y manejo identificados que influyen sobre la presencia y prevalencia de los ectoparásitos y helmintos gastrointestinales tipificados en el departamento fueron; suelo de tierra 60%, suelo de cemento 40%, ambos tipos de suelo el 7%, galpón tecnificado el 33% y galpón convencional el 73%, desparasitación antihelmínticos 80%, desparasitación ectoparásitos 73%, limpieza y desinfección 47%, pediluvios 47%, malla 47% , desinfección al personal 53%, control de plagas roedores 20% y control de aves silvestres el 47%.

Estudios realizados en Centro América han tenido como resultado que el Nematodo *Ascaridia galli* es el helminto que presenta una mayor incidencia (Pardo, 2002) esto puede atribuirse a la ausencia de planes profilácticos, ya que de las granjas evaluadas en el departamento el 80% contaban con registros de desparasitación, el otro 20% no contaban con historia de planes profilácticos. Otro factor puede atribuirse a la mala dosificación de los desparasitantes, ya que no existen estudios en donde se reporte que *Ascaridia galli* presente resistencia por antihelmínticos.

La presencia de los helmintos gastrointestinales en las granjas del departamento, puede estar relacionada a las condiciones internas y externas de las instalaciones, ya que la mayoría de los galpones contaba con suelo de tierra (60%), lo cual según la literatura es un factor significativo, ya que las aves escarban en la tierra en busca de invertebrados (lombrices de tierra, insectos), los

cuales cumplen el papel de hospedadores intermediarios en el ciclo evolutivo del endoparásito (Quiroz, 1999). Externamente estaban rodeados de ambientes característicos para la proliferación de insectos como hormigas, moscas y cucarachas que cumplen la función de hospederos intermediarios y vectores del parásito, lo cual va a permitir que se complete el ciclo biológico del mismo (Coofin, 1960), permitiendo así la presencia del cestodo y nematodos encontrados en las aves de las granjas evaluadas.

Un alto porcentaje (53%) de granjas poseen un deficiente control de plagas, ya que se podían observar aves silvestres y roedores dentro de los galpones, los cuales juegan un papel importante con la presencia de parásitos dentro de una granja, ya que sirven como transmisores de los mismos.

Las instalaciones en la mayoría de las granjas eran favorables para que los ectoparásitos de mayor prevalencia como el ácaro *Dermanyssus gallinarum* y piojo *Menopon gallinae*, puedan completar su ciclo de vida, tales como una cama húmeda, el clima cálido en la totalidad de las granjas, nidos convencionales de madera (73% de las granjas), falta de limpieza y desinfección (53%), fueron los factores identificados, los cuales benefician la proliferación de los parásitos externos (Mora, 2015), solamente el 73% de las granjas evaluadas presentan registros de desparasitación externa y sólo el 47% de estas presenta una buena limpieza y desinfección de los galpones.

5.11 Santa Rosa

En el departamento de Santa Rosa se recolectaron 385 muestras de heces y 275 muestras de plumas para determinar la prevalencia de helmintos gastrointestinales y ectoparásitos en aves de postura, procedentes de 7 granjas. También se realizaron un total de 21 necropsias de aves para identificar especies de cestodos presentes en las granjas.

Los resultados obtenidos fueron los siguientes: 185 muestras de heces resultaron positivas a *Ascaridia galli*, 23 muestras fueron positivas a *Heterakis gallinarum* y las necropsias realizadas 4 resultaron positivas a *Railletina sp.*. En cuanto a las muestras de plumas para identificar ectoparásitos, 266 muestras resultaron positivas a *Dermanyssus gallinae*, siendo el único ectoparásito tipificado.

La prevalencia de endoparásitos encontrada en el departamento de Santa Rosa fue del 48.05% para *Ascaridia galli*, distribuido en el 100% de las granjas estudiadas, 24.40% para *Heterakis gallinarum* con una distribución del 71% de las granjas estudiadas y 19% para *Railletina sp.* Con distribución del 29% de las granjas estudiadas. Y en el caso de los ectoparásitos encontrados el único fue *Dermanyssus gallinae* con 69.09% de prevalencia con distribución del 71% de las granjas estudiadas.

Los resultados obtenidos coinciden con otros estudios realizados en países como México, Nicaragua, El salvador y Venezuela, en los que se lograron identificar estos 3 helmintos gastrointestinales, junto a otros más. La presencia de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum* en diferentes países demuestra la distribución cosmopolita de ambos nematodos, además de confirmar que la prevalencia puede ser elevada (Quiroz, 1999). *Ascaridia galli* es la especie más abundante y frecuente que afecta a las aves con prevalencia superior al 90%, incluso en explotaciones tecnificadas. Cuando las condiciones son adversas los huevecillos pueden sobrevivir hasta 1 año, dependiendo de la temperatura, humedad de la cama y la edad de las aves, siendo las jóvenes las más susceptibles debido a que los adultos logran desarrollar resistencia a nuevas infestaciones.

La prevalencia relativamente alta de *Ascaridia galli* (48.05%), puede estar asociada a varios factores como clima, instalaciones, manejo y bioseguridad. La temperatura en el departamento de Santa Rosa es alta con un clima cálido y humedad superior al 60%, lo cual influye en el desarrollo de los huevecillos (12

días), lo que genera un crecimiento exponencial de la parasitosis. En el caso de *Heterakis gallinarum*, las infestaciones severas son observadas frecuentemente en explotaciones extensivas donde las aves tienen acceso al exterior de los galpones o bien los pisos son de tierra, lo cual contribuye a la proliferación de dicho parásito menciona P. Junquera, 2007.

En el departamento de Santa Rosa el sistema de producción que predomina en las granjas es semitecnificado, es decir galpones convencionales con piso de cemento, donde la salida de las aves es limitada. Esto confirma la baja prevalencia de *Heterakis gallinarum*, en el sistema semitecnificado que predomina en el departamento de Santa Rosa. La baja prevalencia de *Railletina sp.*, se debe principalmente a dos factores: uno su ciclo de vida indirecto que necesita indispensablemente de los hospederos intermediarios como hormigas y moscas principalmente pero también caracoles y babosas terrestres para completarlo, el segundo factor es el tipo de explotación (traspatio) que permite el acceso de las aves al exterior, lo cual no concuerda con el sistema de producción (semitecnificado) predominante en el departamento de Santa Rosa, el cual restringe la salida de las aves. El 100% de las granjas estudiadas, los pisos de sus galpones son de cemento, reduciendo así el ingreso de los hospederos intermediarios, provocando así una baja prevalencia de *Railletina sp.* en el departamento de Santa Rosa.

En el caso de *Dermanyssus gallinae* algunos autores mencionan que es uno de los ectoparásitos más comunes que afectan a las aves de corral, teniendo una difusión mundial, con índices de prevalencia de hasta el 90% en algunos países. (Mora, 2014). Guatemala cuenta con dos estudios previos donde se reporta la presencia de *Dermanyssus gallinae* una prevalencia del 10% junto a otros ácaros, piojos y pulgas. (Leal, 1976). Otro estudio realizado en El Salvador en el 2008, demuestra la presencia de *Dermanyssus gallinae* junto a otros piojos. (Díaz y Menjivar, 2008)

Moran, en el 2014 menciona que la prevalencia alta de *Dermanisus gallinae* depende estrechamente de la temperatura del ambiente para lograr una reproducción exitosa, si las condiciones son ideales con temperatura cálida y humedad 65%, el ciclo de vida puede completarse en tan solo 7 días, por lo tanto el crecimiento de la población es exponencial. Cordero, en el 2002 menciona que en los países tropicales, la reproducción se da durante todo el año y en zonas templadas durante la primavera, verano, y al comienzo del otoño.

El departamento de Santa Rosa, cumple las características ambientales que son semejantes a la de una zona tropical con temperaturas entre 26-30⁰, y humedad del 60%, lo cual estimula a la multiplicación de *Dermanisus gallinae*, tiene la capacidad de sobrevivir durante 4 o 5 meses sin alimentarse, viviendo en grietas de las paredes, nidos viejos y polvo lo que aumenta la probabilidad que futuras camadas de aves padezcan de la parasitosis. El sistema de producción que predomina en el departamento de Santa Rosa es semitecnificado con granjas donde se cumplen con la condicionantes que permiten el desarrollo de este acaro como lo son nidos de madera, paredes de block (superficies rugosas) y acumulación de otros desechos que permiten la permanencia y proliferación de dicho ácaro. Otros autores mencionan que debemos tener en cuenta la resistencia de estos ácaros a los productos, por lo que se puede vencer con la aplicación de un programa de rotación de plaguicidas; además tenemos el problema de la cantidad considerable de grasa y cera que contienen las plumas que hace difícil la solubilidad o entrada del acaricida a la piel de las aves. (Jasso, 2005)

Los resultados obtenidos de los factores de manejo y bioseguridad evaluados en cada granja fueron; (Manejo) galpones convencionales 100%, galpones de ambiente controlado 14%, galpones con ambos sistemas 14%, piso de tierra 28%, piso de cemento 100%, ambos pisos 28%, control para endoparásitos 86%, control para ectoparásitos 71%, (Bioseguridad) métodos para el control de aves silvestres 15%, métodos de limpieza y desinfección 100%, pediluvios hábiles en

cada galpón 57%, uso de malla en cada galpón 100% y desinfección del personal 43% (Una persona por galpón).

Las deficientes prácticas de bioseguridad en las granjas ayudan a la diseminación de *Ascaridia galli* con una prevalencia elevada. El 100% de las granjas posee en promedio 4 lotes de aves de distintas edades, donde el 57% de las granjas estudiadas poseen pediluvio al ingreso de los galpones y el 43% de las granjas cuentan con una persona encargada por galpón, esto aumenta las probabilidades de diseminación y contagio de los helmintos en la población de la granja. Otro factor son las aves silvestres juegan un rol fundamental en la diseminación de diferentes enfermedades en explotaciones avícolas; solamente 15% de las granjas estudiadas practican medidas de control de aves silvestres. De tal forma se considera que dichos factores arriba mencionados, influyeron directamente sobre la prevalencia (48.05%) de *Ascaridia galli* en el departamento de Santa Rosa.

En cuanto al manejo inadecuado de los antihelmínticos, principalmente de la familia de los benzimidazoles (Albendazole, Febendazol y Mebendazole), el 86% de las granjas los utilizan sin resultados eficientes, ya que el 100% de las granjas presenta uno o más helmintos gastrointestinales. Juanquera en el 2007 menciona que no existen estudios que demuestren la resistencia de *Ascaridia galli* y *Heterakis gallinarum* a los antihelmínticos habituales, lo que significa que la subdosificación es la causa más frecuente del fracaso de estos productos. Otro factor de manejo que influye es la ausencia de programas de rotación de antihelmínticos, esto conlleva a los productores del departamento de Santa Rosa, la mono utilización de los productos de la familia benzimidazoles, provocando así el fracaso de los productos e incrementa las posibilidades de resistencia a los mismos.

Las deficientes prácticas de manejo y bioseguridad, desempeña el mismo rol fundamental en la prevalencia de *Dermanisus gallinae*. Los factores de bioseguridad arriba mencionados como pediluvio, trabajadores, aves silvestres y la no

implementación de programas de rotación con diferentes principios activos, dificultan su eliminación y aumentan la probabilidad de permanencia y diseminación de la parasitosis entre lotes de una misma granja y de granjas a granjas, influyendo así en la prevalencia (69%) de *Dermanisus gallinae* en el departamento de Santa rosa.

Otros factores de manejo disminuyen o aumentan las posibilidades de presencia y diseminación de las diferentes parasitosis encontradas en el departamento de Santa Rosa, tal es el caso del sistema de producción (galpón convencional) utilizado y el tipo de piso que predomina (Cemento) en las granjas estudiadas, disminuyen la presencia de *Heterakis gallinarum* y *Railletina sp.* en el departamento. Las mismas características del sistema (características, nidos de madera, paredes rusticas y estructura de madera), facilitan la permanencia de *Dermanysus gallinae* y dificultan su eliminación viéndose reflejado en los resultados obtenidos en el departamento de Santa Rosa.

5.12 Jutiapa

En el departamento de Jutiapa se muestrearon seis granjas de gallinas ponedoras de sistemas semi-intensivos ubicadas en distintos municipios, se obtuvo en total 380 muestras de heces y 380 muestras de plumas, las que son representativas para todo el departamento. También se realizaron un total de 18 necropsias para identificar cestodos.

En las 380 muestras de heces, se encontró un total de 72 muestras positivas a endoparásitos, siendo *Ascaridia galli* el único nematodo encontrado en las granjas evaluadas, con una prevalencia de 18.75%.

A la necropsia, de 18 aves evaluadas, se encontraron un total de 2 aves positivas al cestodo *Raillietina sp.*, con una prevalencia de 11%.

Mediante la evaluación macroscópica de 380 plumas, 183 resultaron positivas a ectoparásitos. Se identificaron tres especies de ectoparásitos, *Dermanyssus gallinae* con un total de 92 muestras positivas, con prevalencia de 24.47%, *Goniocotes gallinae* con un total de 77 muestras positivas, con prevalencia de 20.26%, y *Menacanthus stramineus* con un total de 13 muestras positivas, con prevalencia de 3.42%.

La presencia de *Ascaridia galli* en la mayoría de las granjas del departamento de Jutiapa, podría estar relacionada con la temperatura y humedad del departamento, debido a que estos factores favorecen el desarrollo de las larvas infectivas.

En el caso de *Raillietina sp.*, los adultos se encuentran en el intestino de las aves de corral, (Coofin, 1960) y el diagnóstico post-mortem es el más recomendado, ya que permite, mediante la necropsia, recolectar los especímenes del intestino y su posterior identificación microscópica. (Quiroz, 1999).

De seis granjas a evaluar, cinco resultaron positivas a la infestación de *Dermanyssus gallinae*, según la literatura, es un ácaro común en las aves a nivel mundial (Sparagano, 2009). Esto puede ser resultado de la falta de desparasitación externa en aves y de desinfección en galeras.

Los piojos como *Menacanthus stramineus* y *Goniocotes gallinae*, pueden encontrarse en nidos, paredes, grietas, hendiduras y por debajo de los cúmulos de excremento (Calnek, 2000), si no se cuenta con una limpieza y desinfección adecuada, es muy probable encontrar piojos dentro de la galera y por lo tanto infestarán a las gallinas de postura.

Menacanthus stramineus es un piojo que deposita los huevos en racimos sobre la base de las plumas, encontrándose en aves muy infestadas grandes masas de huevos sobre las plumas debajo de la cloaca. (Pisa Agropecuaria, 2015), las

muestras de plumas evaluadas, se recolectaron por debajo del ala y de la cloaca, por lo tanto logramos identificar a dicho parásito.

Los resultados para los factores evaluados en cada granja de Jutiapa fueron; Piso de tierra 83%, piso de cemento 17%, galpón convencional 100%, control para endoparásitos 100%, control para ectoparásitos 67%, métodos para el control de plagas 50%, métodos de limpieza y desinfección 33%, pediluvios hábiles en cada galpón 33%, uso de malla en cada galpón 50% y desinfección del personal 17%.

En relación a los nematodos gastrointestinales, el control y la profilaxis tienen como base una buena higiene, y cuando la parvada se encuentra parasitada, además del tratamiento quimioterapéutico, debe considerarse la contaminación de la cama y los pisos. (Quiroz, 1999). La presencia de *Ascaridia galli* en el departamento de Jutiapa, también puede atribuirse a las condiciones ambientales de cada granja, así como a factores de bioseguridad, debido a que el 83% de las granjas a muestrear presentaban piso de tierra, el cual favorece en el ciclo evolutivo del parásito. Así mismo, a pesar de que se indicaba que las aves habían sido desparasitadas, no se contaban con registros de control, los cuales son importantes para identificar las posibles causas de infestación parasitaria.

Únicamente en un 50 % de las granjas, se contaba con control de plagas, lo cual indica que el otro 50% se encuentra más susceptible a infestarse de parásitos.

La prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos, va ligada a las medidas de bioseguridad y a las medidas profilácticas con las que se cuentan en cada granja. (Quiroz, 1999)

5.13 Costa Sur

En el estudio realizado se evaluaron un total de 50 granjas de sistemas semi-intensivos en los departamentos de la costa sur. Mediante el método de flotación se evaluaron un total de 2,017 muestras de heces de las cuales 870 dieron positivo a presencia de nematodos, mediante observación macroscópica de 2,017 muestras de plumas, 921 fueron positivas a infestación por ectoparásitos. De 150 necropsias realizadas, 18 muestras dieron positivo a cestodos.

La prevalencia de Los helmintos gastrointestinales encontrados en los departamentos de la costa sur fueron; Nematodos; *Ascaridia galli* 32.28%, *Heterakis gallinarum* 4.21%, *Strongyloides avium* 0.17%, *Capillaria sp* 1.49%, Cestodos; *Railletina sp* 12%.

La prevalencia de Ectoparásitos identificados en los departamentos de la costa sur fueron; Piojos; *Menopon gallinae* 11.49%, *Menacanthus stramineus* 1.23%, *Lipeurus caponi* 0.26%, *Goniodes giga* 3.16%, *goniocotes gallinae* 3.38%, Pulgas; *Echidnophaga gallinacea* 0.22%, Ácaros; *Dermanyssus gallinae* 16.53%, *Cnemidocoptes mutans* 0.04%.

Son varios los factores que se asocian con la presencia de los helmintos gastrointestinales y ectoparásitos, encontrándose dentro de estos las condiciones climáticas, una temperatura alta y una humedad mayor al 60%, favorecen el desarrollo de los huevecillos para que estos continúen con el ciclo. Durante la recolección de muestras en los departamentos de la Costa Sur, se monitoreo la temperatura y humedad, las que se mantuvieron constantes en las granjas visitadas, con una temperatura desde 22°C a 30°C y de 64 – 84% de humedad.

De las 50 granjas evaluadas en los diferentes departamentos de la Costa Sur de Guatemala, se lograron identificar factores de bioseguridad y manejo, los

cuales influyen sobre la presencia y prevalencia de los ectoparásitos y helmintos gastrointestinales tipificados. A continuación se presentan los porcentajes de los factores que se presentaron en las granjas; piso de tierra el 58%, piso de cemento 46%, ambos suelos 6%, galpón tecnificado 18%, galpón convencional 86%, desparasitación endoparásitos 82%, desparasitación ectoparásitos 62%, limpieza y desinfección de los galpones 42%, uso de pediluvios 18%, uso de malla 48%, limpieza y desinfección del personal 40%, control de plagas para roedores 28%, control de aves silvestres 24%.

Es evidente que en la mayoría de las granjas evaluadas no existe una bioseguridad eficiente, lo cual permite la proliferación, transmisión y que el ciclo de vida de los parásitos tipificados se concluya.

El piso de tierra presente en la mayoría de granjas del área de estudio, favorece el contagio de los helmintos gastrointestinales tipificados, el cual se hace al momento que las aves ingieren heces contaminadas con huevos desarrollados con larva infectiva al picotear el suelo o ingerir lombrices, caracoles, etc., que actúan como portadoras u hospedadoras intermediarias (Rodríguez, 2004).

Existe también gran relación en la aparición del cestodo *Raillietina sp*, con la presencia de roedores y aves silvestres dentro de los galpones, e incluso de gallinas de traspatio. Citando a Coofin (1960), la presencia de estas aves, facilita la transmisión de este cestodo, ya que son éstas aves las que actúan como portadoras del mismo.

El 86% de las granjas muestreadas poseen galpones convencionales con nidos de madera, esto influye junto con la presencia de cama húmeda y un clima cálido (Mora 2015), a la observación de parásitos externos como en el caso de los ácaros de mayor prevalencia encontrados en la región (*Dermanyssus gallinae* y *Menopon gallinae*).

VI. CONCLUSIONES

San Marcos

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de San Marcos fue: *Goniodes gigas* 18%, *Lipeurus caponis* 0.4%, *Menacanthus stramineus* 5% y *Echidnophaga gallinacea* 2%.
- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de San Marcos fue *Ascaridia galli* 28.57%, *Capillaria* sp. 13.87% y *Raillietina* sp. 11%.

Retalhuleu

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Retalhuleu fue: *Dermanyssus gallinae* 8.75%.
- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Retalhuleu fue: *Ascaridia galli* 16.6% y *Raillietina* sp. 16.6%.

Suchitepéquez

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Suchitepéquez fue: *Dermanissus gallinae* 47% y *Menopon gallinae* 11%.

- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Suchitepéquez fue: *Ascaridia galli* 66% y *Raillietina sp.* 7%.

Escuintla

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Escuintla fue; *Menopon gallinae* 21.3%, *Menacanthus stramineus* 0.52%, *Lipeurus caponis* 1.29%, *Gonoides gigas* 7.01%, *Dermanyssus gallinae* 12.73% y *Cnemidocoptes mutans* 0.26%.
- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Escuintla fue: *Ascaridia galli* 29.87%, *Strongyloides avium* 1.04%, *Heterakis gallinarum* 0.52% y *Raillietina sp.* 13%.

Santa Rosa

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Santa Rosa fue: *Dermanyssus gallinae* 69.09%.
- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Santa Rosa fue: *Ascaridia galli* 48.05%, *Heterakis gallinarum* 5.9% y *Raillietina sp.* 19%.
- Los principales factores de bioseguridad y manejo identificados en las granjas de postura en el departamento de Santa Rosa fueron: ausencia de pedi-

ludios en la entrada de cada galpón, malas prácticas de limpieza y desinfección y presencia de aves silvestres dentro de los galpones.

Jutiapa

- La prevalencia de ectoparásitos encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Jutiapa fue: *Ascaridia galli* 18.95% y *Railletina* 11%.
- La prevalencia de helmintos gastrointestinales encontrada en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en el departamento de Jutiapa fue: *Dermanyssus gallinae* 24.42%, *Goniocotes gallinae* 20.26% y *Menacanthus stramineus* 3.42%.

Costa Sur

- Los ectoparásitos con mayor prevalencia encontrados en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en los departamentos de la Costa Sur fueron: *Dermanyssus gallinae* 16.53% y *Menopon gallinae* 11.49%.
- Los helmintos gastrointestinales con mayor prevalencia encontrados en aves de postura de granjas semi-tecnificadas localizadas en los departamentos de la Costa Sur fueron: *Ascaridia galli* 32.28% y *Raillietina sp.* 12%.
- Los principales factores de bioseguridad y manejo identificados en las granjas de postura de los departamentos de la Costa Sur fueron no realizan adecuada limpieza y desinfección de los galpones, no cuentan con control de plagas tanto para aves silvestres como de roedores, ausencia de pediluvios, no presentan un registro de usos de desparasitantes antihelmínticos y para ectoparásitos, en la mayoría de granjas se identificó que contaban con piso de tierra.

VII. RECOMENDACIONES

San Marcos

- Se recomienda tomar en cuenta este estudio para la creación e implementación de planes profilácticos y de control antiparasitario en aves en los distintos departamentos de la costa sur.
- Se recomienda la implementación de rigurosas prácticas de limpieza y desinfección en las granjas visitadas, ya que únicamente el 17% de las mismas tienen este manejo.
- Se recomienda la implementación de barreras físicas como mallas en los galpones, evitando el ingreso de aves silvestres, las cuales funcionan como portadoras de diferentes especies de parásitos.

Retalhuleu

- Mejorar las instalaciones, como el piso de tierra en las granjas, facilitando la limpieza y evita completar el ciclo evolutivo de los parásitos.
- Implementar un sistema tecnificado en las granja, brindando un mayor control contra parásitos, agentes de transporte y la eficacia de la limpieza del galpón.
- Realizar un plan profiláctico contra ectoparásitos, evitando la reproducción, propagación y permanencia de los parásitos.
- Mejorar la limpieza existente en las granjas, implementando prácticas riguro-

sas de los galpones al momento de vacío de galera, así como culminación de pediluvios para un mejor control de bioseguridad.

- Se recomienda implementar sistemas de control contra plagas, disminuyendo la presencia de vectores y hospederos de transporte dentro de la granja.

Suchitepéquez

- Realizar un censo para estimar las poblaciones de ectoparásitos al menos cada seis meses, y así estudiar el comportamiento en relación a la época del año y establecer períodos vulnerables para los parásitos.
- Realizar un estudio sobre las infecciones e infestaciones de parásitos en aves jóvenes y aves adultas, y establecer medidas de control efectivas según la edad de las aves.
- Realizar estudios clave desde el inicio de un nuevo ciclo productivo de las aves y su relación con la ecología de la granja, rutina de manejo completo, movimiento del personal y el contacto de aves silvestres con las aves, y determinar el inicio de las infestaciones de ectoparásitos dentro de una granja.

Escuintla

- Crear programas profilácticos para las diferentes granjas del departamento, con la finalidad de minimizar la infestación de helmintos gastrointestinales y ectoparásitos.
- Realizar muestreos de heces y plumas cada trimestre, para poder llevar un control de la carga parasitaria en cada granja.

- Capacitar al personal de cada granja, para la dosificación, repetición y correcto uso de los desparasitantes internos y externos.
- Capacitar a los dueños, encargados y supervisores de las granjas, sobre la implementación de buenas prácticas de bioseguridad, para el control y prevención de enfermedades e infestaciones que puedan afectar la producción de las mismas.

Santa Rosa

- Se recomienda implementar programas de rotación con diferentes principios activos contra ectoparásitos, para evitar la resistencia de los parásitos a tales fármacos.
- Se recomienda utilizar las diferentes técnicas de aplicación de los productos como aspersión, pour-on, inmersión, etc., acorde a las características (población, instalaciones, manejo) y necesidades de cada producción.
- Se recomienda la implementación de programas de rotación de productos derivados de piperacinas y de la familia de las benzimidazoles, para el tratamiento de *Ascaridia galli*, siendo estos los productos a utilizar como primera opción y de efecto específico para la especie.
- Se recomienda utilizar las dosis correctas de los diferentes principios activos con acción antihelmíntica, para combatir contra las diferentes especies de helmintos gastrointestinales (Nematodos y Cestodos).

Jutiapa

- Implementar registros de control, para darle seguimiento a las medidas pro-

filáticas del control de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales.

- Establecer el uso de pediluvios en todas las granjas avícolas.
- Mejorar las medidas de control de plagas por medio del uso de mallas en los galpones.
- Evaluar por medio de estudios posteriores, la resistencia de *Ascaridia galli* contra antiparasitarios comúnmente utilizados en Guatemala.

Costa Sur

- Se recomienda tomar en cuenta este estudio para la creación e implementación de planes profilácticos y de control antiparasitario en aves en los distintos departamentos de la costa sur.
- Darle continuidad al estudio en otras regiones, con la finalidad de crear una base de datos de la situación de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en el país de Guatemala.
- Establecer y ejecutar un programa de bioseguridad contra plagas, principalmente aves silvestres, las cuales son portadoras de gran cantidad de parásitos.
- *Dermanyssus gallinae* puede ser un vector potencial para *Salmonella gallinarum* y *S. enteritidis* (Jofre, 2009), por lo que es necesaria controlar la carga parasitaria del ácaro, mediante mejores planes de limpieza, desinfección y planes de desparasitación externa.

VIII. RESUMEN

El objetivo del estudio fue identificar y establecer la prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en granjas de aves de postura de los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapa; e identificar los principales factores de bioseguridad y manejo que influyen con las parasitosis.

Se identificaron las granjas por departamento y la población de aves por granja; mediante el método estadístico de proporciones finitas se estableció el número de muestras de heces y de plumas representativas. Las muestras fueron recolectadas por los evaluadores y posteriormente estudiadas en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala. La observación de tenias de Cestodos se realizó mediante necropsias de la mortandad diaria en las granjas. Para identificar los principales factores relacionados con las parasitosis se realizó una boleta con información sobre bioseguridad y manejo para cada granja.

Resultados

- La prevalencia de Ectoparásitos identificados en los departamentos de la costa sur fueron: Piojos; *Menopon gallinae* 11.49%, *Menacanthus stramineus* 1.23%, *Lipeurus caponi* 0.26%, *Goniodes giga* 3.16%, *goniocotes gallinae* 3.38%, Pulgas; *Echidnophaga gallinacea* 0.22%, Ácaros, *Dermanyssus gallinae* 16.53%, *Cnemidocoptes mutans* 0.04%.
- La prevalencia de Los helmintos gastrointestinales encontrados en los departamentos de la costa sur fueron: Nematodos; *Ascaridia galli* 32.28%,

Heterakis gallinarum 4.21%, *Strongyloides avium* 0.17%, *Capillaria* sp 1.49%,
Cestodos; *Raillietina* sp 12%.

- Los principales factores identificados y relacionados con la presencia de las parasitosis fueron: El uso de antiparasitarios, la limpieza y desinfección, la presencia de vectores y hospederos intermediarios.

SUMMARY

The aim of the study was to identify and establish the prevalence of gastrointestinal helminths and ectoparasites in poultry farms posture of the departments of San Marcos, Retalhuleu, Suchitepequez, Escuintla, Santa Rosa and Jutiapa; and identify the main factors influencing biosecurity and management with parasitosis.

Department farms and farm population of birds were identified; using the statistical method of finite proportions the number of stool samples and feathers representative were established. Samples were collected by the evaluators and later studied in the Laboratory of Parasitology of the Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de San Carlos de Guatemala. The observation of Cestodes tapeworms was conducted by autopsies of the daily mortality on farms. To identify the main factors related to parasitosis was conducted by a poll with biosecurity and management information for each farm.

Results:

- The prevalence of ectoparasites identified in the departments of the south coast were: Lice; *Menopon gallinae* 11.49%, *Menacanthus stramineus* 1.23%, *Lipeurus caponi* 0.26%, *Goniodes giga* 3.16%, *goniocotes gallinae* 3.38%, *Pulgas*, *Echidnophaga gallinácea* 0.22%, *Ácaros*; *Dermanyssus gallinae* 16.53%, *Cnemidocoptes mutans* 0.04%.
- The prevalence of gastrointestinal helminths found in the departments of the south coast were: Nematodes; *Ascaridia galli* 32.28%, *Heterakis gallinarum* 4.21%, *Strongyloides avium* 0.17%, *Capillaria sp* 1.49%, Cestodos; *Raillietina sp* 12%.

- The main factors identified and related to the presence of parasites were: the use of antiparasitic, cleaning and disinfection, presence of vectors and intermediate hosts.

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Aguilar, S. (2013). Prevalencia de *Oxyspirura mansonien* pollos de traspatio en el cantón San Sebastián, municipio de Chalchuapa, departamento de Santa Ana, El Salvador.
2. Biester, H.E. (1964). *Enfermedades de las aves*. Mx.: Hispano-Americana.
3. Calnek, B.W. (2000). *Enfermedades de las aves*. Us.: El Manual Moderno.
4. Cordero, M., Rojo, F.A., Martínez, A., Sánchez, M.C., Hernández, S., Navarrete, I., y Carvalho, M. (2002). *Patología veterinaria*. Es.: McGraw-Hill-Interamericana.
5. Cordero Del Campillo, M.,y Vásquez Rojo, F.A. (1999). *Parasitología Veterinaria*. Es.: McGraw-Hill-Interamericana.
6. Dávalos, M. (2015). *Artrópodos en Aves*. Recuperado de: <https://es.scribd.com/doc/76678947/Artropodos-en-Aves>
7. Delgadillo, R. (2014). *Parasitosis interna en aves de traspatio en San Pedro Coahuila*. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista no publicada.UAAN. Torreón, Coahuila, México.
8. Diaz, M., y Menjivar, M. (2008). *Determinación del grado de infestación de endo y ectopárasitos en aves de traspatio (Gallusgallus) en el departamento de La Libertad*. Tesis de Ingeniero Agrónomo no publicada. UES. San Salvador, El Salvador.
9. Figueroa, L.E, y Rodríguez, M.E. (2007). Manual de Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria. Guatemala, Guatemala: USAC

10. Fundación Charles Darwin Galápagos. (2015). Base de Datos de: Invertebrados Introducidos a Galápagos. Recuperado de: http://rockbugdesign.com/invert_ref/es/species/show/500/
11. García, T.O. (2015). *Piojos Ácaro Rojo y Ácaro del Norte Diferencias Biológicas y sus Consecuencias*. Recuperado de: <http://www.gtaviola.com.ar/downloads/3-Piojos%20y%20caros%20%20GTA%2016%20DE%20SEPTIEMBRE.pdf>
12. Gobierno de Australia, (2015). *Hygiene protocols for the prevention and control of diseases (Particularly beak and feather disease) in Australian Birds-External and Internal Parasitism*. Australia: Recuperado de: <http://www.environment.gov.au/system/files/pages/ecc30ec4-f63e-4ef7-8662-35d9ddcb4a36/files/external-internal-parasitism.pdf>
13. Instituto Guatemalteco de Turismo (2015). Destinos. Recuperado de: http://www.visitguatemala.com/es/multimedia/himno-nacional/itemlist/category/94-destinos?limitstart=0#.VS8cZNyG_Zk
14. Jasso, A. (2005). *Control integral de ácaros Ornithonyssus sylviarum (Pepeyote) y Dermanyssus gallinae (Ácaro rojo) en granjas de postura comercial Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista no publicada. UNAM. México.*
15. Jofré, L., Noemí, I., Neira, P., Saavedra, T., y Díaz, C. (2009). Acariosis y zoonosis relacionadas. *Revista chilena de infectología*. 26(3). 248-257.
16. Kaufmann, J. (1996). *Parasitic Infections of Domestic Animals: A Diagnostic Manual*. Berlin Alemania. Editorial Birkhäuser.
17. Koehler, P.G.,Pereira, R.M., y P. E. Kaufman (2015). Sticktight Flea, *Echidnophagagallinacea*. Recuperado de: <http://edis.ifas.ufl.edu/mg236>

18. Leal Monterroso, L. (1976). *Tipificación de ectoparásitos en aves de corral (Gallus gallus, Gallopavo meleagridis) en el municipio de Tejutia en el departamento de San Marcos*. Tesis de médico veterinario no publicada. USAC. Guatemala, Guatemala.

19. Loyo Menéndez, T. (2007) *Prevalencia de nematodos y cestodo en aves de corral (traspatio) en la ciudad de Acayucan, Ver.* Tesis de Médico veterinario Zootecnista, Universidad Veracruzana, México

20. Luna Olivares, L., Kyvsgaard, N., Rimbaud, E., Pineda, N. (2006). Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua. *REDVET*, 7, 4.

21. Marrero L., y Suárez, Y. (2010). Caracterización y control de especies de pulgas de importancia veterinaria para la salud animal y pública. *RedVet*, 11 (6).18.

22. Martinez, N., Chirinos, A., Hinestroza, Y., Inicarte, F., Manco, M., y Meléndez, A. (2001). Prevalencia de ectoparásitos en gallinas de corral (*Gallus-gallus domesticus*) del municipio San Francisco, Estado Zulia, Venezuela. *Revista científica, FCV-LUZ*. 10(4). 348-354.

23. Mora, X., (2015). *El ciclo vital del ácaro rojo*. Recuperado de: <http://agrinews.es/2014/07/01/el-ciclo-vital-del-acaro-rojo/>

24. Nelly I., Martinez de Chirinos, A., Yolexi Hinestroza, M., Inicarte, M., y Meléndez, A. (2001). Prevalencia de Ectoparásitos en Gallinas de Corral (*Gallus gallus domesticus*) del Municipio de San Francisco, Estado Zulia, Venezuela, *Revista Científica FCV-LUZ*, 10. 348-354.

25. Padilla Paz, H. (1969). *Ectoparásitos en aves de corral (Gallus gallus), del departamento de Guatemala*. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista no publicada. USAC, Guatemala, Guatemala.
26. Pardo Cobas, E. (2002). Vérmenes gastrointestinales en *Gallus gallus* familia domestica y su control con Neem (*Azadirachta indica* A. juss) y made-ro negro (*Gliricida sepium*). *La Calera*, (2), 18-24.
27. Pérez, J., Pratt, L., (1997). *Análisis de Sostenibilidad de la Industria Avícola en Guatemala*, CLACDS.
28. Pisa Agropecuaria (2015). *Visitantes Nocturnos*. Recuperado de: http://www.avicultura.com.mx/uploads/temp/Articulo_Visitantes_nocturnos.pdf
29. Quiroz Romero, H. (1999). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. Mx.: Limusa
30. Rodríguez, R., Torres, J., Aguilar, A., Bolio, M., Ramírez, G., y Cob, L. (2001) *.Helmintos Gastrointestinales que Afectan la Salud de los Animales, Biodiversidad y Desarrollo Humano en Yucatán*. México: Biodiversidad. 301-302.
31. Rodríguez, y Muñoz, M. (2004). *Evaluación del efecto desparasitante natural, contra nematodos de aves de traspatio, comparado con un desparasitante comercial, en la aldea el paraíso, municipio de Palencia, Guatemala*. Tesis de Médico Veterinario, USAC, Guatemala.
32. Román Bolelli, R. (sf). Ecto y endoparásitos de las gallinas, *Revista Chilena de Historia Natural*, 3-19.

33. Salgado Maldonado, G. (2009). *Manual de prácticas de Parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México*. Mx.: UNAM
34. Santa Cruz, A., Patiño, E., Prieto, O., Gomez, L., Scheibler, N., Roux, J., González, J., y Comolli, J.(2002). Determinación de *Menopongallinae* Linnaeus 1758 (Arthropoda: *Amblycera*) con microscopio de luz y electrónico de barrido, en faisán de collar (*Phasianus torquatus*) de un criadero de Corrientes. UNNE, Argentina.
35. Soulsby, E.L. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Mx.: Nueva editorial interamericana.
36. Sparagano, O., (2015). *Control del ácaro rojo en naves de gallinas ponedoras*. Zaragoza, España. Recuperado de: http://www.wpsaaeca.es/eacaimgs_docs/control_acaro_rojo_o_sparagano_46_symp_aeca_texto.pdf
37. UNAM. (2015). *Parasitología*. Mx. Recuperado de: <http://132.248.50.11/fmvz/licenciatura/Plan/3er%20Semestre/Parasitologia.pdf>.
38. UPTC. (2015). *Enfermedades Parasitarias de las Aves*, de Patología aviar. Recuperado de: <http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/2006/11/enfermedade-parasitarias-de-las-aves.ht>
39. Wade, L., (2006). *Knemidocoptiasis in birds*. Estados Unidos. Recuperado de <http://veterinarymedicine.dvm360.com/knemidocoptiasisbirds?rel=canonical>
40. Wikiguate (2015). *Departamento de San Marcos*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-san-marcos/>

41. Wikiguate (2015). *Departamento de Retalhuleu*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-retalhuleu/>
42. Wikiguate (2015). *Departamento de Escuintla*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-escuintla/>
43. Wikiguate. (2015). *Departamento de Jutiapa*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-jutiapa/>
44. Wikiguate. (2015). *Departamento de Suchitepequez*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-suchitepequez/>
45. Wikiguate. (2015). *Departamento de Santa Rosa*. Recuperado de: <http://wikiguate.com.gt/departamento-de-santa-rosa/>

X. ANEXOS

Anexo No. 1 FICHA DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN

INFORMACIÓN GENERAL:

Nombre de la granja: _____

Ubicación: _____

Fecha y Hora de toma de muestra: _____

Responsable de la toma de muestra: _____

Responsable de PROSA: _____

INFORMACIÓN DEL ÁREA:

Temperatura: _____

Humedad: _____

INFORMACIÓN DE MANEJO:

TIPO DE PISO	Tierra	Cemento	Ambos

TIPO DE NIDO	Jaula	Madera

PROFILÁXIS

DESPARASITACIÓN	Endoparásitos	Ectoparásitos

Frecuencia de desparasitación: _____

Última fecha de desparasitación (Endoparásitos): _____

Última fecha de desparasitación (Ectoparásitos): _____

¿Qué producto utiliza para el control de endoparásitos? _____

¿Qué producto utiliza para el control de ectoparásitos? _____

BIOSEGURIDAD

	SI	NO
Pediluvios		
Malla		
Limpieza/Desinfección de galpones		
Aspersión		
Control de Roedores		
Control de Aves silvestres		

¿Qué producto utiliza en los pediluvios?

¿Cada cuánto limpia y desinfecta los galpones?

¿Qué producto utiliza para la aspersión del personal y de los visitantes?

¿Qué medidas utiliza para el control de plagas (Roedores/aves silvestres)?

Fuente: Elaboración propia

Anexo No. 2 FICHA PARA CONTROL DE PREVALENCIA Y TIPIFICACIÓN DE ECTOPARÁSITOS

Tipo de muestra: _____

Fecha: _____

Nombre de la Granja:

	No. de Muestra											
Parásitos	1		2		3		4		5		Resultado	
Pulgas	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Total Pos.	Total Neg.
<i>Ceratophyllus gallinae</i>												
<i>Echidnophaga gallinácea</i>												
Piojos												
<i>Menopon gallinae</i>												
<i>Menacanthus stramineus</i>												
<i>Lipeurus caponis</i>												
<i>Cuculotogaster heterographus</i>												

<i>Goniodes dissimilis</i>												
<i>Goniodes gigas</i>												
Ácaros												
<i>Cnemidocoptes mutans</i>												
<i>Cnemidocoptes gallinae</i>												
<i>Dermanyssus gallinae</i>												
<i>Ornithonyssus sylviarum</i>												

Fuente: Elaboración propia

Anexo No. 3 FICHA PARA CONTROL DE PREVALENCIA Y TIPIFICACIÓN DE ENDOPARÁSITOS

Tipo de muestra: _____

Fecha: _____

Nombre de la Granja: _____

No. de Muestra.												
Parásitos	1		2		3		4		5		Resultado	
Cestodos	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Pos.	Neg.	Total Pos.	Total Neg.
<i>Railletina sp.</i>												
<i>Choanotaenia sp.</i>												
<i>Hymenolepis sp.</i>												
Nematodos												
<i>Capillaria sp.</i>												
<i>Ascaridiagalli</i>												
<i>Strongyloides avium</i>												
<i>Heterakis gallinarum</i>												

Fuente: Elaboración propia

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA
DETERMINACIÓN DE LA PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS Y
HELMINTOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE GRANJAS EN LOS
DEPARTAMENTOS DE SAN MARCOS, RETALHULEU,
SUCHITEPÉQUEZ, ESCUINTLA, SANTA ROSA Y JUTIAPA

f. _____
Andrea Albizures Aguilar

f. _____
Haydeé Guaraní Santa María Bolvito Vázquez

f. _____
Cristian Abraham Morales Barrios

f. _____
Anapaula Santa Cruz Grijalva

f. _____
German Antonio Ajualip Barrios

f. _____
Kimberly Ariana Túnchez Yat

f. _____
M.A. Ludwig Estuardo Figueroa Hernández
ASESOR PRINCIPAL

f. _____
M.A. Jaime Rolando Méndez Sosa
ASESOR

f. _____
M.V. Julio Córdón y Córdón
ASESOR

f. _____
MSc. Lucero Serrano Arriaza de Gaitán
EVALUADOR

IMPRÍMASE

f. _____
MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
DECANO

