

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA**



**“DETERMINACION DEL GRADO DE INFESTACION DE ENDO Y
ECTOPARASITOS EN AVES DE TRASPATIO (*Gallus gallus*) EN EL
DEPARTAMENTO DE LA LIBERTAD”**

ELABORADO POR:

MARIO ALBERTO DIAZ MARTINEZ

MONICA ANTONIETA MENJIVAR HENRIQUEZ

PARA OPTAR

AL TITULO DE INGENIERO AGRONOMO

CIUDAD UNIVERSITARIA, ENERO 2008

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR: Ing. Agr. M.S.c. Rufino Antonio Quezada Sánchez

SECRETARIO GENERAL: Lic. Douglas Vladimir Alfaro Chávez

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS

DECANO: Ing. Agr. Dr. Reynaldo Adalberto López Landaverde

SECRETARIO: Ing. Agr. M. Sc. Luís Fernando Castaneda Romero

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE ZOOTECNIA

Ing. Agr. Ludwing Vladimir Leyton Barrientos

DOCENTES DIRECTORES:

Ing. Agr. Ludwing Vladimir Leyton Barrientos

Ing. Agr. Luís Homero López Guardado

RESUMEN

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, ácaros y garrapatas) y que producen enfermedades de importancia económica en el sector rural.

Los parásitos representan una amenaza para los animales, causando una gran cantidad de daños a la salud. Entre los síntomas mas frecuentes se pueden mencionar anorexia, reducción en la ingestión de alimentos, pérdidas de sangre, caída de plumas, entre otras. Tanto los parásitos internos como los externos, producen reducción en la producción de carne y huevo.

La información generada en los laboratorios de diagnóstico, ayuda en el conocimiento de las parasitosis y permiten diseñar programas de prevención y control.

La investigación se llevó a cabo en tres municipios del Departamento de La Libertad: Comasagua, Zaragoza y San Diego. Tuvo una duración de ocho semanas entre los meses de mayo a junio de 2007.

Se tomaron 84 muestras de materia fecal de aves de traspatio de 9 comunidades (Caseríos), pertenecientes a 27 familias de productores de traspatio, en un

muestreo aleatorio. Las muestras fueron trasladadas al laboratorio para su respectivo análisis cuantitativo y cualitativo. Para el muestreo de ectoparásitos se tomaron 39 aves al azar. Para lograr el desprendimiento de los mismos se realizó un rascado en el ave dejando caer los parásitos en papel cover negro. Todos los ejemplares colectados de los parásitos externos fueron colocados en frascos conteniendo alcohol 70^o, debidamente rotulados para cada hospedador; luego se procedió al conteo y a la preparación del material para su observación microscópica.

La información que se ha generado con esta investigación es de suma importancia en el manejo sanitario de las aves de traspatio, ya que con ella se ha logrado tener una idea clara de los tipos de parásitos existentes y la magnitud de su presencia de manera que se puedan establecer programas de prevención y control, de los mismos en cada una de las regiones estudiadas: Comasagua, Zaragoza y San Diego en el Departamento de La Libertad. El Salvador, Centro América.

AGRADECIMIENTOS

A DIOS TODO PODEROSO

Por darnos la fuerza y perseverancia durante el desarrollo del trabajo y así lograr el objetivo de ser profesionales.

A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

Por la formación académica durante todos los años de estudio.

A NUESTROS ASESORES

Ing. Agr. Ludwing V. Leyton B. e Ing. Agr. Luís Homero López G., por apoyarnos y ayudarnos en esta investigación.

A LAS COMUNIDADES DEL DEPARTAMENTO DE LA LIBERTAD

Quienes ayudaron en toda la face de campo de esta investigación. Maria Elva Trejo, Maria Elena Vichez, Darwing Gochez.

Al Ing. Agr. M. Sc. Juan Francisco Alvarado Panameño, por ayudarnos en el contexto de esta investigación.

Al Ing. Agr. Dr. Francisco Lara, por la colaboración en la metodología estadística utilizada para la transformación de los resultados encontrados y su análisis.

Al personal de la biblioteca que nos brindaron la información necesaria para nuestro trabajo, especialmente a Lic. Carlos Corvera

Al personal administrativo de la facultad que siempre estuvieron al cuidado de la culminación de este trabajo: Delfina Antonia Turcios, Dora Portillo y Roxana

DEDICATORIA

A DIOS

Por darme la fuerza, la sabiduría y estar siempre conmigo.

A MI PAPA

Antonio Marino Díaz Cruz, por su apoyo incondicional en todo momento.

A MI MAMA

Ana Francisca Martínez de Díaz, por ser siempre mi amiga y entregarme su apoyo en todo momento.

A MIS HERMANOS

Juan Sabel, Roberto Carlos, Juan Manuel, Luis Modesto, por todos sus consejos y apoyo.

A MIS HERMANAS

Dinora Marlene y Lisset Maria, por brindarme alegría en todo momento.

A MIS SOBRINOS

Josué Gabriel, Francisco Antonio, Juan Carlos, Cesar Mauricio, David Antonio, Sergio David, Juan Marco, Roberto Carlos, Josselyn Tatiana, Stefany Abigail, Rocio Elizabeth y Andreina.

A MIS CUÑADOS

David y Cesar, por ser buenos amigos.

A MIS CUÑADAS

Juanita, Lupita, Leticia y Celia, por ser parte de mi y brindarme su apoyo.

A MIS AMIGOS

Juan Carlos Umaña Perdomo, Rafael Antonio Vásquez, Alma Verónica Méndez Torres, Loida Eunice Santos Alas, Karina Elizabeth Chávez Suria, Mónica Antonieta Menjivar Henríquez, Héctor Guardado, Larisa, Lisset, Dina, Mercedes, Roxy, Jacqueline, Ivonne Guadalupe, Alicia, Ernesto, Manuel, Alejandro, Francisco, Rochac. Por compartir siempre todo esfuerzo.

MARIO ALBERTO DIAZ MARTINEZ

DEDICATORIA

A DIOS:

Por haberme iluminado en los momentos más difíciles y darme la fuerza necesaria para terminar mi carrera.-

A MIS PADRES:

Norris Menjivar Raimundo y Maribel Cecilia Henríquez Platero de Menjivar

Por su amor, apoyo y sacrificio ya que sin su ayuda no hubiera sido posible alcanzar mi carrera.

A MI HERMANA:

Patricia Adela Menjivar Henríquez, por ser una luz y guiarme en el transcurso de mi carrera profesional.

A MIS TÍOS:

Dr. Dinu Gray, Dra. Myrna Menjivar Gray, Ing. José Imbers y Ing. Carmen Henríquez Imbers, por su apoyo incondicional en el transcurso de mi carrera.

A MIS ABUELITOS (Q.D.D.G.), ABUELITAS, TÍOS Y PRIMOS:

Por su apoyo en el transcurso de mi carrera.

A MIS AMIGOS:

Claudia Hernández Turcios, Amanda Mercedes Rivas, Omar Antonio Medrano, Mario Alberto Díaz Martínez, Rosalba Elizabeth Sandoval, Lucia Carpio, Patricia Argueta y Natalia Sampallo, por haberme brindado su sincera amistad en el transcurso de mi carrera.

MONICA ANTONIETA MENJIVAR HENRIQUEZ.-

INDICE

CONTENIDO	PAG.
RESUMEN	iv
AGRADECIMIENTOS	vi
DEDICATORIA	vii
INDICE DE CUADROS	xiv
INDICE DE FIGURAS	xv
INDICE DE ANEXOS	xvi
I. INTRODUCCION	1
II. REVISION DE LITERTURA	3
2.1 Parasitismo	3
2.2 Generalidades sobre la morfología de los parásitos internos	4
2.3 Hábitat de los parásitos	4
2.4 Influencia de los factores geográficos en la fauna parasitaria	5
2.5 Diseminación de los parásitos	6
2.6 Acceso del parasito al huésped	6
2.6.1 Fuentes	6
2.6.2 Formas de contagio	6
2.6.3 Factores que hacen que el individuo sea receptivo al parásito	6
2.7 Efectos del parasitismo sobre el huésped	7
2.8 Resistencia debido a la edad y la raza	7
2.9 Clasificación de los parásitos	8
2.10 Parásitos internos que afectan la salud de las aves	9
2.10.1 Clasificación de los protozoarios	9
2.10.2 Infestaciones por protozoarios	11
2.10.2.1 Familia Eimeriidae	11
2.10.2.1.1 Ciclo biológico de Eimeria	13

	2.10.2.1.2	Especificidad	16
	2.10.2.1.3	Patogenia de <i>Eimeria</i>	18
	2.10.2.1.4	Síntomas	19
	2.10.2.1.5	Profilaxis	20
2.10.3		Clasificación de los helmintos	20
	2.10.3.1	Infestaciones por Nematodos	21
		2.10.3.1.1 Familia Heterahiidae	21
		2.10.3.1.2 Ciclo biológico de <i>Ascaridia spp</i>	22
		2.10.3.1.3 Ciclo biológico de <i>Heterakis spp</i>	24
	2.10.3.2	Familia Capilariidae	25
		2.10.3.2.1 Ciclo biológico de <i>Capillaria spp</i>	25
	2.10.3.3	Familia Davaineidae	27
		2.10.3.3.1 Ciclo Biológico	27
2.10.4		Patogenia de los Helmintos	27
	2.10.4.1	Profilaxis de los helmintos	28
2.11		Parásitos externos que habitan en las aves	28
	2.11.1	Piojos	29
		2.11.1.1 Clases de piojos	29
		2.11.1.1.1 El piojo grande común	29
		2.11.1.1.2 El piojo del raquis de la pluma	30
		2.11.1.1.3 El piojo de la cabeza	30
		2.11.1.1.4 El piojo de las alas	30
		2.11.1.1.5 Otros piojos de las gallinas	31
	2.11.1.2	Ciclo biológico	31
	2.11.1.3	Tratamiento	31

2.11.1.4	Control	32
2.11.2	Pulgas Adherentes	33
2.11.2.1	Especies: <i>Echidnophaga gallinácea</i>	33
2.11.2.1.1	Ciclo de vida	33
2.11.2.1.2	Control	
2.11.3	Ácaros	33
2.11.3.1	El acaro de las gallinas	34
2.11.3.1.1	Tratamiento	35
2.11.3.2	El acaro de las escamas de las patas	35
2.11.3.3	El acaro causante del desplume	36
2.11.3.3.1	Tratamiento	36
2.11.3.4	El acaro tropical de las aves	36
2.11.3.4.1	Tratamiento	36
2.11.3.5	Nigua o chinche roja	37
2.11.3.6	Otros ácaros de las aves	37
2.12	Sistema inmune en aves	37
2.12.1	Labor del sistema inmune	38
2.12.2	Funciones del sistema inmune	39
2.12.3	Constitución del sistema inmune	39
2.12.4	Vulnerabilidad del sistema inmune	42
III	METODOLOGÍA	44
3.1	Localización	44
3.2	Características generales de los municipios	44
3.2.1	Comunidades estudiadas	44
3.2.2	Condiciones climáticas	44
3.2.3	Condiciones de acceso	45
3.3	Duración del ensayo	45

3.4	Materiales	45
3.5	Equipo	45
3.6	Unidades experimentales	46
3.6.1	Tipo de muestreo	46
3.6.1.1	Descripción de los sitios de muestreo y muestra por hospedero	46
3.6.1.2	Muestreo de endoparásitos	47
3.6.1.3	Muestreo de ectoparásitos	48
3.6.2	Análisis estadístico	49
3.6.2.1	Análisis de varianza para bloques completos al azar	50
3.6.2.2	Modelos y prueba estadística	50
3.6.2.3	Variables evaluadas	51
3.7	Metodología de laboratorio	51
3.7.1	Método de flotación	52
IV	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	53
4.1	Carga parasitaria por municipio	55
4.2	Carga parasitaria en aves adultas y aves jóvenes	56
4.3	Periodo de muestreo	58
V	CONCLUSIONES	65
VI	RECOMENDACIONES	66
VII	BIBLIOGRAFÍA	67
VIII	ANEXOS	73

INDICE DE CUADROS

CUADRO		PAG.
1	Proporción de los sitios de muestreo por municipio	47
2	Detalle para análisis de varianza	50
3	Cargas endoparasitarias en aves jóvenes y adultas	57
4	Cargas ectoparasitarias en aves jóvenes y adultas	58
5	Comparación por periodo de muestreo de endoparásitos	59
6	Comparación por periodo de muestreo de ectoparásitos	60
7	Géneros de endoparásitos encontrados por municipio	61
8	Determinación de cargas de endoparásitos por municipio	62
9	Géneros de ectoparásitos encontrados por municipio	63
10	Determinación de cargas de ectoparásitos por municipio	64

INDICE DE FIGURAS

FIGURA		PAG.
1	Ciclo biológico de Eimeria	15
2	Localización de eimerias en el tracto digestivo	17
3	Apariencia de pollos enfermos con coccidiosis aviar	20
4	Ciclo biológico de Ascaridia spp.	23
5	Ciclo biológico de Heterakis spp	24
6	Ciclo biológico de Capillaria spp	26
7	Sistema inmune del pollo	40
8	Grupo de aves muestreadas durante la investigación. A) Comasagua, B) Zaragoza C) San Diego	48
9	Recolección de muestras de Ectoparásitos.	49
10	Recolección de muestras de ectoparásitos Colado de la muestra y colocación en tubos de ensayo	52
11	Porcentaje de endoparásitos por municipio	55
12	Porcentaje de ectoparásitos por municipio	56
13	Cargas endoparasitarias en aves jóvenes y adultas	57
14	Cargas ectoparasitarias en aves jóvenes y adultas	58
15	Comparación por periodo de muestreo de endoparásitos	59
16	Comparación por periodo de muestreo de ectoparásitos	61

INDICE DE ANEXOS

ANEXOS	PAG.
Cuadro A-1 Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por municipio.	74
Cuadro A-2 Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por municipio.	74
Cuadro A-3 Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por aves adultas y aves jóvenes	74
Cuadro A-4 Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por aves adultas y aves jóvenes.	75
Cuadro A-5 Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por periodo de muestreo.	75
Cuadro A-6 Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por periodo de muestreo.	75
Cuadro A-7 Cargas de endoparásitos en aves adultas y jóvenes	76
Figura A- 1 Endoparásitos identificados (A, B, C, D, E)	77
Figura A-2 Ectoparásitos identificados (A, B, C, D)	78
Figura A-3 Mapa Satelital de San Diego	79
Figura A-4 Mapa Satelital de Comasagua	80
Figura A-5 Mapa Satelital de Zaragoza	81

I. INTRODUCCION

La sanidad aviar y el manejo son primordiales en la crianza de aves de traspatio ya que de eso depende que estas se desarrollen en un tiempo aceptable y se evita así que haya perdidas económicas. (Consejos para cría de pollos barrilleros, 2003). El control de las enfermedades parasitarias en la avicultura tiene gran importancia económica. Se han informado pérdidas en los rendimientos productivos de las aves cuando están presentes dichas condiciones, fundamentalmente, en la producción de huevos y carne (Cordero del Campillo, 1999).

El problema de las parasitosis esta influenciado por una serie de factores como: clima, estación del año, edad y raza, además de las inadecuadas prácticas de manejo de las explotaciones pequeñas, donde existe la probabilidad de encontrarse afecciones que causan disminución sensible en la producción y productividad de estas.

Considerando que la productividad de algunas especies de animales menores puede ser alta y muy significativa en el mejoramiento de la nutrición y calidad de vida de la familia del pequeño productor (FAO, 2005), es de suma importancia reconocer que las infestaciones parasitarias en las aves domésticas disminuyen la eficiencia con que estas digieren y absorben sus alimentos (Bonilla, 1997), perjudicando en este sentido los beneficios que las familias rurales pueden obtener de las mismas.

La Libertad, representa uno de los Departamentos de mayor importancia económica a nivel nacional en la producción de granjas comerciales y aves de traspatio (CAMAGRO.com). Estas últimas, criadas en pequeña escala, se ven disminuidas en rentabilidad por la incidencia de parasitismo y enfermedades virales sin conocerse científicamente el grado de prevalencia de las mismas.

La importancia de este estudio consiste en indagar a cerca del status parasitario de las aves de traspatio ya que el éxito de las pequeñas explotaciones avícolas dependerá en gran medida del conocimiento de esta situación y de la protección que pueda brindarse a las aves mediante programas efectivos de prevención, control y erradicación del parasitismo en general.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. Parasitismo:

Es una [interacción biológica](#) entre dos organismos, en la que uno de los organismos (el [parásito](#)) consigue la mayor parte del beneficio de una relación estrecha con otro (el huésped u hospedador). El parasitismo puede ser considerado un caso particular de [predación](#) (Wikipedia, 2007). Los parásitos tienen una comprensión del valor de mantener sus ambientes y por consiguiente, las vidas de sus huéspedes, por lo menos, hasta que esas vidas no los beneficien. (Animales Sanos, 2007)

Aunque algunos parásitos producen escaso efecto sobre su huésped; otros le dañan con carácter temporal o permanente debido a la destrucción de los tejidos o a la producción de secreciones tóxicas y determinadas especies de parásitos pueden llegar a causar la muerte a sus huéspedes. El parasitismo puede darse a lo largo de todas las fases de la vida de un organismo o sólo en periodos concretos de su vida. Una vez que el proceso supone una ventaja apreciable para la especie, queda establecido mediante selección natural y suele ser un proceso irreversible que desemboca a lo largo de las generaciones en profundas transformaciones fisiológicas y morfológicas de la especie parasitada (Wikipedia, 2007). El parasitismo, junto con ciertas enfermedades, es uno de los factores naturales que regulan las poblaciones de organismos vivos, entre ellos las aves silvestres huéspedes. (Amparan, 2006)

Para que exista ataque de parasitosis deben intervenir tres factores: El parásito y sus fuentes, los individuos receptivos y la contaminación de los individuos receptivos por el parásito. Los parásitos que viven dentro del organismo hospedador se llaman endoparásitos y aquellos que viven fuera, reciben el nombre de ectoparásitos.

2.2 .Generalidades sobre la morfología de los parásitos internos.

Es de mucha importancia conocer la forma externa e interna, dimensiones, color y otros aspectos generales de los parásitos, ya que son las características morfológicas las que se utilizan en primer lugar para la identificación de los diferentes especímenes, según la forma que adquieren en la escala zoológica, así como en sus diferentes estadios larvarios, huevos y adultos, que son de gran utilidad para establecer el diagnóstico parasitológico. (Lapage, 1976; Levine, 1978)

2. 3. Hábitat de los parásitos

Se reconocen dos tipos de ambientes: El huésped como su ambiente inmediato, constituye su microclima y el ambiente externo del huésped como macroclima.

La presentación clínica de la mayoría de parásitos internos se presenta en la pared intestinal sobre la cual ejerce acción traumática, apareciendo pequeños puntos hemorrágicos en su trayecto (Quiroz, 1989).

Existe una variación en la calidad de los parásitos de un año a otro, en gran parte debido a las condiciones climáticas y a los sistemas de manejo, tanto así que se menciona una estrecha relación con el tipo de alimentación del huésped, de tal manera que pueden favorecer la infestación parasitaria (Blood 1976)

Para que la enfermedad se produzca debe estar presente el agente que la produce y el huésped susceptible a él, en un ambiente que favorezca el desarrollo de la enfermedad. Siempre debe evitarse el brote de una enfermedad, es importante apuntar a la prevención para evitar que ésta aparezca. Para ello es necesario tomar medidas de higiene y desinfección, como rutinas que no pueden dejar de ser aplicadas.

Limpia absolutamente todo el material a usar en los gallineros, el enlucido de paredes y techos, la desinfección total de bebederos y comederos, parásitos tanto internos como externos se controlan de la misma manera, dándole al ave las condiciones óptimas y evitando la presencia de huéspedes intermediarios que son los responsables de la permanencia en el tiempo de los organismos causantes de la parasitosis. Es importante tener en cuenta que las enfermedades y parasitosis afectan mucho más las explotaciones industriales, en las que la concentración de aves favorece la aparición de focos infecciosos y en las que se usa mucho la inmunización a través de programas de vacunación y el uso de antibióticos como prevención.

2. 4. Influencia de factores geográficos en la fauna parasitaria.

La dependencia de los parásitos respecto a los factores geográficos, no es la expresión de un solo factor, sino de un grupo de factores combinados, tales como clima, altitud y tipo de agua, de hecho existe una interrelación de factores que determinan la cantidad y calidad de parásitos. (Quiroz, 1989)

2. 5. Diseminación de los parásitos.

Los parásitos están estrechamente relacionados con las vías de entradas y las salidas. Las excretas de los animales y el hombre contaminan el suelo, convierten a este y a las corrientes de agua, en vehículos de primera magnitud en la diseminación de ciertos parásitos, además la presencia o ausencia de huéspedes intermediarios, determinan que los géneros de los parásitos posean un ciclo biológico directo o indirecto (Quiroz, 1989).

2.6. Acceso del parásito al huésped.

2.6.1. Fuentes:

- Aves parasitadas (se contagian unas a otras).
- Suelos, alimentos, agua, carne (hay distintas formas del parásito: huevos, larvas, etc.).
- Otros animales (actúan como huéspedes intermediarios).

2.6.2. Formas de contagio:

- Directo: De una ave, un ave sana y una enferma (ej: sarna)
- Indirecto: Vectores animados (seres vivos)
- Huéspedes intermediarios: Insectos (picaduras) lombrices (alimentos)
- Vectores inanimados: agua, polvo, carne, etc.

2.6.3. Factores que hacen que el individuo sea receptivo al parásito:

- Propios del ave
- Parásitos específicos de una especie (coccidios)

- Edad. Parásitos propios de edades tempranas y otros de las adultas
(Anep-Codicen. 2006)

2.7. Efectos del parasitismo sobre los huéspedes.

Entre los numerosos problemas de sanidad que afectan a las aves silvestres, las enfermedades parasitarias se destacan como uno de los más frecuentes, y los efectos que producen varían de infecciones subclínicas hasta la muerte (Lira 2002). Además, estas infecciones interfieren en el comportamiento y en el desempeño reproductivo de estas aves.

Las aves silvestres son hospederos de una gran variedad de parásitos, pero existen pocos trabajos sobre las especies que atacan estos animales en cautiverio, y los que hay se refieren a grupos reducidos de aves. (Flat, 2002).

La mayoría de infestaciones parasitarias disminuyen la eficiencia de la digestión y/o absorción de nutrientes, debido a la moderada, mediana o severa irritación de la mucosa intestinal (Morales, 1992).

2.8. Resistencia debido a la edad y raza.

Este término se refiere al hecho de que los huéspedes de mayor edad, presentan una mayor resistencia a la infestación que los jóvenes. (Lapage, 1976; Dunn, 1969). Se desconocen las bases de la resistencia debida a la edad pero probablemente este relacionada, a diferencias fisiológicas entre el huésped joven y el adulto o algún grado de inmunidad desarrollados por estos últimos, (Lapage, 1976).

Sin embargo, es importante resaltar que el porcentaje de mortalidad en pollitos, es alto sobretodo en épocas de lluvia y humedad. La incubabilidad de las aves de traspatio, es baja durante todo el año y se ve afectada por las condiciones climáticas. (Cisneros 2006).

En cuanto a las razas existen referencias de que algunas especies domésticas tienen mayor resistencia que otras a tal punto que ciertos géneros de parásitos se reproducen menos y son de menor tamaño que lo normal. (Quiroz,1989).

2.9. Clasificación de los Parásitos:

Existen Microparásitos y Macroparásitos. Los primeros son pequeños y extremadamente numerosos. Se multiplican dentro del huésped y por lo general lo hacen dentro de las células del huésped, por lo tanto se relacionan con el metabolismo y provocan reacciones por parte de los anticuerpos. Los Macroparasitos crecen, pero no se multiplican dentro del huésped. Producen fases infecciosas que salen fuera del huésped, para afectar a otros.

Viven dentro del cuerpo o en las cavidades del afectado por los parásitos y por lo general, se puede estimar el número de macroparasitos existente en el organismo afectado. El parasitismo implica una relación tráfica con su huésped (obtención de nutrientes) pero también puede implicar otras relaciones como lo es la de protección por parte de este último (Parásito, 2007).

Según su localización los parásitos se dividen en dos categorías: Endoparásitos y Ectoparásitos. En las cavidades internas y tejidos del hospedador habitan los endoparásitos y se clasifican en: intestinales, si habitan en el canal alimentario, vesícula biliar, hígado y sus conductos. También en la cloaca de reptiles, anfibios y aves. Son viscerales si se localizan en las diferentes vísceras y se subdividen en cavitarios o celozoicos si es que viven en cavidades internas, incluyéndose los vasos sanguíneos y tisulares como así también histozoicos si es que parasitan los tejidos.

Los ectoparásitos se pueden dividir en permanentes y temporales. Con respecto a los primeros son aquellos que se hospedan por largos períodos (a veces toda la vida) y los segundos son en relación con aquellos de breve permanencia (Rau, C.A., 2007).

2.10. Parásitos internos que afectan la salud de las aves

2.10.1. Protozoarios.

La palabra protozoo significa "pequeño animal". Son llamados así porque muchas especies se comportan de manera semejante a animales minúsculos. Ellos buscan y recolectan bacterias, algas y otros protozoarios como alimento.

Los protozoarios constituyen un grupo heterogéneo de unos 25.000 organismos microscópicos, unicelulares que poseen estructura celular típica. Son animales generalmente microscópicos, cuyo cuerpo está formado por una sola célula o por una colonia de células iguales entre sí, es decir, aunque son unicelulares deben

reconocerse como organismos completos en cuyas estructuras se llevan a cabo todas las funciones propias de animales multicelulares.

Se reproducen por segmentación. Cada célula da lugar a dos células hijas. A veces pueden intercambiar material genético. Se clasifican según su capacidad de movimiento. Los protozoarios viven en lugares húmedos: lagunas, charcos, agua de ríos, suelo húmedo. También hay protozoarios en el mar. Algunos son parásitos que viven en líquidos orgánicos como la sangre (Protozoarios, 2007)

Los protozoarios pertenecen al phylum protozoa el cual incluye una gran variedad de organismos, cuyos cuerpos están formados por una célula. En el phylum protozoa, se describen las clases Rhizopoda, Mastigopora, Esporozoa.

La clase Mastigopora comprende los ordenes: Rhizomastigina, Protomonadina, Polymastigina. Entre algunas familias del orden Protomonadina están: Craspedomonadidae, Bicococidae, Trimastigidae, Tripanosomatidae, entre otras.

Entre algunas familias del orden Polymastigina tenemos: Trichomonadidae, Calonymphidae, Pyrsonymphidae, etc.

La clase esporozoa presenta los ordenes: Gregarinidia, Coccidia, Haemosporidia. En el orden coccidia, se presentan las familias: Eimeriidae y Cristosporiidae. Dentro del orden Haemosporidia se encuentran las familias Plasmodidae, Haemoproteidae, Babesiidae, etc.

2.10.2. Infestaciones por protozoarios

En aves de corral la coccidiosis es la enfermedad parasitaria más importante, ya que provoca grandes pérdidas económicas debido a la alta mortalidad, retraso en el crecimiento, incremento en la conversión alimenticia y deterioro en la pigmentación de las aves (Blood, 1998).

Las “coccidias” son protozoarios del género *Eimeria* que causan una enfermedad intestinal bastante frecuente en aves de corral y traspatio. Sus características se describen a continuación.

2.10.2.1. Familia *Eimeriidae*.

Los coccidios de importancia veterinaria pertenecen a dos géneros de esta familia: *Eimeria*, e *Isospora*. El género *Eimeria* se caracteriza por poseer internamente cuatro esporocistos y cada uno de los cuales contiene dos esporozoitos (Price, 1973).

La coccidiosis producida por Eimerias afecta a la mayoría de los animales criados comercialmente para fines alimenticios, particularmente las aves de corral, tales como pavos, patos, gallinas entre otras y mamíferos domésticos como ovejas, vacas y cerdos (López Pineda, 2006). Se encuentran en el intestino dentro de las células.

Son importantes parásitos en las explotaciones industriales ya que se contagia por las heces y la contaminación de un ave a otra es muy rápida y más aún si la

temperatura promedio es de 25 °C y la humedad alta. Es importante el manejo de la cama, se debe mantener suelta y seca. (Anep-Codicen. 2006).

La mayoría de animales adultos son mas o menos inmunes, pero diseminan ooquistes que son fuente de infección para jóvenes (Levine, 1978).

Hay varias especies de coccidias que causan la enfermedad, provocando desde lesiones y pérdidas económicas ligeras hasta pérdidas severas con alta mortalidad. Todas las especies pueden encontrarse en una misma granja y por ello la coccidiosis debe ser considerada como una enfermedad compleja ya que hace difícil atribuirle a una sola especie de coccidia en particular las pérdidas financieras, por ejemplo, *Eimeria mitis* y *Eimeria. praecox*, solamente reducen las tasas de aprovechamiento de los alimentos mientras que *Eimeria tenella* y *Eimeria necatrix* producen una alta mortalidad además de las pérdidas mencionadas y probablemente todas las especies producen efectos adversos en la producción de huevos (López Pineda, 2006).

La estructura de propagación de estos protozoarios es el ooquiste el cual se produce en cantidades exorbitantes; una coccidia puede producir medio millón de ooquistes durante su ciclo vital y una sola ave infectada puede ser la fuente de 65 millones de ooquistes de estos parásitos (Martínez de Ch, 1994).

Las especies de *Eimeria* que desencadenan los brotes clínicos de coccidiosis, se desarrollan específicamente en determinadas porciones intestinales y además los

ooquistes de cada especie muestran características morfológicas propias (Hoftad, 1994; Cordero del Campillo, 1999).

2.10.2.1.1. Ciclo Biológico.

Dependiendo de la especie, el [ciclo de vida](#) es de 4 a 7 días y la diseminación se efectúa por medio de heces, cama, polvo, escarabajos (*Alphytobius* spp) y moscas, dentro y fuera de la granja. La coccidiosis puede dar lugar a un considerable índice de infecciones subclínicas con [diarrea](#) y, a veces, [anemia](#), trayendo como consecuencia una disminución de las tasas de crecimiento y [producción](#) y un aumento de la mortalidad (López Pineda, 2006).

En las deyecciones del huésped infectado se eliminan los ooquistes u oocistos no esporulados, que bajo condiciones adecuadas de humedad, sombra, presencia de [oxígeno](#) y [temperatura](#) no inferiores a 10°C y no superiores a 50°C sobreviven y esporulan fácilmente dando lugar a la formación de 4 pequeños quistes (esporocistos) que a su vez contienen 2 [células](#) infectivas o esporozoitos. Cuando ha concluido la esporulación los oocistos son resistentes al medio y los esporozoitos son inmediatamente infectivos para próximos huéspedes apropiados que lo ingieran.

Una vez ingerido el oocisto, se lleva a cabo la penetración de las células del intestino. Alrededor del esporozoito se forma una vacuola donde se inician múltiples divisiones asexuales (merogonia) durante las cuales se forman de 2 a 100 000 merozoitos según la especie. Ya maduros los merozoitos rompen y

neutralizan a las células hospederas y migran a otras nuevas e inician una nueva merogonia (se piensa que cada especie de *Eimeria* está programada genéticamente para un número determinado de generaciones de merozoitos de manera que el [proceso](#) no continúa indefinidamente, este número varía en las pocas especies que se le conoce de 2-4).

La última generación de merozoitos penetra las células epiteliales para desarrollar la gametogonia. La gran mayoría de los merozoitos formará macrogametocitos, mientras que los restantes formarán microgametocitos, ambos sufrirán múltiples divisiones, y finalmente se obtendrán miles de móviles y biflagelados microgametos. Cuando estos maduran abandonan sus células hospederas y salen para penetrar células que contengan macrogametos para producir la fertilización.

Rápidamente tiende a formarse alrededor del cigoto una delicada membrana y dos tipos de elementos formadores de barrera se desarrollan dentro del citoplasma, los cuales migran hacia la superficie de la membrana con la cual se funden para formar una barrera resistente y cuando esta se ha formado completamente el occisto rompe la [célula](#) hospedera y sale en las heces. El mecanismo por el cual los merozoitos regulan la formación de macro o microgametocitos, así como la forma en que los microgametocitos encuentran a las células hospederas que contiene los macrogametocitos y los detalles del proceso de fertilización no se han dilucidado aún (López Pineda, 2006).

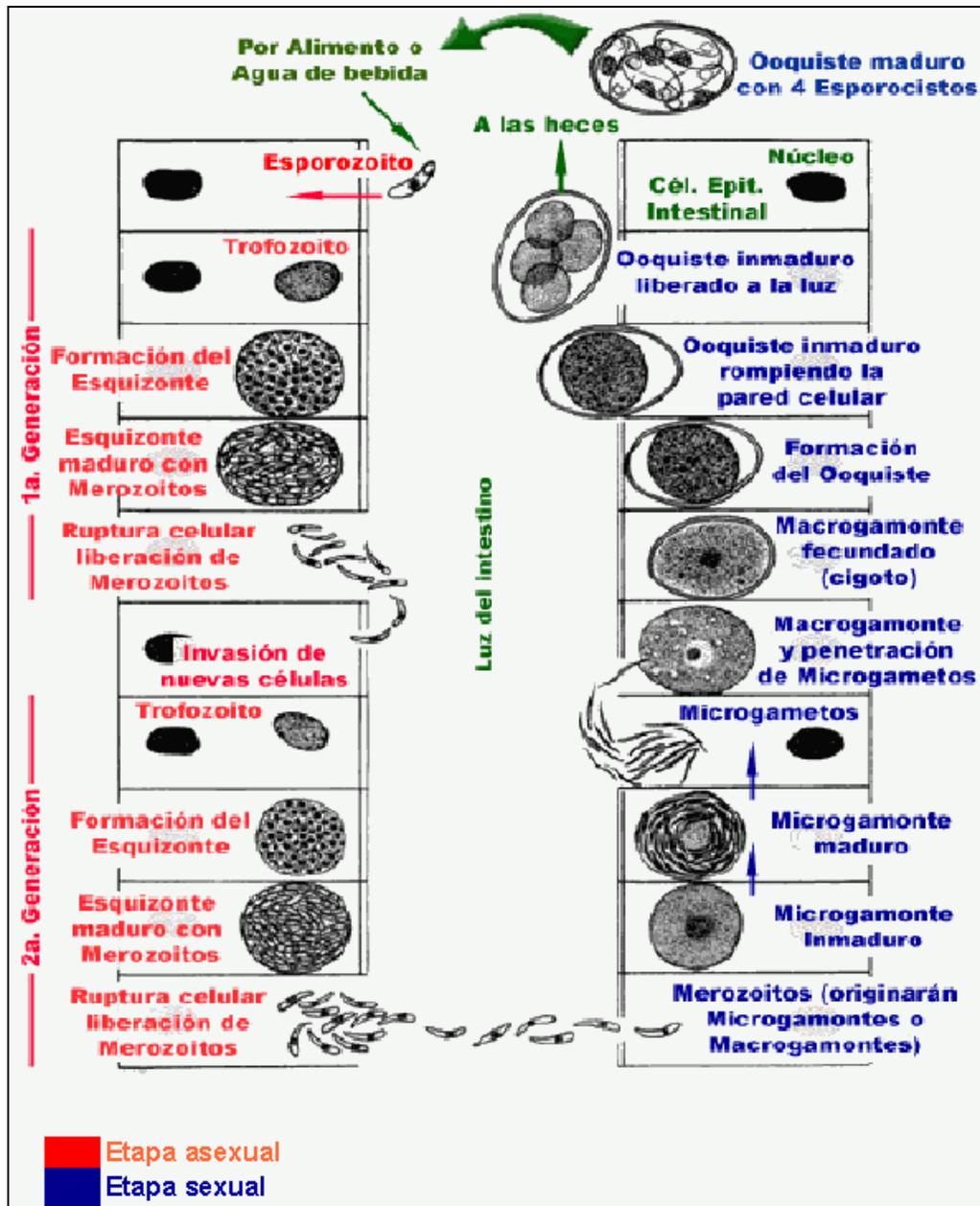


Figura 1: Ciclo de las *Eimeria* spp.

Fuente: Tomado de monografías

2.10.2.1.2. Especificidad:

Cada especie aviar sufre la infección por unas determinadas especies de *Eimeria*. Para vacunar contra Coccidiosis a una determinada especie aviar se necesitan [vacunas](#) elaboradas con un [antígeno](#) que contenga las especies de *Eimeria* que con especificidad de hospedador son patógenas para esa especie, porque hay una especificidad inmunológica que hace que la protección sea diferente para cada especie.

En la actualidad, solo están disponibles vacunas para prevenir la coccidiosis en aves de la especie *Gallus domesticus*, pollos y gallinas, con distinta cantidad de especies de *Eimeria* si la vacuna es para reproductoras o para pollos, por su diferente ciclo de vida.

Las diferentes especies de *Eimeria* de las aves también tienen una especificidad en la presentación de las lesiones, ya que afectan a zonas determinadas del intestino. Es la especificidad de localización, y esto permite, junto con las características de las lesiones, la posibilidad de un [diagnóstico](#) rápido por el clínico en el campo.

La presencia de coccidias en el aparato digestivo de las aves abarca la totalidad de los órganos encargados de la absorción y procesamiento de las materias alimenticias para el ave, tanto que se pone en riesgo permanente el desarrollo armónico de los animales y, en consecuencia, se deteriora su productividad y rendimiento.

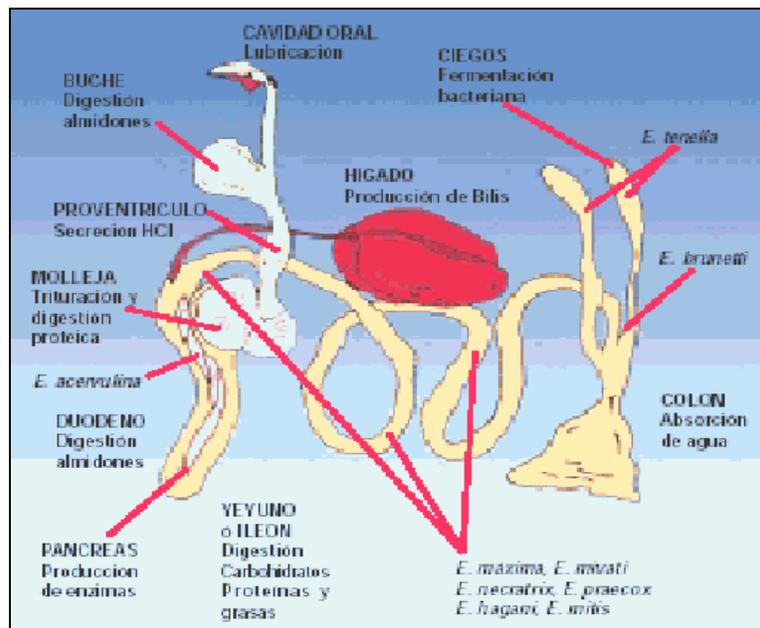


Figura 2: Localización de *Eimeria* spp en el tracto digestivo.

Fuente: Tomado de monografías

Las especies de *Eimeria* que afectan a pollos y gallinas son siete: *E. acervulina*, *E. brunetti*, *E. maxima*, *E. necatrix*, *E. praecox*, *E. tenella*, *E. mitis*. Luego que ha pasado un brote con una especie de coccidia, la ave desarrolla resistencia a la especie a que estuvo expuesto, pero siguen siendo susceptibles a otras especies

infectivas. Esto significa que el lote de aves puede sufrir varios brotes de coccidiosis, cada uno causado por una especie de coccidia diferente.

El parásito manifiesta una alta especificidad lo que le ofrece facilidades para completar su ciclo de vida y producir la infección. Las *Eimeria spp.* con algunas excepciones manifiestan selectividad, además por [sistema](#) de órganos, [tejidos](#) y localización dentro de la célula (López Pineda, 2006).

2.10.2.1.3. Patogenia de Eimeria.

La mayoría de los parásitos entéricos incluyendo coccidias invaden la mucosa intestinal e inducen daños de cierto grado en las células epiteliales e [inflamación](#). La manifestación más común de la coccidiosis es la diarrea. Los merontes gamontes y ooquistes causan marcadas alteraciones en el hospedero en un corto periodo de tiempo, incluyendo distorsión, ruptura, separación de células adyacentes y formación de costra. Un extenso [daño](#) conduce así a la diarrea, deshidratación, pérdida de peso, prolapso rectal, disentería y serios [signos](#) clínicos al huésped pudiendo causar la mortalidad (López Pineda, 2006).

Es importante su control específico ya que de lo contrario produce daños económicos a causa de la interrupción del crecimiento y mala absorción de los alimentos (Martínez de Ch. , 1995) por la disminución de la actividad enzimática a nivel de duodeno y yeyuno, lo cual reduce la digestión y absorción de proteínas, e incrementa la excreción de nitrógeno y por ende disminuye la proteína muscular y reduce la ganancia de peso corporal en aves infectadas (Tamasaukas, 1998); por

otra parte la eimeriosis puede ser un factor coadyuvante para la instalación de otras enfermedades como la enteritis necrótica (Guanipa, 1999; Norton, 2001) ya que incrementa la producción de mucus que a su vez favorece el crecimiento del *Clostridium perfringens* produciendo mucósis dañando tejido y aumentando su permeabilidad (Vander, 2003).

Causan lesiones en la mucosa del intestino delgado, ciego y colon (Merck & Co. 1993). Clínicamente se caracteriza por diarrea con sangre y anemia, y en forma subclínica, por un síndrome de mala digestión, lo cual resulta con alteraciones del estado general de salud, disminución del peso y menor ingestión de alimentos (Quiroz , 1989; Mehlhorn, 1993).

En general animales jóvenes son más susceptibles a la coccidiosis y manifiestan mayor cantidad de signos de enfermedad, mientras los pollos adultos son relativamente resistentes a la infección. Los animales jóvenes que se recuperan de la coccidiosis pueden compensar en cierto modo el crecimiento perdido pero su desarrollo potencial queda severamente comprometido. La magnitud de los signos clínicos resultantes de la infección por *Eimeria spp* es modulada por factores genéticos del hospedero (López Pineda, 2006).

2.10.2.1.4. Síntomas:

Ante un brote de coccidiosis las aves se tornan pálidas, débiles, tienden a acurrucarse, consumen menos alimento y [agua](#), tienen diarrea, se pueden deshidratar, sufren pérdida en la ganancia de peso y las ponedoras experimentan una baja en la postura.

La coccidiosis cecal puede producir excrementos con sangre, y anemia, que muchas veces es seguida de la muerte. La coccidiosis intestinal no es aguda y es de naturaleza más crónica. Produce menos mortalidad que la forma cecal.



Figura 3: Apariencia de pollos enfermos con Coccidiosis Aviar

Fuente: Fotografías tomadas de Monografías

2.10.2.1.5. Profilaxis

Es más que evidente la necesidad de mantener la eficiencia del proceso productivo avícola, a través de un efectivo programa de bioseguridad en donde se involucre la limpieza y desinfección de instalaciones, equipos y otros insumos que se utilizan en la producción animal (Rodríguez, 2001). La presencia de parasitosis producidas por protozoarios, entre otros, ha justificado el uso de productos profilácticos, como los coccidiostáticos, en las raciones para controlar la eimeriosis en el tracto digestivo de las aves, principalmente en pollos de engorde (Guanipa, 1999).

2.10.3 Clasificación de los helmintos.

Dentro del grupo de parásitos conocidos como helmintos se encuentran los phylum: Nematelminthes y Platyhelminthes, los primeros conocidos como gusanos redondos y los segundos conocidos como gusanos planos o en forma de cinta. En el phylum Nematelminthes, se describen las clases Nematoda y Acantocephala; entre algunos ordenes de la clase Nematoda están: Ascaroidea, Strongyloidea, Trichinelloidea.

Entre algunas familias del orden Ascaroidea se encuentran: Ascaridae, Heterakidae, Strongyloididae. En el orden Strongyloidea estan las familias: Strongylidae, Trichostrongylidae. En el Trichinelloidea, se encuentran las familias: Trichuridae y Capillariidae.

En el phylum Platyhelminthes, se encuentran las clases turbellaria, trematoda y cestoda. La clase trematoda presenta los ordenes Aspidogastrea, Digenea. Al orden Digenea, pertenecen las familias, fasciolidae, dicrocoelidae, paramphistomidae, entre otras.

Entre los órdenes de la clase cestoda se encuentran el cyclophyllidea y pseudophyllidea. En el orden cyclophyllidea, se presentan las familias, Anophoccephalidae, Mesocestoididae, Davaineidae, Mymenolepididae, Taeniidae, entre otras.

2.10.3.1. Infestaciones por nemátodos:

2.10.3.1.1. Familia: Heterakidae.

En esta familia están incluidos los géneros *Ascaridia* y *Heterakis*, los cuales se transmiten por medio de las aves que albergan parásitos adultos y eliminan huevos en las heces, contaminando así el agua y el alimento (Mayaudon, 1974). Se especifica que para el desarrollo de los huevecillos de estos géneros, las temperaturas abajo de los 18°C detienen su desarrollo, pero continua viable; y arriba de 35°C ya no se desarrolla (Quiroz, 1989; Hall, 1986).

La edad del ave esta en relación inversa a la susceptibilidad de una infestación.

Se ha observado que hay relación directa entre la calidad, cantidad de los nutrientes y la respuesta inmune en pollos con *Ascaridia* (Quiroz, 1984). Las especies del genero *Ascaridia* poseen tres labios y generalmente tienen alas laterales cuniculares, y el esófago en forma de huso (Mehlhorn, 1993).

Ascaridia, conocido como gusano redondo grande, es el nemátodo de mayor tamaño del intestino delgado de las aves. Los machos miden en promedio 50 mm de largo y las hembras mas de 100 mm (Levine, 1978). El género *Heterakis* se localiza en los ciegos. Los machos adultos son de 13 mm y las hembras de 16 mm de largo y no existe confusión con *Ascaridia* ya que el sitio predilecto de localización es el intestino delgado (Dunn, 1969).

2.10.3.1.2. Ciclo Biológico de *Ascaridia spp.*

El ciclo es directo, la transmisión es por el suelo y la infestación es por vía oral. Se encuentra en el intestino delgado de pollos, pavos, patos y otras aves de corral. Rara vez se encuentra en intestino grueso, esófago, molleja, buche,

oviducto, y dentro de los huevos del ave como parásitos erráticos. (Pendones J., SF)

Las lombrices de tierra, en las que se acumulan los huevos, actúan como portadoras e infectan a las aves cuando éstas se alimentan de ellas. Los huevos ingeridos por las aves eclosionan en el proventrículo o en el intestino delgado, liberando las larvas de segundo estadio, que viven en la luz intestinal y en los espacios entre las vellosidades intestinales durante los primeros 8-17 días que siguen a la infección.

En ese momento, migran a la mucosa intestinal, en donde sufren una muda que las convierte en tercer estado larvario, permaneciendo en la mucosa hasta el día 17, período en el que mudan al cuarto estadio larvario hacia 14 y 15 días más. Completan su desarrollo, siempre en el intestino, alcanzando la madurez sexual en unos 50 días cuando los huevos del parásito aparecen en las heces. Posteriormente las larvas vuelven al lumen, y alcanza la madurez en 6-8 semanas (Soulsby, 1987).

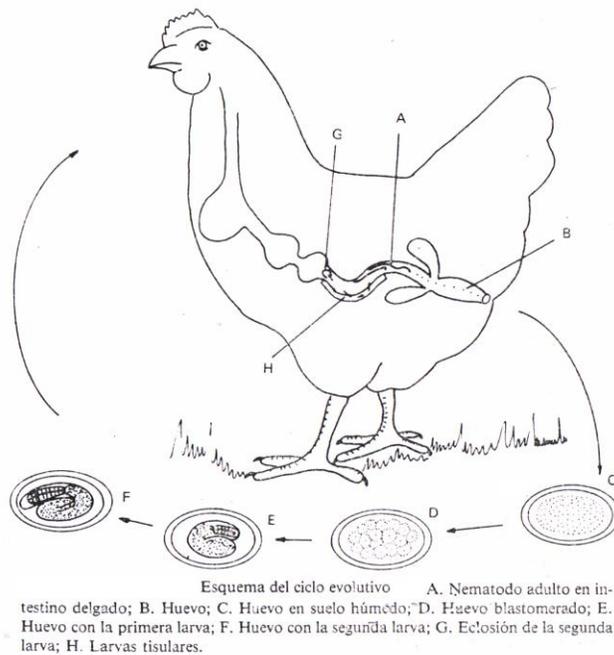


Figura 4: Ciclo Biológico de *Ascaridia* spp

Fuente: The Poultry Site

2.10.3.1.3. Ciclo Biológico de *Heterakis* spp.

El desarrollo de los huevos en el suelo hasta el estadio infeccioso L-II requiere de 5-14 días, con 18 a 20° C. Los huevos son, también, muy resistentes, salen con las heces. La infección de las aves se produce cuando ingieren los huevos infecciosos y la eclosión de las larvas se realiza preferentemente en buche, molleja y duodeno, la mayoría en intestino delgado.

Entre 6-7 horas después de la eclosión, las larvas alcanzan los ciegos, y pueden invadir la mucosa superficial e incluso profundizar hasta la proximidad de las criptas, pero en su mayoría se hallan en la luz intestinal. Al día 4 mudan al tercer estadio larvario y al 9°-10.° día, al cuarto estadio larvario y se hacen adultos unos 14 días después de la infección. El período de prepatencia se estima entre 24-36 o

más días. Las lombrices de tierra, pueden ingerir huevos de *Heterakis* y actuar como vectores cuando las aves las comen.

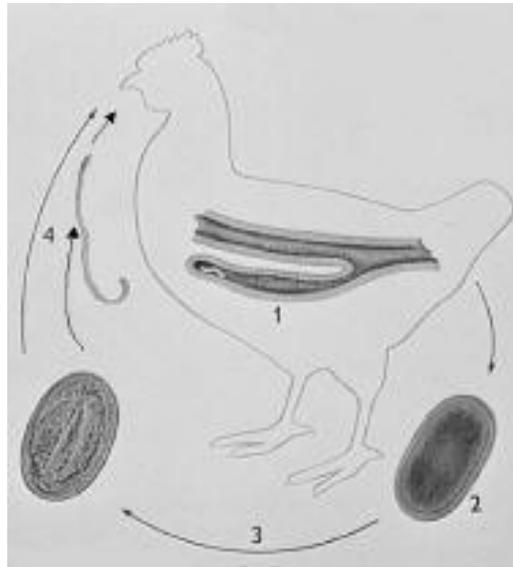


Figura 5: Ciclo Biológico de *Heterakis spp*

Fuente: The Poultry Site

2.10.3.2. Familia: Capillariidae.

El género de importancia de esta familia es *Capillaria*. Los helmintos de dicho género están estrechamente relacionados con el *Trichuris*, pero son más pequeños y delgados, y la parte posterior del cuerpo no es apreciablemente más gruesa que la anterior (Soulsby, 1987).

Este parásito se encuentra distribuido en todo el mundo, ciertas especies de este género se encuentran en bovinos y aves de corral (Soulsby, 1987; Mehlhorn, 1993).

En aves no es marcadamente patógeno sino que depende de la elevada cantidad de los nematodos, así como de si las aves son jóvenes (Hall, 1986).

2.10.2.2.1. Ciclo Biológico de *Capillaria*.

Los huevos del parásito se eliminan con las heces y se desarrollan en el suelo con T° (28-32° C), humedad y oxígeno adecuados, 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. Las lombrices de tierra pueden actuar como portadoras de los huevos infestantes e incluso que el ciclo pudiera ser directo o indirecto y las lombrices de tierra sean verdaderos hospedadores intermediarios (Cajas, 1985).

Los huevos eliminados con 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.

Los huevecillos son puestos sin embrionar y alcanzan su madurez infestante (L2) en función de la temperatura, después de unas semanas, hasta unos pocos meses. Tras la ingestión de huevos por el hospedador, eclosionan las L2 en el intestino, penetrando con su extremo cefálico en la mucosa y migra a su lugar definitivo; después de tres mudas alcanzan la madurez sexual y esto tarda de 5-9 semanas (Mehlhorn, 1993).

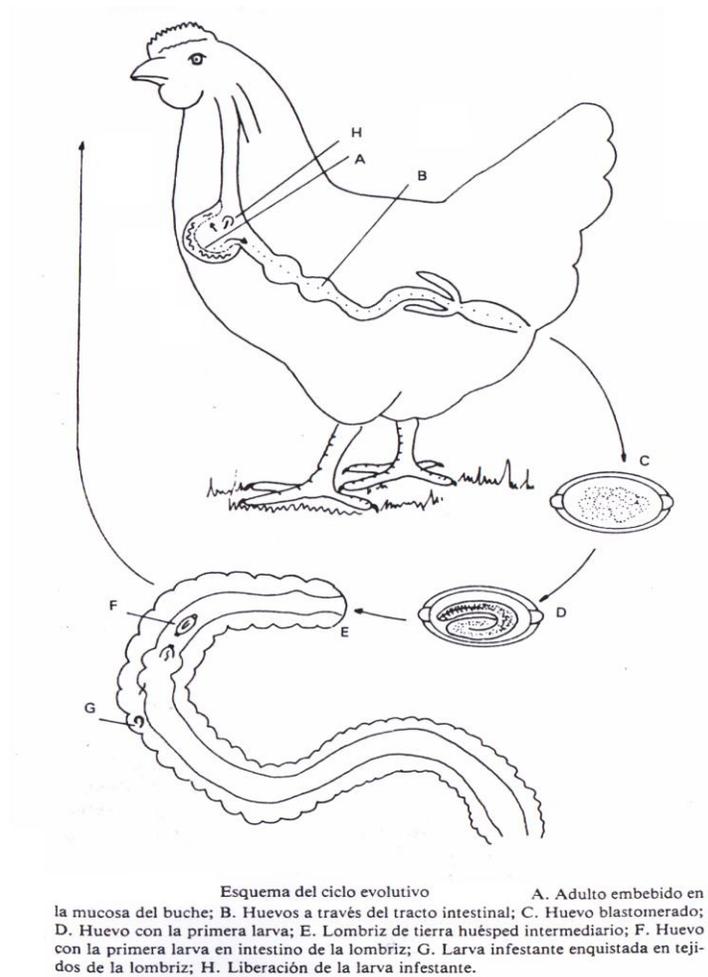


Figura 6: Ciclo Biológico Capillaria

Fuente: The Poultry Site

2.10.3.3. Familia: Davaineidae.

Dentro de esta familia se encuentra el género *Raillietina*. La fuente de infestación está representada por los huéspedes vertebrados jóvenes o adultos que eliminan estados evolutivos del parásito (Quiroz, 1989). Se ha observado que los pollos menores de 3 meses de edad son más susceptibles a la infestación que los adultos; esta resistencia tiene relación con la edad y no con factores inmunológicos como consecuencia de primoinfecciones (Quiroz, 1989).

Morfológicamente es uno de los mayores cestodos de las gallinas midiendo más de 25 cm de largo. El roseto y ventosas son armadas y redondas, se localizan en el intestino delgado; y los huevos se hallan en capsulas ovígeras que contienen entre 6 y 12 huevos (Soulsby, 1987).

2.10.3.3.1. Ciclo Biológico.

Los huevos se eliminan del huésped con las heces y son ingeridos por el huésped intermediario que pueden ser varias especies de escarabajos u hormigas, donde se desarrolla el cisticercoide alrededor de tres semanas (Noble, 1965).

2.10.4. Patogenia de los Helmintos.

En la mayoría de los casos los daños son básicamente acción traumática, por penetración de la mucosa del estómago, acción mecánica por presión y obstrucción de tejidos y células vecinas, acción expoliadora al alimentarse con sangre y exudado tisular, acción irritativa por entrada y salida de los vermes en órganos, ulceraciones estomacales y formación de nódulos intestinales (Quiroz, 1989).

Además en los animales parasitados se puede observar anemia disminución de crecimiento y rendimiento productivo, anorexia, diarreas, que pueden ser sanguinolentas, tos, neumonía (Quiroz, 1989; Cajas, 1985)

2.10.4.1. Profilaxis para los Helmintos.

En aves de corral criadas a traspatio se debe considerar la contaminación de los alojamientos, los pisos y que apenas que es posible controlar los huéspedes

intermediarios; por lo que se recomienda aplicar un tratamiento desinfectante a intervalos regulares tomando en cuenta la época del año y se debe complementar con la eliminación y exposición de las heces a los rayos directos del sol para matar los vermes y huevecillos de parásitos (Mehlhorn,1993).

2.11. Parásitos externos que habitan en las aves

Se conocen muchos tipos de parásitos externos que pueden infestar en las aves, entre ellos figuran: piojos, ácaros, garrapatas, pulgas, moscas, entre otros. Las aves domesticas infectadas con intensidad por los parásitos comunes muestran irritación y reaccionan con excesivo rascado y limpieza de las plumas. Las manifestaciones pueden ser menos obvias; cualquier descenso en la producción o aumento en la conversión de alimentos inexplicable es causa de búsqueda de parásitos externos.

Los problemas con parásitos externos se reducirían al mínimo mediante la limpieza minuciosa de los galpones, el reemplazo total de los lotes mas que la segregación y reemplazo, la construcción de galpones lisos y de alambradas para conservar alejadas las aves silvestres, un programa sólido de tratamiento contra roedores, y la conservación de los extremos secos para desalentar la reproducción de moscas.

2.11.1. Piojos

Los piojos que afectan a las aves pertenecen al orden Mallophaga (piojos masticadores). Se han informado más de 40 especies en aves domésticas, un mismo huésped puede albergar varias especies de piojos. Los piojos son insectos

pequeños, planos, rara vez de una longitud mayor de cinco milímetros, y de color amarillo o gris. No son parásitos chupadores de sangre, sino que tienen mandíbulas del tipo de masticación situadas ventralmente en la cabeza, con las que se alimentan de trozos cortados en las plumas o en la piel, de este modo producen notable irritación y desasosiego en las aves.

Son parásitos permanentes, con cuerpo aplanado dorsoventralmente, antenas cortas con 3 a 5 segmentos, ausencia de alas, metamorfosis incompleta y todo su ciclo biológico, incluso la fase de huevo transcurre sobre el cuerpo del huésped; estos no pueden vivir más de algunos días fuera del cuerpo del ave viva.

2.11.1.1. Clases de los Piojos:

2.11.1.1.1 El piojo grande común.

El piojo de cuerpo de la gallina, *Menacanthus stramineus*, es uno de los parásitos más comunes en las aves. Se localiza preferentemente en la región por debajo de la cloaca, aunque en las aves fuertemente infestadas pueden encontrarse en el pecho y la espalda y bajo las alas. Puede consumir sangre puncionando cañones de plumas blandas cerca de las bases y mordisqueando a través de las capas de cobertura de la piel. Parásita principalmente las gallinas, pero puede encontrarse en pavos, y otras aves que puedan convivir con gallinas infestadas.

2.11.1.1.2. El piojo del raquis de la pluma.

Menopon gallinae se encuentra normalmente a lo largo del raquis de las plumas y no permanece sobre la piel del huésped en ningún momento. Es también muy común en las gallinas pero tiene mucha menos importancia que el piojo del cuerpo

porque la mayor parte de su vida permanece sobre las plumas y no sobre la piel, y parece alimentarse de las bárbulas y barbas de las plumas. No se ha encontrado en aves de poca edad y puede vivir algún tiempo sobre plumas desprendidas del cuerpo del ave.

2.11.1.1.3. El piojo de la cabeza.

Cuclotogaster heterographa, se encuentra principalmente en la cabeza y cuello de las gallinas y pavos. Es especialmente perjudicial para las aves de poca edad, y es normalmente la única especie que puede causar daños importantes en los pollos y pavipollos muy jóvenes.

2.11.1.1.4. El piojo de las alas.

Lipeurus caponis, está íntimamente relacionado con el piojo de la cabeza y es la única especie que se encuentra comúnmente sobre las grandes plumas de las alas de las gallinas. El piojo delgado del pavo, *Oxylipeurus polytrapezius*, es el piojo de ala de los pavos.

2.11.1.1.5. Otros piojos de las gallinas.

- El piojo grande de la gallina. *Goniodes gigas*: Son piojos grandes que habitan en la superficie de la piel y son más comunes en aves adultas, no se presentan en gran número (De Campos Pereira, SF)

- El piojo del plumón, *Goniocotes gallinae*: El piojo de la pelusa, se producen en la pelusa de la bases de las plumas, son uno de los piojos mas pequeños de las aves de corral. (De Campos Pereira, SF)

- El piojo pardo de la gallina, *Goniodes dissimilis*.

2.11.1.2. Ciclo de biológico

Los huevos son depositados en racimos sobre la base de las plumas, en aves muy infestadas se pueden encontrar grandes masas de huevos sobre las plumas debajo de la cloaca. El ciclo total de vida toma cerca de 3 semanas para completarse, que comprende 4-5 días para la incubación y tres etapas de ninfa de tres días cada una. Cada pareja de piojos puede producir 120000 descendientes en unos cuantos meses, pero fuera de las aves solo permanecen vivos 5 o 6 días.

2.11.1.3. Tratamiento

- Malathion en polvo al 5% o solución al 1%, aplicado en las aves, los habitáculos o en el pavimento.
- Carbaril en polvo al 5%.
- Polvo al 2% de Imidan y carbofenotian (más eficaz y de acción más duradera que el Malathion).
- Gránulos al 4.4% de Zytron.
- Los piojos de gallinas criados en jaulas pueden ser controlados durante al menos 28 días atándoles una tira resina conteniendo de 3.5-10% de diclorvos alrededor de una de las patas de cada individuo, al menos la mitad de los individuos o fijando las tiras a la jaula.

- También son eficaces los piretroides (permetrina) y los carbamatos, así como sus combinaciones, cuya actividad se prolonga hasta mes y medio.

2.11.1.4. Control

La pediculosis de las aves se diagnostica mediante el hallazgo de piojos sobre la piel o las plumas de las aves. La vigilancia se efectúa mediante el examen aleatorio y regular de aves en todos los galpones para detectar posible presencia de piojos (dos veces al mes como mínimo) y tratarse en caso necesario. Deben examinarse 20 a 50 aves como mínimo cada vez, esto debe hacerse al azar y deben elegirse de todas las partes del galpón.

Nunca debe permitirse que aves galliformes silvestres o domésticas entren en contacto con las aves. Las plumas cargadas de huevecillos continuaran siendo una fuente de reinfestación, y cuando el local se despuebla, debe completarse una limpieza minuciosa. Tratar con insecticidas todos los pasos señalados como medida profiláctica. (Cataño Tangarife 2007)

2.11.2. Pulgas adherentes

2.11.2.1. Especies: *Echidnophaga gallinacea*

2.11.2.1.1. Ciclo de vida: Las larvas se desarrollan en el suelo y alrededor de los ponederos de las gallinas convirtiéndose en crisálidas a las 2 semanas. Dos de semanas más tarde, las pulgas adultas surgen desde la crisálida y viven libremente hasta la época de su reproducción. Las pulgas hembras se adhieren alrededor de la cara y las barbas de las aves y comienzan su producción de huevos para continuar su ciclo de vida. Daños ocasionados: Ulceración e irritación de la piel, que si se produce alrededor de los ojos puede conducir a la ceguera.

2.11.2.1.2. Control: (Carbaril; 5%) Aplicación del polvo directamente en las áreas donde residen las pulgas y en la yacija. Las pulgas adultas se pueden quitar con la mano; o se puede untar las zonas afectadas con una vaselina de petróleo, que les ocasionara la muerte por sofoco. Si se usa el método de la vaselina de petróleo, las pulgas se morirán dentro de un corto periodo de tiempo, pero ellas pueden permanecer adheridas al ave por un período indefinido (varios días o semanas). Las aves que se crían en jaulas levantadas del suelo aproximadamente a un metro de altura, no llegan comúnmente ha ser infectadas por estas pulgas. (Pagina de Información Ganadera, 2000)

2.11.3. Ácaros

Pertenecen a la familia *Dermanyssidae* de la clase *aracnidos*. Existen unas veinte especies de ácaros que infestan a las aves domesticas, pero solo algunas de ellas son suficientemente perjudiciales para tener importancia desde el punto de vista económico. Las especies mas importantes tienen hábitos de vida muy distintos y,

en general, hay que usar diferentes métodos para combatir a cada especie. Son succionadores de sangre y pueden caminar con rapidez sobre la piel y las plumas.

2.11.3.1. El ácaro de las gallinas. Ácaro rojo o ácaro de las perchas, *Dermanyssus gallinae*. Este ácaro chupa la sangre de las aves que parasita y por esto se ve rojo. Causan importantes daños en la industria avícola y es de particular importancia en partes mas calientes de la zona templada. Son parásitos intermitentes, que se esconden en las grietas y fisuras durante el día, y por la noche salen para alimentarse sobre las aves. La presencia del parásito puede determinarse fácilmente examinando los extremos y la parte inferior de las perchas, en los puntos de soporte, e inspeccionando cuidadosamente todas las grietas y fisuras de las perchas o de sus soportes.

Las gallinas son los huéspedes más comunes pero también pueden existir en pavos, pichones, canarios y varias especies de aves silvestres. El ser humano también puede ser atacado. Provocan anemia, disminución intensa de la producción y aumento del consumo de alimento, puede incluso matar las aves, en particular pollos y gallinas cluecas o ponedoras. Las aves en producción pueden rehusar incubar en nidos infestados. Los piojos y los ácaros suelen encontrarse simultáneamente. Los ácaros de las gallinas pueden vivir hasta 34 semanas sin alimento.

2.11.3.1.1. Tratamiento

Eliminar en lo posible todas las grietas y estructuras que faciliten el albergue del parásito, emplear para su limpieza agua hirviendo y aplicar acaricidas en rociados o aerosoles. Se recomienda: carbaril, permetrina, flumetrina, amitraz y combinaciones de fosforados con carbamatos.

Los nidos de pájaros que estén contaminados deben destruirse, o depositar en ellos bandas impregnadas de acaricidas de acción prolongada como el diclorvós.

En todos los tratamientos para ectoparacitos deben tratarse las aves dos veces a intervalos de 5-7 días, ya que ninguno de los productos usados para su tratamiento matan los huevos y solo afectan a los adultos y a los estados intermedios, por lo tanto se busca interrumpir su ciclo de vida en todos sus estadios.

2.11.3.2. El ácaro de las escamas de las patas. *Knemidokoptes mutans*, causante de la afección conocida con el nombre de “pata escamosa en las aves”. El parásito se introduce bajo las escamas de los tarsos. Producen gran irritación y la acumulación de residuos secos grisáceos debajo de las escamas, las cuales son aflojadas y levantadas, de tal modo que parece que los tarsos están muy hinchados.

Si no se trata esta afección, las patas pueden llegar a deformarse, y el ave puede quedar coja. Este parásito también se encuentra en los pavos, faisanes, perdices y pájaros enjaulados. Es muy raro encontrar este acaro en lotes de aves que mantengan buenas condiciones higiénico sanitarias.

2.11.3.3. El ácaro causante del desplume. *Knemidokoptes gallinae*. Estos ácaros son todavía mas pequeños que el de las escamas de las patas, viven en la base de las plumas, donde producen la afección conocida con el nombre de “costras de desplumado”. La intensa irritación causada por el ácaro hace que el ave se arranque las plumas. En casos graves, el ave puede quedar casi desprovista de plumas en el cuerpo. Generalmente, no pierde las grandes plumas de las alas y de la cola.

2.11.3.3.1. Tratamiento:

Bañar las aves en suspensión acuosa de acaricidas. Como refuerzo de la reparación epitelial, se aconsejan tratamientos con vitamina A, en la alimentación o en inyección.

2.11.3.4. El acaro tropical de las aves. *Ornithonyssus bursa*. Vive permanentemente sobre el cuerpo de la gallina y se reproduce sobre este o en los nidos con igual facilidad. Sobreviven poco tiempo lejos de las aves. Obtienen su alimento chupando la sangre del huésped. Estos ácaros se encuentran con más frecuencia cerca de la base de la cola y alrededor de la cloaca, donde suelen formarse grandes costras.

2.11.3. 4.1. Tratamiento:

Se aconseja el uso de piretroides, ya que se están detectando resistencias a los carbamatos y fosforados. Se emplean bandas de plástico impregnadas de permetrin para aves en batería.

Tratar los locales vacíos con nebulizaciones de metilbromuro, (a cargo de expertos ya que es muy toxico) para dejar exentos los locales.

2.11.3.5. Nigua o chinche roja. *Eutrombicula alfreddugesi*. Ataca también al hombre. Producen intensa irritación, se forman pequeños abscesos en los puntos donde se están alimentando los grupos de ácaros, y si el ataque es prolongado por mucho tiempo puede registrarse una notable mortalidad en los pollos.

2.11.3.6. Otros ácaros de las aves.

Laminosioptes cysticola, el acaro de los tejidos o de la carne, perfora la piel y forma quistes o nódulos en el tejido subcutáneo. No causa daños apreciables.

Cytoleichus nudus. El acaro de los sacos aéreos, se encuentra en los sacos aéreos y en ocasiones en otras cavidades del cuerpo de gallinas y pavos.

Syringophilus bipectinatus. Acaro de las plumas de las aves, causan una muda peculiar que en muchos casos alcanza a la mitad del cuerpo.

2.12. Sistema Inmune En Aves:

En la industria avícola, sea cual sea el tipo y magnitud de la explotación, es esencial llevar estrictos programas preventivos de enfermedades, basados en controles serológicos y epidemiológicos sin descuidar medidas fundamentales de bioseguridad que ayuden a disminuir el riesgo y posterior propagación de infecciones.

Existen tres factores básicos dentro de la bioseguridad, entre otros, de los cuales van a depender nuestros resultados productivos, a saber:

- a) Calidad del pollito(a) al primer día de edad.
- b) Calidad del alimento.
- c) Calidad de manejo en aves y granja.

Cuando existe alteración de uno de estos factores, los resultados finales no van a ser los deseados, y es acá, cuando comenzamos a buscar agentes patógenos, cuando en realidad han sido nuestros propios errores los responsables, por no haber iniciado un seguimiento programado, el cual se origina desde el primer día de edad, mediante los cuidados y confort que le brindemos a las aves en un ambiente limpio, que garantice la oportunidad de desarrollar un sistema inmunológico sano, requisito para que los programas de vacunaciones sean efectivos.

2.12.1 Labor del sistema inmune:

El sistema inmune, es un mecanismo de defensa altamente especializado, su propósito es el de proteger al huésped (en este caso las aves) de la muerte, después que éste ha sido infectado por bacterias oportunistas patogénicas, virus, hongos, protozoarios y ciertas toxinas.

Muchas veces el origen de estos agentes, no necesariamente provienen de la incubadora proveedora y/o alimento, los cuales son las víctimas más fáciles de “ataca”, cuando no hemos enfrentado con seriedad las medidas de bioseguridad en nuestro propio galpón, granja, zona geográfica y país. Los productores

avícolas, están dependiendo especialmente de un sistema inmune saludable, para que sus aves respondan satisfactoriamente a las vacunas.

2.12.2. Funciones del sistema inmune

Tiene dos funciones principales:

- a) Limpia las células enfermas del cuerpo del ave (células muertas).
- b) Combate a los agentes invasores que causan enfermedades.

Los agentes patógenos son antigénicos. Un antígeno, es aquel que causa una respuesta inmune. Los tipos de antígenos incluyen proteínas, lipoproteínas (grasas), nucleoproteínas (DNA, RNA), o polisacáridos (carbohidratos).

Los antígenos se encuentran en: virus, bacterias, hongos y protozoarios. El propósito básico de un antígeno es la habilidad que tiene de inducir inmunopatogenicidad y de reaccionar con productos del sistema inmune. La inmunopatogenicidad no es propiedad inherente del antígeno en si, pero es dependiente para reconocer la existencia de agentes extraños en el ave por el sistema inmune. Como ejemplo, un virus invade o infecta al ave, para luego el sistema inmune reconocerlo como extraño, induce una respuesta y lo destruye.

2.12.3. Constitución del sistema inmune:

Físicamente, está constituido por el sistema linfoide (sangre, ganglios linfáticos, médula ósea, bolsa de Fabricio, bazo y el timo) y especialmente las células llamadas linfocitos (Ver figura 7).

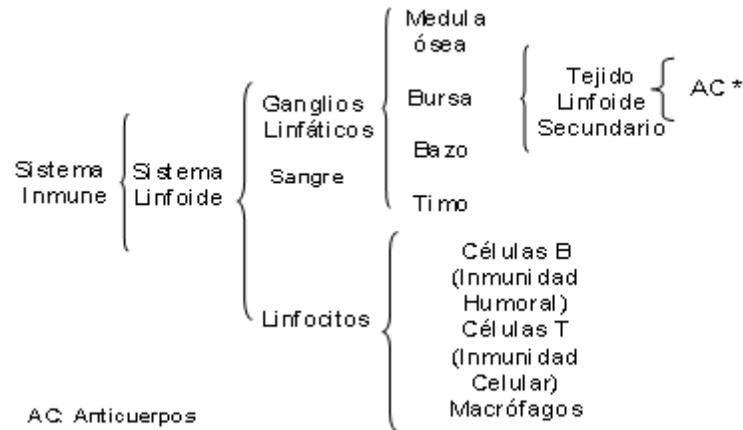


Figura 7: Sistema inmune del pollo

La función del sistema linfoide es la de concentrar a los antígenos invasores desde todas las partes del cuerpo, hacer que los linfocitos circulen a la sangre y tejidos, de manera que éstos puedan encontrar a esos agentes invasores para destruirlos.

El sistema inmune tiene básicamente tres componentes llamados: Inmunidad Humoral, Inmunidad de Células Mediadoras, e Inmunidad Retículoendotelial. Estos componentes trabajan juntos para responder a los agentes invasores patogénicos.

Los linfocitos (células B, células T y macrófagos) llevan a cabo la principal función inmune. Los linfocitos inmaduros, son células que se originan en el saco de la yema del embrión, durante la primera semana de incubación.

Después ellos migran a dos órganos especiales: uno de ellos es el timo, localizado a lo largo y a ambos lados del cuello del ave, donde maduran como células T o Timocitos, el otro órgano es la Bolsa de Fabricio, localizada en la parte dorsal de la cloaca, donde ellos maduran y se transforman en células B.

Las células T comienzan a salir del timo (también pueden pasar a través de la bursa) antes del nacimiento del pollo. Esas células acumuladas en los órganos linfoides como el bazo, tonsilas cecales y la glándula harderiana (cerca del ojo) ayudan a las células T en el reconocimiento de los antígenos como agentes extraños y en la activación de las células B.

Las células T son las responsables para que las células de la inmunidad mediadora liberen mensajes químicos, llamados Linfocinas; éstas son proteínas que colaboran en la destrucción de patógenos, de varias formas. Desde el nacimiento hasta las 6-8 semanas de edad en los pollos, las células B migran fuera de la bursa a los mismos órganos de las células T.

Las células B están envueltas en la inmunidad humoral y son responsables de la producción de anticuerpos específicos contra muchos antígenos o patógenos. Los anticuerpos son específicos y sólo reaccionan con el antígeno para el cual ellos se están produciendo. Los anticuerpos son llamados Inmunoglobulinas (Ig). Existen cinco tipos de anticuerpos: Ig M, Ig G, Ig A, Ig D, Ig E.

El tejido linfoides secundario (proveniente de la bursa) es responsable de la producción de anticuerpos circulantes. Hay también nódulos linfoides localizados en el intestino y a nivel del área del ciego que tienen función inmunológica local contra bacterias y otros agentes antigénicos que se encuentran en esa zona (intestino).

Cuando un antígeno extraño invade el sistema de las aves, estimula la producción de anticuerpos y formación de linfocitos que actúan como células memoria. Estos reservan la información necesaria para producir anticuerpos idénticos si la estimulación del mismo antígeno ocurre otra vez. Esto es llamado, respuesta anamnésica y ocurre como respuesta a una segunda exposición del antígeno, con producción más rápida de anticuerpos y de gran magnitud.

Esto es básico en todas las aves para prevenir enfermedades y en el caso de las reproductoras, para elaborar altos niveles de anticuerpos que serán transferidos a través de la yema a la progenie. Esto dará protección al pollito (a) de los agentes infecciosos antes de que él pueda desarrollar una respuesta inmune activa. Esto es llamado inmunidad pasiva o maternal.

De cualquier modo la inmunidad pasiva o maternal comienza a disminuir después que el pollo nace. El total de anticuerpos bajan por mitad cada 3-4 días. Los niveles de anticuerpos caen más rápido a medida que el pollito se acerca a las dos semanas de edad. Al final de la segunda semana los anticuerpos maternos son muy escasos. Durante este período la protección puede variar de un pollo a otro debido a variaciones biológicas de gallina a gallina sobre el total de anticuerpos que pasan a través de la yema.

2.12.4. Vulnerabilidad del sistema inmune

El sistema inmune del pollo es inmaduro y muy vulnerable a destruirse. Cualquier estrés severo (frío, calor), exposición a enfermedades específicas desde el primer día, tales como: gumboro, marek, anemia infecciosa, entre otras ; mala recepción,

etc., rompen el desarrollo temprano de las células T y células B, sí consideramos que normalmente, tanto el timo como la bursa decrecen en función a medida que el ave se hace adulta, aunque otros órganos linfoides suplan las funciones de estas células.

Las células T y B (inmunidad celular y humoral), funcionan juntas para combatir e invadir a los agentes patógenos y la importancia de cada una está determinada por la naturaleza del agente infeccioso. La tercera forma de inmunidad envuelve la eliminación no específica de los agentes patógenos, por una célula llamada macrófago. Esta, literalmente se come a los patógenos invasores.

El cuerpo animal responde a esta invasión con una respuesta inflamatoria en la cual actúan células de muchos tipos y variadas respuestas químicas. Las células del sistema reticuloendotelial, eliminan a los patógenos muertos y células dañadas del cuerpo animal. Puede haber una acumulación de células muertas y desechos de proteínas formando un exudado.

El sistema inmune es un mecanismo de defensa complicado para el pollo, grandes invasiones de patógenos pueden agotarlo y causar la enfermedad, resultando en patogenia y mortalidad. Por esta razón se debe de proteger a las aves desde el primer día, cuidando el desarrollo potencial de su sistema y aplicando vacunas con estimulaciones planificadas para su protección de cualquier agente potencial que lo ataque. (Lerzundy Jesús, 2001)

III. METODOLOGÍA

3.1. LOCALIZACIÓN

La investigación se realizó en los municipios de Comasagua (N13°33.17 "E y 89°22.18" LWG) a 1100 msnm, Zaragoza (N13°20.4" E y 89°18.11" LWG) a 600 msnm y caserío San Diego (N13°29.43" E y 89°16.14" LWG) a 50 msnm, pertenecientes al Departamento de La Libertad.

3.2. CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LOS MUNICIPIOS:

3.2.1. Comunidades estudiadas:

- **Zaragoza:** Los Cedros, Colonia Miramar, Las margaritas. Colonia Miramar
- **Comasagua:** Venezuela, Cooperativa tres de Mayo. Comunidad hacienda
- **San Diego:** San Diego 1 y 2, además Colonia Morales.

3.2.2. Condiciones Climáticas

La velocidad del viento en promedio fué de 3.1 m/s (6.9 millas por hora) del oeste (270°). La temperatura en promedio fué 31 °C (88 °F), con un punto de rocío de 25 °C (77 °F). La sensación térmica en promedio se estableció en 38 °C (100 °F). La presión atmosférica de 1010 hectopascales (29.83 pulgadas de mercurio). Se presentó humedad relativa promedio del 70.5%. En cuanto a la nubosidad, nubes dispersas a una altitud de 823 metros (2700 pies), algunas nubes tipo

cumulonimbos a una altitud de 1128 metros (3700 pies), y nubes dispersas a una altitud de 1829 metros (6000 pies). (SNET, 2007)

3.2.3. Condiciones de Acceso.

Las vías de acceso hacia cada uno de los municipios se encuentran en buenas condiciones para ser transitadas por cualquier tipo de vehículo y en cualquier época del año. El acceso a los lugares de muestreo en cantones, caseríos y comunidades se realizó por senderos y caminos rústicos en muy buen estado, lo que facilitó el ingreso con cualquier tipo de vehículo.

3.3. DURACIÓN DEL ENSAYO.

El estudio tuvo una duración de ocho semanas entre los meses de mayo a junio de 2007.

3.4. MATERIALES.

Los materiales utilizados durante la investigación fueron: Bolsas plásticas de 4 X 8 pulgadas, recipiente térmico o hielera de mano tipo Coleman de 5 litros de capacidad, hielo, azúcar, tamices de 14 mm, papel toalla, papel adhesivo, papel bond, bolígrafo, alcohol, papel cover color negro, pinzas, guantes plásticos desechables y libreta de apuntes.

3.5. EQUIPO

Se utilizó Cámara fotográfica, microscopio compuesto, estereoscopio cámara de Neubauer, cajas de petri plásticas, porta y cubre objeto, beaker de 500 ml, probeta de 50 ml, balanza, contómetro de laboratorio, estereoscopio.

3.6. UNIDADES EXPERIMENTALES.

Se tomaron catorce muestras al azar por aves jóvenes y aves adultas, con dos repeticiones en cada localidad, con el fin de tener una muestra más representativa de cada lugar.

3.6.1. Tipo de muestreo.

Se realizaron dos muestreos para determinar endo y ectoparásitos, al inicio de la fase de campo y a los 21 días después del primer muestreo, para cada comunidad visitada.

3.6.1.1. Descripción de los sitios de muestreo y muestras por hospedero.

Las aves que fueron muestreadas todas son pertenecientes a los tres municipios ya antes mencionados; estas incluyeron aves adultas (mayores de 18 semanas) y aves jóvenes (pollitos y pollas menores de 12 semanas, las mas comunes). Ha dichas aves se les tomo muestras fecales, piojos y ácaros, tomando así las muestras en dos repeticiones en cada sitio, como se demuestra en el siguiente cuadro.

Cuadro 1. Proporción de los sitios de muestreo por municipio.

MUNICIPIO	CASERIO	AVES ADULTAS PARASITADAS	AVES ADULTAS NO PARASITADAS	AVES JOVENES PARASITADAS	AVES JOVENES NO PARASITADAS
La Libertad	HACIENDA SAN DIEGO	6	1	3	0
	COLONIA MORALES	7	2	2	1
	HACIENDA SAN DIEGO 2	5	2	6	2
	TOTAL	18	5	11	3
	PORCENTAJE %	78.26	21.74	78.57	21.43
Playa San Diego	COOPERATIVA 3 DE MAYO	7	0	5	1
	COL. VENEZUELA	4	0	3	0
	COMASAGUA	10	1	5	1
	TOTAL	21	1	13	2
	PORCENTAJE %	95.46	4.54	86.66	13.34
Comasagua	COMUNIDAD LAS MARGARITAS	4	0	2	0
	COL. MIRAMAR	9	1	4	1
	LOS CEDROS	12	1	5	0
	TOTAL	25	2	11	1
	PORCENTAJE %	92.59	7.41	91.66	8.33
Zaragoza					

3.6.1.2. Muestreo de Endoparásitos:

Se tomaron 84 muestras de materia fecal de aves de traspatio en animales de 9 comunidades (Caseríos) del Departamento de La Libertad, pertenecientes a 27 familias de productores de traspatio, en un muestreo aleatorio. (Figura 8)

A.



B.



C.



Figura 8. Grupo de aves muestreadas durante la investigación. A) Comasagua, B) Zaragoza C) San Diego

3.6.1.3. Muestreo de Ectoparásitos:

Para la búsqueda de ectoparásitos se tomaron 39 aves al azar. Estos se extrajeron del cuerpo del ave utilizando papel cover de color negro, el cual fue colocado para la recolectar los malófagos del hospedador. Para lograr el desprendimiento se realizó un rascado en el ave. Todos los ejemplares colectados de los parásitos externos fueron colocados en frascos conteniendo alcohol 70°, debidamente rotulados para cada hospedador; luego se procedió al conteo y a la preparación del material para su observación microscópica. (Figura 9)



Figura 9. Recolección de muestras de Ectoparásitos.

3.6.2. Análisis estadístico:

El modelo estadístico que se utilizó, para la recolección de muestras se resume en la siguiente fórmula:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \beta_j + E_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = La respuesta observada en cualquier unidad experimental

μ = Media general del experimento

β_j = Efecto de las condiciones de sitio de cualquiera de las localidades

T_i = Efecto de la carga de endo y ectoparásitos en los grupos de aves.

E_{ij} = Error experimental. Se espera que cumpla con los supuestos de: Normalidad, independencia y homogeneidad de varianza.

3.6.2.1. Análisis de varianza para bloques completos al azar:

Cuadro 2. Detalle para Análisis de Varianza.

Fuente de variación	Grados de Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F calculada
Bloques	r-1	$t \sum_j (\bar{Y}_j - \bar{Y})^2$	CMB	
Tratamientos	t-1	$r \sum_i (\bar{Y}_i - \bar{Y})^2$	CMT	CMT/CME
Error	(r-1) (t-1)	SCE	CME	CME
Total	rt-1	$\sum_i \sum_j (Y_{ij} - \bar{Y})^2$		

3.6.2.2. Modelos y Pruebas Estadísticas:

Para el análisis de los datos obtenidos se uso la prueba de Chi-Cuadrada de Pearson. La cual es considerada como una prueba no paramétrica, que mide la

discrepancia entre una distribución observada y otra teórica (Bondad de ajuste), indicando en qué medida las diferencias existentes entre ambas, de haberlas, se deben al azar. También se utiliza para probar la independencia de dos muestras entre sí, mediante la presentación de los datos en tablas de contingencia.

La fórmula que da el estadístico es la siguiente:

$$\chi^2 = \sum_i \frac{(\text{observada}_i - \text{teórica}_i)^2}{\text{teórica}_i}$$

Los grados de libertad vienen dados por:

$gl = (r-1)(k-1)$. Donde r es el número de filas y k el de columnas. (Wikipedia, 2007)

Cada hospedador de parásitos, tuvo una colecta de muestras dos veces, haciendo un total de 89 muestras fecales y 39 muestras ectoparasitarias. Al final se obtuvo un nivel de significancia de 0.05, con 5 grados de libertad para la determinación de endo y ectoparásitos.

3.6.2.3. Variables Evaluadas:

- ✓ Carga parasitaria por municipio
- ✓ Carga parasitaria en aves adultas y jóvenes
- ✓ Épocas de muestreo

3.7. Metodología de Laboratorio

Las muestras colectadas fueron analizadas en las próximas 24 horas. Se utilizó el método de flotación simple y centrifugación para aislar los huevos de parásitos

utilizando solución de Sheater para lograr su separación del resto del material por diferencias de densidad.

3.7.1 Método de Flotación

Se mezclaron 5 gramos de material fecal con solución de Sheater en proporción de 1:10. Se tamizó este material y se colocó en tubos de ensayo de 5 ml permitiendo la formación de un menisco en la parte superior el cual se dejó reposar por 30 minutos. Se tomó el menisco con tubo capilar y se observó al microscopio para la identificación cualitativa (Fig.10). Para cuantificar la carga parasitaria, se transfirió la muestra a la cámara de Neubauer.

A



B



Figura 10: A) Colado de la muestra y colocación en tubos de ensayo. B) Toma de muestra para análisis en microscopio.

IV. RESULTADOS Y DISCUSION

Los cuadros que a continuación se presentan, son el resultado de la identificación de los géneros de endoparásitos (*Eimeria*, *Capillaria*, *Ascaridia* y *Heterakis spp*), Cuadro 3, en orden del grado de infestación.

Los ectoparásitos encontrados: *Menopon gallinae*, *Goniodes gigas*, *Goniocotes gallinae* y el ácaro *Dermanyssus gallinae* se muestran en el cuadro 4.

Las cargas de parásitos encontradas en los diferentes caseríos han sido comparadas dependiendo la edad del ave (Cuadros 7 y 9)

Al determinar las cargas por los diferentes municipios, (Cuadros 7, 8, 9 y 10) podemos notar que los municipios que presentaron mayor carga fueron Comasagua, seguido de playa San Diego y Zaragoza.

Los parásitos encontrados coinciden con los diagnosticados en todas las especies en el Centro de Estudios, Diagnóstico e Investigaciones Veterinarias, CEDIVE, de la UCC. Rimbaud E. (2005)

Se encontró poca dispersión parasitaria en aves, concentrándose mas que nada en *Eimeria*, *Ascaridia* y *Heterakis sp.*, resultados que solamente coinciden con otras investigaciones realizadas. Luna Olivares (2006) para *Heterakis*.

La altísima prevalencia de coccidias, nos hace sugerir mejorar el manejo del agua así como la higiene de las instalaciones. Medway W. (1990)

Por otra parte las aves infestadas se tornan inquietas, no duermen bien y se autolesionan debido al prurito provocado por el caminar de los parásitos sobre el cuerpo del hospedador. (Pinto *et al*, 2001).

Es sabido que la gallina doméstica *Gallus gallus* es parasitada por una gran diversidad de especies de malófagos en comparación con cualquier otra especie de ave conocida (Emerson, 1956). Cada especie de malófago se localiza en su hospedador en una zona corporal o nicho bien definido (Ash, 1960).

Durante la investigación se encontraron un total de cuatro especies de malófagos en las aves examinadas siendo las especies mas frecuentes *Menopon gallinae* (Linnaeus, 1758), seguido de *Goniodes gigas* y *Goniocotes gallinae* y el ácaro *Dermanyssus gallinae*. Resultados similares a los hallados en nuestro estudio fueron observados por Permin *et al.* (2002) en Zimbawe, quienes encontraron que *M. gallinae* fueron los ectoparásitos con mayor prevalencia en *Gallus gallus*. George *et al.* (1992) en Nigeria, obtuvieron el mismo porcentaje de infestación para *M. stramineus*.

Nuestros resultados presentaron mayor grado de infestación causada por el Amblycera: *Menopon gallinae*, similar a una investigación realizada en Argentina, Adriana *et. al.* (2004) pero en otras investigaciones realizadas en una granja en la India, Trivedi *et al.* (1992) hallaron que el orden de abundancia para estos Ischnocera fue mayor para *Goniocotes gallinae* que para *L. caponis*. Amin-Babjee *et al.* (1998) reportaron que en aves en Malasia la prevalencia de ectoparásitos en orden de importancia fue: *Megninia cubitalis* (Méglin, 1877), *Menacanthus stramineus*, *Neoschongastia gallinarum* (Hatori, 1920), *M. gallinae*, *L. caponis*, *Cuclotogaster heterographus* (Nitzsch in Giebel), 1866), *Goniodes gigas*, (Taschenberg, 1879), *G. Dissimilis* (Denny, 1842) y *Goniocotes gallinae*.

4.1. Carga parasitaria por municipio

El cuadro 7 y figura 11, muestra la carga parasitaria de los géneros *Capillaria spp.*, *Ascaridia spp.*, *Eimeria spp.*, *Toxocara spp.*, y *Heterakis spp.* Se observó en cada uno de los municipios en estudio y se determinó que el de mayor grado de infestación presentado fue: Comasagua (39.20 %), seguido de San Diego (31.40%), para los endoparásitos presentando diferentes cargas (Cuadro 8).

El cuadros 9 y 10 muestra que los municipios que presentaron mayor grado de infestación de ectoparásitos fueron similares al igual que los endoparásitos encontrados, obteniendo la identificación de los piojos *Menopon gallinae*, *Goniodes gigas*, *Goniocotes gallinae* y el acaro *Dermanyssus gallinae*.

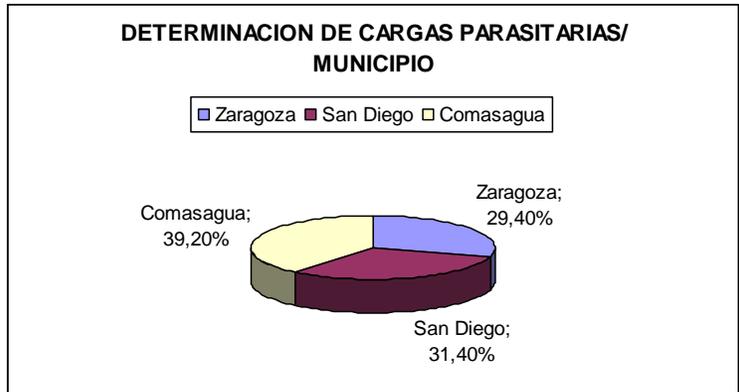


Figura 11. Porcentaje de cargas de endoparásitos por municipio.

Las cargas ectoparasitarias encontradas se muestran en la figura 8 con Comasagua en 37 %, San Diego con un 33.30 % y Zaragoza con un 26.60 %, resultado que nos permite definir que el municipio de Comasagua presento mayor grado de infestación de endo y ectoparásitos

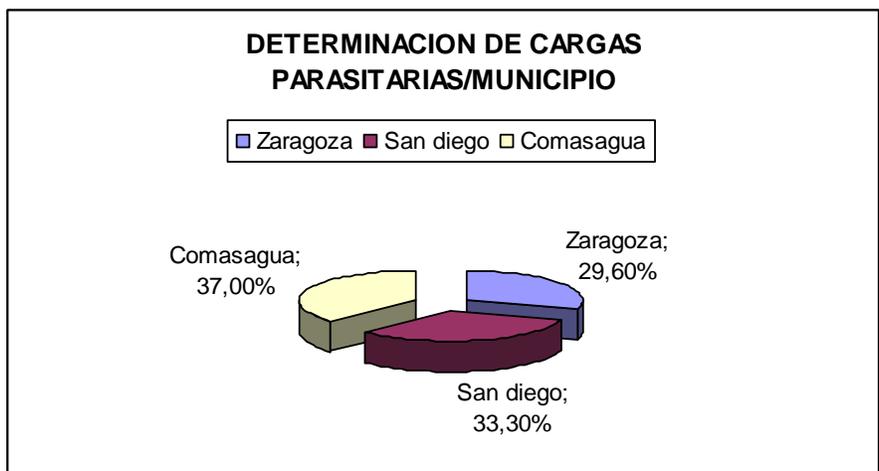


Figura 12. Porcentaje de cargas de ectoparásitos por municipio.

4.2. Carga parasitaria en aves adultas y jóvenes

Tanto las aves adultas como las jóvenes presentaron los parásitos mencionados en el numeral anterior, por consiguiente podemos decir que las adultas presentaron mayor grado de infestación comparado a las aves jóvenes (cuadro 3 y 4 y figura 13 y 14). observamos que *Eimeria* es la que mayor se presenta en ambos grupos de aves.

Cuadro 3. Cargas endoparasitarias en aves jóvenes y adultas

ENDOPARÁSITO	N ESPERADO	N OBSERVADO	RESIDUAL
Eimeria	21	8.5	9.5
Capilaria	11	8.5	2.5
Ascaridia	11	8.5	2.5
Heterakis	5	8.5	-3.5
Toxocara	3	8.5	-5.5
Total	51		

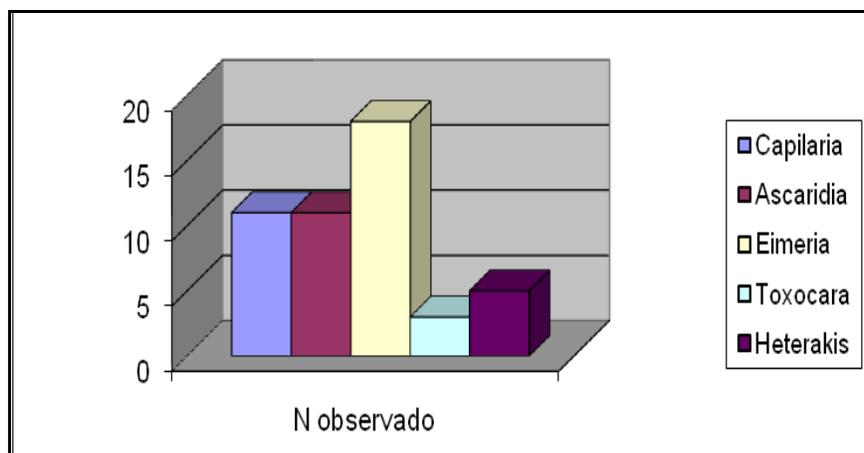


Figura 13. Cargas endoparasitarias en aves jóvenes y adultas

Los géneros de ectoparásitos encontrados en aves adultas como jóvenes que mayor incidencia tuvieron fueron el piojo *Menopon gallinae* y *Goniodes gigas* (Cuadro 4), en general podemos decir que la carga ectoparasitaria fue mayor en aves adultas.

Cuadro 4. Cargas ectoparasitarias en aves jóvenes y adultas

Ectoparásito	N observado	N esperado	Residual
<i>Menopon gallinae</i>	18	13.5	4.5
<i>Goniodes gigas</i>	14	13.5	.5
<i>Goniocotes gallinae</i>	12	13.5	-1.5
<i>Dermanyssus gallinae</i>	10	13.5	-3.5
Total	54		

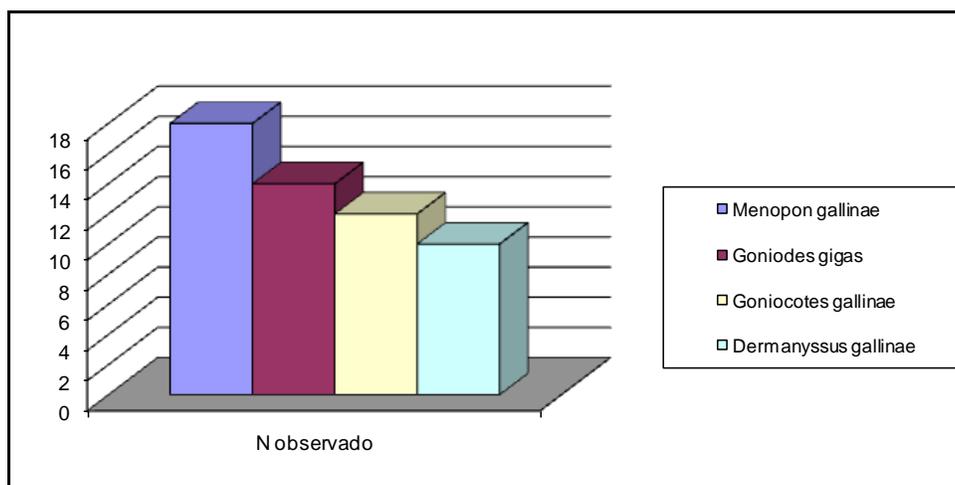


Figura 14. Carga ectoparasitaria en aves jóvenes y adultas

4.3. Periodo de muestreo.

La recolección de muestras se llevo en un periodo de 21 días después del primer muestreo, para ambos muestreos se consideraron todos las comunidades de los municipios de interés. Las variantes entre en primer muestreo y el segundo (21 días después) no presentaron diferencias estadísticas significativas para todas las comunidades.

Cuadro 5. Comparación por periodo de muestreo de endoparásitos

			Endoparásito					Total
			Capilaria	Ascaridia	Eimeria	Toxocara	Heterakis	
MUESTREO	Primer muestreo	Recuento	6	6	10	2	2	26
		% del total	11.8%	11.8%	19.6%	3.9%	3.9%	51 %
% del total	Segundo Muestreo	Recuento	5	5	8	1	3	25
		% del total	9.8%	9.8%	15.7%	7.0%	5.9%	49.0%
Total		Recuento	11	11	21	3	5	51
		% del total	21.6%	21.6%	41.2%	5.9%	9.8%	100 %

Figura 15, permite visualizar que las diferencias significativas fueron mínimas para los periodos de muestreo de endoparásitos, permitiendo aclarar que durante el periodo de muestreo se pudo tomar la muestra cualquier día después del primer muestreo presentando que el endoparásito con mayor presencia fue *Eimeria spp.*

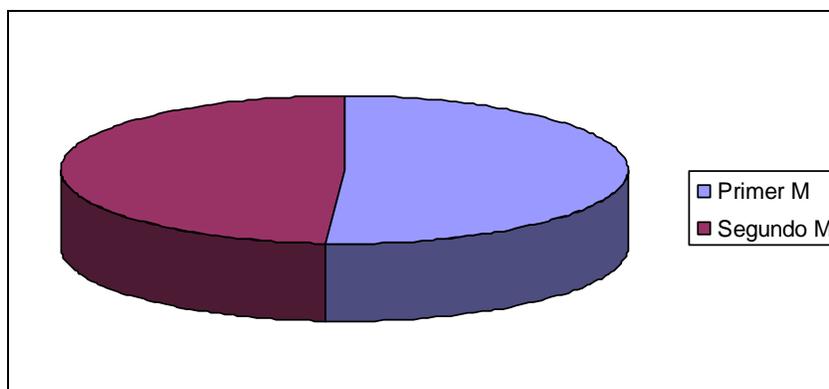


Figura 15. Comparación por periodo de muestreo de endoparásitos

El cuadro 6, presenta que similar a los endoparásitos, los ectoparásitos no presentaron diferencias significativas, no obteniéndose valor residual entre los periodos de muestreo.

Cuadro. 6 Comparación por periodo de muestreo de ectoparásitos

	N observado	N esperado	Residual
Primer muestreo	27	27.0	.0
Segundo Muestreo	27	27.0	.0
Total	54		

La figura 16 demuestra que al no haber diferencias significativas entre las observaciones de las cargas de ectoparásitos, permite concluir que la presencia de los parásitos encontrados será igual en cualquier momento del muestreo a realizar.



Figura 16. Comparación por periodo de muestreo de ectoparásitos

Cuadro.7 Géneros de endoparásitos encontrados por Municipio

			Endoparásito					Total
			Capillaria	Ascaridia	Eimeria	Toxocara	Heterakis	
Municipio	Comunidad							
Zaragoza	Las Margaritas	Recuento	2	2	2	0	0	6
		% del total	3.9%	3.9%	3.9%	.0%	.0%	11.8%
	Colonia Miramar	Recuento	2	1	2	0	0	5
		% del total	3.9%	2.0%	3.9%	.0%	.0%	9.8%
	Los Cedros	Recuento	0	2	2	0	0	4
		% del total	.0%	3.9%	3.9%	.0%	.0%	7.8%
San Diego	Hacienda San Diego	Recuento	2	0	3	0	0	5
		% del total	3.9%	.0%	5.9%	.0%	.0%	9.8%
	Colonia Morales	Recuento	1	0	3	1	1	6
		% del total	2.0%	.0%	5.9%	2.0%	2.0%	11.8%
	Hacienda San Diego2	Recuento	0	0	3	2	0	5
		% del total	.0%	.0%	5.9%	3.9%	.0%	9.8%
Comasagua	Cooperativa 3 de mayo	Recuento	2	2	2	0	0	6
		% del total	3.9%	3.9%	3.9%	.0%	.0%	11.8%
	Colonia Venezuela	Recuento	2	2	2	0	2	8
		% del total	3.9%	3.9%	3.9%	.0%	3.9%	15.7%
	Comasagua	Recuento	0	2	2	0	2	6
		% del total	3.9%	3.9%	3.9%	.0%	0%	11.8%
Total		Recuento	11	11	21	3	5	51
		% del total	21.6%	21.6%	41.2%	5.9%	9.8%	100.0%

Cuadro 8. Determinación de cargas de endoparásitos por municipio

		Carga										Total
		.00	100.00	200.00	300.00	400.00	500.00	600.00	800.00	900.00		
Municipio	Zaragoza	Recuento	4	1	1	2	2	4	0	0	1	15
		% del total	7.8%	2.0%	2.0%	3.9%	3.9%	7.8%	.0%	.0%	2.0%	29.4%
	San Diego	Recuento	0	3	8	2	1	1	1	0	0	16
		% del total	.0%	5.9%	15.7%	3.9%	2.0%	2.0%	2.0%	.0%	.0%	31.4%
	Comasagua	Recuento	2	3	2	7	4	1	0	1	0	20
		% del total	3.9%	5.9%	3.9%	13.7%	7.8%	2.0%	.0%	2.0%	.0%	39.2%
Total	Recuento	6	7	11	11	7	6	1	1	1	51	
	% del total	11.8%	13.7%	21.6%	21.6%	13.7%	11.8%	2.0%	2.0%	2.0%	100.0%	

Cuadro 9. Géneros de ectoparásitos encontrados por Municipio

Ectoparásitos		ZARAGOZA			SAN DIEGO			COMASAGUA		
		Las Margaritas	Colonia Miramar	Los Cedros	Hacienda San Diego	Colonia Morales	Hacienda San Diego2	Cooperativa 3 de mayo	Colonia Venezuela	Comasagua
Menopon gallinae	Recuento	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	% del total	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%
Goniodes gigas	Recuento	2	2	2	0	2	0	2	2	2
	% del total	3.7%	3.7%	3.7%	.0%	3.7%	.0%	3.7%	3.7%	3.7%
Goniocotes gallinae	Recuento	2	2	0	2	0	2	2	2	0
	% del total	3.7%	3.7%	.0%	3.7%	.0%	3.7%	3.7%	3.7%	.0%
Dermanyssus gallinae	Recuento	0	0	0	2	2	2	2	0	2
	% del total	.0%	.0%	3.7%	3.7%	3.7%	3.7%	.0%	3.7%	3,70%
TOTAL	Recuento	6	6	4	6	6	6	8	6	6
	% del total	11.1%	11.1%	7.4%	11.1%	11.1%	11.1%	14.8%	11.1%	11.1%

Cuadro 10. Determinación de cargas de ectoparásitos por municipio

			Municipio			Total
			Zaragoza	San Diego	Comasagua	
Ectoparásitos	Menopon gallinae	Recuento	6	6	6	18
		% del total	11.1%	11.1%	11.1%	33.3%
	Goniodes gigas	Recuento	6	2	6	14
		% del total	11.1%	3.7%	11.1%	25.9%
	Goniocotes gallinae	Recuento	4	4	4	12
		% del total	7.4%	7.4%	7.4%	22.2%
	Dermanyssus gallinae	Recuento	0	6	4	10
		% del total	.0%	11.1%	7.4%	18.5%
	% del total					
	Total	Recuento	16	18	20	54
	% del total	29.6%	33.3%	37.0%	100.0%	

V. CONCLUSIONES

1. Los géneros de endoparásitos que mostraron mayor grado de infestación en jóvenes y adultos fueron: *Eimeria spp.*, *Ascaridia spp.* y *Capillaria spp.*
2. Los géneros de ectoparásitos que mostraron mayor grado de infestación en jóvenes y adultos fueron: *Menopon gallinae*, *Geniodes gigas* y *Goniocotes gallinae*
3. Los municipios que reportaron mayor frecuencia de endoparásitos y Ectoparásitos en adultos y jóvenes fueron: Comasagua y San Diego.
4. En relación a la cargas parasitarias entre jóvenes y adultos de endoparásitos y ectoparásitos no existen diferencias significativas, ambos tienen similares cargas parasitarias a pesar de tener edades diferentes
5. Entre endoparásitos y ectoparásitos no existieron diferencias entre periodos de muestreo significando, que sin importar cual sea el periodo de muestreo, se obtendrán similares cargas parasitarias.

VI. RECOMENDACIONES

1. Se debe de promover entre los pequeños criadores de aves de traspatio la inclusión de medidas de orden profiláctico o terapéutico, tales como el empleo de coccidiostatos (tratamiento preventivo) o coccidicidas (tratamiento curativo).
2. Es necesario establecer un programa sencillo de vacunaciones a fin de potenciar el sistema inmune y evitar que las enfermedades infecciosas puedan tener un efecto sinérgico con las parasitosis.
3. Para reducir la presencia de ácaros es necesario eliminar en lo posible todas las grietas y estructuras que faciliten el albergue del parásito en los resguardos para los animales, empleando para su limpieza agua hirviendo y la aplicación de acaricidas con rociadores o aerosoles.
4. Para combatir las poblaciones de piojos realizar tratamiento con antiparasitarios en polvo aplicando en las aves o mediante inmersión de las mismas en soluciones preparadas

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. Adriana A. Ferrero Phthiraptera (arthropoda, insecta) en *Gallus gallus* (galliformes, phasianidae) En criaderos de areas urbanas y suburbanas de la ciudad de Bahia Blanca, provincia de Buenos Aires, Argentina. Disponible en www.ugf.br/editora
2. Amin-Babjee, S.M.; Lee, C.C. & Mahmood, A.A., 1998. Prevalence of ectoparasite infestation in different age groups of village chickens. J.Vet. Malaysia 9:50-60.
3. Amparan, R. y Tellez, J. 2005. Contribución al conocimiento del parasitismo en dos especies de aves silvestres de Ciudad Universitaria, San Nicolás de los Garza, (en línea). Nuevo León, México. Consultado el 26-6-2006. Disponible en: <http://ecologia.uat.mx/biotam/indices.html>
4. Animales sanos. 2007. (En Línea). Estados Unidos. Consultado 28 de agosto de 2007. disponible en <http://www.ars.usda.gov/>
5. Bonilla, F.; Menjivar, E.; Rivas, F. 1997. Determinación del grado de ingestación de parásitos gastrointestinales en ganado bovino, porcino y aves de corral en diez municipios del Departamento de Usulután. El Salvador. UES. El Salvador. C.A. 1-3 P.

6. Camargo. Estadística avícola de El Salvador. 2003. (En línea) visitado el 10 de diciembre de 2006 Disponible en <http://www.camagro.com/>.
7. Cataño Tangarife Alba Lucia. Parásitos Externos De Las Aves. Medellín Colombia. 2006. (en línea). Consultado el 2 de octubre de 2007. Disponible en: <http://kogi.udea.edu.co/>
8. Consejos para cría de pollos barrilleros. Categoría: calidad de vida.2003. (En Línea). España. Consultado 28 de agosto de 2007. Disponible en <http://www.mailxmail.com/curso/vida/criadepollos/capitulo3.htm>.
9. Cordero del Campillo. 1999. Parasitología Veterinaria. Interamericana de España. P 820-844
10. Consejos para cría de pollos barrilleros. Categoría: calidad de vida.2003. (En Línea). España. Consultado 28 de agosto de 2007. Disponible en <http://www.mailxmail.com/curso/vida/criadepollos/capitulo3.htm>.
11. De Campos Pereira Marcelo, University of São Paulo Institute of biomedical Sciences Department of Parasitology. The Veterinary Parasitology. SF. (en línea) consultado 2 de octubre de 2007 disponible en: <http://www.icb.usp.br/~marcelcp/Default.htm>

12. Emerson, K.C., 1956. Mallophaga (chewing lice) occurring on the domestic chicken. J. Kansas Entomol. Soc. 29:63-79.
13. Enfermedades parasitarias. 2001. (En línea). España. Consultado el 05 de septiembre de 2007. disponible en: <http://www.pcca.com.ve/>
14. George, J.B.; Ootobo, S.; Ogunleye, J. & Adedimiyi, B., 1992. Louse and mite infestation in domestic animals in northern Nigeria. Trop. Anim. Health Prod. 24:121-124.
15. Hernández, M.; Larramendy, R.; Szczypel, B.2004. (En línea) visitado el 10 de diciembre de 2006 Disponible en [http:// www.ija.cu/](http://www.ija.cu/) Parásitos Internos de La Gallina Domestica en la crianzas comerciales, Laboratorio de investigación y diagnostico Aviar, Gaveta. Cuba. P 1-2
16. Lerzundy Jesús A. Sistema Inmune del pollo. Venezuela. 2001 (en línea) consultado el 4 de Octubre de 2007. disponible en: <http://www.pcca.com.ve/va/articulos/va37pag08.html>
17. López Pineda, Raymond Ariel. 2006. Coccidiosis Aviar. Algunas Consideraciones (En línea). Santa Clara, Cuba. Consultado el 25 de agosto de 2007. disponible en: <http://www.monografias.com/>

18. Luna Olivares, L.; Kyvsgaard, N.; Rimbaud, E.; Pineda, N. Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de raspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, Departamento de León, Nicaragua. Revista Electrónica de Veterinaria REDVET®, ISSN 1695-7504, 2006, Vol. VII, nº 11
19. Medway W., Prier J., Wilkinson J. Patología Clínica Veterinaria, 1990, UTEHA
20. Narvaez, S. y Oñate, G. 2002. Perfil de Proyecto de fortalecimiento de avicultura rural de Ecuador, Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. Quito, Ecuador . 3 P.
21. Pagina de Información Ganadera. Parásitos Externos Comunes que Habitan en las Aves. 2000. (En línea). España. Consultado el 2 de Octubre de 2007. disponible en http://www.geocities.com/raydelpino_2000/
22. Patología Aviar UPTC: Enfermedades Parasitarias en Aves. 2006. Algunas Consideraciones (En línea). Colombia. Consultado el 05 de septiembre de 2007. disponible en: <http://patologiaaviaruptc.blogspot.com/>
23. Parásito. 2007. (En línea). España. Consultado el 9 de Septiembre de 2007. disponible en: <http://es.wikipedia.org/wiki/Par%C3%A1sito>
24. Pendones Javier B. Parasitología. Ficha Técnica. SF. (En línea). Consultado el 29 de septiembre de 2007. Disponible en

<http://www.uniovi.es/bos/Asignaturas/Parasit/Fichas/Ascaridiagalli>.

25. Permin, A.; Esmann, J.B.; Hoj, C.H.; Hove, T. & Mukaratirwa, S., 2002. Ecto-, endo- and haemoparasites in free-range chickens in the Goromonzi District in Zimbabwe. *Prev. Vet. Medicine*. 54:213- 224.
26. Pinto, C.; Possati, M.; Villaça, A.; Guerim,L.; Sá-Freire, L. & Serra-Freire, N.M., 2001. Ocorrência de Malófagos em galinhas caipiras e sua relação com o padrão de coloração da plumagem. *Entomol. Vect.* 8:295-301
27. Protozoarios. 2007. (En Línea). Venezuela. Consultado 27 de agosto de 2007. disponible en: html.rincondelvago.com/protozoarios.html
28. The Poultry Site. Caecal Worm. 2007. (En línea). Consultado el 29 de septiembre de 2007. Disponible en: <http://www.thepoultrysite.com/>
29. Rau, Carlos A. El Inverisímil mundo de los Parásitos. 2005. (En Línea). Argentina. Consultado el 9 de Septiembre de 2007. disponible en: <http://www.fundacionrau.org.ar/index1.htm>
30. Rimbaud E.; Pineda N.; Luna L.; Sacasa E.; Doña M.; Rivera G.; Ortega S.; Molina L.; Solórzano M.; Robletto S.; Flores H.; Gutiérrez J.; Sandino S.; Zeledón B.; Blanco E. Parásitos diagnosticados por el Centro de Diagnóstico Veterinario de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Ciencias Comerciales, Nicaragua,

ejercicio 2003 - 2004.- Boletín de Parasitología de la UCR en Costa Rica, 2005, 3 (6): 2, ISSN- 1659- 0295

31. Rodríguez-Vivas, R. Cob-Galera, L. 2001, Frecuencia de Parásitos Gastrointestinales en animales domésticos, diagnosticados en Yucatán, México. Universidad Autónoma de Yucatán. Fac. de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Dpto. de Parasitología. Mérida, Yucatán, México. 1-7 P.
32. Romero, S.; Mendoza, B.; Lohmman R.; Abeledo, G.; 2005. Parasitosis en Niños y Animales Domésticos en comunidades rurales de Veracruz, México. Universidad Veracruzana México. 1-3 P.
33. SNET (Servicio Nacional de Estudios Territoriales). 2007. (En línea). El Salvador. Consultado el 19 de septiembre de 2007. Disponible en: <http://www.snet.gob.sv/index.php>
34. Tridevi, M.C.; Saxena, A.K. & Rawat, B.S., 1992. Incidence of Mallophaga on poultry in Dehradun (India). Angew. Parasitol. P. 33, 69-78.
35. USDA (United States Department of Agriculture). 2007. (En Línea). Estados Unidos. Consultado 29 de agosto de 2007. disponible en <http://www.ars.usda.gov/is/espanol/>
36. Wikipedia. 2007. (En línea). España. Consultado el 9 de Septiembre de 2007. disponible en: <http://es.wikipedia.org/>

ANEXOS

Cuadro A – 1: Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por municipio.

	Valor	gl	Sig. asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	28.553(a)	16	.027
Razón de verosimilitudes	29.089	16	.023
Asociación lineal por lineal	.069	1	.793
N de casos válidos	51		

Cuadro A – 2: Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por municipio.

	Valor	gl	Sig. asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	7.849(a)	6	.249
Razón de verosimilitudes	10.709	6	.098
Asociación lineal por lineal	1.084	1	.298
N de casos válidos	54		

Cuadro A – 3. Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por aves adultas y aves jóvenes.

	Valor	gl	Sig. asintótica

			(bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	3.919(a)	5	.561
Razón de verosimilitudes	5.085	5	.406
Asociación lineal por lineal	1.013	1	.314

Cuadro A – 4. Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por aves adultas y aves jóvenes.

	Muestreo
Chi-cuadrado(a)	.000
gl	1
Sig. Asintótica.	1.000

Cuadro A – 5. Prueba de Chi: Determinación de cargas de endoparásitos por periodo de muestreo.

	Valor	gl	Sig. asintótica (bilateral)
Chi-cuadrado de Pearson	3.919(a)	5	.561
Razón de verosimilitudes	5.085	5	.406
Asociación lineal por lineal	1.013	1	.314

Cuadro A – 6. Prueba de Chi: Determinación de cargas de ectoparásitos por periodo de muestreo.

	Muestreo
Chi-cuadrado(a)	.000
gl	1
Sig. asintótica	1.000

Cuadro A – 7. Cargas de endoparásitos en aves adultas y jóvenes.

CASERIO	ENDOPARASITO	CARGA DE HUEVOS/GR DE HECES AVES ADULTAS	CARGA DE HUEVOS/GR DE HECES AVES JOVENES
COOPERATIVA 3 DE MAYO	Capilaria	300	200
	Ascaridia	100	100
	Eimeria	400	200
COL. VENEZUELA	Capilaria	800	600
	Ascaridia	100	100
	Eimeria	300	200
	Heterakis	300	0
	Eimeria	300	100
COMASAGUA	Heterakis	500	100
	Ascaridia	200	100
	Eimeria	300	200
HACIENDA SAN DIEGO	Capilaria	600	400
	Eimeria	300	200
COLONIA MORALES	Capilaria	300	500
	Eimeria	200	100
	Toxocara	100	0
HACIENDA SAN DIEGO 2	Eimeria	500	200
	Toxocara	200	0
COMUNIDAD LAS MARGARITAS	Capilaria	500	400
	Ascaridia	100	100

	Eimeria	300	100
COL. MIRAMAR	Capilaria	400	300
	Ascaridia	0	100
	Eimeria	300	200
LOS CEDROS	Ascaridia	0	100
	Eimeria	500	200
TOTAL		7900	4800
PROMEDIO		585	355

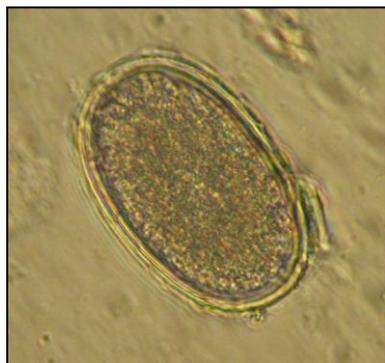
A) *Capillaria spp.*



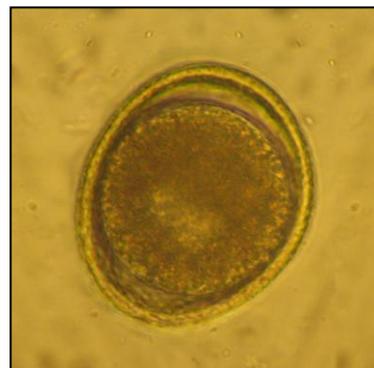
B) *Eimeria spp.*



C) *Heterakis spp.*



D) *Ascaridia spp.*



E) *Toxocara spp.*



Figura A - 1: Endoparásitos identificados (A, B, C, D, E)

A) *Menopon gallinae*

B) *Goniocotes gallinae*



C) *Goniodes gigas*

D) *Dermanyssus gallinae*



Figura A - 2: Ectoparásitos identificados (A, B, C, D)



Figura A – 3: Mapa Satelital de San Diego



Figura A – 4: Mapa Satelital de Comasagua

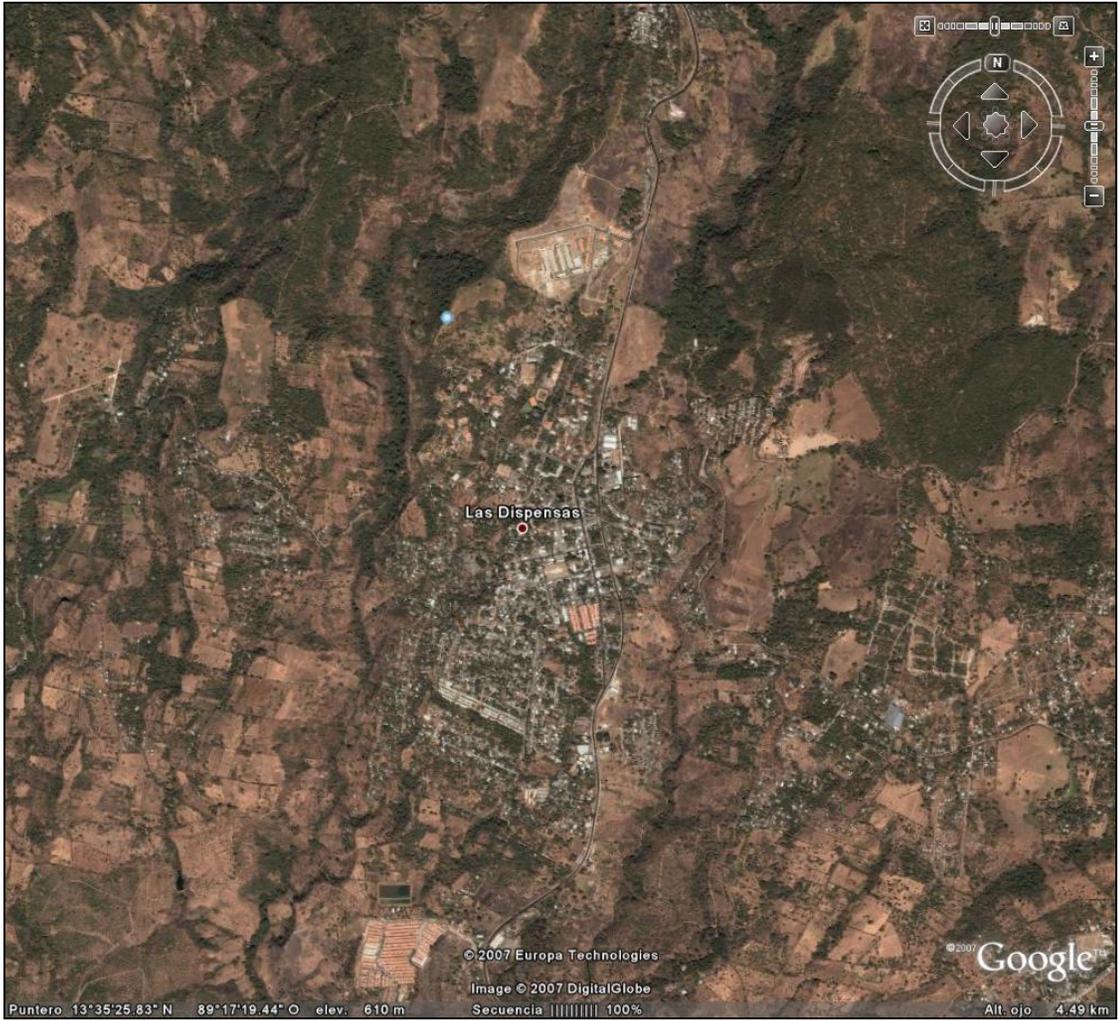


Figura A – 5: Mapa Satelital de Zaragoza