

**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**  
**SEDE CUENCA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

*Trabajo de titulación previo a  
la obtención del título de  
Médico Veterinario Zootecnista*

**TRABAJO EXPERIMENTAL:**

**“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE  
COMBATE (*Gallus gallus domesticus*)”**

**AUTOR:**

CHRISTOPHER SANTIAGO ESPINOZA PARRA

**TUTOR:**

ING. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA

CUENCA – ECUADOR

2019

## CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR

Yo, Christopher Santiago Espinoza Parra con documento de identificación N° 1717295206, manifiesto mi voluntad y cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titulación sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del trabajo de titulación: **“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*)”**, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de: *Médico Veterinario Zootecnista*, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado en la ley de Propiedad Intelectual, en mi condición de autor me reservo los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia, suscribo este documento en el momento que hago entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, septiembre de 2019



Christopher Santiago Espinoza Parra

C.I. 1717295206

## CERTIFICACIÓN

Yo, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación:  
**“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE COMBATE  
(*Gallus gallus domesticus*)”**, realizado por Christopher Santiago Espinoza Parra, obteniendo el  
*Trabajo Experimental* que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad  
Politécnica Salesiana.

Cuenca, septiembre de 2019



Ing. Mauricio Xavier Salas Rueda  
C.I. 0603329681

## DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, Christopher Santiago Espinoza Parra con documento de identificación N° 1717295206, autor del trabajo de titulación: **“PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*)”**, certifico que el total contenido del *Trabajo Experimental* es de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, septiembre de 2019



Christopher Santiago Espinoza Parra

C.I. 1717295206

## DEDICATORIA

Sin duda quiero dedicar este trabajo de investigación a las cuatro personas más importantes que la vida me regalo.

A mi papá el Dr. Santiago Espinoza quien fue la persona que me inspiro a seguir esta carrera.

A mi mamá la Lcda. Ángela Fernanda Parra quien es un ejemplo de fortaleza que a pesar de todo jamás soltó mi mano y me ayudo a culminar con mis estudios.

A mi hermana y futura colega Dana Espinoza por siempre estar para mí en los buenos y malos momentos.

A mi sobrino Josué por regalarme un motivo más para seguir adelante.

## AGRADECIMIENTO.

Principalmente quiero agradecer a mi papá porque, aunque el tiempo haya sido efímero fue el mejor amigo que Dios me regaló, quiero agradecerte por demostrarme que siempre habrá un motivo para sonreír y continuar, por enseñarme a ver la vida de una manera distinta y que al final siempre podemos decir no pasa nada.

A mi mamá quien mejor que tú, gracias por enseñarme a perseguir mis sueños y a no rendirme que a pesar de los momentos difíciles siempre supiste guiarme, gracias por jamás soltar mi mano y ayudarme a continuar.

Mi eterno agradecimiento a mis abuelitos por ser grandes ejemplos de lucha, por demostrarme que la vida no es fácil y que sin esfuerzo no hay recompensa, especialmente quisiera agradecer a mi abuelita Esther por todo el cariño y apoyo incondicional que me ha dado durante toda mi vida.

Quiero agradecer a todas las personas que conocí en la Clínica Mora sobre todo mi infinita gratitud al Dr. Gustavo Mora Castro por todos los consejos que me supo brindar durante este proceso, gracias por ser un gran amigo.

Agradezco al club EL ESPANTO por permitirme realizar mi trabajo investigativo y así poder culminar mis estudios.

A mis profesores académicos: Dra. Mónica Brito, Dr. Patricio Garnica, Ing. Pedro Webster, MVZ. Cristhian Sagbay por compartir sus conocimientos ayudándome a crecer profesionalmente. Especialmente quiero agradecer a mi director de Tesis el Ing. Mauricio Salas que desde el principio de esta investigación brindo su apoyo y aportó con sus conocimientos para que se pueda llevar a cabo la misma.

Durante el transcurso de nuestras vidas solemos encontrarnos con personas muy especiales, que si bien no estuvieron durante todo el camino, pero si en los días difíciles gracias D.E.

Finalmente quisiera agradecer a todas las personas y amigos que participaron en esta investigación.

## ÍNDICE GENERAL

RESUMEN.....	18
ABSTRACT.....	19
1.INTRODUCCIÓN. ....	20
1.1PROBLEMA.....	21
1.2 DELIMITACIÓN.....	21
1.2.1Temporal.....	21
1.2.2 Espacial.....	22
1.2.3 Académica.....	23
1.3EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA.....	24
1.3.1HIPOTESIS.....	24
1.4 OBJETIVOS.....	25
1.4.1 Objetivo general.....	25
1.4.2 Objetivos específicos.....	25
1.5. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA.....	25
2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL. ....	27
2.1. LOS GALLOS DE PELEA.....	27
2.1.1. Generalidades.....	27
2.1.2. Categorización Taxonómica.....	28
2.2. IMPORTANCIA Y CONSIDERACIONES DE LAS AVES DE COMBATE.....	29
2.3. ENFERMEDADES MÁS COMUNES EN LAS AVES DE COMBATE.....	29
2.3.1. Parasitismo en los gallos de pelea.....	29

2.4. PARÁSITOS DEL APARATO GASTROINTESTINAL EN GALLOS DE PELEA.	30
2.4.1. División Nematodos.	30
2.4.1.1. <i>Strongyloides spp.</i>	30
2.4.1.1.1. Etiología.	30
2.4.1.1.2. Categorización Taxonómica.	30
2.4.1.1.3. Anatomía y Descripción.	31
2.4.1.1.4. Ciclo biológico.	31
2.4.1.1.5. Periodo de pre patencia.	32
2.4.1.1.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.	32
2.4.1.2. <i>Heterakis spp.</i>	32
2.4.1.2.1. Etiología.	32
2.4.1.2.2. Categorización Taxonómica.	32
2.4.1.2.3. Anatomía y Descripción.	33
2.4.1.2.4. Ciclo Biológico.	34
2.4.1.2.5. Periodo de pre patencia.	35
2.4.1.2.6. Signos clínicos y lesiones.	35
2.4.1.2.7. Diagnóstico.	35
2.4.1.3. <i>Ascaridiosis.</i>	35
2.4.1.3.1. Etiología.	35
2.4.1.3.2. Categorización Taxonómica.	36
2.4.1.3.3. Anatomía y Descripción.	36
2.4.1.3.4. Ciclo Biológico.	36
2.4.1.3.5. Periodo pre patente.	38



2.4.1.3.6. <i>Signos y lesiones.</i> .....	38
2.4.1.3.7. <i>Diagnóstico.</i> .....	38
2.4.1.4. <i>Capilariosis.</i> .....	39
2.4.1.4.1. <i>Etiología.</i> .....	39
2.4.1.4.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	39
2.4.1.4.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	39
2.4.1.4.4. <i>Ciclo Biológico.</i> .....	40
2.4.1.4.5. <i>Periodo pre patente.</i> .....	41
2.4.1.4.6. <i>Signos y Lesiones.</i> .....	41
2.4.1.4.7. <i>Diagnóstico.</i> .....	42
2.4.2. <i>División Cestodos.</i> .....	42
2.4.2.1. <i>Raillietina spp.</i> .....	42
2.4.2.1.1. <i>Etiología.</i> .....	42
2.4.2.1.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	43
2.4.2.1.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	43
2.4.2.1.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	44
2.4.2.1.5. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	45
2.4.2.1.6. <i>Signos y lesiones.</i> .....	45
2.4.2.1.7. <i>Diagnóstico.</i> .....	46
2.4.2.2. <i>Davainea proglotida.</i> .....	46
2.4.2.2.1. <i>Etiología.</i> .....	46
2.4.2.2.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	46
2.4.2.2.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	46

2.4.2.2.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	47
2.4.2.2.5. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	47
2.4.2.2.6. <i>Signos, lesiones y diagnóstico.</i> .....	48
2.4.2.3. <i>Hymenolepis</i> .....	48
2.4.2.3.1. <i>Etiología.</i> .....	48
2.4.2.3.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	49
2.4.2.3.3. <i>Anatomía, Descripción y Ciclo biológico.</i> .....	49
2.4.2.3.4. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	51
2.4.2.3.5. <i>Signos y lesiones.</i> .....	51
2.4.2.3.6. <i>Diagnóstico</i> .....	51
2.4.2.4. <i>Ameboteniosis.</i> .....	51
2.4.2.4.1. <i>Etiología.</i> .....	51
2.4.2.4.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	52
2.4.2.4.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	52
2.4.2.4.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	52
2.4.2.4.5. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	53
2.4.2.4.6. <i>Signos clínicos y lesiones</i> .....	53
2.4.2.4.7. <i>Diagnóstico.</i> .....	53
2.4.2.5. <i>Choanotenisosis.</i> .....	53
2.4.2.5.1. <i>Etiología.</i> .....	53
2.4.2.5.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	53
2.4.2.5.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	54
2.4.2.5.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	54

2.4.2.5.5. <i>Periodo pre patente.</i> .....	55
2.4.2.5.6. <i>Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.</i> .....	55
2.4.3. <i>División Trematodos.</i> .....	55
2.4.3.1. <i>Echinostomiasis</i> .....	55
2.4.3.1.1. <i>Etiología.</i> .....	55
2.4.3.1.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	55
2.4.3.1.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	56
2.4.3.1.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	56
2.4.3.1.5. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	57
2.4.3.1.6. <i>Signos clínicos y lesiones.</i> .....	57
2.4.3.1.7. <i>Diagnóstico.</i> .....	57
2.4.4. <i>División Acantocéfalos</i> .....	58
2.4.4.1. <i>Acantocefalosis.</i> .....	58
2.4.4.1.1. <i>Etiología.</i> .....	58
2.4.4.1.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	58
2.4.4.1.3. <i>Anatomía y Descripción.</i> .....	58
2.4.4.1.4. <i>Ciclo biológico.</i> .....	59
2.4.4.1.5. <i>Periodo de pre patencia.</i> .....	59
2.4.4.1.6. <i>Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.</i> .....	59
2.4.5. <i>División Protozoarios.</i> .....	60
2.4.5.1. <i>Histomoniasis.</i> .....	60
2.4.5.1.1. <i>Etiología.</i> .....	60
2.4.5.1.2. <i>Categorización Taxonómica.</i> .....	60

2.4.5.1.3. Anatomía y Descripción.....	60
2.4.5.1.4. Ciclo biológico.....	61
2.4.5.1.5. Periodo de pre patencia.....	62
2.4.5.1.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.....	62
2.4.5.2. Coccidiosis aviar.....	63
2.4.5.2.1. Etiología.....	63
2.4.5.2.2. Categorización Taxonómica.....	63
2.4.5.2.3. Anatomía y Descripción.....	63
2.4.5.2.4. Ciclo biológico.....	64
2.4.5.2.5. Periodo de pre patencia.....	65
2.4.5.2.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.....	66
2.5. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS.....	67
2.5.1. Método de flotación.....	67
2.5.1.1. Ventajas y desventajas del método de flotación.....	67
2.5.1.2. Método de Flotación directa con solución salina saturada.....	68
2.5.1.2.1. Preparación de solución.....	68
2.5.1.2.2. Material para la Técnica de Flotación con Solución Salina Saturada.....	68
2.5.1.2.3. Desarrollo del método.....	69
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	69
3.1 MATERIALES.....	70
3.1.1 Físicos.....	70
3.1.2 Biológicos.....	70
3.1.3 Químico.....	71

3.2 MÉTODOS .....	71
3.2.1 <i>Diseño estadístico</i> .....	74
3.2.1 <i>Selección y tamaño de la muestra</i> .....	74
3.2.4 <i>Variables de estudio</i> .....	75
3.2.4.1 Variables Dependientes.....	76
3.2.4.2 Variables Independientes .....	76
3.2.5 <i>Toma y registro de datos</i> .....	77
3.3 CONSIDERACIONES ÉTICAS. ....	77
4. RESULTADOS Y DISCUSIONES .....	78
4.1 RESULTADOS .....	78
4.1.1 <i>Identificación de parásitos gastrointestinales</i> .....	78
4.1.2 <i>Prevalencia de parásitos</i> .....	79
4.1.3 <i>Prevalencia de parásitos según la especie</i> .....	83
4.1.4 <i>Prevalencia total de parásitos.</i> .....	84
4.1.5 <i>Cálculos de riesgo para las variables de asociación</i> .....	85
4.2 DISCUSIÓN.....	87
5.1 CONCLUSIÓN. ....	91
5.2 RECOMENDACIONES .....	92
6.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	93
7. ANEXOS.....	102

## ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Razones por cuales las personas se dedican a las actividades gallísticas. ....	20
Tabla 2. Taxonomía del gallo doméstico. ....	28
Tabla 3. Taxonomía Strongyloides spp. ....	30
Tabla 4. Taxonomía Heterakis spp. ....	33
Tabla 5. Taxonomía Ascaridia spp. ....	36
Tabla 6. Taxonomia Capillaria spp. ....	39
Tabla 7. Taxonomia Raillietina spp ..... 43	43
Tabla 8. Taxonomía D. Proglottina ..... 46	46
Tabla 9. Taxonomía genero Hymenolepis ..... 49	49
Tabla 10. Taxonomía Amoebotaenia cuneata ..... 52	52
Tabla 11. Taxonomía Choanotaenia infundibulum. .... 54	54
Tabla 12. Taxonomía Echonostomun revolutum. .... 55	55
Tabla 13. Taxonomía F. anatis. .... 58	58
Tabla 14. Taxonomía H. meleagridis ..... 60	60
Tabla 15. Taxonomía Eimeria spp. .... 63	63
Tabla 16 Ciclo de vida Eimeria spp. .... 66	66
Tabla 17. Materiales Físicos ..... 70	70
Tabla 18. Materiales Biológicos ..... 70	70
Tabla 19. Materiales Químicos ..... 71	71
Tabla 20. Variables independientes (aves)..... 76	76
Tabla 21. Variables dependientes (muestra de heces y prevalencia) ..... 76	76
Tabla 22. División e identificación parasitaria ..... 78	78

Tabla 23. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Baños-Predio número 1.	79
Tabla 24. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Sinincay.....	80
Tabla 25. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Totoracocha.....	81
Tabla 26 . Prevalencia en función de la Interacción Parasitaria .....	82
Tabla 27. Prevalencia de parásitos según la especie .....	83
Tabla 28. Prevalencia parasitaria total obtenida en la investigación.....	84
Tabla 29. Distribución de variables como factor de riesgo de parásitos gastrointestinales en aves de combate (Gallus gallus domesticus) .....	85
Tabla 30. Datos de epidemiológicos .....	102

## INDICE DE FIGURAS

Figura.1 Mapa topográfico de Totoracocha .....	22
Figura 2. Mapa topográfico de Baños. ....	23
Figura 3. Mapa topográfico de Sinincay. ....	23
Figura 4. Morfología Strongyloides spp. ....	31
Figura 5. Ciclo biológico H. gallinarum. ....	34
Figura 6. <i>Ciclo evolutivo del Ascaridia galli</i> .....	37
Figura 7. Morfología Ascaridia galli.....	38
Figura 8. Huevo de Capillaria spp.....	40
Figura 9. Huevo de Raillietina spp.....	44
Figura 10. Ciclo evolutivo de Raillietina spp.....	45
Figura 11. Ciclo evolutivo Davainea proglotida. ....	47
Figura 12. Ciclo evolutivo Genero Hymenolepis. ....	50
Figura 13. Ciclo evolutivo Choanotaenia infundibulum.....	54
Figura 14.Ciclo biológico de Echinostomun revolutum. ....	56
Figura 15. Huevo de Echinostomun revolutum. ....	57
Figura 16. Ciclo biológico de H. meleagridis. ....	61
Figura 17. Ciclo biológico de Eimeria spp.....	65
Figura 18. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Baños. ....	79
Figura 19. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en el predio de Sinincay .....	80
Figura 20. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Totoracocha .....	81
Figura 21. Prevalencia en función de la interacción parasitaria.....	82
Figura 22. Prevalencia de parásitos según la especie.....	83



Figura 23. Prevalencia total de parásitos gastrointestinales.....	84
Figura 24. Ficha técnica para la toma de datos epidemiológico. ....	111
Figura 25. Tabla de Análisis de muestras. ....	111

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo determinar los factores de riesgo y prevalencia de parásitos gastrointestinales en las aves de combate. Este estudio se realizó en tres criaderos que se encuentran ubicados en la ciudad de Cuenca, Azuay, Ecuador. La investigación consistió en hacer un análisis de las muestras fecales de las aves mediante la técnica de flotación, a la vez se realizó un registro evaluando las siguientes variables; alojamiento, sexo, presencia de otros animales en el predio y protocolo de desparasitación. Se realizó un análisis de 351 muestras dando como resultado una prevalencia de 78,63% (276/351); siendo la *Eimeria spp* el parásito con mayor frecuencia 51,28 % (180/351), seguido de *Heterakis gallinarum* con el 18,52 % (65/351), *Strongyloides spp* 15,38% (54/351) y *Capillaria spp* con 7,98 % (28/351). Para el cálculo de factores de riesgo se obtuvo para la variable alojamiento un OR de 10,5679, para la variable sexo un OR de 6,2304 mientras que para el cálculo de la variable presencia de otros animales en el predio se obtuvo un OR no definido por lo tanto esta variable no representa un factor riesgo, finalmente para la variable protocolo de desparasitación obtuvimos un OR de 89,0476.

## ABSTRACT

The objective of this research was to determine the risk factors and prevalence of gastrointestinal parasites in Fighting Cock birds. This study was conducted in three hatcheries that are located in the city of Cuenca, Azuay, Ecuador. The investigation consisted of making an analysis of the fecal samples of the birds by means of the flotation technique, at the same time a registry was made evaluating the following variables; accommodation, sex, presence of other animals on the site and the deworming protocol. An analysis of 351 samples was performed, resulting in a prevalence of 78,63 % (276/351) of the birds testing positive for gastrointestinal parasites. *Eimeria spp* was the parasite with the highest frequency 51,28 % (180/351), followed by *Heterakis gallinarum* with 18,52 % (65/351), *Strongyloides spp* 15,38 % (54/351) and *Capillaria spp* with 7,98 % (28/351). For the calculation of risk factors, an Odds ratio (OR) of 10,5679 was obtained for the housing variable, for the sex variable an OR of 6, 2304, while for the calculation of the variable presence of other animals on the farm, an OR was undefined indicating that this variable does not represent a risk factor. Finally, for the deworming protocol variable an OR of 89,0476 was obtained.

## 1. INTRODUCCIÓN.

La producción de las aves de combate (*Gallus gallus dosmeticus*) es una actividad muy antigua que se relaciona directamente con la tradición y cultura de nuestra población. Es necesario tener en cuenta aspectos muy importantes tales como alimentación, manejo y sanidad, siendo esta última la de mayor interés ya que el inconveniente más común es la incidencia de parasitosis, debido a que las aves de combate se encuentran permanentemente expuestas a microorganismos como helmintos (nematodos, cestodos) y protozoarios, aves enfermas en los coliseos de riña o falta de un protocolo de desparasitación en los criaderos.

Vale recalcar que en el Ecuador existen escasas investigaciones sobre la evaluación de aves de combate y su prevalencia parasitaria gastrointestinal.

(Ensuncho et al., 2015, pp1-10) indican que el parasitismo gastrointestinal es uno de los principales inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves de combate, ya que estas infecciones conllevan a la pérdida de la condición corporal por anorexia, pérdida de sangre y proteínas plasmáticas por el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, depresión en la actividad de enzimas intestinales y diarrea.

(Fuentes Mascorro, Salvador y García, 2012, pp. 313-318) sustentan que, dentro de la importancia del manejo de aves de combate, las razones por las cuales las personas se dedican a la actividad gallística son:

Tabla 1. *Razones por cuales las personas se dedican a las actividades gallísticas.*

MOTIVO	PORCENTAJE
Gusto	78 %
Tradición	14 %
Herencia	6 %
Terapia ocupacional	2 %

A esto podemos agregarle una fuente económica, debido a que los lugares en donde se enfrentan estas aves son sitios de diversión y existe un flujo de dinero medio alto.

### 1.1 PROBLEMA.

La actividad de las aves de combate se ha ido desarrollando poco a poco con el paso del tiempo llegando a posicionarse como una actividad pecuaria con fuente de ingresos, gustos, terapia ocupacional, entre otras. Es una actividad que no solo se la realiza en el sector rural sino también se encuentra ya a nivel urbano con buenos índices de interés tanto de jóvenes y adultos. Sin embargo, la actividad gallística aún se le realiza de forma tradicional empleando técnicas básicas de manejo, lo que conlleva a la limitación de la actividad, pudiendo llegar hasta la pérdida de las estirpes y por consiguiente inconformidad para los productores tanto social como económicamente.

Por otro lado, el desconocimiento de la incidencia parasitaria en las aves es un factor determinante dentro de la producción, por lo cual se requiere adoptar medidas que ayuden a realizar una mejor práctica y manejo en las granjas dedicadas a esta actividad, sean estas de tipo tradicional o intensiva.

Debido a esto se ha visto la necesidad de realizar un estudio para evaluar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate en tres criaderos ubicados en la Ciudad de Cuenca (Ecuador), con el propósito de alertar a la población sobre el efecto negativo que estos agentes producen dentro de su actividad gallística.

### 1.2 DELIMITACIÓN.

#### 1.2.1 Temporal

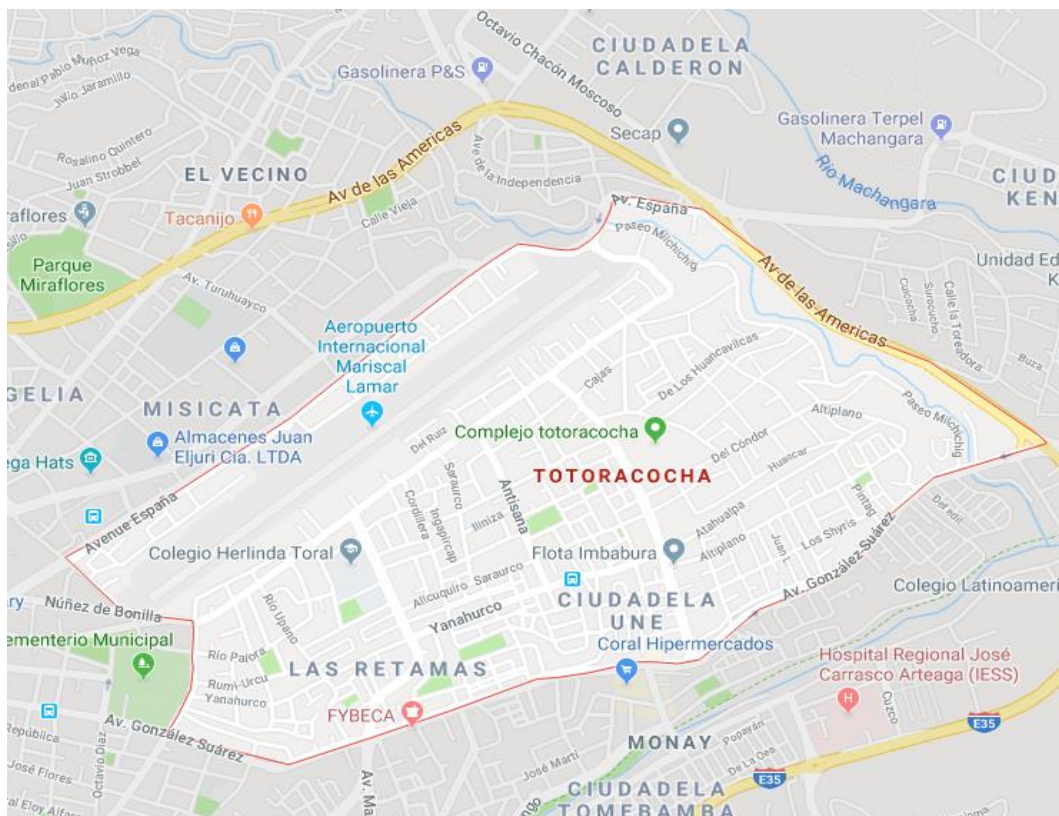
La duración del trabajo de investigación aquí planteado fue de cuatro meses aproximadamente, distribuyendo las mismas en trabajo de campo y de laboratorio.

### 1.2.2 Espacial.

El presente trabajo investigativo se desarrolló en tres criaderos ubicados en las parroquias de: Totoracocho, Baños y Sinincay, pertenecientes al Cantón Cuenca, Provincia del Azuay-Ecuador, y su consiguiente análisis de las muestras recolectadas se efectuaron en los Laboratorios de Biología de la Universidad Politécnica Salesiana sede Cuenca.

Totoracocho está situado en Cuenca, Azuay, Ecuador, sus coordenadas geográficas son  $2^{\circ} 54' 0''$  Sur,  $78^{\circ} 59' 0''$  Oeste y su nombre original (con signos diacríticos) es Totoracocho.

*Figura.1 Mapa topográfico de Totoracocho*



FUENTE: imagen obtenida de Google Maps, 2019

Baños está situado en Cuenca, Azuay, Ecuador, sus coordenadas geográficas son  $2^{\circ} 54' 0''$  Sur,  $79^{\circ} 4' 0''$  Oeste y su nombre original (con signos diacríticos) es Baños.

*Figura 2. Mapa topográfico de Baños.*



FUENTE: imagen obtenida de Google Maps, 2019

Sinincay está situado en Cuenca, Azuay, Ecuador, sus coordenadas geográficas son 2 ° 50 '0 "Sur, 79 ° 0' 0" Oeste y su nombre original (con signos diacríticos) es Sinincay.

*Figura 3. Mapa topográfico de Sinincay.*



FUENTE: imagen obtenida de Google Maps, 2019

### 1.2.3 Académica.

La investigación aquí planteada fue desarrollada en la rama de sanidad animal, dirigida a la determinación de agentes parasitarios gastrointestinales en las aves de combate.

### 1.3. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA.

La actividad gallística con el pasar del tiempo ha ido ganando terreno dentro de las distintas explotaciones pecuarias conocidas, tomando así un impulso muy significativo a nivel mundial.

El Ecuador no es la excepción para el crecimiento de este tipo de explotación avícola debido a las costumbres y características que tienen algunas de las ciudades y las personas que habitan en ellas. Por otro lado también existen personas que no disfrutan ni comparten el combate de gallos, por lo que la actividad gallística tiene muchos inconvenientes para instaurarse y crecer dentro de un grupo social, privatizando de esta manera las prácticas indispensables para llevar adecuadamente una crianza de gallos de pelea; dentro de este marco un punto a enfocarse y que tiene mucha importancia son los planes de desparasitación, que por lo mencionado y entre otras cosas las personas que se dedican a esta actividad tienen un desconocimiento total del tema o no le prestan la atención pertinente a las consecuencias que les puedan generar este tipo de habitantes microscópicos en sus aves y galpones, siendo esta la razón principal por lo que la mayoría de galleros fracasan en su paso por esta afición.

Por esta razón se ejecutó esta investigación en donde se quiso verificar cual la prevalencia de parásitos gastrointestinales que afectan a los gallos de pelea en tres criaderos ubicados en las Parroquias de Baños, Totoracocha y Sinincay de la Ciudad de Cuenca Ecuador.

### 1.4 HIPOTESIS

Hipótesis alternativa.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales es de alta incidencia en los tres criaderos de las distintas parroquias.



Hipótesis nula.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales no es de alta incidencia en los tres criaderos de las distintas parroquias.

#### 1.4 OBJETIVOS.

##### 1.4.1 Objetivo general.

Determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate (*Gallus gallus domesticus*).

##### 1.4.2 Objetivos específicos.

- Identificar parásitos gastrointestinales a partir de heces mediante el método de flotación.
- Establecer el porcentaje de prevalencia de los parásitos en las aves.
- Definir los factores de riesgo del problema parasitario en los criaderos.

#### 1.5. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA

El presente trabajo de investigación está enfocado a generar conclusiones validas, para poder recomendar los resultados obtenidos de manera muy precisa; ayudando de esta manera a las personas dedicadas a la crianza de aves a potencializar esta actividad.

El identificar la prevalencia parasitaria en los gallos de pelea, ayuda a que las personas dedicadas a esta actividad tomen conciencia sobre el impacto negativo que estos patógenos causan en sus aves y opten por establecer planes de desparasitación concretos, basándose en la investigación aquí planteada.

Además genera información acerca de la prevalencia parasitaria gastrointestinal en gallos de combate dentro de los tres criaderos en donde se ejecutó el estudio, lo que es de mucho provecho para el propietario ya que mejora la salud de sus animales y será más efectivo en su actividad avícola.

## 2. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL.

### 2.1. LOS GALLOS DE PELEA

#### 2.1.1. Generalidades.

Tenemos, más de cuatrocientos años de historia gallística, pero hay una patente incorrespondencia entre una historia tan larga y una producción bibliográfica tan corta. Cortedad que se puede explicar diciendo que la gallística, salvo algunas excepciones, no se ha considerado ni se considera arte ni ciencia, sino diversión y espectáculo, juego y jolgorio. Natural secuela de una palmaria ignorancia. La vivenciación y participación rigen tanto en el espectáculo gallístico, que han terminado por anular, prácticamente, la necesidad de estudiar la gallística (Denegri, 2015, p.18).

(Ibarra, Guerrero, Vera, Alcalá, Y Romero, 2011, pp. 146-150) mencionan que la pelea o lidia de gallos (*Gallus gallus domesticus*) es una actividad recreativa muy popular y ampliamente extendida que se practica en recintos (clubes gallísticos) denominados comúnmente «galleras». Usualmente, las peleas de gallos se llevan a cabo durante los días de fiesta, fechas patrias o los fines de semana, y se ha convertido en una industria pujante y en crecimiento, que provee numerosos empleos directos e indirectos, especialmente durante las festividades.

Dentro de los inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves es la pérdida de condición corporal por anorexia, pérdida de sangre y proteínas plasmáticas por el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, depresión en la actividad de enzimas intestinales y diarrea (Luka y Ndams, 2007, pp. 27-29) (Álvarez, Rodríguez y Carvajal, 2011, pp. 76-80) (Ogbaje, Agbo, y Ajanusi, 2012, pp. 103-107).

Estas patologías pueden ser causadas por agentes infecciosos, incluyendo parásitos intestinales de tipo helmintos (nematodos: *Sheilospirura hamolusa*, *Heterakis spp*, *Ascaridia galli*, *Strongyloides avium*; y platelmintos: *Raillietina terragona*, *Amebotaenia cuneata*, *Chanotaenia infundibulum*) y protozoarios (*Eimeria spp*) (Permin, Bojesen, Nansen, Bisgaard, Frandsen y Pearman, 1997, pp. 614-617) (Rodríguez,Cob-Galera y Domínguez, 2001. pp. 19-25) (Luna, Kyvsgaard, Rimbaud y Pineda, 2006, pp. 1-4) (Ogbaje et al. 2012, pp.103-107).

Las aves se pueden infectar a través de los alimentos, agua y suelo. En el caso de las aves de combate, los criadores permiten que estén al pastoreo, donde obtienen pasto verde, pero además pueden alimentarse con invertebrados, incluyendo artrópodos (insectos), moluscos (babosas, caracoles) y anélidos (lombrices de tierra), quienes pueden ser hospedadores intermediarios o paraténicos de helmintos y protozoos (Oniye, Audu, Adebote, Kwaghe, Ajanusi y Nfor, 2000, pp. 65-66) (Álvarez et al.2011, pp. 76-80).2.1.2. Categorización Taxonómica

En América del Sur no está definido si los primeros galliformes fueron introducidos por los conquistadores (Lasheras, 1960, p.29) o ya existían, afirmación avalada en cartas de Cristóbal Colón dirigida a los reyes de España, en que señala que “vio gallinas como las de Castilla, más grandes y con plumas como lana” (Baeza, 1986, p.5)

Tabla 2. *Taxonomía del gallo doméstico.*

CLASE	AVES
Subclase	<i>Neornithes</i>
Superorden	<i>Neognathae</i>
Orden	<i>Galliformes</i>
Familia	<i>Phasianidae</i>
Subfamilia	<i>Phasianinae</i>
Género	<i>Gallus</i>
Especie	<i>Gallus domesticus</i>

FUENTE: Tabla construida en base al trabajo publicado por (Hutt, 1958, p. 5).

## 2.2. IMPORTANCIA Y CONSIDERACIONES DE LAS AVES DE COMBATE

Las aves de combate, generan una gran polémica, una parte de la población las considera sanguinarias, retrógradas y una muestra clara de la barbarie que aun impera en la población y en contraparte, los aficionados a ella esgrimen que la razón principal que los impulsa a criar gallos de pelea es el gusto, la satisfacción, el orgullo que sienten cuando gana el gallo criado por ellos (Pérez, 1999, p. 340).

## 2.3. ENFERMEDADES MÁS COMUNES EN LAS AVES DE COMBATE

(Salinas, 2002, p. 80) sustenta que las enfermedades se pueden reconocer por sus señales anormales; algunas se conocen por el excremento, otras por la respiración, otras por la secreción de los hoyitos del pico, y otras por señales notadas a simple vista en otras partes del cuerpo:

- Los problemas de excremento suelto se pueden deber a la diarrea, paratifoidea, peste aviar, Marek, coccidiosis, cabeza negra, gusano en el buche, tenias, cresta azul, entre otras.

- Los problemas de respiración pueden ser por el Newcastle, Bronquitis, Coriza, Laringitis y la enfermedad Crónica respiratoria, o por falta de vitamina A.

- Existen, además, aquellas enfermedades que dejan marcas en el cuerpo, tal como la viruela, el complejo de leucosis, la perosis, y el raquitismo.

Cabe recalcar que el estudio aquí planteado se enfocará en los inconvenientes parasitarios gastrointestinales de las aves de combate.

### 2.3.1. Parasitismo en los gallos de pelea

Si bien es cierto la crianza de aves de combate no tiene complejidad alguna, pero es necesario conocer algunos aspectos importantes que influyen de una u otra manera el bienestar de las

mismas. El contar con un control parasitario es de mucha importancia, ya que su incidencia puede llegar a acabar con la explotación.

Berenguer (2007) menciona que el parasitismo es una asociación de tipo sinecológica que se establece entre dos organismos heteroespecíficos (parásito-hospedador) durante una parte o la totalidad de sus ciclos vitales en la que el parásito vive a expensas de su hospedador, utilizando tejidos o materias nutricias como fuente de alimentación, que el hospedador metaboliza para cubrir sus necesidades energéticas, provocándole un daño potencial. (p. 33).

#### 2.4. PARÁSITOS DEL APARATO GASTROINTESTINAL EN GALLOS DE PELEA.

##### 2.4.1. División Nematodos.

##### 2.4.1.1. *Strongyloides spp.*

##### 2.4.1.1.1. Etiología.

La especie de mayor interés es el *Strongyloides avium*, parásito frecuentemente distribuido a nivel mundial y afectando a aves domésticas en mayor proporción, las hembras miden 2.2 mm de largo. Los huevos miden 52-56 por 36-40 micras, se encuentran embrionados cuando son puestos (Quiroz, 1984, pp. 367-557).

##### 2.4.1.1.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 3. *Taxonomía Strongyloides spp.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	<i>Rhabditida.</i>
Familia:	Strongylidae
Género:	<i>Strongyloides.</i>
Especie:	<i>S. avium</i>

Fuente: (Barreneche y Vivar, 2017, p. 54).

#### 2.4.1.1.3. Anatomía y Descripción.

*Strongyloides spp.*, tienen de tres a seis labios o una corona radiata. El esófago en las larvas consiste en pro y meta corpus, istmo y bulbo; los adultos tienen el esófago claviforme. El sistema excretor tiene canales laterales y pares subventrales. La vagina es transversa, corta y simple o doble con fuerte musculatura. Los machos tienen bolsa copulatriz y poseen dos espículas iguales (Cervantes, 2016, p.5).

Calnek (2000) indica que el *S. avium*, es la única especie de este género que parasita a las aves y la más pequeña de los nematodos; se encuentra en el ciego e intestino delgado de pollos y otras gallináceas (p. 136).

#### 2.4.1.1.4. Ciclo biológico.

Tiene ciclo reproductivo de vida libre. Los huevos son ovales de pared delgada y pequeños. En las aves es la L1 la que se libera junto con las heces, después se desarrollan los otros tres estadios larvarios para convertirse en machos o hembras adultos de vida libre. La L3 puede convertirse en parásita, infectando al hospedador mediante la penetración de la piel o por ingestión de la misma (Urquhart Armour, Duncan y Jennings, 2001, pp. 3-112).

*Figura 4. Morfología Strongyloides spp.*



Fuente: (Viney y Lok, 2007, p.3)

#### 2.4.1.1.5. Periodo de prepatencia.

Los *Strongyloides* tienen un periodo prepatente variante que va desde los 6 a 12 meses (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

#### 2.4.1.1.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.

Enfermedad ocasionada por la presencia y acción de hembras partenogénicas y larvas en intestino delgado y ciego de las aves (órganos predilectos). Solo las hembras son parásitas intestinales (Quiroz, 1984, pp. 367-557).

Dentro de sus signos clínicos tenemos diarrea, anorexia, pérdida de peso, mal aspecto o descenso de la tasa de crecimiento; entre las lesiones más comunes existe enteritis catarral (erosión del epitelio) y edema (Urquhart et al., 2001, pp. 3-112) (Brugère, 2015, pp. 433-437).

Su diagnóstico se lo realiza mediante exámenes coproparasitológicos con el hallazgo de huevos o larvas del parásito. La identificación de pequeños huevos, ya embrionados en las heces puedes confirmar el diagnóstico; por otro lado, tras la necropsia de aves infectadas se detectan adultos de *S. Avium* en muestras de raspado de la mucosa del ciego (Cervantes, 2016, p 11).

#### 2.4.1.2. *Heterakis spp.*

##### 2.4.1.2.1. Etiología.

La heterakidosis es una infestación parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies del genero *Heterakis* en el ciego de pollos, pavos, faisanes, codornices, patos, gansos, y aves silvestres. En gallináceas, clínicamente se caracteriza por tiflitis con disturbios en la digestión. La transmisión del nematodo se realiza por el suelo y la infestación es por vía oral (Matute y Rivas, 2012. p30)



## 2.4.1.2.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 4. *Taxonomía Heterakis spp.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Ascaridida
Familia:	Ascarididae
Género:	<i>Heterakis</i>
Especies:	<i>H. gallinarum</i> , <i>H. dispar</i> , <i>H. isolonche</i> .

Fuente: (Serrano, 2010, p .97).

En la presente investigación nos centraremos en la especie *H. gallinarum*, la cual afecta mayoritariamente a las gallinas domésticas.

## 2.4.1.2.3. Anatomía y Descripción.

El *Heterakis gallinarum* es la especie más común. Se presenta en el ciego del gallo, gallina de guinea, pavo, pavo real, pato, ganso y otras numerosas aves (Cordero del Campillo, et al., 1999, p. 968).

(Soulsby, 1987, pp.161-162) indica que el macho mide de 7 a 13 mm de longitud, y la hembra de 10 a 15 mm. Hay grandes alas laterales en determinadas zonas de cuerpo. El esófago presenta un fuerte bulbo posterior. La cola del macho está provista de grandes alas, una prominente ventosa circular en posición pre cloacal y 12 pares de papilas. Las espículas son desiguales, la derecha es fina, de unos 2 mm de largo, mientras que la izquierda tiene anchas alas y mide 0,65 a 0,70 mm. La vulva se abre directamente por detrás de la zona media del cuerpo. Los huevos poseen

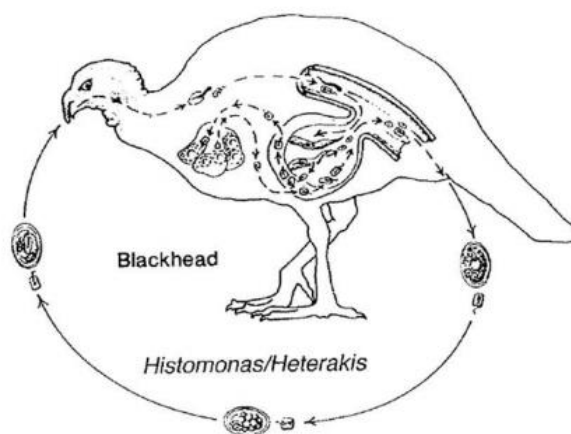
una cáscara gruesa y lisa, miden 65-80 por 35-46  $\mu\text{m}$  y están sin embrionar en el momento de la puesta (p. 823).

#### 2.4.1.2.4. Ciclo Biológico.

El ciclo es directo. Los huevos se desarrollan en el exterior, y alcanzan el segundo estado larvario en 14 días a 27°C, pero que normalmente el desarrollo es más largo, y puede durar varias semanas a temperaturas más bajas. Los huevos son muy resistentes y pueden permanecer viables en el suelo durante meses (Soulsby, 1987, p. 162).

Soulsby (1987) sustenta que cuando el hospedero ingiere un huevo infestante, la larva eclosiona en su intestino en una o dos horas. Hasta aproximadamente el cuarto día, los gusanos jóvenes están estrechamente asociados a la mucosa cecal, pudiendo producir algunos daños en el epitelio glandular. Se considera que el segundo estado larvario permanece de dos a cinco días en éste antes de continuar su desarrollo en el lumen. Mudan al tercer estado hacia el sexto día pos infestación, al cuarto estado en el décimo día, y al quinto sobre el decimoquinto día (p. 162).

*Figura 5. Ciclo biológico H. gallinarum.*



Fuente: (Foreyt, 2001, p.158)

#### 2.4.1.2.5. Periodo de prepatencia.

El periodo de prepatencia de este parásito es de 24 a 36 días o más (Becerra, Sánchez, Ortiz, Y Vera, 2016, p.6).

#### 2.4.1.2.6. Signos clínicos y lesiones.

Atacan en los intestinos de las aves, pudiendo ocasionar baja ganancia de peso corporal. Las aves afectadas pueden ser lentas o mostrar crestas pálidas. Aumento de canibalismo por medio del picoteo en la cloaca, debido al esfuerzo. Muerte en el caso de las infestaciones muy altas. (Norma, 2014, p.119)

#### 2.4.1.2.7. Diagnóstico.

La necropsia permite descubrir en los ciegos la presencia de los parásitos y mediante técnicas coprológicas pueden identificarse los huevos en las heces de las aves. En el diagnóstico coprológico deben diferenciarse los huevos de *H. gallinarum* de los de *A. galli*, morfológicamente muy parecidos, pero los primeros de menor tamaño, no sobrepasando las 77  $\mu\text{m}$  de longitud (Cordero del Campillo et al, 1999, p. 968).

#### 2.4.1.3. Ascaridiosis.

##### 2.4.1.3.1. Etiología.

La ascaridiosis es una enfermedad que se caracteriza por la presencia de un parásito – Áscaris- en el interior del tubo digestivo, zona en la alcanza y cierra su ciclo vital (Delgadillo, 2014).

En el presente estudio la especie de mayor interés es la *Ascaridia galli*, misma que afecta mayoritariamente a las aves domésticas alrededor de todo el mundo.

## 2.4.1.3.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 5. *Taxonomía Ascaridia spp.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Ascarididea
Familia:	Ascarididae
Género:	<i>Ascaridia</i>
Especies:	<i>A. galli</i> , <i>A. dissimili</i> , <i>A. comprar</i> , <i>A. rumidae</i> , <i>columbae</i> .

Fuente: (Damerow, 2013, p.31)

## 2.4.1.3.3. Anatomía y Descripción.

El macho mide 50 a 76 mm, y la hembra, 72 a 116 mm. Posee tres grandes labios, y el esófago carece de bulbo posterior. La cola del macho tiene unas pequeñas alas, y está provista de 10 pares de papilas, la mayoría de las cuales son cortas y gruesas. Hay una ventosa circular precloacal con un grueso reborde cuticular. Las espículas son sublinguales, de 1 a 2.4 mm de longitud. Los huevos son ovales, de cáscara lisa, y no están embrionados en el momento de la puesta. Miden 73-92 por 45-57  $\mu\text{m}$  (Soulsby, 1987, p. 163).

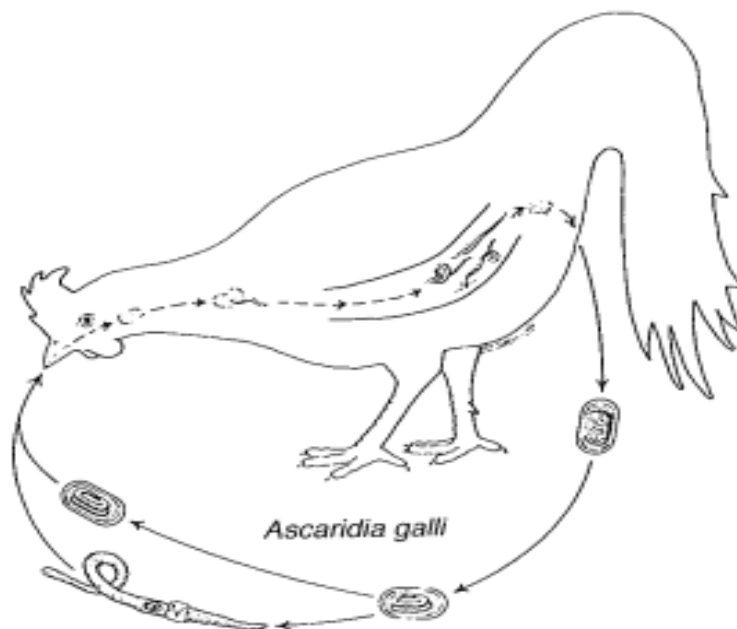
## 2.4.1.3.4. Ciclo Biológico.

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 (Delgadillo, 2014).

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 del 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 (Delgadillo, 2014).

En ese momento, migran a la mucosa intestinal, en donde sufren una muda que las convierte en el 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 (Delgadillo, 2014).

Figura 6. *Ciclo evolutivo del Ascaridia galli*

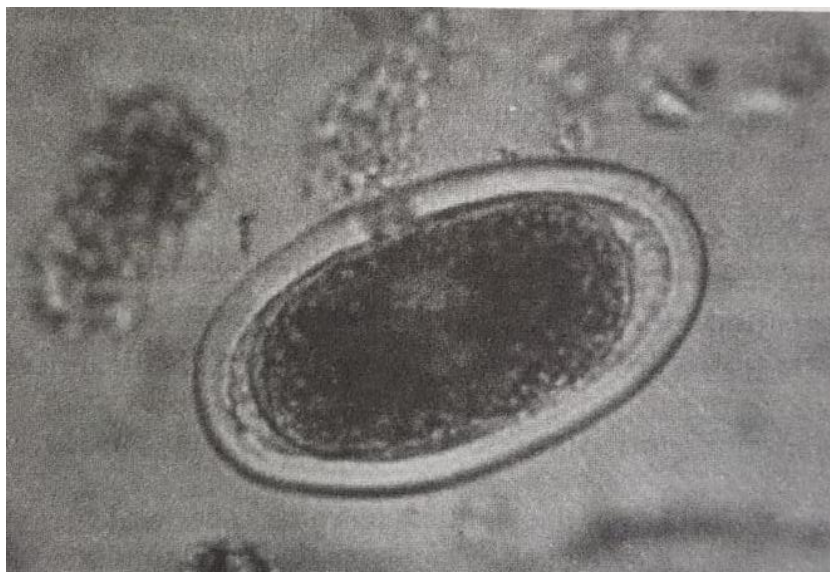


Fuente: (Foreyt, 2001, p.158)

#### 2.4.1.3.5. Periodo prepatente.

El periodo prepatente es de 30- 50 días (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

*Figura 7. Morfología Ascaridia galli.*



Fuente (Sumano, 2010, p.389)

#### 2.4.1.3.6. Signos y lesiones.

Los síntomas y signos de esta infestación, como enteritis, diarrea y pérdida de sangre, están asociados con la presencia de vermes en el tubo digestivo. El descenso del contenido en glucógeno y proteínas del músculo se debe a la capacidad del parásito para sustraer metabolitos del hospedador. No es de extrañar, por tanto, que se haya descrito un descenso del ritmo de crecimiento y pérdida de peso en las aves infectadas (Ramírez, Arangüena, Ramón, 2005, p.209).

#### 2.4.1.3.7. Diagnóstico.

Esta enfermedad no se confunde con otras si se realiza la necropsia, ya que se pueden observar los parásitos a simple vista, para un diagnóstico de laboratorio se realizan exámenes coproparasitológicos mediante el método de flotación (Mediavilla, 2008, pp. 122-133).

#### 2.4.1.4. Capilariosis.

##### 2.4.1.4.1. Etiología.

La capilariosis es una enfermedad parasitaria causada por la *Capillaria spp* de curso crónico, y se caracteriza por afectar a las aves de un mes de edad en adelante. La transmisión es por ingesta de agua y alimento contaminado con huevos, o por ingesta de lombrices de tierra portadoras. En aves de traspatio puede tener una morbilidad de 40-80 % (Mediavilla, 2008, pp. 122-133).

De acuerdo a Mediavilla (2008) y Jordan (1998), la predominación de estos parásitos en el organismo es: *Capillaria annulata* y *Capillaria conforta*; buche y esófago, *Capillaria obstignata*, *C. bursata* y *C. caudinflata*; intestino delgado (pp. 122-133); (pp. 275-277).

##### 2.4.1.4.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 6. *Taxonomia Capillaria spp.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Adenophorea
Orden:	Trichurida
Familia:	Trichenellidae
Género:	<i>Capillaria</i>
Especies:	<i>C. annulata</i> , <i>C. conforta</i> , <i>C. obstignata</i> , <i>C. bursata</i> , <i>C. caudinflata</i> .

Fuente: (Soulsby, 1987, p.337)

##### 2.4.1.4.3. Anatomía y Descripción.

Según las especies, los adultos miden de 1 a 8 cm de longitud, y son muy finos. Los machos tienen de ordinario sólo una espícula cubierta con una envoltura. El extremo posterior del cuerpo puede tener aletas. Las hembras son mayores que los machos. *C. annulatus* es fácil de identificar

por un engrosamiento de la cutícula justo tras la cabeza. La envoltura de la espícula está cubierta de finas espinas. En *C. conforta* la envoltura de la espícula tiene procesos pilosos. En *C. caudinflata* la vulva tiene un apéndice característico. En *C. obsignata* la espícula es muy larga (hasta 5 mm) y la envoltura tiene pliegues transversales sin espinas. Los huevos alcanzan unos 25x55 micras, tienen forma de tonel, cubierta gruesa y opérculos polares (Junquera, 2012).

*Figura 8. Huevo de Capillaria spp.*



Fuente: (Junquera, 2012)

#### 2.4.1.4.4. Ciclo Biológico.

El ciclo de vida generalmente es directo y, una vez que los huevos pasan a las heces, se desarrolla una larva infecciosa a las 2 semanas. Las condiciones del entorno, como la humedad elevada y la temperatura moderada, permiten que los huevos sean infecciosos durante muchos meses. (Samour, 2010, p. 335).

Junquera (2012), sustenta que la mayoría de las especies de *Capillaria* en aves tienen un ciclo de vida directo. En los huevos no embrionados expulsados con las heces se desarrollan las larvas L1 en 7 a 50 días, dependiendo de la temperatura y la humedad. Ingeridos estos huevos por



el hospedador final a través de alimento o agua contaminados, los huevos liberan las larvas en el intestino y éstas se instalan en la mucosa y submucosa donde completan el desarrollo a adultos.

Algunas especies como *C. annulata* tienen un ciclo de vida indirecto, con lombrices de tierra (p.ej. de los géneros *Lumbricus*, *Eisenia*, etc.) como hospedadores intermediarios obligatorios. En otras especies como *C. conforta*, las lombrices pueden actuar como hospedadores intermediarios facultativos. En estos casos, las lombrices ingieren los huevos embrionados y en su interior se liberan las larvas que, sin continuar su desarrollo, se vuelven infectivas en 2 a 4 semanas. Ingeridas las lombrices por un hospedador final, las larvas L1 se liberan en el intestino de las aves donde completan su desarrollo a adultos. Las especies con ciclo vital directo predominan en explotaciones intensivas, donde la temperatura y la humedad son ideales para el desarrollo de las larvas en los huevos. En las explotaciones tradicionales con acceso al exterior predominan las especies de ciclo indirecto, sobre todo si el tipo de suelo humoso y húmedo favorece el desarrollo de lombrices. El contacto con aves silvestres también favorece la infección en explotaciones tradicionales (Junquera, 2012).

#### 2.4.1.4.5. Periodo prepatente.

El periodo prepatente oscila entre 20 a 60 días (Mattiello, 2011).

#### 2.4.1.4.6. Signos y Lesiones.

Anorexia, pérdida de peso, plumas erizadas, diarrea, palidez de la cresta y las barbillas, baja en la postura. Lesiones: inflamación y presencia de fibrina en la mucosa gastrointestinal afectada (Mediavilla. 2008, pp. 122-133).

Las capilariosis dan lugar a diarrea, con heces pastosas, viscosas y malolientes, mal estado general, anorexia, decaimiento, con los ojos cerrados, el cuello doblado y la cabeza apoyada sobre

el buche. En todos los casos se resiente el estado general de las aves y sus producciones, pierden peso y llegan a morir. En las infecciones por *C. confora* y *C. annulata* se hallan engrosadas las paredes del esófago y buche, con la mucosa recubierta de un exudado granuloso o coposo y, especialmente en los pavos, el buche puede contener un líquido de olor fétido, que queda detenido en ese órgano por la obstrucción de la luz debida al engrosamiento de las paredes. Las aves hacen intentos por eliminar el taponamiento del esófago (Tolsá y Malas, 2007).

#### 2.4.1.4.7. Diagnóstico.

Se lo realiza mediante la observación de huevos con forma de limón en análisis de materia fecal mediante la técnica de flotación o sedimentación (Mattiello, 2011).

#### 2.4.2. División Cestodos.

Los cestodos producen huevos que cuando están completamente desarrollados contiene una larva de primer estadio denominada oncosfera. Las oncosferas se desarrollan hasta alcanzar una larva de segundo estadio en las cavidades corporales o en los tejidos del hospedador intermediario. Normalmente, la larva de segundos estadio es infectante para el hospedador definitivo cuando lo ingiere. (Dwight, 2011, p. 131)

##### 2.4.2.1. *Raillietina spp.*

###### 2.4.2.1.1. Etiología

Dentro de las principales *Raillietina spp* que afectan a las aves domésticas tenemos las siguientes: *Raillietina cesticillus*, *R. echinobothrida*, *R. tetragona* y *R. bonini* (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

El estudio actual sustenta a todas las especies descritas ya que en su mayoría afectan a aves de corral.

## 2.4.2.1.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 7. *Taxonomia Raillietina spp*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Davaineidae
Género:	<i>Raillietina</i>
Especies:	<i>R. bonini</i> , <i>R. tetragona</i> , <i>R. echinobothrida</i> , <i>R. cesticillus</i> .

Fuente: (Fuhrman, 1920)

## 2.4.2.1.3. Anatomía y Descripción.

El cuerpo de *Raillietina spp* consta de una cabeza (escólex) pequeña (< 0,5 mm.) y globosa, con numerosos ganchos y varias ventosas para prenderse a la pared intestinal, estas también dotadas de ganchos. Los proglótidos o segmentos suelen ser más anchos que largos, los terminales en forma de tonel. Los segmentos grávidos contienen un número diferente de huevos según las especies (Mushi, Binta, Chabo y Itebeng, 2006, Vol. 77, pp. 131).

En cuanto a la *R. cesticillus* mide de 13 cm. de largo y 1 a 3 mm. de ancho, la *R. echinobothrida* de 25 cm. de largo y 1 a 4 mm. de ancho, La *R. tetragona* de 25 cm. de largo y 1 a 4 mm. de ancho y la *R. bonini* puede llegar a 7 cm. de largo y 1,5 mm. de ancho; en el caso de los huevos alcanzan unas 95x75 micras y poseen una envuelta fina y transparente. Algunos ya están embrionados en el útero (Mushi et al., 2006, Vol. 77. pp. 131-3).

Figura 9. Huevo de *Raillietina* spp.



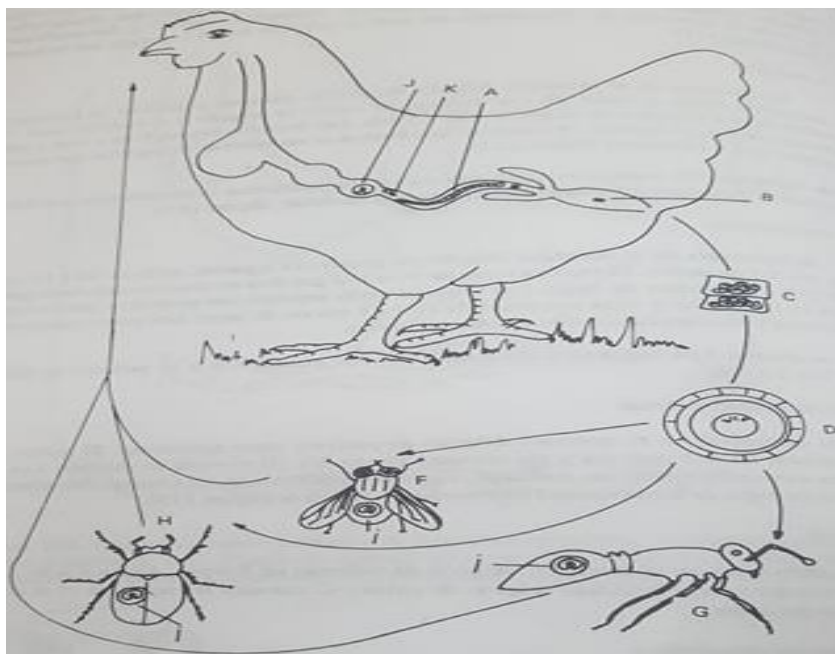
Fuente: (Mushi et al., 2006)

El Huevo mide de 25  $\mu\text{m}$  – 50  $\mu\text{m}$ , cubierta densa, lisa, embrión hexacanto presente (fig.5); El huevo se desprende solo cuando el segmento maduro y las cápsulas del huevo se desintegran (Mushi et al., 2006, Vol. 77, pp. 131-3).

#### 2.4.2.1.4. Ciclo biológico.

Los proglótididos salen con las heces al medio exterior en donde son ingeridos por *Musca doméstica*, escarabajos coprófagos *Calathus*, *Pterostichus*, *Bradycellus*, *Harpalus*, *Anisotarsus*, *Choeridium*, *Cratacanthus*, *Calanthus*, *Amara* y *Selenophorus*, donde se desarrolla el cisticercoide, las aves se infestan por la ingestión del intermediario (Quiroz, 2013, p. 325).

Figura 10. Ciclo evolutivo de *Raillietina spp.*



Fuente: (Quiroz, 2013, p. 326).

#### 2.4.2.1.5. Periodo de prepatencia.

Las aves se infectan al ingerir a su vez insectos infectados. El periodo de pre patencia es de 2 a 3 semanas según las especies (Quiroz, 2013, p. 325).

#### 2.4.2.1.6. Signos y lesiones.

Mushi et al., (2006) sostiene que es una enfermedad parasitaria, caracterizada por diarrea (algunas veces sanguinolenta) durante el estado agudo y emaciación, caquexia y anemia durante la fase crónica. Debido a que su órgano predilecto es el intestino delgado parasita varias áreas del mismo (Vol. 77, pp. 131-3).

Pato anatómicamente se observan hemorragias de variada intensidad en la mucosa intestinal, enteritis hemorrágica catarral y los propios parásitos durante la observación macroscópica (Mushi et al., 2006, Vol. 77, pp. 131-3).

#### 2.4.2.1.7. Diagnóstico.

Se lo realiza por la detección de proglotis grávidos en las heces a simple vista o bajo el microscopio. Es raro encontrar huevos libres en las heces, pues de ordinario no se liberan de los proglotis en las heces (Mushi et al., 2006, Vol. 77, pp. 131-3).

#### 2.4.2.2. *Davainea proglotida*.

##### 2.4.2.2.1. Etiología.

Las especies que pertenecen a esta familia generalmente poseen ganchos en sus ventosas, existen algunas con rastelum armado; son una especie de gusanos cinta (cestodos, tenias), parásito gastrointestinal de numerosas especies de aves domésticas (pollos, gallináceas, pavos) y silvestres en todo el mundo (Pardo, 2007, pp.25).

##### 2.4.2.2.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 8. *Taxonomía D. Proglottina*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Davaineidae
Género:	<i>Davainea</i>
Especies:	<i>D. Proglottina</i>

Fuente: (Davaine, 1860)

##### 2.4.2.2.3. Anatomía y Descripción.

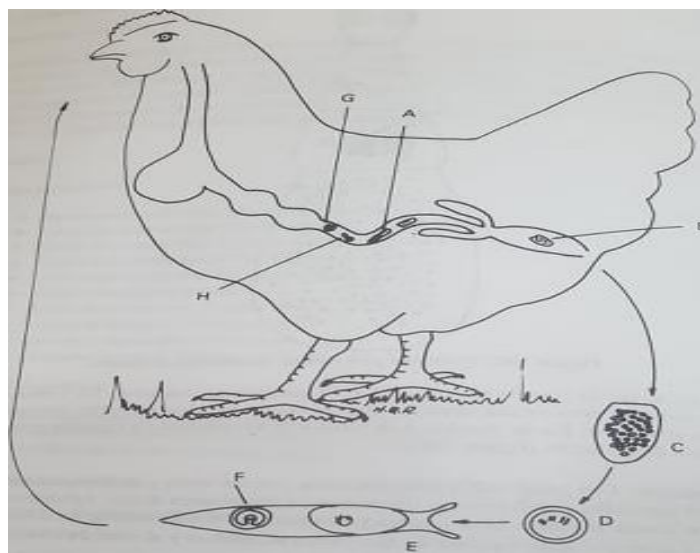
Se encuentra en el intestino delgado (duodeno) de pollos, palomas y otras gallináceas, es cosmopolita. Los especímenes tienen generalmente nueve proglótidos y miden de 0,5 a 3 mm. de largo. El rostelo tiene de 80 a 94 ganchos que miden de 7 a 8 micras de largo y las ventosas se

encuentran armadas por pequeños ganchos con varias coronas. El poro genital se alterna en forma regular. Los huevos se encuentran en cápsulas y miden de 28 a 40 micras de diámetro (Quiroz, 2013, pp. 322-323).

#### 2.4.2.2.4. Ciclo biológico.

Los proglótidos grávidos salen con las heces y se dispersan en el suelo en donde son ingeridos por linacos o tlaconetes de los géneros *Arion*, *Agriolimax*, *Cepaea* y *Limax*, en donde se libera la oncósfera y se desarrolla el cisticercoide en alrededor de tres semanas. Las aves cuando ingieren los tlaconetes se infestan y al cabo de 14 días el parásito alcanza su madurez sexual (Quiroz, 2013, pp. 322-323).

*Figura 11. Ciclo evolutivo Davainea proglotida.*



Fuente: (Quiroz, 2013, p. 324).

#### 2.4.2.2.5. Periodo de prepatencia.

El periodo prepatente es de 2 a 3 semanas (Quintana, 2011, p. 130).

#### 2.4.2.2.6. Signos, lesiones y diagnóstico.

Disminución de peso y adelgazamiento en las aves infestadas debido a la actividad espoliadora del parásito. A esta acción espoliadora se suma la traumática, causada por la penetración de los escólex de los parásitos en la mucosa intestinal, que da lugar a una enteritis y que se traduce en aumento de la velocidad de tránsito de la ingesta por el tubo intestinal y menor absorción de nutrientes (Martínez, 2008, pp. 148-160).

El crecimiento se retrasa y, en gallinas ponedoras, disminuye la puesta. Hay pérdida de apetito y aumenta la sed; diarrea, con heces teñidas por pigmentos hemáticos, adelgazamiento y anemia. Pueden manifestarse alteraciones nerviosas, como trastornos del equilibrio y convulsiones epileptiformes y parálisis de las extremidades, parcial o total. Dentro de las lesiones encontramos que la mucosa intestinal está engrosada y en ocasiones congestionada, hemorrágica y siempre recubierta de mucosidad abundante (Martínez, 2008, pp. 148-160).

El diagnóstico se lleva a cabo por necropsia. Los heces pueden contener proglotis grávidos, pero no siempre. Para el diagnóstico conviene sacrificar un número representativo de la población, y se deben examinar frotis intestinales al microscopio (Martínez, 2008, pp. 148-160).

#### 2.4.2.3. *Hymenolepis*

##### 2.4.2.3.1. Etiología.

La himenolepiasis es causada por parásitos del género *Hymenolepis*, en donde las especies que más comúnmente afectan a las aves de corral y otras gallináceas son: *H. cantaniana*, *H. carioca*, *H. coronula*, *H. compresa*, teniendo estas características muy similares, huéspedes y órganos predilectos a los cuales atacan en el desarrollo de su ciclo parasitario (Quiroz, 2013, pp. 330-331).



## 2.4.2.3.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 9. *Taxonomía genero Hymenolepis*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Hymenolepididae
Género:	<i>Hymenolepis</i>
Especies:	<i>H. cantaniana, H. carioca, H. coronula, H. compresa.</i>

Fuente: (Quiroz, 2005)

## 2.4.2.3.3. Anatomía, Descripción y Ciclo biológico.

Las especies de este género son cestodos que presentan un rostelo con una sola corona de ganchos; por lo general, las ventosas están desarmadas; los poros genitales son unilaterales y rara vez dobles. Los testículos en la mayor parte son tres por segmento. El útero persiste y es de aspecto de saco. Los huevos están envueltos en tres membranas (Quiroz, 2013, pp. 330-331).

A continuación, se describe a cada una de las especies de manera general para tener una idea más precisa sobre este grupo de parásitos.

*H. cantaniana.* - Se encuentra en el intestino delgado de pollos y guajalotes; es cosmopolita. Mide de 4 a 20 mm. de largo por 0.4 de ancho. Su ciclo evolutivo inicia con los proglótidos que salen con las heces y se dispersan en el suelo, estos son ingeridos por escarabajos de los géneros *Ataenium*, luego las aves se infestan por la ingestión del huésped intermediario. El periodo prepatente es de 14 días (Quiroz, 2013, pp. 330-331).

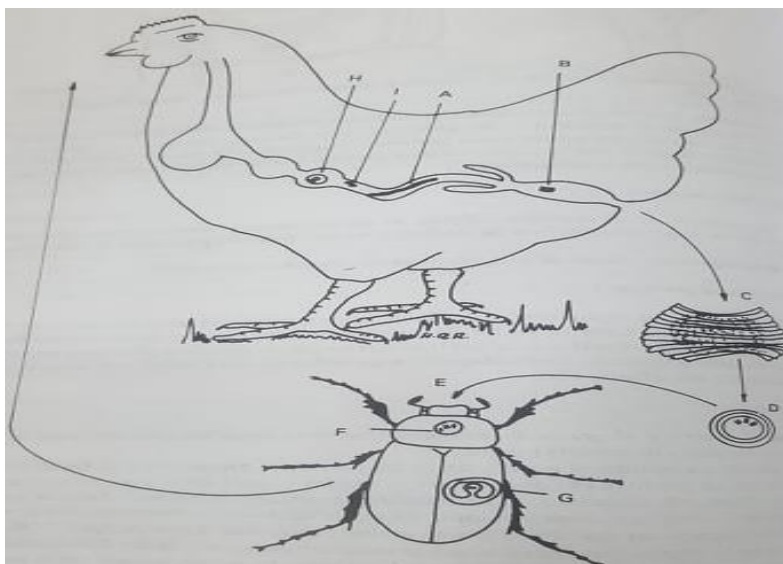
*H. carioca.* - Es una de las especies más comunes en pollos, pavos y otras gallináceas. Mide de 30 a 80 mm. de largo por 0.5 mm. de ancho. Su ciclo evolutivo es semejante al anterior, los

huéspedes intermediarios son escarabajos de los géneros *Aphodius*, *Choeridium*, *Anisotarsus*, y *Onthophagus* (Quiroz, 2013, pp. 330-331).

*H. coronula*.- Se encuentra en el intestino delgado de patos y otras aves acuáticas. Es una de las especies grandes, mide de 12 a 19 cm. de largo por 3 mm. de ancho. El roseto tiene de 24 a 26 ganchos y los tres testículos están en línea. Ciclo evolutivo; los proglótidos salen con las heces; los huevos son ingeridos por varias especies de crustáceos acuáticos de los géneros *Cypria*, *Cyclops*, *Candona* y *Cyclocypris*. Algunos caracoles pueden actuar como huéspedes transportadores para el cisticercoide, si el crustáceo es ingerido por éstos. El huésped definitivo se infesta por ingestión del huésped intermediario o del transportador (Quiroz, 2013, pp. 330-331).

*H. compressa*.- Se encuentra en el intestino delgado de patos, gansos y otras aves anseriformes; mide 4 cm. de largo por 0,6 mm. de ancho; el roseto tiene 10 ganchos y se desconoce su ciclo (Quiroz, 2013, pp. 330-331).

Figura 12. Ciclo evolutivo Genero *Hymenolepis*.



Fuente: (Quiroz, 2013, p. 332).

#### 2.4.2.3.4. Periodo de prepatencia.

El periodo de pre patencia del genero *Hymenolepis* es de 14-16 días, dependiendo la especie (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

#### 2.4.2.3.5. Signos y lesiones.

Los cisticercoides en desarrollo pueden destruir las vellosidades que ocupan. Una parasitosis masiva puede derivar, por lo tanto, en una enteritis extensa. La fijación de los parásitos adultos en la mucosa intestinal también puede dar lugar a erosiones en la misma (Uribarren, 2018).

Como se puede observar los signos y lesiones en la mayoría de cestodos son similares por lo que en el estudio aquí presentado no enfatizamos los mismos en cada especie descrita.

#### 2.4.2.3.6. Diagnóstico.

Se realiza mediante pruebas coproparasitarios en fresco, de concentración y cuantitativos para evaluar la carga parasitaria, identificando huevos característicos del parásito. Es poco inusual encontrar proglótidos (Uribarren, 2018).

#### 2.4.2.4. Ameboteniosis.

##### 2.4.2.4.1. Etiología.

Es causada por la *Amoebotaenia cuneata*, parásito cosmopolita que infesta el tubo gastroentérico de las gallinas domésticas. El hospedador intermediario es la lombriz terrestre (Almeida citado en Andy, 2014).

## 2.4.2.4.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 10. *Taxonomía Amoebotaenia cuneata*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Dilepididae
Género:	<i>Amoebotaenia</i>
Especies:	<i>A. cuneata</i>

Fuente: (Linstow, 1872)

## 2.4.2.4.3. Anatomía y Descripción.

Se encuentra en el intestino delgado de pollo, es cosmopolita. Tiene forma de triángulo alargado de 4mm. de largo por 1 mm. de ancho. Él rostelo tiene 12 a 14 ganchos. Generalmente presenta aproximadamente 20 proglótidos. Por lo general, el poro genital alterna regularmente y los testículos son en número de 12 a 15 y ocupan el borde posterior de cada proglótido. El útero es saquiforme y los huevos no están en cápsula (Cordero del Campillo et al., 1999, p. 968).

## 2.4.2.4.4. Ciclo biológico.

La *Amoebotaenia cuneata* tiene un ciclo vital indirecto. Los hospedadores intermediarios son las lombrices de tierra -género *Lombricus*- (Almeida citado en Andy, 2014).

Mediante las heces de las aves infectadas los proglótidos llenos de huevos son librados en la vegetación circundante. Éstos son ingeridos por las lombrices, en cuyo interior se desarrollan los cisticercoides. Las aves se infectan al ingerir a su vez lombrices infectadas (Almeida citado en Andy, 2014).

#### 2.4.2.4.5. Periodo de prepatencia.

El periodo de prepatencia es de unas 4 semanas. En Europa estas infecciones tienen un desarrollo estacional, con un máximo en los meses de enero a mayo, muy probablemente directamente relacionado con el máximo de disponibilidad de las lombrices para las aves (Almeida citado en Andy, 2014).

#### 2.4.2.4.6. Signos clínicos y lesiones.

Las aves infestadas muestran merma de crecimiento y desarrollo. Las altas infestaciones con este tipo de parasitismo pueden provocar enteritis, hemorrágica y debilidad de las aves; Las aves afectadas con *A. cuneata* se muestran perezosas y tienden a aislarse (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

#### 2.4.2.4.7. Diagnóstico.

El diagnóstico se lleva a cabo por detección de proglotis grávidos en las heces. Debe hacerse en heces frescas, pues los proglótidos tienen a migrar rápidamente al exterior de las heces. En las heces apenas se detectan huevos libres, pues la mayoría permanecen al interior de los proglótidos. Los adultos pueden detectarse tras necropsia en forma de proyecciones blanquecinas en las vellosidades del duodeno (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

#### 2.4.2.5. Choanotenirosis.

##### 2.4.2.5.1. Etiología.

Es causada por el patógeno *Choanotaenia infundibulum*, su sitio predilecto es el intestino delgado de aves de corral y otras gallináceas (Campo, 2010).

##### 2.4.2.5.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 11. *Taxonomía Choanotaenia infundibulum.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Cestoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Dilepididae
Género:	<i>Choanotaenia</i>
Especies:	<i>C. infundibulum</i>

Fuente: (Bloch, 1779)

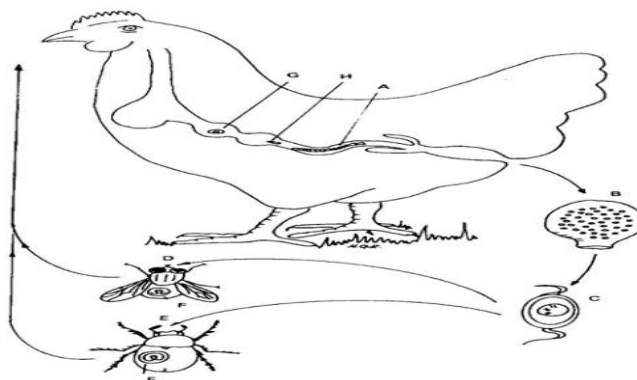
#### 2.4.2.5.3. Anatomía y Descripción.

El *Choanotaenia infundibulum* mide de 20 cm. de largo y 1,5-3 mm. de anchura. El rostelo tiene 16-20 ganchos y útero persistente (Campo, 2010).

#### 2.4.2.5.4. Ciclo biológico.

Los proglótidos salen con las heces y se dispersan en el suelo donde son ingeridos por las moscas y escarabajos de género *Geotrupes*, *Aphodius*, *Calathus* y *Tribolium*; en donde se desarrolla el cisticercoide en un periodo de 20 a 48 días. Los pollos se infestan por ingestión de los huéspedes intermediarios (Campo, 2010).

Figura 13. Ciclo evolutivo *Choanotaenia infundibulum.*



Fuente: (Campo, 2010)

#### 2.4.2.5.5. Periodo prepatente.

El periodo prepatente del *Choanotaenia infundibulum* es de 2 a 3 semanas aproximadamente (Campo, 2010).

#### 2.4.2.5.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.

Al igual que a los otros cestodos ya descritos su acción patógena es consecuencia de su actividad expoliadora y traumática, lo que se resume por una parte en aves desnutridas, con baja ganancia de peso y retraso en el crecimiento y a una enteritis recurrente en ocasiones con hemorragia debido a la acción traumática (Tolsá y Malas, 2007).

### 2.4.3. División Trematodos.

#### 2.4.3.1. *Echinostomiasis*.

##### 2.4.3.1.1. Etiología.

Es una enfermedad parasitaria causada por trematodos, en las aves de corral es causada por el *Echinostomun revolutum*; trematodo de distribución mundial en todos los predios de producción avícola (Davis y Anderson, 1977, pp. 250-260).

##### 2.4.3.1.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 12. Taxonomía *Echinostomun revolutum*.

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Trematoda
Orden:	Plagiorchiida
Familia:	Echinostomatidae
Género:	<i>Echinostoma</i>
Especies:	<i>E. revolutum</i>

Fuente: (Froelich, 1802)

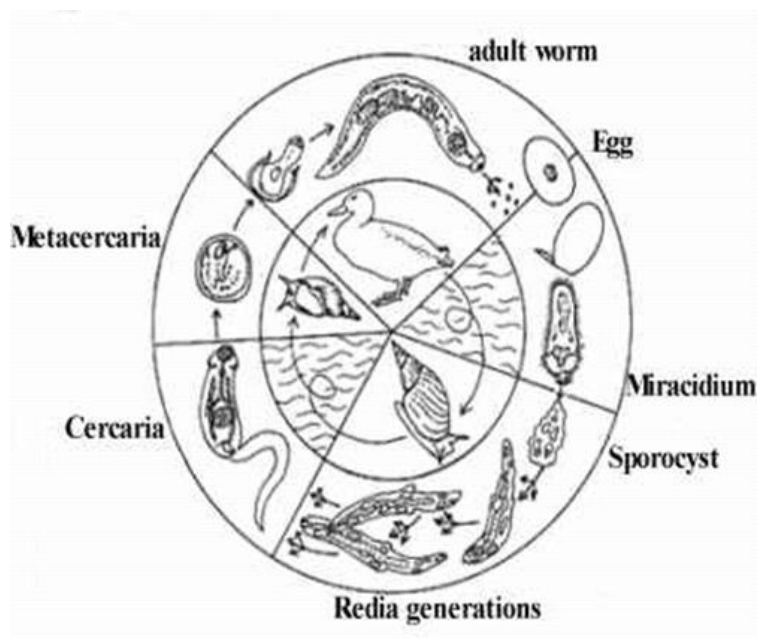
#### 2.4.3.1.3. Anatomía y Descripción.

Se localiza en el recto y ciego de patos, gansos y otras aves acuáticas, además de palomas, codornices, pollos y el hombre. Miden de 10-22 mm. de largo por 2,5 mm. de ancho. Los huevos miden de 90-126 por 59-61 micras (Quiroz, 2013, pp. 268-269).

#### 2.4.3.1.4. Ciclo biológico.

Los miracidios penetran en caracoles de los géneros *Stagnicola*, *Helisoma*, *Physa*, *Limnaea*; las cercarias se enquistan en el mismo caracol o pasan a otro de la misma especie de los géneros *Vivipara*, *Sphaerium*, y *Phosaria*. El huésped definitivo se infesta al ingerir caracoles infestados (Quiroz, 2013, pp. 268-269).

Figura 14. Ciclo biológico de *Echinostomun revolutum*.



Fuente: (CDC, 2016)



#### 2.4.3.1.5. Periodo de prepatencia.

El periodo de prepatencia puede durar de 10 a 16 días (Davis y Anderson, 1977, pp. 250-260).

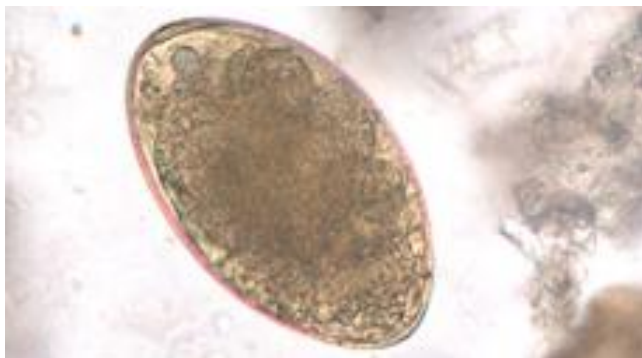
#### 2.4.3.1.6. Signos clínicos y lesiones.

Presentan una acción expoliativa al alimentarse a expensas del revestimiento intestinal y de la sangre del hospedador y otra traumática sobre la mucosa intestinal, al fijarse a la misma con sus ventosas y ganchos. Dan lugar a enteritis, de catarral a hemorrágica, con supresión del apetito, polidipsia, heces de acuosas a mucoso sanguinolentas, adelgazamiento, atrofia de la musculatura de la pechuga y prominencia de la quilla esternal, dificultad de vuelo y merma en la producción de huevos. En algunas ocasiones los trematodos se instalan en el proventrículo, dando lugar a abscesos, úlceras, edema e infiltraciones leucocitarias (Tolsá y Malas, 2007).

#### 2.4.3.1.7. Diagnóstico.

Se lo realiza mediante exámenes coproparasitarios, en los cuales se observan huevos del parásito en las heces de las aves afectadas (Tolsá y Malas, 2007).

*Figura 15. Huevo de Echinostomun revolutum.*



Fuente: (CDC, 2016)

#### 2.4.4. División Acantocéfalos.

##### 2.4.4.1. *Acantocefalosis*.

###### 2.4.4.1.1. Etiología.

Los agentes responsables son el *Polymorphus boschadis* y *Filicollis anatis*; siendo el acantocéfalo del genero *F. anatis* el de mayor prevalencia en aves de corral y en el cual se centra la presente investigación (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

###### 2.4.4.1.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 13. *Taxonomía F. anatis*.

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Animalia
Filo:	Acanthocephala
Clase:	Palaeacanthocephala
Orden:	Polymorphida
Familia:	Polymorphidae
Género:	<i>Filicollis</i>
Especies:	<i>F. anatis</i>

Fuente: (Schrank, 1788)

###### 2.4.4.1.3. Anatomía y Descripción.

El macho mide de 6 a 8 mm. de largo y es de color blanco, la hembra mide de 10 a 25 mm. Clínicamente se caracterizan, en infestaciones graves, por un síndrome de enteritis en el individuo afectado (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

#### 2.4.4.1.4. Ciclo biológico.

Inicia con los huevos de los acantocéfalos que salen conjuntamente con las heces fecales. Estos son ingeridos por el hospedero intermediario que son las larvas de escarabajos o ciempiés de agua; en el tracto intestinal se liberan del huevo saliendo la fase acanthor, permanecen en el tracto para transformarse en la fase de acanthela, una vez terminada la transformación atraviesan el aparato digestivo y celoma para establecerse en la musculatura en forma de cistacanthor; esta es la fase infectiva en el hospedero definitivo (Cruz, 2015).

#### 2.4.4.1.5. Periodo de prepatencia.

El *Filicollis anatis* tiene un periodo de prepatencia de 2-3 meses y un periodo de patencia de 10 meses (Cruz,2015).

#### 2.4.4.1.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.

El sitio predilecto son las porciones media y posterior del intestino delgado, lo que ocasiona una caquexia de las aves afectadas. Las lesiones van desde la laceración y perforación de la pared intestinal hasta una enteritis catarral con diarreas abundantes, también puede haber hemorragias, lo cual ocasiona anemias severas, la perforación intestinal ocasionada por el parásito puede causar una peritonitis fatal (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Quiroz (2005) menciona que el diagnostico se lo puede realizar mediante exámenes coproparasitarios con la identificación de los huevos del parásito en las heces, o durante la necropsia (pp. 59-450).

#### 2.4.5. División Protozoarios.

##### 2.4.5.1. *Histomoniasis*.

###### 2.4.5.1.1. Etiología.

El agente causal de la Histomoniasis es la *Histomonas meleagridis*; parásito protozoario extracelular, flagelado y ameboide. Las aves de corral en el orden Galliformes: pavos, pollos, faisanes, perdices, pavos reales y codornices son predisponentes a este tipo de parasitismo (Zambrano, Sánchez y Juárez, 2012, p.1-7).

###### 2.4.5.1.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 14. *Taxonomía H. meleagridis*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Protista
Filo:	Metamonada
Clase:	Parabasalia
Orden:	Tritrichomonadida
Familia:	Dientamoebidae
Género:	<i>Histomonas</i>
Especies:	<i>H. meleagridis</i>

Fuente: (Tyzzer, 1924)

###### 2.4.5.1.3. Anatomía y Descripción.

Tyzzer (1934) describe a la *H. meleagridis* como un protozoario flagelado y pleomorfo que se alimenta de bacterias del contenido cecal principalmente en pavos y pollos (Vol. 69, pp. 189- 264).

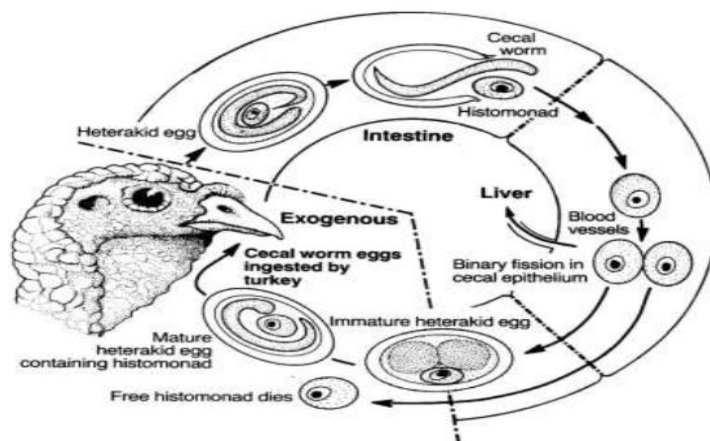
Existen 3 estados del parásito; Invasión: Es encontrado al inicio de la infección en ciego, y en lesiones del hígado. Es extracelular, mide 8 a 17 micras. La segunda es la vegetativa: se encuentra en las lesiones pasadas mide de 12 a 21 micras tiene el citoplasma claro y transparente, digiere los tejidos del huésped. La tercera mide de 4 a 11 micras y está envuelta en una densa membrana, el citoplasma es acidófilo (Tyzzer, 1934, Vol. 69, pp. 189- 264).

#### 2.4.5.1.4. Ciclo biológico.

Las histomonas se encuentran en las células epiteliales del intestino de las lombrices y son éstas las que actúan como huéspedes de transporte en las cuales los huevos de *Heterakis* nacen y las formas juveniles sobreviven en las etapas infectantes. La lombriz de tierra, por lo tanto, sirve como un medio de recolección de huevos de *Heterakis* en producciones de sistemas alternativos con salida al exterior (Lizaso, 2018, p. 1-20).

El período de incubación suele rondar los 7-12 días y se origina cuando la *histomona* penetra a través de la pared de los ciegos, se multiplica, pasa al torrente sanguíneo, y por último llegan a parasitar el hígado (Lizaso, 2018, p. 1-20).

Figura 16. Ciclo biológico de *H. meleagridis*.



Fuente: (Zambrano et al., 2012, p. 1-7).

#### 2.4.5.1.5. Periodo de prepatencia.

La *H. meleagridis* tiene un periodo prepatente de 7 a 12 días aproximadamente (Houriet, 2007).

#### 2.4.5.1.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.

La histomoniasis, enterohepatitis infecciosa o la enfermedad de la cabeza negra se caracteriza por hinchazón del ciego y diarrea con heces de color amarillo azufrado y necrosis hepática (IVAMI, 2018).

La *H. meleagridis* vive en el ciego de las aves, donde desencadena una inflamación intensa, engrosamiento de la pared cecal y formación de exudados fibrinosos. Desde el ciego, el parásito protozoario puede luego migrar al hígado, a través de la vena porta hepática, lo que lleva a áreas multifocales de inflamación y necrosis, que se observan frecuentemente en pavos infectados. En ocasiones, los trofozoitos de *H. meleagridis* alcanzan otros órganos, especialmente los riñones. En estos órganos, puede o no causar inflamación, dependiendo de la cantidad de parásitos que lleguen al órgano (IVAMI, 2018).

El diagnostico se lo realiza mediante exámenes histológicos, microscópicos y pruebas sanguíneas, durante el periodo de incubación la glucosa en la sangre aumenta. Las aves jóvenes mueren en dos o tres días y los pájaros más viejos pueden sobrevivir durante una o dos semanas antes de sucumbir a la muerte (IVAMI, 2018).

#### 2.4.5.2. Coccidiosis aviar.

##### 2.4.5.2.1. Etiología.

La coccidiosis es causada por *Eimeria spp.*, un parásito protozoario intracelular obligado del phylum *Apicomplexa* que infecta y se replica dentro de las células epiteliales intestinales del hospedero (Gerhold, 2015, pp. 87-88).

##### 2.4.5.2.2. Categorización Taxonómica.

Tabla 15. *Taxonomía Eimeria spp.*

CATEGORÍA	GRUPO
Reino:	Protista
Filo:	Apicomplexa
Clase:	Coccidia
Orden:	Eucoccidiorida
Familia:	Eimeriidae
Género:	<i>Eimeria</i>
Especies:	<i>E. brunetti</i> , <i>E. necatrix</i> , <i>E. tenella</i> , <i>E. acervulina</i> , <i>E. maxima</i> , <i>E. mitis</i> y <i>E. praecox</i> .

Fuente: (Tyzzer, 1929)

##### 2.4.5.2.3. Anatomía y Descripción.

Los coccidios - *Eimeria spp.*- son organismos unicelulares –parásitos intracelulares- que requieren de otros animales para poder sobrevivir, su lugar predilecto es el tracto digestivo de aves y mamíferos (Escobar, Lopez y Ramirez, 2010).

Los parásitos protozoarios del género *Eimeria* se multiplican en el tracto intestinal y causan daño tisular, resultando en la alteración de la alimentación y los procesos digestivos o la absorción de nutrientes, además de causar deshidratación, pérdida de sangre, pérdida de pigmentación de la

piel, e incremento de la susceptibilidad a otras enfermedades (McDougald y Fitz-Coy citado en Raimundo, 2014, p.3).

#### 2.4.5.2.4. Ciclo biológico.

Trees (2008) indica que el ciclo biológico de una *Eimeria spp.* típica comprende una fase parasitaria y una fase no parasitaria. En la etapa infectiva, un ooquiste esporulado es ingerido, y la acción de factores mecánicos y químicos en el intestino (sales biliares y tripsina) conduce a la liberación de los esporoquistes y luego los esporozoitos, en el lumen intestinal. Los esporozoitos invaden la mucosa, algunas veces pasando a todo lo largo del tracto alimenticio antes de hacerlo. Luego sigue una fase de crecimiento intracelular y multiplicación asexual con liberación periódica de merozoitos en el lumen intestinal. Después de una cantidad de fases esquizogónicas, determinadas principalmente por la especie involucrada, se desarrollan intracelularmente las formas sexuales o gametocitos (pp. 444-456).

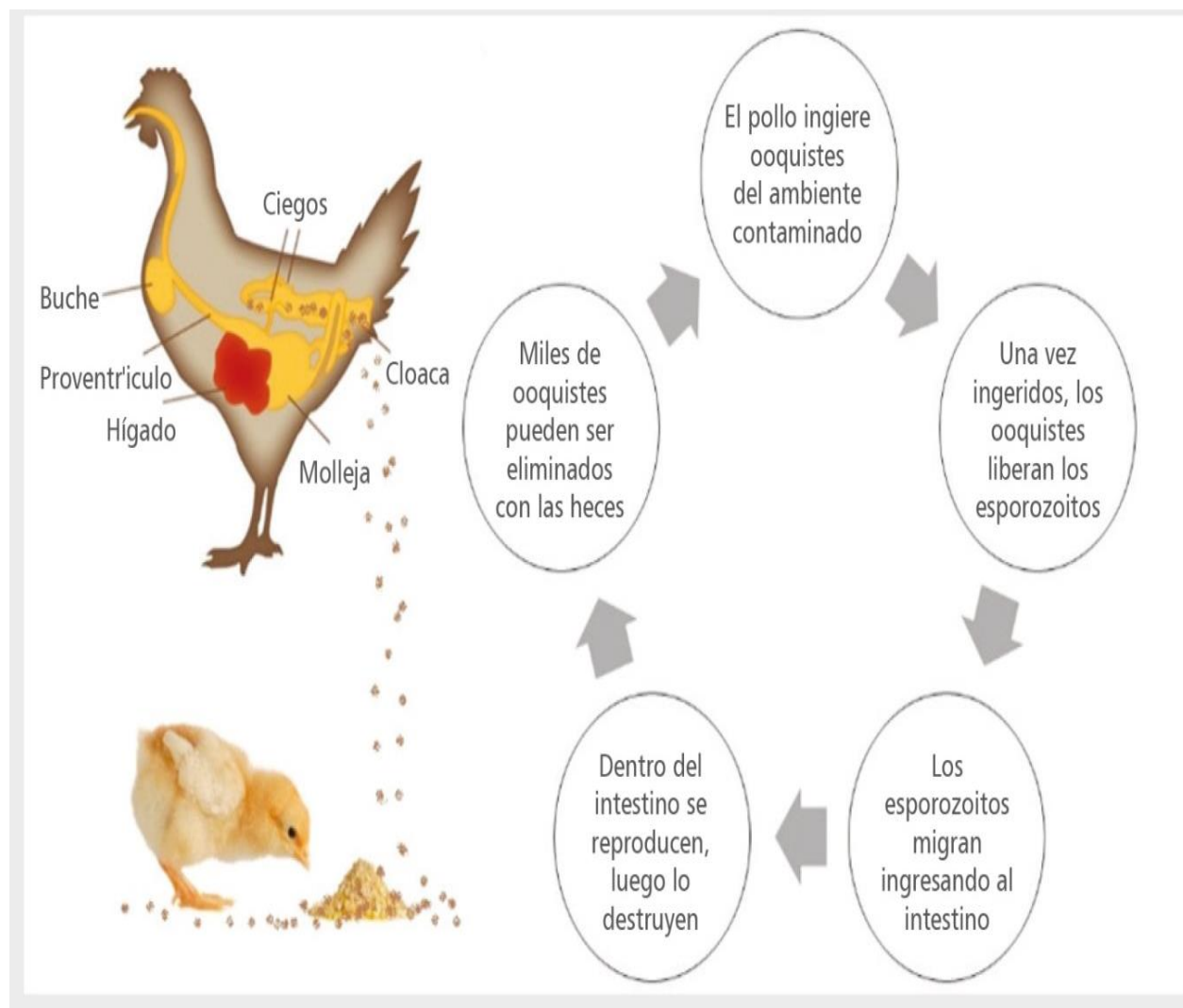
Durante el proceso de formación del ooquiste, grandes gránulos intracitoplasmáticos aparecen periféricamente y eventualmente se juntan para formar la pared del ooquiste. Los ooquistes son diseminados en las heces del hospedero y una vez fuera del mismo, experimentan la esporulación. El ooquiste esporulado es la etapa infectiva del ciclo biológico. Después de la ingestión por otra ave, el ooquiste esporulado se rompe, liberando los esporozoitos, que infectan las células epiteliales intestinales del hospedero (Trees, 2008, pp. 444-456).

Los pollitos recuperados pero infectados diseminan los ooquistes que representan un problema en las operaciones multi-edad. Los ooquistes pueden ser transmitidos mecánicamente en la ropa y el calzado del personal, equipo contaminado, o en algunos casos, por el viento que



disemina polvo y cama en cortas distancias desde los galpones contaminados (Shane, 2005, pp. 134-137).

Figura 17. Ciclo biológico de *Eimeria* spp.



Fuente: (Trees. 2008, pp. 444-456).

#### 2.4.5.2.5. Periodo de prepatencia.

Las coccidias son específicas del hospedero; existen siete especies diferentes de *Eimeria* que parasitan a los pollos, cuyo ciclo de vida dura, dependiendo de la especie de 4 a 7 días (IASA, 2008).

Tabla 16 *Ciclo de vida Eimeria spp.*

ESPECIE	CICLO DE VIDA
<i>E. acervulina</i>	5 días
<i>E. máxima</i>	7 días
<i>E. tenella</i>	7 días
<i>E. brunetti</i>	6 días
<i>E. necatrix</i>	7 días
<i>E. mitis</i>	5 días
<i>E. praecox</i>	4 días

Fuente: (IASA, 2008)

#### 2.4.5.2.6. Signos clínicos, Lesiones y Diagnostico.

Clínicamente se observan heces sanguinolentas, plumas erizadas, anemia, reducción de la talla de la cabeza y somnolencia. El área alrededor de la cloaca está manchada con sangre. La infección se realiza por la ruta oral fecal (Dinev, 2014).

Pato-anatómicamente se encuentra deshidratación y un alto grado de anemia en el cuerpo y las vísceras. Dependiendo de la localización de las lesiones en los intestinos, las coccidiosis son divididas en cecales, inducidas por *E. tenella*, y en el intestino delgado inducidas por *E. acervulina*, *E. máxima*, *E. necatrix*, *E. tenella*, *E. mitis*, y *E. praecox*. En la coccidiosis cecal, se presenta una marcada tiflitis con hemorragias que se observan a través de toda la pared intestinal (Dinev, 2014).

En un estado muy avanzado el contenido del ciego se encuentra engrosado, mezclado con exudado fibroso y adquiere una apariencia de queso. En el intestino delgado se observa, dependiendo de las especies de *Eimeria*, hemorragias de intensidad variada en diferentes partes a lo largo del intestino. En muchas circunstancias, las hemorragias son petequiales y pueden ser vistas a través de la pared intestinal (Dinev, 2014).

Dentro del diagnóstico que se efectúa Gerhold (2015) y Shane (2005) mencionan que los ooquistes pueden ser fácilmente visualizados en flotaciones fecales o raspados intestinales de las regiones afectadas. La examinación microscópica revela ooquistes (pp. 87-88); (pp. 134-137).

## 2.5. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS

El examen coproparasitario es un conjunto de técnicas diagnósticas que constituyen la indicación metodológica para la identificación de la mayoría de las entero parasitosis motivadas por protozoarios o helmintos. Su eficacia y sensibilidad para establecer un diagnóstico correcto dependen de la adecuada indicación y preparación de la muestra, los datos clínicos y antecedentes de interés que sean aportados al laboratorio y de su correcta y completa ejecución con examen directo microscópico, enriquecimiento y examen macroscópico final (Salvatella y Eirale, 1996, Vol. 12, pp. 215-223).

El trabajo de investigación aquí sustentado se enfocó en el método de flotación debido a que no cuenta con una gran complejidad para su desarrollo y los resultados obtenidos reflejan un diagnóstico muy claro y eficiente.

### 2.5.1. Método de flotación.

“Este sistema se basa en lograr la concentración de los elementos de diseminación (huevos, larvas y quistes) por flotación en un líquido de mayor densidad que ellos”. (Serrano, 2010, p. 47)

#### 2.5.1.1. Ventajas y desventajas del método de flotación.

La ventaja de estos métodos es que producen una preparación más limpia de deyección que el procedimiento de sedimentación, facilitando mucho su observación microscópica. Las desventajas es que aquellos parásitos con mayor peso específico que la solución empleada no flotarán (que es lo que a veces sucede con huevos infértiles de *Ascaris lumbricoides* o huevos

operculados) y que el tiempo en que debe hacerse la observación microscópica es menor debido a que la película superficial puede destruirse y los parásitos caer al fondo del tubo (Salvatella y Eirale, 1996. Vol. 12, pp. 215-223).

#### 2.5.1.2. Método de Flotación con solución salina saturada.

Esta técnica se basa en la diferencia que existe entre el peso específico del líquido de dilución empleado y de los huevecillos presentes en la muestra (de menor peso específico) de helmintos y ooquistes de coccidias. La densidad o peso específico de la solución a utilizar deberá ser mayor de 1.200, considerando que la mayoría de huevos y quistes tienen densidades entre 1.050 y 1.150; siendo una excepción los de trematodos y de algunos cestodos, que requieren densidades de 1.300 a 1.350, utilizándose para este tipo de parásitos soluciones con densidades mayores. Este método es recomendable cuando se carece de una centrífuga para aglutinar el material biológico (Cordero y Rojo. 2002, pp. 158-177).

##### 2.5.1.2.1. Preparación de solución.

Solución salina saturada.

- Agua destilada 1000 ml.
- Agregar sal poco a poco agitando hasta que no se disuelva (Cordero y Rojo, 2002, pp. 158-177).

##### 2.5.1.2.2. Material para la Técnica de Flotación con Solución Salina Saturada.

- Microscopio compuesto.
- Vasos de plástico de 100 ml. de capacidad.
- Asa de alambre o varilla de vidrio.

- Gotero.
- Coladera.
- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Solución saturada de cloruro de sodio (Cordero y Rojo, 2002, pp. 158-177).

#### 2.5.1.2.3. Proceso del método.

- Colocar una porción de la muestra fecal (2 a 5 g) en el vaso.
- Agregar 28 ml. de solución saturada lentamente hasta alcanzar una completa homogenización.
- Colar y transferir a otro vaso, dejando reposar por 15 minutos. No más de 1 hora porque los huevecillos se destruyen.
- De la superficie, tomar unas gotas de la solución y colocarlas en el centro de un portaobjetos.
- Colocar un cubreobjetos a la muestra.
- Observar al microscopio con el objeto de menor aumento.
- Identificar (Cordero y Rojo, 2002, pp. 158-177).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Materiales

##### 3.1.1 Físicos

Tabla 17. *Materiales Físicos*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD	CANTIDAD
Hojas de papel bond.	Resma	1
Esferos	Unidad	2
Libreta de notas.	Unidad	1
Marcadores	Unidad	2
Laptop	Unidad	1
Tinta de impresión.	Unidad	1
Carpetas.	Unidad	2
Engrampadora.	Unidad	1
Microscopio Trinocular	Unidad	1
Guantes nitrilo.	Caja	1
Mascarilla	Caja	1
Tubos de ensayo	Unidad	20
Porta objetos	Caja	4
Cubre objetos	Caja	4
Tamizador	Unidad	1
Paletas baja lenguas	Caja	4
Fundas ziploc	Caja	4

##### 3.1.2 Biológicos

Tabla 18. *Materiales Biológicos*

DESCRIPCIÓN	CANTIDAD
Animales	351
Heces	2 mg
Estudiante	1

### 3.1.3 Químico

Tabla 19. *Materiales Químicos*

DESCRIPCIÓN	UNIDADA	CANTIDAD
Cloruro de sodio	Kilo	1
Agua destilada	Litro	5

### 3.2 Métodos

Los métodos de flotación fecal se utilizan para separar los parásitos en todos sus estadios (huevos, ooquistes, quistes, larvas) de otros objetos, basados en sus diferentes densidades. La densidad es el peso de un parásito u otro objeto por unidad de volumen, se expresa en forma de gravedad específica (Sixtos, 2012).

Sixtos (2012) señala que para obtener un resultado preciso al realizar una flotación fecal, es necesario utilizar la solución correcta. La densidad (gravedad específica) de las diferentes soluciones está determinada por la cantidad de sal o azúcar que contienen. La densidad de la mayoría de las soluciones está entre 1.18 y 1.20; y la densidad de la mayoría de los parásitos comunes es aproximadamente de 1.18.

Este método cualitativo es muy común en la práctica diagnóstica veterinaria, da muy buenos resultados, es fácil de preparar y se conserva por largo tiempo. Este método es muy útil para la identificación de protozoarios, nematodos y algunos cestodos, tomar en cuenta que en esta solución no flotan algunos huevos como los de *Dipylidium* y *Taenia solium*.

Preparación de la solución salina saturada:

Cloruro de sodio (Na Cl) .....331 gr.

Agua corriente.....1 lt.

Calentar mezclando continuamente hasta disolver la sal evitando la ebullición (Sixtos, 2012).

Procedimiento:

- Separar de la muestra 2-5 gr. de heces en un recipiente (mortero, taza).
- Agregar 15 ml de solución salina saturada.
- Disolver muy bien las heces con una cucharilla o un abre lenguas. Hasta que quede una pasta uniforme.
- Pasar la mezcla por un colador en un recipiente limpio.
- Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde dejando un menisco convexo.
- Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
- Colocar un cubreobjetos y esperar 15-30 min como máximo. Si se pasa de este tiempo, los huevos colapsan o se rompen debido a la acción osmótica.
- Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos.
- Observar al microscopio con el objetivo de 10x y 40x.

El método de flotación con solución salina debe realizarse como se describió anteriormente, el uso de solución salina fisiológica no sirve para ésta técnica ya que no tiene la densidad requerida. La solución presenta como defecto una cristalización rápida, debido a la evaporación de la solución (Sixtos, 2012).



Para obtener un resultado preciso al realizar un estudio coproparasitológico con métodos de flotación fecal, es necesario utilizar la solución correcta.

Magaró et al., (2015) corroboran lo anterior mencionando que la técnica de flotación utiliza un medio líquido de suspensión más pesado que los parásitos y éstos suben a la superficie y pueden ser recogidos de la película superficial.

La ventaja de estos métodos es que producen una preparación más limpia de deyección que el procedimiento de sedimentación, facilitando mucho su observación microscópica. Las desventajas es que aquellos parásitos con mayor peso específico que la solución empleada no flotarán (que es lo que a veces sucede con huevos infértiles de *Ascaris lumbricoides* o huevos operculados) y que el tiempo en que debe hacerse la observación microscópica es menor debido a que la película superficial puede destruirse y los parásitos caer al fondo del tubo. Un laboratorio que utilice solo métodos de flotación puede no recuperar todos los parásitos presentes; para asegurar la detección de todos deberá examinar cuidadosamente no solamente la película superficial sino también el sedimento (Magaró et al., 2015).

De la misma manera Magaró et al., (2015) explica el desarrollo de la técnica de la siguiente manera:

Esta técnica no requiere centrífuga y es útil, principalmente, para huevos de uncinarias, *Ascaris*, *Trichuris* y de *Hymenolepis*, que flotan fácilmente, pero también sirve para otros parásitos. Se utiliza con mucha frecuencia en parasitología veterinaria, por la facilidad de realización en el campo. Los huevos de los helmintos intestinales más comunes, no se dañan por este proceso, pero los de *Schistosoma*, larvas de uncinarias y *Strongyloides*, así como los quistes de protozoarios, se contraen bastante. Otra desventaja es que los huevos de *Clonorchis*,

*Opisthorchis* y otras especies tienen un peso específico mayor que el de la solución saturada y no flotan en ella.

1. Disolver sal de cocina en agua caliente hasta que haya saturación; la solución debe tener como mínimo, una densidad de 1,20.
2. Mezclar aproximadamente 1 gramo de heces con 10 o 20 ml de la solución saturada.
3. Trasladar la mezcla a un tubo o probeta, y llenar con la solución hasta el borde.
4. Tomar 1 o 2 gotas de la película superficial con aro de alambre o pipeta pasteur.
5. Observar al microscopio (Magaró et al., 2015).

### 3.2.1 Diseño estadístico

Debido a las características que presenta el trabajo de investigación aquí planteado el estudio es descriptivo de tipo transversal, no se elaboraran análisis paramétricos ni pruebas de significancia, lo que se aplicara es un análisis objetivo de tipo numérico y proporcional.

El cálculo de la prevalencia de parásitos gastrointestinales se lo ejecutara mediante la siguiente formula:

$$PA = \frac{\text{Total de muestras positivas a parásitos}}{\text{Total, de muestras}} \times 100$$

### 3.2.1 Selección y tamaño de la muestra

Para determinar el tamaño de la muestra final se tomó en cuenta la cantidad de aves de combate con los que cuentan los 3 criaderos en estudio (Totoracocha, Baños y Sinincay) que se encuentran

en la Ciudad de Cuenca. Esta cantidad fue calculada de acuerdo al número de animales de cada criadero, dando como resultado 351 aves en total.

El tamaño de la muestra que será utilizando para nuestra investigación es la población total o muestra universo de aves de la granja.

Se recolectarán 351 muestras (heces fecales) de aves de combate, las cuales una vez selladas en fundas ziploc se rotularán con número de criadero, muestra, fecha y lugar, luego serán almacenadas a temperatura ambiente para posteriormente analizarlas en el laboratorio e identificar la prevalencia de parásitos gastrointestinales.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en los tres criaderos de la Ciudad de Cuenca se clasificará según su porcentaje.

#### 3.2.4 Variables de estudio

Debido al tratarse de una investigación de campo algunos de los factores a considerar son:

Plan de desparasitación. - Se refiere si cada criadero cuenta con un plan de desparasitación en sus aves.

Hábitat. - Hace referencia a la situación del predio o criadero en el que viven las aves de combate, es decir cuenta con corrales, casetas, el lugar es pradera, las aves siempre están en la intemperie, dispone de fuentes de agua, existen posibles focos de contaminación, entre otros.

Sexo. - Es decir la cantidad de aves hembras o machos, e inclusive en qué proporción se encuentran en el predio.

Edad. - Es un factor de suma importancia debido a la sensibilidad que muestra y se expone el ave en cada una de sus etapas de desarrollo.

Alimentación. - Hace referencia al tipo de dieta a la cual están expuestas las aves, que incluye el agua de bebida.

Otros Animales. - Es decir si las aves de combate se encuentran con otro tipo de animales dentro del mismo predio.

Los factores antes citados son los principales a interponerse, en la ejecución de un estudio absoluto; los cuales de una u otra manera repercutirán en los análisis y resultados finales de la investigación.

#### 3.2.4.1 Variables independientes

Tabla 20. *Variables independientes (aves)*

Concepto	Categorías	Indicadores	Índice
Factores involucrados en la prevalencia de parásitos gastrointestinales en las muestras de heces	Epidemiológicas	Heces	Medición de prevalencias <ul style="list-style-type: none"> <li>• Positivo</li> <li>• Negativo</li> </ul>

#### 3.2.4.2 Variables dependientes

Tabla 21. *Variables dependientes (muestra de heces y prevalencia)*

Concepto	Categorías	Indicadores	Índice
Determinación de la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate ( <i>Gallus gallus domesticus</i> ).	Existencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate	351 aves de combate	351 muestras de heces de aves de combate

### 3.2.5 Toma y registro de datos

El muestreo se realizó en los tres diferentes galpones de la ciudad de Cuenca en horas de la mañana de manera no aleatoria, eligiendo así una muestra por ave, teniendo en cuenta que se recolectarían ciento diecisiete muestras por criadero para completar el total de muestras, debido que una mayor cantidad de muestras los resultados de la investigación serán más exactos.

### 3.3 Consideraciones Éticas.

El estudio realizado “Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves de combate (*Gallus gallus domesticus*)”. No tuvo ningún impacto sobre el bienestar animal, ya que las muestras de heces fueron tomadas tiempo después de que las aves hayan realizado su disposición.

Se tomó en cuenta de no causar ningún tipo de malestar a los propietarios de las aves al momento de la toma de muestras, mientras que a las personas que participaron en esta investigación se tomaron las siguientes medidas:

- Utilización de guantes, mascarilla y mandil al momento de recolectar las muestras de heces.
- Deposición de las muestras fecales en las bolsas Ziploc rotuladas previamente.
- Manejo de las muestras en un ambiente estéril dentro del laboratorio.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1 Resultados

#### 4.1.1 Identificación de parásitos gastrointestinales

En la investigación efectuada dentro de los tres criaderos de gallos de combate ubicados en la ciudad de Cuenca se identificaron cuatro especies de parásitos gastrointestinales, los mismos que se presentan en la tabla 22.

Tabla 22. *División e identificación parasitaria*

DIVISIÓN	PARÁSITO IDENTIFICADO
Nematodos	<i>Capilaria spp.</i>
Nematodos	<i>Strongylus spp.</i>
Nematodos	<i>Heterakis spp.</i>
Protozoarios	<i>Coccidia</i>

En un estudio realizado en la Provincia del Azuay, Cantón Paute, Ecuador por Camposano (2018), se identificaron parásitos gastrointestinales en aves criollas tales como: *Ascaridia galli*, *Strongyloides spp*, *Capillaria spp*, *Heterakis gallinarum*, *Hymenolepis*, *Choannotaenia infundibulum*, *Echinostomun revolutun* y *Coccidios*.

Como se puede observar en la investigación aquí sustentada, cuatro de los parásitos identificados coinciden con los encontrados por el autor antes mencionado, pudiendo ser factores como el clima, tipo de explotación, edad, planes de control parasitarios, alimentación entre otros; predisponentes para la propagación parasitaria dentro de un predio avícola.

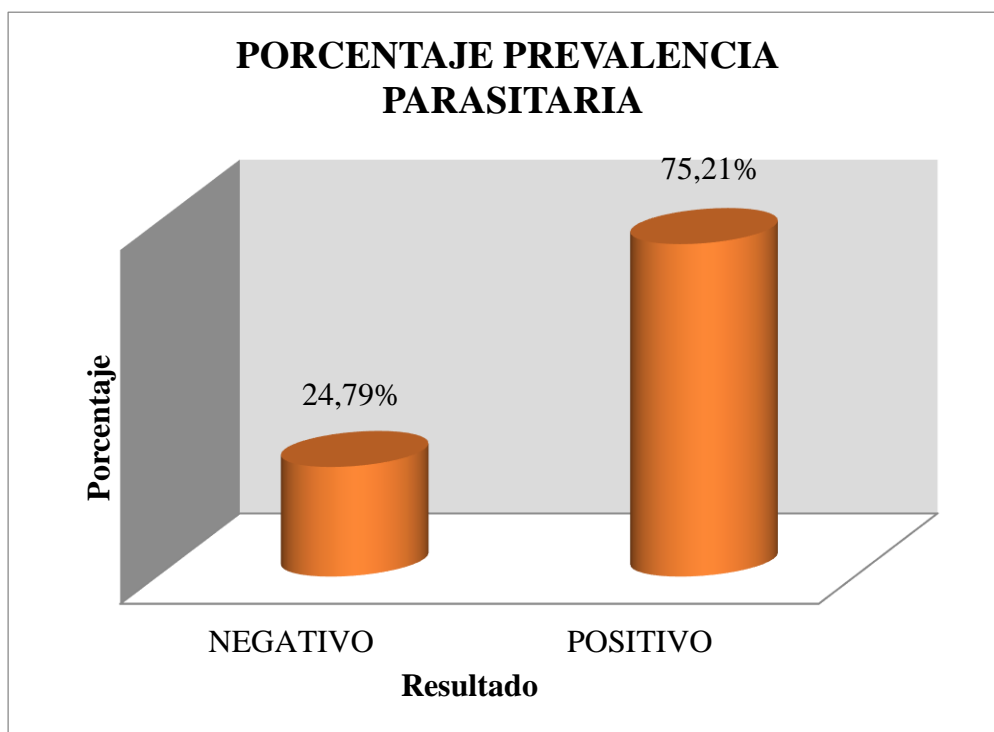
#### 4.1.2 Prevalencia de parásitos

En la presente investigación se sustentan los datos obtenidos después de muestreo de campo y el análisis de laboratorio, el cual se enfoca en identificar y cuantificar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en los tres predios en estudio, los mismos que se presentan en la tabla 23, 24 y 25.

Tabla 23. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Baños-Predio número 1.

PREDIO BAÑOS	FRECUENCIA	PREVALENCIA	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Negativo	29	24,79 %	17,27 %	33,62 %
Positivo	88	75,21 %	66,38 %	82,73 %
Total	117	100,0 %		

Figura 18. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Baños.



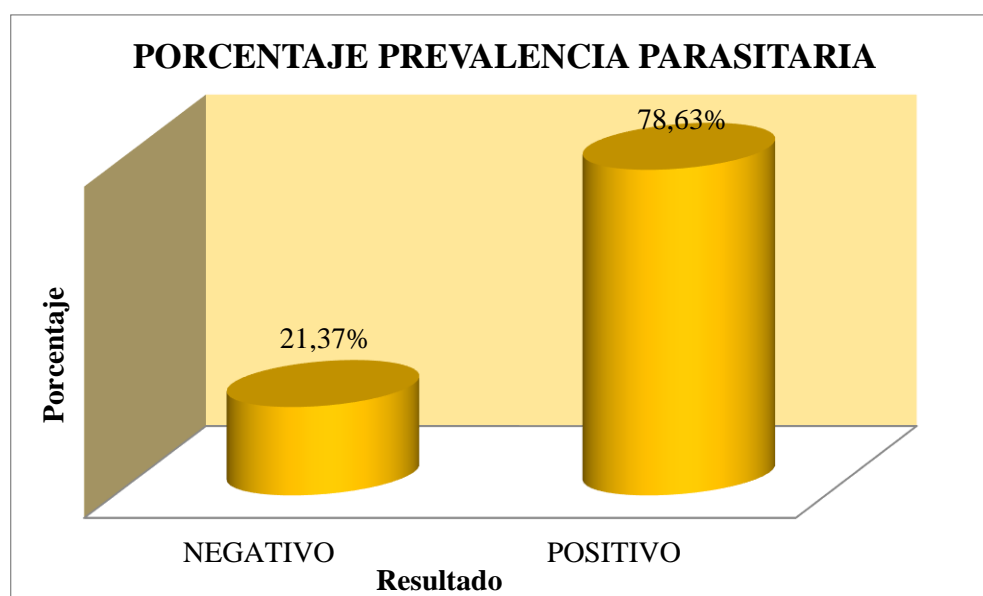
En la figura 18 se puede observar que el 24,79 % corresponde a 29 aves negativas y 75,21 % corresponde a 88 aves positivas a parásitos gastrointestinales.

Tabla 24. *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Sinincay.*

- Predio número 2.

PREDIO SININCAY	FRECUENCIA	PREVALENCIA	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Negativo	25	21,37 %	14,33 %	29,91 %
Positivo	92	78,63 %	70,09 %	85,67 %
Total	117	100,00 %		

Figura 19. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en el predio de Sinincay



En la figura 19 se puede observar que el 22,37 % corresponde a 25 aves negativas y 78,63 % corresponde a 92 aves positivas a parásitos gastrointestinales.

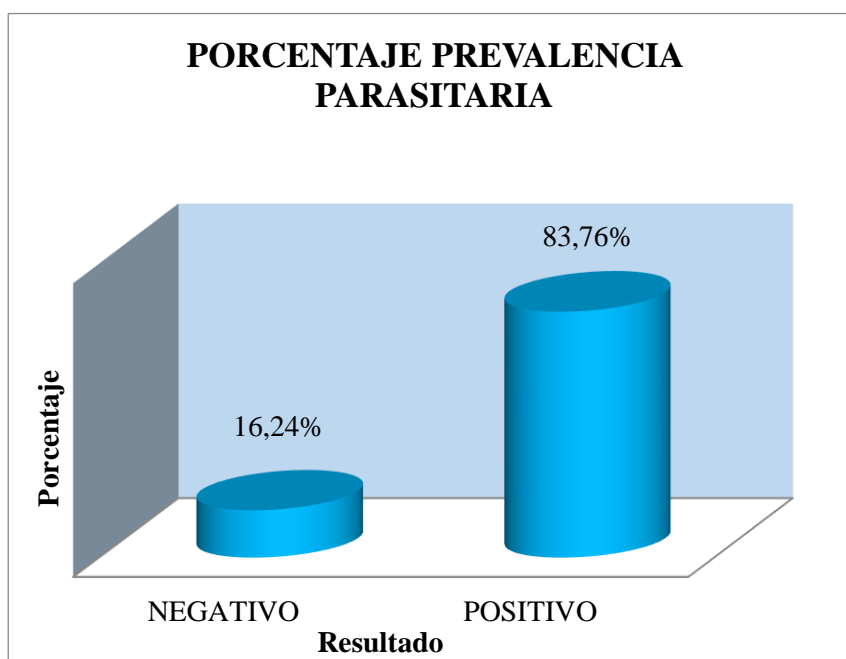


Tabla 25. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Totoracocha

-Predio Número 3.

PREDIO TOTORACOCHA	FRECUENCIA	PREVALENCIA	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Negativo	19	16,24 %	10,07 %	24,19 %
Positivo	98	83,76 %	75,81 %	89,93 %
Total	117	100,00 %		

Figura 20. Prevalencia de parásitos gastrointestinales en el predio de Totoracocha



En la figura 20 se puede observar que el 16,24 % corresponde a 19 aves negativas y 83,76 % corresponde a 98 aves positivas a parásitos gastrointestinales.

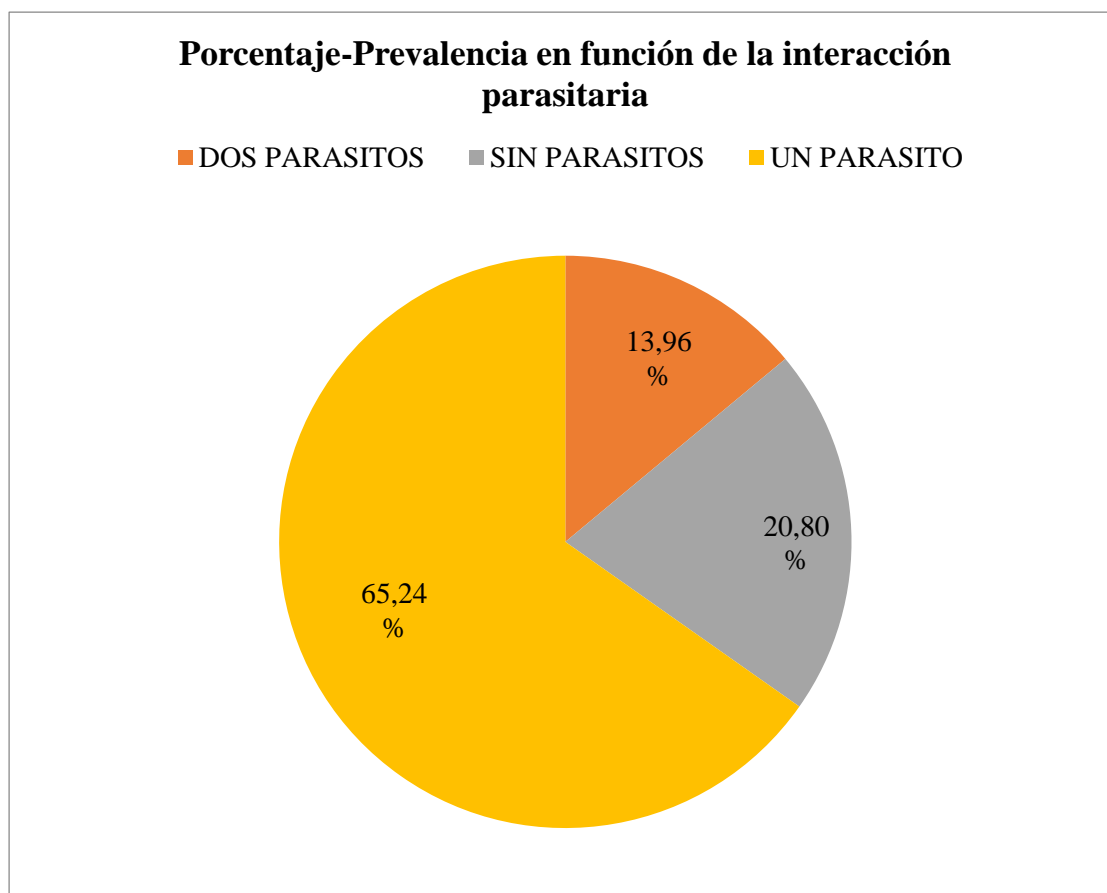
Como se puede notar la variabilidad de datos obtenidos en presente estudio es muy extenso frente a los estudios publicados, pudiendo ser factores como método de diagnóstico, línea o raza avícola, clima, manejo, tipo de explotación, alimentación e higiene con la que cuentan las aves, los cuales desencadenen un alto o bajo índice en prevalencia parasitaria.

Tabla 26 . Prevalencia en función de la Interacción Parasitaria

INTERACCIÓN PARASITARIA	FRECUENCIA	PORCENTAJE	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Sin parásitos	73	20,80 %	16,88 %	25,35 %
Un parásito	229	65,24 %	60,12 %	70,03 %
Dos parásitos	49	13,96 %	10,72 %	17,98 %
Total	351	100,00 %		

Los varianza entre los datos obtenidos y los publicados por los autores puede deberse a factores medio ambientales propicios para el desarrollo o presencia de dichos parsitos.

Figura 21. Prevalencia en función de la interacción parasitaria



En la figura 21 se observa que el 65,24 % representa a 229 muestras que comparten un solo parásito, el 13,96 % representa a 49 muestras que comparten dos parásitos y el 20,80 % que representa a 73 muestras que no poseen parásitos.

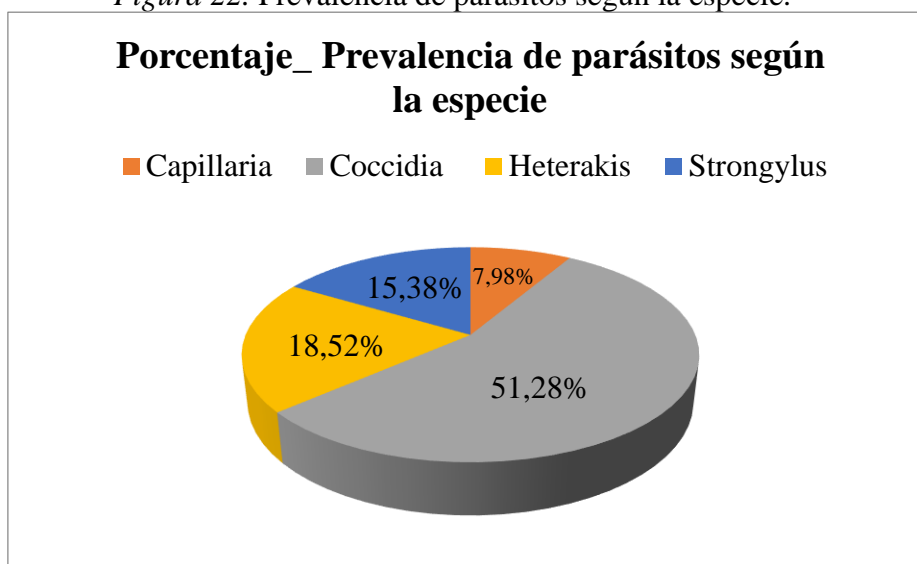
#### 4.1.3 Prevalencia de parásitos según la especie

En el trabajo de investigación aquí sustentado se analizó mediante las muestras que resultan positivas a parásitos la prevalencia según la especie, mismas que se reflejan en la tabla 27.

Tabla 27. *Prevalencia de parásitos según la especie*

ESPECIE DE PARÁSITO	FRECUENCIA	PREVALENCIA	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
<i>Capillaria spp</i>	28	7,98 %	5,58 %	11,29 %
<i>Eimeria</i>	180	51,28 %	46,07 %	56,47 %
<i>Heterakis gallinarum</i>	65	18,52 %	14,80 %	22,92 %
<i>Strongylus spp</i>	54	15,38 %	11,99 %	19,53 %

Figura 22. Prevalencia de parásitos según la especie.



En la figura 22 se observa que el 51,28 % representa a 180 muestras que resultaron positivas a coccidias, el 18,52 % representa a 65 muestras que resultaron positivas a *Heterakis*, 15,38 % representa 54 muestras que resultaron positivas a *Strongylus* y 7,98 % representa a 28 muestras que resultaron positivas a *Capillaria*.

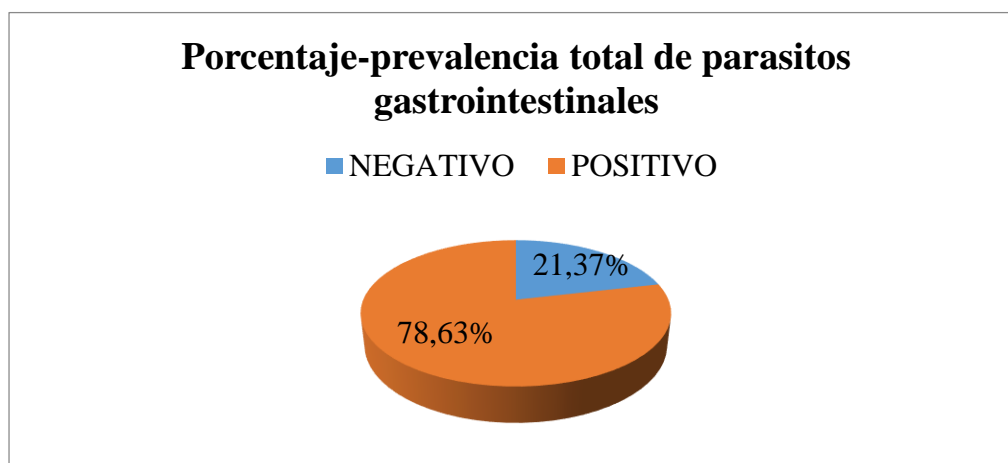
#### 4.1.4 Prevalencia total de parásitos.

Tabla 28. Prevalencia parasitaria total obtenida en la investigación

TOTAL	FRECUENCIA	PORCENTAJE	95 % IC UNFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Negativo	75	21,37 %	17,40 %	25,95 %
Positivo	276	78,63 %	74,05 %	82,60 %
Total	351	100,00 %	100,00 %	

El trabajo de investigación aquí planteado analizo la prevalencia parasitaria total de los tres lugares donde habitan los gallos de combate; en este caso no se puede discrepar con los datos obtenidos debido a que son datos propiamente de los predios en estudio.

Figura 23. Prevalencia total de parásitos gastrointestinales



Como se puede observar en la investigación se obtuvo un 78,63 % (79 %) correspondiente a 276 muestras de aves que dieron positivo a parásitos gastrointestinales y un 21,37 % (21 %) correspondiente a 75 muestras de aves que resultaron negativo a infestación parasitaria.

#### 4.1.5 Cálculos de riesgo para las variables de asociación.

En este estudio de investigación se analizó la asociación de variables como factor de riesgo para la presencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al cálculo de OR que se puede observar en la Tabla 29.

Tabla 29. *Distribución de variables como factor de riesgo de parásitos gastrointestinales en aves de combate (Gallus gallus domesticus)*

VARIABLE	NIVEL	NÚMERO DE CASOS	PREVALENCIA %	ODDS RATIO	95 % IC INFERIOR	95 % IC SUPERIOR
Alojamiento	Intemperie	107	30,48	10,5679	3,7490	29,7898
	Jaula	244	69,52			
Sexo	Hembras	90	25,64	6,2304	2,4274	15,9913
	Machos	261	74,36			
Presencia de otros animales	Hay animales en el predio	109	31,05	No definido	No definido	No definido
	No hay animales en el predio	242	68,95			
Desparasitación	Desparasitados	87	24,79	89,0476	38,9665	203,4945
	No desparasitados	264	75,21			

### Factor Alojamiento

El valor de Odds Ratio (OR) para el factor alojamiento fue de 10,5679 al ser mayor a 1 esta variable se considera un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, esto debido a las aves que se encuentra al intemperie no mantienen ningún tipo de control o restricción de los alimentos que consumen, también podemos inferir al no existir un manejo de limpieza y desinfección de las jaulas se convierten en una fuente de infección constante para las aves que se encuentran en su interior.

### Factor Sexo

Para el factor sexo el valor de OR fue de 6,2304 siendo un dato mayor a 1 se lo considera un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, esto se debe a que en los criaderos de gallos de pelea se les da un mejor cuidado a los machos que a las hembras siendo estas una fuente de diseminación de parásitos gastrointestinales ya que no cuentan con ningún control de desparasitación.

### Factor presencia de otros animales

El factor presencia de otros animales nos dio un valor de Odd Ratio (no definido) dándonos como resultado que no se considera un factor de riesgos para contraer parásitos gastrointestinales.

### Factor Desparasitación

El factor Desparasitación nos dio un valor de OR de 89,0476 siendo el dato mayor a 1 por lo tanto se considera un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, ya que al no existir un protocolo de control y manejo adecuado de desparasitación las aves están

constantemente expuestas a estar parasitadas siendo fuente de infección y propagación de estos parásitos.

## 4.2 DISCUSIÓN

La prevalencia encontrada en los predios de Baños, Sinincay y Totoracocha fueron del 75,21 %, 78,63 % y 83,76 % respectivamente, frente a un 37,3 % presentado por (Cazorla y Morales, 2013, pp. 1-30) en su estudio de prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela, por lo que no se concuerda con los resultados obtenidos por los autores antes mencionados ya que ellos tienen un menor porcentaje en cuanto a prevalencia parasitaria se refiere.

En el estudio de Andy (2014) titulado determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio, en la comunidad el Descanso, cantón Joya de Los Sachas, Provincia de Orellana, de un total de 300 aves muestreadas se obtuvo un 46 % (138 casos) positivos a parásitos gastrointestinales, lo que no concuerda con nuestra investigación ya que el porcentaje es inferior al obtenido en el nuestro dentro de los tres predios en estudio.

Para (Permin, et al., 1997, p.614-617) y (Eslami, Ghaemi y Rahbari, 2009, p.10-14) La frecuencia y prevalencia de parásitos intestinales que afectan a *G. g. domesticus* pueden variar por factores climáticos, ecogeográficos, culturales y técnicas de diagnóstico, así como también por las prácticas higiénico- sanitarias y condiciones de manejo de las granjas.

Según con lo citado anteriormente en cuanto a los factores que predisponen para la generación de parásitos gastrointestinales en las aves, la autora Guerra (2018) en su estudio de prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea en el Distrito de Comas, obtuvo un 0 % para parásitos gastrointestinales lo que no concuerda con el estudio aquí desarrollado; esto puede

deberse a que las aves en el estudio de la autora Guerra (2018) cuentan con planes de desparasitación constante dentro del predio.

Como se puede apreciar en el estudio aquí presentado se puede notar que hubo un monoparasitismo del 65,24 % (229/351), frente al 8,8 % (9/102) sustentado por Cazorla y Morales (2013) en su estudio intitulado prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela, por lo que discrepamos con los datos obtenidos por los autores antes mencionados.

Por su parte Fakae, Umeorizu y Orajaka (1991) en su estudio titulado infestación de parásitos gastrointestinales en aves domésticas (*Gallus gallus*) durante la estación seca en Nigeria Oriental, obtuvo un 92% en la prevalencia de parásitos gastrointestinales que frente a la prevalencia encontrada en los predios de Baños, Sinincay y Totoracocha del 75,21 %, 78,63 % y 83,76 % respectivamente; se encuentra en concordancia.

En el estudio desarrollado por Camposano (2018), el autor obtuvo un monoparasitismo del 59,90 % (230/384), con infecciones múltiples de hasta 4 interacciones, por lo tanto la interacción monoparasitaria es similar a la interacción encontrada en este estudio de 65,24 % (229/351), mientras que el dato de infecciones múltiples no concuerda con el dato de esta investigación en la cual obtuvimos hasta 2 interacciones, esto puede deberse a las condiciones climáticas, alojamiento de las aves, método de diagnóstico utilizado y/o factores al momento de recolectar las muestras.

En el estudio de Camposano (2018) titulado prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas (*Gallus domesticus*), el autor obtuvo una prevalencia según la especie para *Coccidia* un 74,74 %, para *Heterakis* 10,42 %, en *Strongylus* 7,29 % y para *Capillaria* obtuvo en un 22,92



%; frente al obtenido en la presente investigación; el parásito de mayor influencia fue *Coccidia* con un 51,28 %, seguido de *Heterakis* con un 18,52 %, luego *Strongylus* con el 15,38 % y finalmente *Capillaria* con un 7,98 %. Llegando a discrepar con los resultados del autor antes mencionado debido a que los datos no concuerdan con la investigación desarrollada.

De la misma forma los autores Cazorla y Morales (2013) tuvieron una prevalencia parasitaria de *Coccidia* del 4,9 %, *Strongylus* del 20,6 %, *Capillaria* 16,7 % y *Heterakis* 6,9%, por lo que no compartimos los resultados debido a que estos difieren con los obtenidos en esta investigación.

Por su parte Yazwinski, Tucker, Wray, Jones, Johnson, Steinlage, y Bridges (2013) en el sureste de los Estados Unidos Americanos encontró una prevalencia de *Heterakis* en un 96%, *Capillaria* 75 % y *Ascaridia* 63 % en su estudio titulado: Una encuesta sobre la incidencia y la magnitud de la helmintiasis intestinal en criadores de pollos de engorde originarios del sureste de los Estados Unidos. Comparando los resultados discrepamos con los resultados obtenidos por el autor debido a que difieren con los presentados en la investigación.

Menéndez (2007) investigó la prevalencia parasitaria en aves de traspatio de la ciudad de Acayucan, Veracruz, los resultados en las gallinas fue: *Capillaria spp* 15.2 %, *Trichostrongylus tenius* 4,8 %, *Acuaria hamulosa* 2 %, *Heterakis spp.* 21,2 % y *Ascaridia galli* 30 %. Frente al obtenido en la investigación aquí planteada que fue de *Coccidia* con un 51,28 %, *Heterakis* 18,52 %, *Strongylus spp* 15,38 % y *Capillaria* con un 7,98 %, como podemos notar los datos varían por lo que disentimos con el autor antes citado.

Como podemos observar los datos publicados por los diferentes autores en comparación con los valores obtenidos en esta investigación existe una divergencia notable, debido a que existen factores condicionantes para esta variación como: el tipo alimentación, condiciones ambientales,

el método de diagnóstico utilizado, controles parasitarios, tipo de aves, el medio en el cual las aves estuvieron expuestas, entre otros.

Hay que tomar en cuenta que la mayor parte de las aves de combate se encuentran en constante exposición a fuentes de infección ya que su crianza y manejo no es igual a las aves de consumo, muchos de los criaderos de gallos de pelea no cuentan con asistencia de un Médico veterinario quien debería estar encargado del bienestar y salud de los mismos.

Es muy común en este medio que por falta de conocimiento los dueños no manejen protocolos de desparasitación siendo uno de los factores con mayor relevancia a tomar en cuenta en un criadero debido que las aves al estar parasitas se convierten en fuentes de infección para las aves que están sanas.

Usualmente los especímenes machos tienen mayor predisposición a contaminarse debido que a los gallos al momento de su preparación (entrenamiento) se lo cambia de alojamiento el cuál puede estar libre o no de parásitos.

Otro factor de relevancia a tomar en cuenta sería el momento en el cual el gallo está listo para llevarlo al coliseo debido que a estos se los transporta en maletines el cual puede estar contaminado ya que usualmente no se lo desinfecta con regularidad.

El coliseo al no constar con normativas de control sanitario es el lugar propicio para que las aves se infecten ya que, al momento de pesaje, encontrar contrincante, las mesas y jaulas suelen estar contaminadas con heces.

Debido a estos factores mencionados podemos respaldar la diferencia de los datos obtenidos en esta investigación.

## 5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

### 5.1 Conclusión.

Después de la utilización del método de flotación podemos concluir que en los tres criaderos ubicados en la ciudad de Cuenca existe una prevalencia del 75,21 % así confirmando la hipótesis alternativa en la cual manifiesta que la prevalencia de parásitos gastrointestinales es alta en los tres criaderos de las distintas parroquias.

El valor de Odds Ratio de la variable presencia de otros animales nos dios un dato (no definido) por lo tanto se convierte en un valor preventivo dándonos como resultado que no se considera un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales.

El valor de OR del factor Desparasitación es de 89,0476 y para la variable alojamiento fue de 10,5679 por lo que al ser datos mayores a uno las variables desparasitación y alojamientos se convierten en un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, esto quiere decir que estas variables influyen en la aparición de parasitismo en estas aves.

El valor de Odds Ratio para el factor sexo fue de 6,2304 siendo un dato mayor a 1 se lo considera un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, esto quiere decir que es un factor que influyes para la prevalencia parasitaria.

Haciendo referencia a los criaderos analizados en la ciudad de Cuenca, podemos decir que la prevalencia más alta fue en el criadero ubicado en el sector de Totoracocha con un 83,76 % de prevalencia parasitaria.

Con los datos obtenidos en esta investigación podemos concluir que existe una alta prevalencia de parásitos gastrointestinales en las aves de combate de los tres criaderos de la ciudad de Cuenca que fueron analizados, la prevalencia de nematodos y protozoos son altas, esto quiere

decir que la frecuencia de estos parásitos son un constante problema para los criadores de estas aves siendo un problema económico que debe prevenirse.

## 5.2 RECOMENDACIONES

- Contratar una persona profesional que pueda asesorar a los dueños de este tipo de criaderos.
- Mantener controles sanitarios de las instalaciones, jaulas, comederos y bebederos para evitar la presencia de parásitos en las aves.
- Realizar un plan de desparasitación en cada criadero para disminuir la presencia de parásitos y mejora la calidad de vida, desempeño de estas aves.
- Implementar un control de desparasitación de las aves que se encuentran a la intemperie ya que al no ser tomadas en cuenta llegan a ser un factor de riesgo para las aves que se encuentran confinadas.
- Continuar con investigaciones sobre parásitos gastrointestinales en aves de combate.

## 6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álvarez, C., Rodríguez, P., Y Carvajal, E. (2011). Efecto del extracto de paico (*Chenopodium ambrosioides*), en parásitos gastrointestinales de gallos de pelea (*Gallus domesticus*). *Cultura Científ*, 9, 76-80.
- Andy, C. (2014). *Determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio (Gallus gallus domesticus), en la comunidad el descanso, cantón joya de los sachas, provincia de Orellana*. (Tesis de grado). Universidad Técnica de Ambato, Cevallos, Ecuador.
- Baeza, M. (1986). *Estudio comparativo de algunas características de calidad física y química de huevos de gallina araucana con línea comercial Golden Comet*. (Tesis de grado), Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.
- Barreneche, M., y Vivar, G. (2017) *Manual de parasitología para ATV*. Zaragoza España: Servet.
- Becerra, M., Sánchez, L., Ortiz, V., y Vera, Y. (2016). *Parasitología Veterinaria y Enfermedades Parasitarias*. Recuperado de: <https://es.slideshare.net/vianermayerbecerraruiz/heterakis-gallinarum>
- Berenguer, J. (2007). *Manual de Parasitología. Morfología y Biología de los parásitos de interés sanitario*. España: Graficas Rey S.L.
- Bloch, H. (1779). *Choanotaenia infundibulum* recuperado de: [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/234260/tab/taxo](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/234260/tab/taxo)
- Brugère, P. (2015). *Manual de Patología Aviar. Parasitosis internas*. París, Francia. AFAS.

- Calnek, B. (2000). *Enfermedades de las aves*. México. Manual moderno.
- Campo, S. (2010). Fichas técnicas de parasitología. Recuperado de:  
<https://www.unioviado.es/bos/Asignaturas/Parasit/.../Choanotenia%20infundibulum.pp...>
- Camposano, P. (2018). Prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas (*Gallus Domesticus*). (Tesis de grado). Universidad Politécnica salesiana Cuenca, Ecuador.
- Cazorla, D., y Morales, P. (2013). Prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 24(4), pp.1-30.
- CDC. (2016). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern, Echinostomiasis  
Recuperado de: <https://www.cdc.gov/dpdx/echinostomiasis/index.html>
- Cervantes, K. (2016). *Identificación de nematodos gastrointestinales en aves de traspatio (Gallus gallus domesticus) en una localidad del Municipio de Acatlán de Pérez Figueroa, Oaxaca*. (Tesis de grado). Universidad Veracruzana. Veracruz, México.
- Cordero Del Campillo, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, C., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., Carvalho, M. (1999). *Parasitología Veterinaria*. España.: McGraw-Hill.
- Cordero, M., Y Rojo, F. (2002). *Parasitología Veterinaria*. México. Interamericana.
- Cruz, B. (2015). Acanthocephala de importancia parasitológica. Recuperado de:  
<http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/34183/secme-16948.pdf?sequence=1>
- Davis, J., Y Anderson, R. (1977). *Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres*. Zaragoza. Acribia.

- Damerow, G. (2013). *Pollo y gallinas de la A a la Z*. Barcelona. Omega.
- Delgadillo, R. (2014). Parasitosis interna en aves de traspatio en San Pedro Coahuila. (Tesis de grado). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila.
- Denegri, M. (2015). *Arte y Ciencia de la Gallística*. Lince, Perú. Fondo Editorial de la UIGV.
- Dwight D, B. (2011). *Georgis parasitología para veterinarios*. Barcelona. Elsevier.
- Dinev, I. (2014). *Enfermedades de las aves*. El Sitio Avícola. Recuperado de: <http://www.elsitioavicola.com/publications/6/enfermedades-de-las-aves/292/coccidiosis/>
- Ensuncho, C., Herrera, Y., Montalvo, A., Almanza, M., Vergara, J., Pardo, E., y Gómez, L. (2015). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*Gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba, Colombia. *Redvet*, 16(6).pp, 1-10.
- Escobar, M., Lopez, A., y Ramirez, P. (2010). Determinación de fuentes de transmisión de coccidiosis (*Eimeria* spp) en aves de la línea hy line brown desarrolladas en jaula en dos granjas del país. Departamento de San Salvador, El Salvador. (Tesis de grado). Universidad de El Salvador. San Salvador, El Salvador.
- Eslami, A., Ghaemi, P., y Rahbari, S. (2009). Parasitic infections of free-ranged chickens from Golestan province, Iran. *Iran J Parasitol*, 4, 10-14.
- Fakae, B., Umeorizu, J., y Orajaka, L. (1991). Gastrointestinal helminth infection of the domestic fowl (*Gallus gallus*) during the dry season in eastern Nigeria. *Journal of African Zoology*, 105
- Foreyt, W. (2001). *Veterinary Parasitology*. Blackwell. Iowa, Usa.

Fuentes Mascorro, G., Salvador B. y García M. (2012). Aves de combate en el traspatio. *Actas Iberoamericanas de Conservación Animal*. 360. pp. 313-318.

Gerhold, R. (2015). *Parasitic diseases*. Iowa. Elsevier.

Guerra, K. (2018). *Prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea en el Distrito de Comas*. (Tesis de grado). Universidad Ricardo Palma. Lima, Perú.

Houriet, J. (2007). Guía práctica de enfermedades más comunes en aves de corral (ponedoras y pollos). *INTA EEA Cerro Azul*, 48

Hutt, F. (1958). *Genética avícola*. Salvat Editores, S.A. Barcelona, España.

IASA. (2008). *Coccidiosis Aviar*. Recuperado de:  
<https://www.engormix.com/avicultura/articulos/coccidiosis-aviar-t27583.htm>

Ibarra, F., Guerrero, C., Vera, Y., Alcalá, Y., y Romero, E. (2011). Comparison of the anthelmintic efficacy of three commercial products against *ascarids* and *Capillaria spp.* in fighting cocks. *J Pharm Pharmacol*, 2, 146-150.

IVAMI. (2018). *Histomonas meleagridis*: Agente causal de la histomoniasis (histomonosis) en aves gallináceas-Diagnóstico molecular (PCR). Recuperado de:  
<https://www.ivami.com/es/microbiologia-veterinaria-molecular/5816-histomonas-meleagridis-histomonosis-o-histomoniasis-diagnostico-molecular-pcr>

Jordan, M. (1998). *Enfermedades de las Aves. Enfermedades parasitarias*. México. El Manual Moderno.



- Junquera, P. (2012). *Capillaria Spp.*, gusanos nematodos parásitos de Aves (gallináceas, pavos, faisanes etc.). Recuperado de: [https://parasitipedia.net/index.php?option=com\\_content&view=article&id=2145&Itemid=2305](https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2145&Itemid=2305)
- Kaufmann, J. (1996). *Parasitic Infection of Domestic Animals A diagnostic Manual*. Berlin. Birkhauser Verlag.
- Lasheras, M. (1960). *Manual de avicultura. Ediciones Librería del Colegio*. Buenos Aires, Argentina.
- Lizaso, D. (2018). Procesos parasitarios emergentes en sistemas alternativos avícolas. Recuperado de: <https://avicultura.info/procesos-parasitarios-emergentes-en-sistemas-alternativos-avicolas/>
- Luka, S., y Ndams, I. (2007). Gastrointestinal parasites of domestic chicken *Gallus gallus domesticus* Linnaeus 1758 in Samaru, Zaria, Nigeria. *Sci World J*, 2, 27-29.
- Luna, L., Kyvsgaard, N., Rimbaud, E., Y Pineda, N. (2006). Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), en el municipio de El Sauce, departamento de León, Nicaragua. *Redvet*, 7, 1-4.
- Magaró, H., Uttaro, A., Serra, E., Ponce de Leon, P., Echenique, C., Nocito, I., Vasconi, D., Bertorini, G., Bogino, B., Indelman, P. (2015). Técnicas de diagnóstico parasitológico. Recuperado de : [www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/mod/resource/view.php?id=10964](http://www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/mod/resource/view.php?id=10964)
- Martínez, E. (2008). *Parasitología Veterinaria*. España. Servet.

Mattiello, R. (2011). Enfermedades Parasitarias en Aves de Jaula. Recuperado de:  
<http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00007195.pdf>

Matute, M., y Rivas, W. (2012). Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en aves de patio jóvenes y adultas en El Sauce, León Nicaragua. (Tesis de grado).

Universidad Nacional Autónoma De Nicaragua. Leon, Nicaragua.

Mediavilla, E. (2008). *Enfermedades de las aves. Enfermedades que afectan el aparato digestivo*. México. Trillas.

Menéndez, T. (2007). Prevalencia de nematodos y cestodos en aves de corral (traspatio) en la ciudad de Acayucan. (Tesis de grado). Universidad Veracruzana. Veracruz, México.

Mushi, E., Binta, M., Chabo, R., Y Itabeng, K. (2006). Diseases of indigenous chickens in Bokaa village. *J S Afr Vet Assoc*, 77(3), 131-3.

Norma, R. (2014). *Crianza, producción y comercialización de pollos de engorde*. Lima, Perú.

Ogbaje, C., Agbo, E., y Ajanusi, O. (2012). Prevalence of *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* and Tapeworm infections in birds slaughtered in Makurdi township. *Int J Poult Sci*, 11, 103-107.

Oniye, S., Audu, P., Adebote, D., Kwaghe, B., Ajanusi, O., y Nfor, M. (2000). Survey of helminth parasites of laughing dove (*Streptopelia senegalensis*) in Zaria Nigeria. *Afr J Nat Sci*, 4, pp. 65-66

Pardo, E. (2007). *Parasitología veterinaria II*. Managua, Nicaragua.

Pérez, Z.E. (1999). *Su Majestad el Gallo de Pelea Su Cría*. Edinova.

- Permin, A., Bojesen, M., Nansen, P., Bisgaard, M., Frandsen, F., y Pearman, M. (1997). *Ascaridia galli* populations in chickens following single infections with different dose levels. *Parasitol Res*, pp. 614-617.
- Permin, A., Magwisha, H., Kassuku, A., Nansen, P., Biggaard, M., Frandsen, F., y Gibbons, L. (1997). Across-sectional study of helminths in rural scavenging poultry in Tanzania in relation to season and climate. *J Helminthol*, 71, 233-240.
- Quintana, J. (2011). *Avitecnia. Manejo de aves domésticas más comunes*. México: Trillas, p. 130.
- Quiroz, R. (1984). *Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Nematelmintos*. México. Limusa.
- Quiroz, R. (2005). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México. Limusa,
- Quiroz, R. (2013). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México. Limusa.
- Raimundo, E (2014). *Evaluación experimental de las saponinas del quillay (quillaja saponaria) como inhibidoras del desarrollo de coccidias intestinales en pollos de engorda*. (Tesis de grado). Universidad de Chile, Santiago, Chile.
- Ramírez, J., Aranguena, T., Ramón, J. (2005). *Ascaridia galli*: nuevas tecnologías para el control de una antigua parasitosis. Recuperado de: <https://seleccionesavicolas.com/pdf-files/2005/4/1569-ascaridia-galli-nuevas-tecnologias-para-el-control-de-una-antigua-parasitosis.pdf>

- Rodríguez, R., Cob-Galera, L., y Domínguez, J. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed*, 12. 19-25.
- Salinas, M. (2002). *Crianza, razas y entrenamiento de gallos de pelea*. Granja y Negocios.
- Samour, J. (2010). *Medicina aviar*. Barcelona. Elsevier.
- Salvatella, R., Y Eirale, C. (1996). Examen coproparasitario. Metodología y empleo\_ Revisión técnico metodológica. *Rev Med Uruguay*, XII, 215-223.
- Serrano, F.J. (2010). *Manual práctico de parasitología veterinaria*. España. Centro de Ediciones médicas.
- Sixtos, C. (2012). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitoscópicos. Recuperado de: <http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/compania.pdf>
- Shane, S. (2005). *Handbook on poultry diseases*. Singapore. American Soybean Association.
- Soulsby, E. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. México D.F. Mexico.
- Sumano. L., H. (2010). *Farmacología clínica en aves comerciales*, México D.F. McGraw Hill.
- Tolsá, M., y Malas, A. (2007). Presente y futuro de las helmintiasis en las aves de corral. Recuperado de: <https://seleccionesavicolas.com/pdf-files/2007/12/3682-presente-y-futuro-de-las-helmintiasis-en-las-aves-de-corral.pdf>
- Trees, A. (2008). *Parasitic diseases*. Philadelphia: Elsevier.

- Tyzzer, E. (1934). Studies on Histomoniasis, or "Blackhead" Infection, in the Chicken and the Turkey. *JSTOR, LXIX(5)*, 189-264.
- Uribarren, T. (2018). Himenolepiosis O Hymenolepiasis. Recuperado de: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/hymenolepiosis.html>
- Urquhart, G., Armour, J., Duncan, A., y Jennings, F. (2001). Parasitología Veterinaria. Zaragoza, España. Acribia.
- Yazwinski, T., Tucker, C., Wray, E., Jones, L., Johnson, Z., Steinlage, S., y Bridges, J. (2013). Una encuesta sobre la incidencia y la magnitud de la helmintiasis intestinal en criadores de pollos de engorde originarios del sureste de los Estados Unidos. *J. Appl. Poult. Res.*, 22, 942- 947.
- Zambrano, X., Sánchez, F., y Juárez, M. (2012). Histomoniasis en pavos y pollos. *Revista Veterinaria Argentina*, 1-7.

## 7. ANEXOS

Tabla 30. *Datos de epidemiológicos*

<b>MUESTRAS</b>	<b>PLAN DE DESPARASITACIÓN</b>	<b>OTROS ANIMALES EN EL PREDIO</b>	<b>ALOJAMIENTO</b>
1	NO	NO	JAULA
2	NO	NO	JAULA
3	NO	NO	JAULA
4	NO	NO	JAULA
5	NO	NO	JAULA
6	NO	NO	JAULA
7	NO	NO	JAULA
8	NO	SI	JAULA
9	NO	NO	JAULA
10	NO	NO	JAULA
11	SI	NO	JAULA
12	SI	NO	JAULA
13	SI	NO	JAULA
14	SI	NO	JAULA
15	SI	NO	JAULA
16	SI	NO	JAULA
17	SI	NO	JAULA
18	SI	NO	JAULA
19	SI	NO	JAULA
20	SI	NO	JAULA
21	NO	NO	JAULA
22	NO	NO	JAULA
23	NO	SI	INTERPERIE
24	NO	SI	INTERPERIE
25	NO	NO	JAULA
26	NO	NO	INTERPERIE
27	NO	NO	INTERPERIE
28	NO	NO	INTERPERIE
29	NO	NO	INTERPERIE
30	NO	NO	INTERPERIE
31	NO	NO	JAULA
32	NO	NO	JAULA
33	NO	NO	JAULA
34	NO	NO	JAULA
35	NO	NO	JAULA
36	NO	NO	JAULA

37	NO	NO	JAULA
38	NO	NO	JAULA
39	NO	NO	JAULA
40	NO	NO	JAULA
41	NO	NO	JAULA
42	NO	NO	JAULA
43	NO	NO	JAULA
44	NO	NO	JAULA
45	NO	NO	JAULA
46	NO	NO	JAULA
47	NO	NO	JAULA
48	NO	NO	JAULA
49	NO	NO	JAULA
50	NO	NO	JAULA
51	SI	NO	JAULA
52	SI	NO	JAULA
53	SI	NO	JAULA
54	SI	NO	JAULA
55	SI	NO	JAULA
56	NO	NO	JAULA
57	NO	NO	JAULA
58	NO	NO	JAULA
59	NO	NO	JAULA
60	NO	NO	JAULA
61	NO	SI	INTERPERIE
62	NO	SI	INTERPERIE
63	NO	SI	INTERPERIE
64	NO	SI	INTERPERIE
65	NO	SI	INTERPERIE
66	NO	SI	INTERPERIE
67	NO	SI	INTERPERIE
68	NO	SI	INTERPERIE
69	NO	SI	INTERPERIE
70	NO	SI	INTERPERIE
71	NO	SI	INTERPERIE
72	NO	SI	INTERPERIE
73	NO	SI	INTERPERIE
74	NO	SI	INTERPERIE
75	NO	SI	INTERPERIE
76	NO	SI	INTERPERIE
77	NO	SI	INTERPERIE
78	NO	SI	INTERPERIE
79	NO	SI	INTERPERIE

80	NO	SI	INTERPERIE
81	NO	SI	INTERPERIE
82	NO	SI	INTERPERIE
83	NO	SI	INTERPERIE
84	NO	SI	INTERPERIE
85	NO	SI	INTERPERIE
86	NO	SI	INTERPERIE
87	NO	SI	INTERPERIE
88	NO	SI	INTERPERIE
89	NO	NO	JAULA
90	NO	SI	INTERPERIE
91	NO	SI	INTERPERIE
92	NO	SI	INTERPERIE
93	NO	SI	INTERPERIE
94	NO	SI	INTERPERIE
95	NO	NO	JAULA
96	NO	NO	JAULA
97	NO	NO	JAULA
98	NO	NO	JAULA
99	NO	NO	JAULA
100	SI	NO	JAULA
101	NO	NO	JAULA
102	NO	NO	JAULA
103	NO	NO	JAULA
104	NO	NO	JAULA
105	NO	NO	JAULA
106	NO	NO	JAULA
107	NO	NO	JAULA
108	NO	NO	JAULA
109	NO	SI	INTERPERIE
110	SI	NO	JAULA
111	NO	NO	JAULA
112	NO	NO	JAULA
113	SI	NO	JAULA
114	SI	NO	JAULA
115	SI	NO	JAULA
116	NO	SI	INTERPERIE
117	NO	SI	INTERPERIE
118	NO	NO	JAULA
119	NO	NO	JAULA
120	NO	NO	JAULA
121	NO	SI	INTERPERIE
122	NO	SI	INTERPERIE



123	NO	SI	INTERPERIE
124	NO	NO	JAULA
125	NO	NO	JAULA
126	NO	NO	JAULA
127	NO	NO	JAULA
128	NO	NO	JAULA
129	NO	NO	JAULA
130	NO	SI	INTERPERIE
131	NO	NO	JAULA
132	NO	NO	JAULA
133	NO	NO	JAULA
134	NO	NO	JAULA
135	NO	NO	JAULA
136	NO	NO	JAULA
137	NO	NO	JAULA
138	NO	SI	INTERPERIE
139	NO	NO	JAULA
140	NO	NO	JAULA
141	NO	NO	JAULA
142	NO	NO	JAULA
143	NO	NO	JAULA
144	NO	NO	JAULA
145	NO	NO	JAULA
146	NO	NO	JAULA
147	SI	NO	JAULA
148	SI	NO	JAULA
149	SI	NO	JAULA
150	SI	NO	JAULA
151	NO	NO	JAULA
152	NO	NO	JAULA
153	NO	SI	INTERPERIE
154	NO	SI	INTERPERIE
155	NO	SI	INTERPERIE
156	NO	SI	INTERPERIE
157	NO	SI	INTERPERIE
158	NO	SI	INTERPERIE
159	NO	SI	INTERPERIE
160	SI	NO	JAULA
161	SI	NO	JAULA
162	SI	NO	JAULA
163	SI	NO	JAULA
164	SI	NO	JAULA
165	SI	NO	JAULA

166	SI	NO	JAULA
167	SI	NO	JAULA
168	SI	NO	JAULA
169	SI	NO	JAULA
170	SI	NO	JAULA
171	SI	NO	JAULA
172	SI	NO	JAULA
173	SI	NO	JAULA
174	SI	NO	JAULA
175	NO	NO	JAULA
176	NO	NO	JAULA
177	NO	NO	JAULA
178	NO	SI	INTERPERIE
179	NO	SI	INTERPERIE
180	NO	NO	JAULA
181	NO	NO	JAULA
182	NO	NO	JAULA
183	NO	SI	INTERPERIE
184	NO	SI	JAULA
185	NO	SI	JAULA
186	NO	NO	JAULA
187	NO	NO	JAULA
188	SI	NO	JAULA
189	NO	SI	INTERPERIE
190	NO	NO	JAULA
191	NO	SI	INTERPERIE
192	NO	NO	JAULA
193	NO	NO	JAULA
194	NO	SI	INTERPERIE
195	NO	SI	INTERPERIE
196	NO	SI	INTERPERIE
197	NO	NO	JAULA
198	NO	SI	JAULA
199	NO	SI	INTERPERIE
200	SI	NO	JAULA
201	SI	NO	JAULA
202	SI	NO	JAULA
203	SI	NO	JAULA
204	SI	NO	JAULA
205	NO	NO	JAULA
206	NO	NO	JAULA
207	NO	NO	JAULA
208	NO	SI	INTERPERIE

209	NO	NO	JAULA
210	NO	NO	JAULA
211	SI	NO	JAULA
212	SI	NO	JAULA
213	SI	NO	JAULA
214	SI	NO	JAULA
215	NO	SI	JAULA
216	NO	SI	INTERPERIE
217	NO	SI	INTERPERIE
218	NO	SI	INTERPERIE
219	NO	NO	JAULA
220	NO	NO	JAULA
221	NO	NO	JAULA
222	NO	SI	INTERPERIE
223	NO	NO	JAULA
224	NO	NO	JAULA
225	SI	NO	JAULA
226	SI	NO	JAULA
227	SI	NO	JAULA
228	NO	SI	INTERPERIE
229	NO	NO	JAULA
230	SI	NO	JAULA
231	SI	NO	JAULA
232	SI	NO	JAULA
233	SI	NO	JAULA
234	SI	NO	JAULA
235	NO	NO	JAULA
236	NO	NO	JAULA
237	NO	NO	JAULA
238	SI	NO	JAULA
239	NO	SI	INTERPERIE
240	NO	SI	INTERPERIE
241	NO	SI	INTERPERIE
242	NO	SI	INTERPERIE
243	NO	SI	INTERPERIE
244	NO	NO	JAULA
245	NO	NO	JAULA
246	NO	NO	JAULA
247	NO	NO	JAULA
248	NO	NO	JAULA
249	NO	NO	JAULA
250	NO	NO	JAULA
251	NO	NO	JAULA

252	SI	NO	JAULA
253	SI	NO	JAULA
254	SI	NO	JAULA
255	SI	NO	JAULA
256	SI	NO	JAULA
257	NO	NO	JAULA
258	NO	SI	INTERPERIE
259	NO	SI	INTERPERIE
260	NO	SI	INTERPERIE
261	NO	SI	INTERPERIE
262	NO	SI	JAULA
263	NO	SI	INTERPERIE
264	NO	SI	INTERPERIE
265	NO	SI	INTERPERIE
266	NO	SI	JAULA
267	NO	SI	JAULA
268	NO	NO	JAULA
269	NO	NO	JAULA
270	NO	NO	JAULA
271	NO	NO	JAULA
272	NO	NO	JAULA
273	NO	NO	JAULA
274	NO	NO	JAULA
275	NO	NO	JAULA
276	NO	NO	JAULA
277	NO	NO	JAULA
278	NO	SI	INTERPERIE
279	NO	SI	INTERPERIE
280	NO	SI	INTERPERIE
281	NO	SI	INTERPERIE
282	NO	SI	INTERPERIE
283	NO	SI	INTERPERIE
284	NO	SI	INTERPERIE
285	NO	SI	INTERPERIE
286	NO	SI	INTERPERIE
287	NO	SI	INTERPERIE
288	NO	NO	JAULA
289	NO	NO	JAULA
290	NO	NO	JAULA
291	NO	NO	JAULA
292	NO	NO	JAULA
293	NO	NO	INTERPERIE
294	SI	NO	JAULA

295	SI	NO	JAULA
296	SI	NO	JAULA
297	SI	NO	JAULA
298	SI	NO	JAULA
299	SI	NO	JAULA
300	SI	NO	JAULA
301	NO	NO	JAULA
302	SI	NO	JAULA
303	NO	SI	INTERPERIE
304	NO	SI	INTERPERIE
305	NO	SI	INTERPERIE
306	NO	SI	INTERPERIE
307	NO	SI	INTERPERIE
308	NO	SI	INTERPERIE
309	NO	SI	INTERPERIE
310	NO	NO	JAULA
311	NO	NO	JAULA
312	NO	NO	JAULA
313	NO	NO	JAULA
314	NO	NO	JAULA
315	NO	NO	JAULA
316	NO	NO	JAULA
317	NO	NO	JAULA
318	NO	NO	JAULA
319	NO	NO	JAULA
320	NO	NO	INTERPERIE
321	SI	NO	JAULA
322	SI	NO	JAULA
323	SI	NO	JAULA
324	SI	NO	JAULA
325	SI	NO	JAULA
326	SI	NO	JAULA
327	SI	NO	JAULA
328	SI	NO	JAULA
329	SI	NO	JAULA
330	SI	NO	JAULA
331	SI	NO	JAULA
332	SI	NO	JAULA
333	SI	NO	JAULA
334	SI	NO	JAULA
335	NO	SI	INTERPERIE
336	NO	SI	JAULA
337	NO	SI	INTERPERIE

338	NO	SI	INTERPERIE
339	NO	NO	JAULA
340	NO	NO	JAULA
341	NO	NO	JAULA
342	SI	NO	JAULA
343	SI	NO	JAULA
344	NO	NO	JAULA
345	NO	SI	INTERPERIE
346	NO	NO	JAULA
347	NO	NO	JAULA
348	NO	NO	JAULA
349	NO	NO	JAULA
350	NO	SI	INTERPERIE
351	NO	SI	INTERPERIE

---

Figura 24. Ficha técnica para la toma de datos epidemiológico.

Fecha	N° de Repetición	N° de criadero	Muestras	sexo		Realiza Plan De desparasitación		Otros Animales en el predio		Observaciones Del predio_ Infraestructura y Varios
				M	H	Si	No	SI	NO	
	01	1					?	?	?	
	01	2					?	?	?	
	01	3					?	?	?	

Figura 25. Tabla de Análisis de muestras.

Fecha	N° Repetición	Número de criadero	N° Muestras	Resultado		Parásito Genero/ especie				
				+	-	<u>Nemátodo</u>	<u>Céstodo</u>	<u>Protozoo</u>	<u>Tremátodos</u>	<u>Acantocéfalos</u>
	01	1	M1							
			M2							
			M2							
			M2							
			M2							
	01	2	M1							
			M2							
			M2							
			M2							
			M2							
	01	3	M1							
			M2							
			M2							
			M2							
			M2							

FOTOGRAFIAS



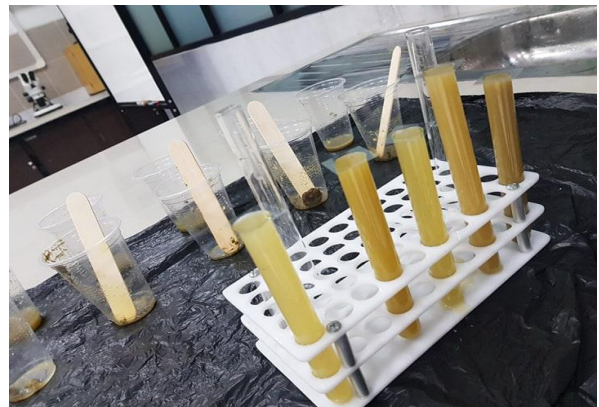
Fotografía 1. *Gallos de pelea en jaulas de madera*



Fotografía 2. *Gallo de pelea en jaula de metal*

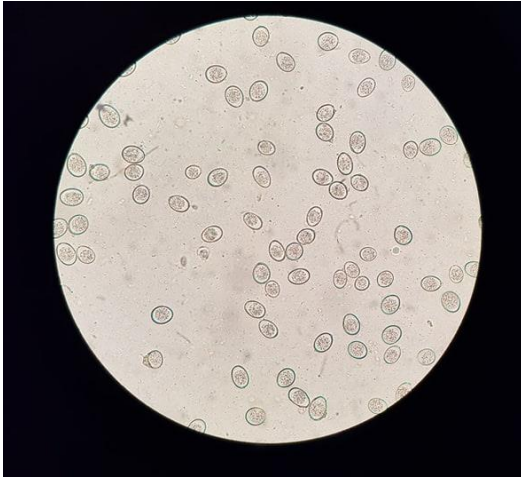


Fotografía 3. *Muestras de heces rotuladas*



Fotografía 4. *examen de las muestras en el laboratorio*

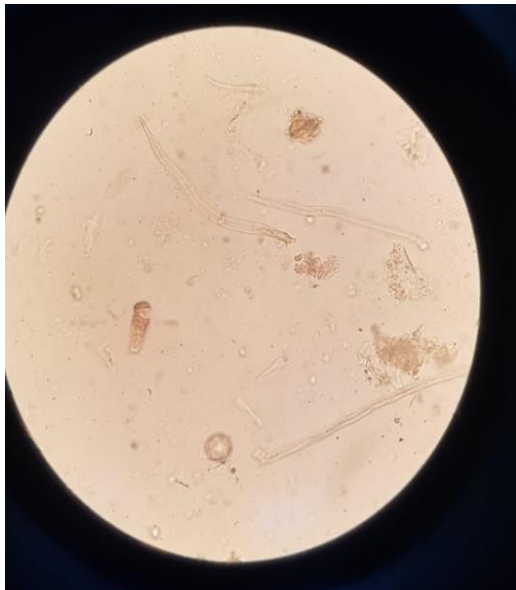




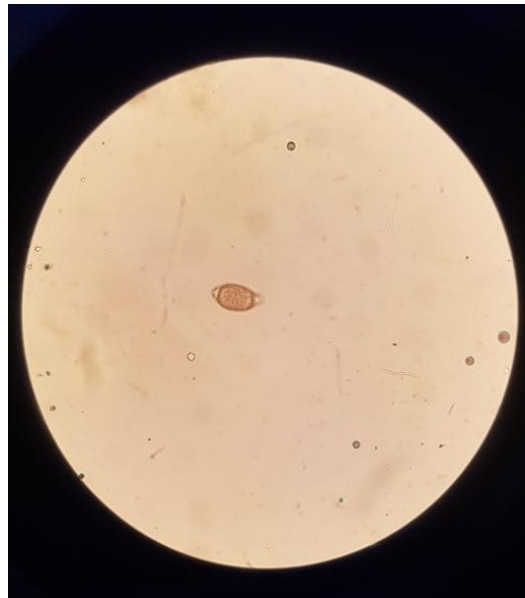
Fotografia 5. *Coccidios*



Fotografia 6. *Heterakis gallinarum*



Fotografia 7 *Larva de Strongyloides spp*



Fotografia 8 *Capillaria spp*