

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 PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS,
(*Gallus domesticus*)”.

AUTOR:

PABLO ESTEBAN CAMPOSANO TAPIA

TUTOR:

ING. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA

CUENCA - ECUADOR

2018

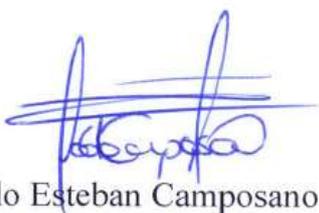
**“PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES
CRIOLLAS (*Gallus domesticus*)”.**

CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR

Yo, Pablo Esteban Camposano Tapia, con documento de identificación N° 010475167-2, 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 PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS (Gallus domesticus)”**, mismo que ha sido desarrollado para optar por 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, suscribimos este documento en el momento que hago entrega final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, Junio de 2018.



Pablo Esteban Camposano Tapia

C.I.: 010475167-2

CERTIFICACIÓN

Yo, MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación “**PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS (*Gallus domesticus*)**” realizado por el Sr. Pablo Esteban Camposano Tapia, obteniendo el Trabajo Experimental que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad Politécnica salesiana.

Cuenca, Junio de 2018.



Ing. Zoot. Mauricio Xavier Salas Rueda. Mgt.

TUTOR

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, PABLO ESTEBAN CAMPOSANO TAPIA, autor del trabajo de titulación **“PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS (*Gallus domesticus*)”**, certifico que el total contenido de este Trabajo Experimental es de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, Junio de 2018.



Pablo Esteban Camposano Tapia

AUTOR

DEDICATORIA.

Este trabajo experimental se lo dedico a mi familia ya que fue mi apoyo y soporte durante todo el proceso de estudio.

A mi mami Susana Tapia, a mi papá Pablo Camposano y a mis hermanas Paola y Antonia, por su confianza y por la constante colaboración que me brindaron.

A mi abuelita Adela Montalván por sus consejos, su confianza y por ser esa persona incondicional para no decaer en ningún momento en mi vida universitaria.

A mis amigos y compañeros que siempre estaban ahí para apoyarme, para divertirnos y sobre todo para complementar esta experiencia.

A mi tutor Ing. Mauricio Salas, por su constante colaboración y por guiarme en todo el proceso investigativo y educativo.

AGRADECIMIENTO.

Quiero agradecer principalmente a mis padres, a mis hermanas, a mi abuelita y demás familiares, por su constante e incondicional apoyo en mi vida personal y universitaria, a mis profesores académicos: Dr. Patricio Garnica, Ing. Mauricio Salas, Dr. Juan Masache, Dra. Mónica Brito, Ing. Pedro Webster, MVZ. Cristhian Sagbay, por compartir sus conocimientos, ayudándome a crecer y a fortalecerme profesionalmente y personalmente, a la Dra. Mónica Espadero por su gran ayuda y colaboración en la investigación de laboratorio, a mis amigos por estar ahí y darme la mano en cualquier momento y la fuerza para seguir adelante en este proceso.

De manera especial a mi profesor tutor Ing. Mauricio Salas, por guiarme y colaborar en la ejecución de este trabajo investigativo, aportando todo su conocimiento para la culminación del estudio.

RESUMEN

El objetivo de este trabajo es mostrar la prevalencia y los factores de riesgo asociados a los parásitos gastrointestinales de las aves de traspatio. La investigación se desarrolló en la parroquia Chicán, en la Ciudad de Paute, Azuay, Ecuador. El procedimiento consistió en tomar muestras de heces frescas de las aves durante las horas de la mañana y llevadas al laboratorio donde se realizaron exámenes coprológicos con la técnica de Flotación y sedimentación, conjunto a esto se realizaron encuestas epidemiológicas a los propietarios en donde se consideraron tres variables; desparasitación, alojamiento y presencia de otros animales. Se analizaron 384 muestras concluyendo con una prevalencia del 97,66% (375/384); presentándose los *Coccidios* como los de mayor frecuencia con un 74,74% (287/384), seguido de *Capillaria spp* con el 22,92% (88/384), *Ascaridia galli* con el 14,32% (55/384), *Heterakis gallinarum* con el 10,42% (40/384), *Strongyloides spp* con el 7,29% (28/384), *Hymenolepis spp* con el 3,13% (12/384), *Echinostomun revolutun* con el 2,08% (8/384), *Choannotaenia infundibulum* con el 1,04% (4/384). Para el cálculo del riesgo se obtuvo para la variable desparasitación un OR de 0,1458, mientras que para el cálculo de la variable presencia de otros animales se obtuvo un OR de 0,2707, finalmente para el cálculo de alojamiento se obtuvo un OR de 1.6667.

ABSTRACT

The objective of this work is to show the prevalence and risk factors associated with gastrointestinal parasites of backyard poultry. The research was developed in Chican town, in the City of Paute, Azuay, Ecuador. The procedure consisted of taking samples of fresh feces of the backyard poultry during the morning hours and taken to the laboratory where they were carried out test examinations with the technique of flotation and sedimentation, together with epidemiological surveys were conducted to the owners where three were considered variables; deworming, housing and the presence of other animals. We analyzed 384 samples concluding with a prevalence of 97,66% (375/384); *Coccidia* were presented as the most frequent with 74,74% (287/384), followed by *Capillaria spp* with 22,92% (88/384), *Ascaridia galli* with 14,32% (55/384), *Heterakis gallinarum* with 10,42% (40/384), *Strongyloides spp* with 7,29% (28/384), *Hymenolepis spp* with 3,13% (12/384), *Echinostomun revolutun* with 2,08% (8/384), *Choannotaenia infundibulum* with 1,04% (4/384). To calculate the risk, an OR of 0,14458 was obtained for the deworming variable, while for the calculation of the presence variable of other animals an OR of 0,2707 was obtained, finally for the housing calculation an OR of 1,6667 was obtained.

INDICE GENERAL

I. CUERPO DEL TRABAJO ACADÉMICO.....	19
1.1. INTRODUCCIÓN	19
1.2. PROBLEMA	21
1.3. DELIMITACIÓN.....	22
1.3.1. Temporal.....	22
1.3.2. Espacial.....	22
1.3.3. Académica.	22
1.4. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA.....	23
1.5. OBJETIVOS.....	24
1.5.1. Objetivo General:	24
1.5.2. Objetivos Específicos:	24
1.6. HIPÓTESIS	24
1.6.1. Hipótesis alternativa.	24
1.6.2. Hipótesis nula.	24
1.7. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA.....	25
II. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL.....	26
2.1. AVES CRIOLLAS	26
2.1.1. Taxonomía y Generalidades.	26
2.2. PARASITISMO	27
2.3. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES	28
2.3.1. Clase Nematodos.	28
2.3.1.1. Heterakis gallinarum.	28
2.3.1.1.1. Etiología.	28
2.3.1.1.2. Taxonomía.....	29
2.3.1.1.3. Generalidades.	29
2.3.1.1.4. Ciclo Biológico.	30
2.3.1.1.5. Patogénesis.	31
2.3.1.1.6. Epidemiología.	31
2.3.1.1.7. Periodo prepatente.....	32
2.3.1.1.8. Lesiones.....	32
2.3.1.1.9. Síntomas y Signos.	32

2.3.1.1.10. Diagnóstico.....	33
2.3.1.2. <i>Ascaridia galli</i>	33
2.3.1.2.1. Etiología.....	33
2.3.1.2.2. Taxonomía.....	34
2.3.1.2.3. Generalidades.....	34
2.3.1.2.4. Ciclo Biológico.....	35
2.3.1.2.5. Patogenia.....	36
2.3.1.2.6. Epidemiología.....	36
2.3.1.2.7. Periodo prepatente.....	37
2.3.1.2.8. Lesiones.....	37
2.3.1.2.9. Signos.....	37
2.3.1.2.10. Diagnóstico.....	38
2.3.1.3. <i>Capillaria spp.</i>	38
2.3.1.3.1. Etiología.....	38
2.3.1.3.2. Taxonomía.....	39
2.3.1.3.3. Generalidades.....	39
2.3.1.3.4. Ciclo Biológico.....	40
2.3.1.3.5. Patogenia.....	40
2.3.1.3.6. Periodo de pre patencia.....	41
2.2.1.3.7. Signos clínicos.....	41
2.3.1.3.8. Diagnóstico.....	41
2.3.1.4. <i>Strongyloides spp.</i>	41
2.3.1.4.1. Etiología.....	41
2.3.1.4.2. Taxonomía.....	42
2.3.1.4.3. Generalidades.....	42
2.3.1.4.4. Ciclo Biológico.....	43
2.3.1.4.5. Periodo de pre patencia.....	43
2.3.1.4.6. Daño, síntomas y diagnóstico.....	43
2.2.2. Clase Céstodos.....	44
2.3.2.1. <i>Davainea proglottina</i>	44
2.3.2.1.1. Etiología.....	44
2.3.2.1.2. Taxonomía.....	45
Fuente:(Davaine. 1860).....	45

2.3.2.1.3. Generalidades.	45
2.3.2.1.4. Ciclo Biológico.	46
2.3.2.1.5. Periodo pre patente.	46
2.3.2.1.6. Daños.	47
2.3.2.1.7. Síntomas.	47
2.3.2.1.8. Diagnóstico.	47
2.3.2.2. Genero Hymenolepis.	47
2.3.2.2.1. Etiología.	47
2.3.2.2.2. Taxonomía.	49
2.3.2.2.3. Generalidades.	49
2.3.2.2.4. Ciclo Biológico.	50
2.3.2.2.5. Patogenia.	51
2.3.2.2.6. Periodo prepatente.	51
2.3.2.2.7. Diagnóstico.	51
2.3.2.3. Género Raillietina.	52
2.3.2.3.1. Etiología.	52
2.3.2.3.2. Taxonomía.	52
2.3.2.3.4. Ciclo Biológico.	53
2.3.2.3.5. Patogenia.	54
2.3.2.3.6. Periodo pre patente.	54
2.3.2.3.7. Síntomas y lesiones.	54
2.3.2.3.8. Diagnóstico.	55
2.3.2.4. Amoeboetania cuneata.	55
2.3.2.4.1. Etiología.	55
2.3.2.4.2. Taxonomía.	56
2.3.2.4.3. Ciclo Biológico.	56
2.3.2.4.4. Generalidades.	57
2.3.2.4.5. Periodo prepatente.	57
2.3.2.4.6. Síntomas y lesiones.	57
2.3.2.4.7. Diagnóstico.	58
2.3.2.5. Choanotaenia infundibulum.	58
2.3.2.5.1. Etiología.	58
2.3.2.5.2. Taxonomía.	59

2.3.2.5.3. Ciclo biológico.	59
2.3.2.5.4. Generalidades.	60
2.3.2.5.5. Periodo prepatente.	60
2.3.3. Clase Trematodos.	61
2.3.3.1. Echinostomun revolutun.	61
2.3.3.1.1. Etiología.	61
2.3.3.1.2. Taxonomía.	61
Fuente: (Froelich, 1802).	61
2.3.3.1.3. Generalidades.	61
2.3.3.1.4. Ciclo Biológico.	62
2.3.3.1.5. Patogenia.	63
2.3.3.1.6. Periodo pre patente.	64
2.3.3.1.7. Diagnóstico.	64
2.3.4. Clase Acantocéfalos.	64
2.3.4.1. Filicollis anatis.	64
2.3.4.1.1. Etiología.	64
2.3.4.1.2. Taxonomía.	65
2.3.4.1.3. Generalidades.	65
2.3.4.1.4. Ciclo de Vida.	66
2.3.4.1.5. Síntomas.	66
2.3.4.1.6. Periodo pre patente.	67
2.3.4.1.7. Diagnóstico.	67
2.3.4. Clase Protozoarios.	67
2.3.4.1. Coccidios (principales características de las especies de Eimeria).	67
2.3.4.1.1. Etiología.	67
2.3.4.1.2. Taxonomía.	68
2.3.4.1.3. Generalidades.	68
2.3.4.1.4. Ciclo Biológico.	69
2.3.4.1.5. Periodo pre patente.	69
2.3.4.1.6. Síntomas, lesiones y diagnóstico.	70
2.3.4.2. Histomona meleagridis.	72
2.3.4.2.1. Etiología.	72
2.3.4.2.2. Taxonomía.	72

2.3.4.2.3. Ciclo biológico.	72
2.3.4.2.4. Generalidades.	73
2.3.4.2.5. Patogenia.	74
2.3.4.2.6. Periodo pre patente.	74
2.3.4.2.7. Síntomas.	74
2.3.4.2.8. Lesiones.	75
2.3.4.2.9. Diagnóstico.	76
2.4. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS	76
2.4.1. Método de flotación.	76
2.4.1.1. Solución salina saturada (Koffoyd y Barber).	76
2.4.1.1.1. Procedimiento:	77
2.4.1. Técnica de sedimentación fecal.	79
2.4.1.1. Ventajas.	80
2.3.1.2. Clasificación.	80
2.3.1.3. Sedimentación espontánea.	81
2.3.1.3.1. Método de Sedimentación sencilla.	81
2.3.1.3.2. Método de Lumbreras modificado.	81
2.3.1.3.3. Método de Baermann- Moraes.	82
2.3.1.4. Sedimentación por centrifugación.	82
2.3.1.4.1. Método de Charles Barthelemy modificada por Bacigalupo y Rivero.	82
2.3.1.4.2. Método de formol- éter o de Ritchie.	83
2.3.1.4.2. Método de Acetato de Etilo (macro y micro método).	83
III. RESUMEN DEL ESTADO DE ARTE DEL PROBLEMA	85
3.1. AVES CRIOLLAS	85
3.2. AVICULTURA DE TRASPATIO	85
3.3. SANIDAD AVIAR	86
3.4. PARASITOLOGÍA EN AVICULTURA	86
IV. MATERIALES Y METODOS	88
4.1. MATERIALES FÍSICOS	88
4.2. MATERIALES QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS	90
4.3. METODOLOGÍA	91
4.3.1. Investigación de campo.	92
4.3.2. Trabajo en el Laboratorio	93

4.3.2.1. Procesamiento de heces.	93
4.3.2.2. Método de Flotación con Solución Salina.	94
4.3.2.3. Método de Sedimentación.....	94
4.3.3. Diseño estadístico.	95
4.3.4. Análisis estadístico.	95
4.3.5. Elementos de riesgo.....	96
4.4. POBLACIÓN Y MUESTRAS.....	96
4.4.1. Material experimental.....	96
4.4.2. Selección de la muestra.	97
4.5. CONSIDERACIONES ETICAS	97
V. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	99
5.1 IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN AVES EN LA PARROQUIA DE CHICÁN.	99
5.2 PREVALENCIA DE PARÁSITOS EN LA PARROQUIA DE CHICÁN.	99
5.3 PREVALENCIA DE PARÁSITOS SEGÚN LA ESPECIE.	102
5.4 PREVALENCIA DE PARÁSITOS POR CADA COMUNIDAD EN LA PARROQUIA CHICÁN.	106
5.5 CÁLCULOS DEL RIESGO PARA LAS VARIABLES DE ASOCIACIÓN.....	107
5.6 MARCO LOGÍSTICO	110
VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	112
6.1 CONCLUSIONES	112
6.2 RECOMENDACIONES	113
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	114
7.1. BIBLIOGRAFIA.....	114
VIII. APÉDICES /ANEXOS	¡Error! Marcador no definido.
IX. FOTOGRAFÍAS.....	123

ÍNDICE DE APÉNDICES/ TABLAS Y FIGURAS_ ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos meteorológicos de la Parroquia Chicán	22
Tabla 2. Descripción taxonómica aves criollas.....	26
Tabla 3. Taxonomía <i>H. gallinarum</i>	29
Tabla 4. Taxonomía <i>A. galli</i>	34
Tabla 5. Taxonomía <i>Capillaria spp.</i>	39
Tabla 6. Taxonomía <i>S. avium</i>	42
Tabla 7. Taxonomía <i>D. proglottina</i>	45
Tabla 8. Taxonomía Genero <i>Hymenolepis</i>	49
Tabla 9. Taxonomía Genero <i>Raillietina</i>	52
Tabla 10. Taxonomía <i>A. cuneata</i>	56
Tabla 11. Taxonomía <i>C. infundibulum</i>	59
Tabla 12. Taxonomía <i>E. revolutun</i>	61
Tabla 13. Taxonomía <i>F. anatis</i>	65
Tabla 14. Taxonomía especies de <i>Eimeria</i>	68
Tabla 15. Taxonomía <i>H. meleagridis</i>	72
Tabla 16. Materiales de oficina.....	89

Tabla 17. Materiales de campo	89
Tabla 18. Materiales de Laboratorio	90
Tabla 19. Materiales Químicos	91
Tabla 20. Materiales Biológicos	91
Tabla 21. Recursos Humanos	91
Tabla 22. Cantidad de muestras recolectadas por zona de estudio	98
Tabla 23. Clase e Identificación de Parásitos.....	100
Tabla 24. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales.....	101
Tabla 25. Prevalencia en Función de la Interacción Parasitaria.....	102
Tabla 26. Prevalencia de Parásitos según la Especie.....	104
Tabla 27. Prevalencia de Parásitos por cada Comunidad en la Parroquia de Chicán.....	107
Tabla 28. Distribución de Variables Registradas como Significativas en el Análisis Univariable como factor de Riesgo de Parásitos Gastrointestinales.....	109
Tabla 29. Datos de la Encuesta Epidemiológica.....	120
Tabla 30. Tabla para la Toma de Datos Epidemiológicos.....	122
Tabla 31. Tabla para el análisis de las Muestras.....	122

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo Biológico <i>H. gallinarum</i>	31
Figura 2. Ciclo Biológico <i>A. galli</i>	36

Figura 3. <i>Capillaria spp_</i> vista microscópica	40
Figura 4. Ciclo Biológico <i>D. Proglottina</i>	46
Figura 5. Morfología: A. Escólex; B. Proglótido maduro genero <i>Hymenolepis</i>	50
Figura 6. Ciclo Biológico Genero <i>Hymenolepis</i>	50
Figura 7. Ciclo Biológico genero <i>Raillietina</i>	54
Figura 8. <i>Amoebotaenia cuneata</i> espécimen completo.....	57
Figura 9. Ciclo evolutivo <i>Choanotaenia infundibulum</i>	60
Figura 10. Ciclo Biológico del <i>E. revolutum</i>	63
Figura 11. Ciclo Biológico <i>F. anatis</i>	66
Figura 12. Ciclo evolutivo de <i>Eimeria spp</i>	69
Figura 13. Ciclo biológico <i>Histomona meleagridis</i>	73
Figura 14. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales.....	101
Figura 15. Prevalencia en Función de la Interacción Parasitaria.....	103
Figura 16. Prevalencia de Parásitos según la Especie.....	105
Figura 17. Prevalencia de Parásitos por cada Comunidad en la Parroquia de Chicán.....	107
ÍNDICE DE FOTOS	
Foto 1. Aves Criollas en los Árboles.....	123
Foto 2. Gallinas de chicán.....	123
Foto 3. Muestras Rotuladas de Heces de las Aves.....	123

Foto 4. Realización de Exámenes de heces en el Laboratorio.....	124
Foto 5. Huevo de <i>Capillaria spp</i>	124
Foto 6. Huevo de <i>Heterakis gallinarum</i>	124
Foto 7. Larva de <i>Strongyloides spp</i>	125
Foto 8. Huevo de <i>Capillaria spp</i>	125
Foto 9. Larva de <i>Strongyloides spp</i>	125
Foto 10. Huevo de <i>Echinostomun revolutun</i>	126
Foto 11. <i>Coccidios</i>	126
Foto 12. Huevo de <i>Heterakis gallinarum</i>	126

I. CUERPO DEL TRABAJO ACADÉMICO

1.1. INTRODUCCIÓN

El manejo y producción de las aves es una actividad milenaria que se relaciona con las costumbres permanentes de las poblaciones humanas. Las aves de tras patio se encuentran expuestas a numerosos microorganismos entre ellos los parásitos, estos son generalmente producidos por helmintos (nematodos, cestodos) y protozoarios.

En la actualidad a nivel nacional no existen datos sobre los parásitos gastrointestinales que afectan la productividad de las aves, siendo de gran importancia para la economía de los habitantes.

Ensucho et al., (2015). Indica que el parasitismo gastrointestinal es uno de los principales inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves criollas, 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.

El detectar la frecuencia de parásitos gastrointestinales dentro de una explotación de aves criollas es de suma importancia, debido a que muchas de las veces su gran morbilidad y baja mortalidad hacen que los productores o propietarios tengan una deficiente o nula tasa de productividad e ingresos.

(Luka & Ndams, 2007). Indica que la explotación de la gallina criolla es un importante renglón económico para la población rural campesina como fuente de ingresos y como una forma de garantizar la seguridad alimenticia en comunidades desprotegidas. Sin embargo, este tipo de explotación se hace de manera tradicional con mínimas técnicas de manejo y sin

los adecuados planes de desparasitación, lo que lleva a baja producción y muerte de los animales, y limita la productividad.

El presente trabajo se realizó para proporcionar información sobre la prevalencia de los PGI en la parroquia de Chicán, estos fueron diagnosticados en el laboratorio de parasitología de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Politécnica Salesiana, los mismos que fueron efectuados mediante exámenes de heces.

1.2. PROBLEMA

La explotación de las aves criollas es un importante fragmento económico para la población rural campesina como fuente de ingresos y como una forma de resguardar la seguridad alimenticia en comunidades poco amparadas. Sin embargo, este tipo de explotación se le realiza de forma tradicional con técnicas básicas de manejo y sin los adecuados planes de control parasitario, lo que conlleva a una limitada capacidad productiva pudiendo llegar esta hasta la muerte de las aves y por consecuente ingresos poco satisfactorios para los productores.

González et al., (2002) señalan que los parásitos en general afectan en cualquier etapa de las aves teniendo mayor predisposición en las aves jóvenes y en periodo de postura, esto debido al efecto expoliatríz, etapa en la cual tiene como base sustracción de contenido intestinal y acción hematófaga, por lo que disminuye la tasa de crecimiento y los niveles productivos, y eventualmente causa la muerte.

Este es un factor determinante, por lo cual se requiere tomar medidas que ayuden a realizar un mejor manejo en la producción, ya sea tradicional o intensivo.

Debido a esto se ha visto la necesidad de realizar un estudio para evaluar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas en la Parroquia Chicán (Paute-Ecuador), con el propósito de capacitar e indicar a la población con una base de datos sobre el efecto negativo que estos agentes producen en sus explotaciones avícolas.

Vale recalcar que en el Ecuador existen pocas investigaciones sobre la producción de aves de corral y su prevalencia parasitaria gastrointestinal por lo cual la presente investigación se orienta en generar una base provechosa sobre este tipo de explotación pecuaria.

1.3. DELIMITACIÓN

1.3.1. Temporal.

La investigación aquí planteada tuvo una duración de cuatro meses con un total de cuatrocientas horas, dividiendo las mismas en trabajo de campo y laboratorio.

1.3.2. Espacial.

El presente trabajo investigativo se efectuó en 5 Comunidades (Uzhupud, Copzhal, Aguas Blancas, Maras y Tutucán) de la Parroquia Chicán, Cantón Paute, Provincia del Azuay-ECUADOR, y su consiguiente análisis de las muestras recolectadas en los Laboratorios de Biología de la Universidad Politécnica Salesiana sede Cuenca.

Tabla 1. *Datos meteorológicos de la Parroquia Chicán*

Altitud	2450 msnm.
Latitud	2°48'50.8"S.
Longitud	78°44'08.5"W.
Pluviosidad	700-900 mm/anales.
Temperatura promedio	12 a 16°C
Humedad aproximada	65-70%.

Fuente: (Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Chicán. 2018).

1.3.3. Académica.

El presente trabajo de investigación fue desarrollado en la rama de la avicultura, proyectada a sanidad animal, enfocada a la determinación de agentes parasitarios gastrointestinales en aves criollas.

1.4. EXPLICACIÓN DEL PROBLEMA

La crianza de gallinas criollas es una de las actividades más desarrolladas en las comunidades rurales de todo el país, debido a que forma parte del ingreso económico de muchas familias, así como también sirve para el autoconsumo ya sea de huevos o carne.

Uno de los problemas que presenta la parroquia Chicán con esta actividad es que se desarrolla sin aplicar técnicas o métodos de producción, por lo cual muchas de las ocasiones las aves enferman, bajando la productividad y de esta manera pueden llegar a morir, esto es debido a que no cuentan con los planes sanitarios adecuados; la frecuencia parasitaria es uno de los factores de mayor importancia, ya que al conocer que parásitos están sobre este tipo de producción se puede realizar un plan de desparasitación apropiado para ayudar a combatir el problema y además mejora el nivel de producción de las aves.

Con este antecedente se pretende en la investigación conocer la prevalencia de parásitos gastrointestinales que afectan a las aves criollas dentro de la Parroquia Chicán.

1.5. OBJETIVOS

1.5.1. Objetivo General:

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

1.5.2. 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.
- Determinar los factores de riesgo del problema parasitario en el sector.

1.6. HIPÓTESIS

1.6.1. Hipótesis alternativa.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales es de alta frecuencia en la Parroquia Chicán.

1.6.2. Hipótesis nula.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales no es de alta frecuencia en la Parroquia Chicán.

1.7. FUNDAMENTACIÓN TEÓRICA

El trabajo experimental aquí presentado está encaminado a generar conclusiones verdaderas y provechosas, para así poder recomendar los resultados obtenidos de manera clara y concreta; ayudando de esta manera a las personas dedicadas a la crianza de aves a potencializar esta actividad.

El identificar la prevalencia parasitaria en aves criollas, ayuda a que la población tome conciencia sobre el impacto negativo que estos agentes causan en sus animales y opten por implantar planes de desparasitación bien definidos, basándose en el presente estudio.

Además generara información acerca de la prevalencia parasitaria gastrointestinal en aves criollas dentro de la parroquia Chicán, ya que en muchas investigaciones se recomienda realizar esta actividad dentro de una comunidad u parroquia para optar por planes de buen vivir en personas; así como también mejorar el bienestar animal al tipo de producción pecuaria que se realice dentro de las mismas.

II. REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL

2.1. AVES CRIOLLAS

2.1.1. Taxonomía y Generalidades.

Tabla 2. *Descripción taxonómica aves criollas*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Chordata
Clase	Aves
Orden	Galliformes
Familia	Phasianidae
Genero	Gallus
Especie	G. gallus
Subespecie	G. g. domesticus

Fuente: (Orozco. 1991)

El origen ancestral de la gallina doméstica (*Gallus gallus domesticus*), es el *Gallus bankiva*, proveniente del sudeste asiático a partir del cual se formaron cuatro agrupaciones primarias, ellas son: las asiáticas, las mediterráneas, las atlánticas y las razas de combate (Orozco, 1991, p. 35).

Estas aves vienen de un largo proceso de selección natural y han desarrollado una gran resistencia a condiciones ambientales desfavorables. Es decir, pueden criarse bien dentro

de un rango muy amplio de temperatura y humedad. Su alimentación se basa en los desechos de la huerta y el hogar, además de insectos que encuentran directamente en la tierra. Debido a su condición de adaptabilidad, son las aves con mayor resistencia a las enfermedades (Méndez, 2013).

Las gallinas criollas o mestizas llegaron a América con los conquistadores en sus primeros viajes, y por más de 500 años han demostrado su adaptabilidad productiva para las condiciones de la región (Orozco, 1991, p. 40).

En la actualidad las aves criollas siguen siendo todo o parte importante de la economía familiar especialmente en las comunidades rurales esto debido a que son aves rusticas tanto en mantenimiento, alimentación y sanidad por lo cual no representan mayor costo en su crianza.

2.2. PARASITISMO

Si bien es cierto la crianza de aves criollas no tiene complejidad alguna, pero es necesario conocer aspectos importantes que influyen de una u otra manera en la productividad de las mismas. Según algunos autores especializados en avicultura el punto de mayor enfoque en la crianza de estas aves es el control parasitario, ya que su incidencia puede llegar a acabar una la explotación.

Los parásitos internos le ocasionan pérdidas millonarias a la industria avícola en todo el mundo, ya que muy pocos productores tienen la costumbre de buscar la presencia de parásitos en forma periódica, en el excremento de sus aves. Como norma general se puede desparasitar a las aves hacia las ocho semanas de edad y repetir a las 18 semanas (Castellanos, 2014, p. 132).

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 sus 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).

Valencia (2011) manifiesta que los parásitos gastrointestinales más importantes para las aves domésticas, se dividen en cinco grupos de los cuales se derivan diferentes clases:

1. Gusanos redondos o filiformes-nemátodos.
2. Gusanos planos o acintados-cestodos.
3. Tremátodos.
4. Acantocéfalos.
5. Protozoarios.

De la misma manera Houriet (2007) realiza una clasificación de parásitos internos que mayoritariamente afectan el tracto digestivo de las aves en la siguiente manera:

2.3. PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

2.3.1. Clase Nematodos.

2.3.1.1. *Heterakis gallinarum*.

2.3.1.1.1. Etiología.

La heterakidosis en aves es causada por los agentes:

- *Heterakis gallinarum* en aves domésticas: gallinas, pavo, pichón, faisán, pato y ganso.

- *Heterakis dispar* en patos, ganso.

- *Heterakis isolonche* en faisán y aves silvestres (Matute & Rivas, 2012).

En la presente investigación nos enfocaremos en el *Heterakis gallinarum*, principal agente presente en gallinas.

2.3.1.1.2. Taxonomía.

Tabla 3. Taxonomía *H. gallinarum*

Descripción	Denominación
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Subclase:	Rhabditia
Orden:	Ascaridida
Familia:	Ascarididae
Género:	<i>Heterakis</i>
Especie:	<i>H. gallinarum</i>
Fuente: (Schrank, 1788)	

2.3.1.1.3. Generalidades.

Matute & Rivas (2012) mencionan que las especies del genero *Heterakis* son pequeños nematodos que poseen tres labios, el esófago tiene un bulbo posterior. El macho presenta alas caudales bien desarrolladas, sostenida por 10 a 15 pares de papilas de tipo costillar y

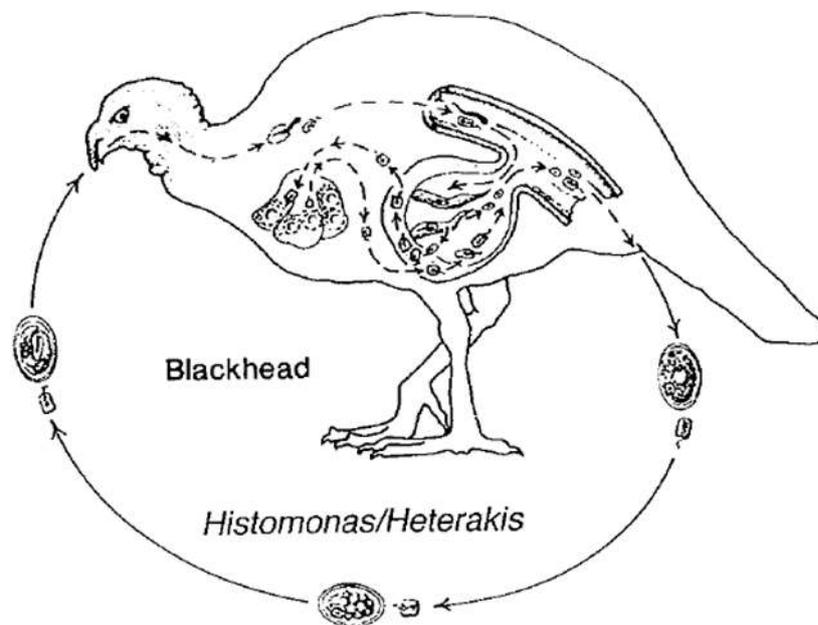
una ventosa preanal con un anillo esclerotizado. Las espículas pueden ser iguales o desiguales. La vulva está en la mitad del cuerpo. Los huevos tienen una envoltura lisa y gruesa.

En el caso del *H. gallinarum* se encuentra en el ciego de pollos, pavos, gallina de Guinea, faisanes, codornices, gansos y otras aves silvestres. El macho mide de 4 a 13 mm, las hembras miden 8 a 15 mm, los huevos son de forma elipsoidal y miden de 63 a 75 por 48 micras. Es cosmopolita (Matute & Rivas, 2012).

2.3.1.1.4. Ciclo Biológico.

Es directo, los huevos salen con las heces, tienen solo una célula, eclosionan en el suelo y desarrolla la larva, y es ingerida para infestar. Las lombrices que comen huevos de *Heterakis*, pueden albergar larvas del segundo estadio durante toda su vida y así es como las aves se infestan al consumir estas lombrices de tierra (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Figura 1. Ciclo Biológico *H. gallinarum*



Fuente: (Foreyt, W. 2001)

2.3.1.1.5. Patogénesis.

Ejerce acción traumática e irritativa ligera en la mucosa cecal, ya que las larvas permanecen en dicha mucosa varios días, en donde en forma paralela ejercen acción expoliatriz al alimentarse con tejido y exudados tisulares. Una de las acciones más dañinas es el transporte que hace el protozoo *Histomonas meleagridis*, que es liberado por las larvas y transportado a la pared cecal en donde inicia la invasión sanguínea para llegar al hígado y otros tejidos (Becerra et al., 2016).

2.3.1.1.6. Epidemiología.

Becerra et al (2016) indican que la fuente de infestación la representan las aves parasitadas por las diferentes especies de *Heterakis*, cuyos huevos al salir con las heces contaminan el suelo, al agua y los alimentos de aves susceptibles. Los huevos en el suelo húmedo permanecen viables durante periodos hasta de 8 meses y por otra parte las

lombrices de tierra y otros invertebrados pueden transportar y proteger los huevos o larvas durante los periodos de sequía en que las condiciones son adversas para los huevos. Las aves jóvenes son más susceptibles.

Las condiciones antihigiénicas del sitio como la permanencia de camas húmedas, cría en el piso, uso de camas entre diferentes parvadas sin previa esterilización parasitaria, bebederos en mal estado que permiten que la cama se humedezca con mayor grado, entrada de fauna nociva portadora mecánica de huevos del parásito y mala higiene; todo esto permite que el problema subsiste. La cría de aves en jaulas con piso elevado prácticamente elimina el problema. La estación de lluvia con temperaturas elevadas favorece la transmisión (Becerra et al., 2016).

2.3.1.1.7. *Periodo prepatente.*

El periodo prepatente del *H. gallinarum* es de 24 a 36 días o más (Becerra et al., 2016).

2.3.1.1.8. *Lesiones.*

Se muestran por un ligero engrosamiento de la pared del ciego con equimosis, macroscópicamente el ciego aparece cubierto por pequeñas salientes nodulares que dan un aspecto mamelonado. Al incidir la pared del ciego se observan numerosas formaciones pseudoverrugosas blancas o blanco amarillento de tamaño de la cabeza de un alfiler al de un chícharo o guisante; aglomerados en pequeños grupos otras veces uniformemente repartidos dando el aspecto de un tapete. El examen histológico permite precisar la situación de los nódulos dentro de la submucosa. En el interior de la cavidad se encuentran diferentes estados evolutivos del parásito desde larvas hasta adultos (Becerra et al., 2016).

2.3.1.1.9. *Síntomas y Signos.*

Presentan heces diarreicas color verdusco, anorexia, adelgazamiento, retardo del crecimiento, baja producción, tristeza, debilidad y en ocasiones la muerte.

En cuanto a la semiología en infestaciones severas se observa diarrea de color verdusco con enflaquecimiento, se observa decaimiento, debilitamiento, diarrea, emaciación y muerte. Las manifestaciones de inflamación del ciego y del colon ascendente, asociada a la del hígado (tiflohepatitis) son graves con elevada mortalidad en aves jóvenes (Becerra et al., 2016).

2.3.1.1.10. Diagnóstico.

No se realiza en animales vivos, los síntomas señalados son vagos y poco específicos, el diagnóstico post mortem permite la identificación de los vermes en el ciego, así como las lesiones que varían notablemente en gallinas, guajolotes o faisanes.

Es necesario diferenciar la tiflitis por *Heterakis* con la tiflitis por *Histomonas*. En las formas agudas de histomoniasis el ciego está congestionado y tiene hemorragias con una masa de material caseoso sanguinolento de color vino. En las formas leves de histomoniasis causa exudado caseoso necrótico, difuso y amoldado a la luz cecal, en tanto que en la histomoniasis común las lesiones son discretas y en la Heterakidosis nodular son verrucosas (Becerra et al., 2016).

2.3.1.2. Ascaridia galli.

2.3.1.2.1. Etiología.

La Ascaridiasis en aves es causada por los agentes:

- *Ascaridia galli* (Schrank, 1788).
- *Ascaridia dissimili* (Pérez Viguera, 1931).
- *Ascaridia comprar* (Schrank, 1790).
- *Ascaridia rumidae* (Leider, 1908).

- *Ascaridia columbae* (Gimelin, 1790).

En la presente investigación nos centraremos en el *Ascaridia galli*, agente predominante en gallinas.

2.3.1.2.2. Taxonomía.

Tabla 4. Taxonomía *A. galli*

Descripción	Denominación
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Secernentea
Orden:	Ascarididea
Familia:	Ascarididae
Subfamilia	Ascaridiinae
Género:	<i>Ascaridia</i>
Especie:	<i>Ascaridia galli</i>

Fuente: (Schrank, 1788)

2.3.1.2.3. Generalidades.

Matute & Rivas (2012) exponen que las especies del genero *Ascaridia* poseen tres labios y generalmente tienen alas laterales cuticulares. El esófago tiene forma de huso. Los machos poseen una prominente ventosa preanal con un anillo cuticular. Las alas caudales

son estrechas y las papilas relativamente grandes. Las espículas son iguales o desiguales. La vulva está cerca de la mitad del cuerpo. Los huevos tienen una gruesa capa

El macho mide de 3 a 8 cm de largo por 0.5 a 1.2 mm de ancho, las hembras miden 6 a 12 cm de largo por 0.9 a 1.8 mm de ancho, con una cola recta y la punta cónica. La vulva está en la parte anterior de la mitad del cuerpo. Los huevos son de forma elipsoidal, mide de 75 a 80 por 45 a 50 micras (Matute & Rivas, 2012).

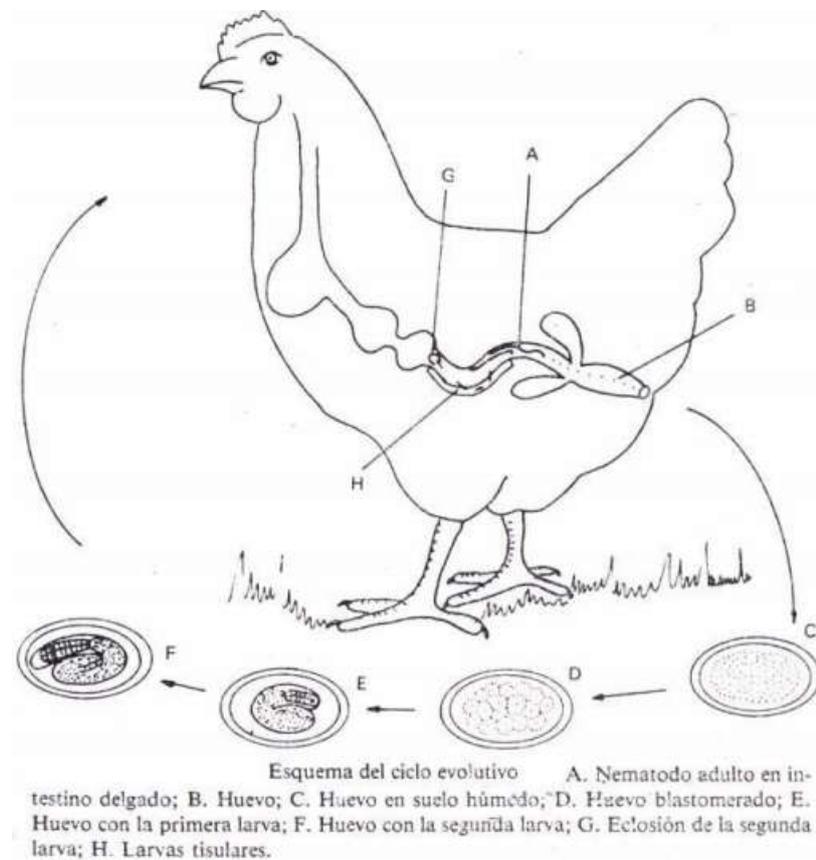
2.3.1.2.4. Ciclo Biológico.

Soulsby (1987) expone que 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 encuentran en el intestino grueso, esófago, molleja, buche, oviducto y dentro de los huevos del ave como parásitos erráticos. (pp. 745-790).

Las lombrices de tierra, en las que se acumulan los huevos, actúan como portadores e infectan a las aves cuando éstas se alimentan de ellas. Los huevos ingeridos por las aves eclosionan en el proventrículo o en el intestino delgado, liberando las larvas de segundo estadio, que viven en la luz intestinal y en los espacios entre las vellosidades intestinales durante 8-17 días que siguen a la infección (Soulsby, 1987, pp. 745-790).

En ese momento, migran a la mucosa intestinal, en donde sufren una muda que las convierte en tercer estadio 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 a la madurez sexual en unos 50 días cuando los huevos del parásito aparecen en las heces. Posteriormente las larvas vuelven al lumen y alcanzan la madurez en 6-8 semanas (Soulsby, 1987, pp. 745-790).

Figura 2. Ciclo Biológico *A. galli*



Fuente: (Soulsby, 1987).

2.3.1.2.5. Patogenia.

Los áscaris se encuentran frecuentemente en el duodeno e intestino medio, habiéndoseles encontrado accidentalmente e otros puntos como peritoneo, molleja, proventrículo, cavidad corporal e incluso en oviducto. En las infestaciones masivas puede producir bloqueo intestinal, anemia, hipoglucemia, fuerte retardo del desarrollo y muerte, Las a ves de 3 meses muestran resistencia (Delgadillo, 2014).

2.3.1.2.6. Epidemiología.

La ascariasis es una parasitosis transmitida por el suelo, los huevos deben sobrevivir durante el periodo en que se forman la segunda larva y permanece viable hasta la ingestión por parte del huésped susceptible. La deshidratación la mata, por lo tanto, requiere de

humedad. La temperatura de 0° detiene el desarrollo y se conserva la viabilidad durante un mes. La edad de la larva dentro del huevo, está en relación con el grado de patogenicidad. Los huevos mayores de un año difícilmente logran infestar (Lapage, 1971, p. 128).

La edad está en relación inversa a la susceptibilidad; los pollos menores de tres meses son más susceptibles que los adultos. El desarrollo hasta la segunda larva dentro del huevo o infectante depende de temperatura, humedad y oxígeno, en condiciones óptimas se desarrolla en cinco días a 32° a 34°C a 18°C se detiene, pero continúa viable y arriba de 35°C ya no se desarrolla (Cordero del Campillo et al., 1999, p. 968).

2.3.1.2.7. *Periodo prepatente.*

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

2.3.1.2.8. *Lesiones.*

Enteritis y engrosamiento de las mucosas con edema generalizado. Si la parasitación es muy intensa aparecen lesiones hemorrágicas según los puntos de fijación; si las hemorragias son intensas, se aprecia una anemia generalizada y caquexia. En el interior del intestino se aprecian perfectamente, como es lógico las lombrices (Delgadillo, 2014)

2.3.1.2.9. *Signos.*

Delgadillo (2014) explica que la signología es variable pues en la mayor parte de los casos ocurre sin manifestaciones clínicas ostensibles. Todo depende de la edad y del número de vermes presentes en el aparato digestivo; por lo general, los animales parasitados producen menos -descenso de la puerta o retraso en el crecimiento - y el curso es eminentemente crónico. Si se presenta de forma aguda, hecho factible en las aves jóvenes y pollitas de recría, se produce inapetencia, abatimiento, erizamiento de las plumas. Señales aparentes se puede apreciar algo de diarrea a veces sanguinolenta, parecía

o a veces, la expulsión de algunos parásitos en las heces. Si la infestación alcanza la perforación, sobreviene una peritonitis mortal.

2.3.1.2.10. Diagnóstico.

Se la efectúa mediante necropsia en aves enfermas y técnicas coproparasitoscópicas (Cantón, 2010).

2.3.1.3. Capillaria spp.

2.3.1.3.1. Etiología.

La enfermedad causada por las infecciones con estos nematodos se conoce como capilariasis o capilariosis, las especies de mayor interés que parasitan las aves son las siguientes:

- Especies que se encuentran en el intestino: *Capillaria caundinflata*, *Capillaria obsignata* y *Capillaria anatis*.

- Especies que se encuentran en el buche y esófago: *Capillaria annulata* y *Capillaria contorta* (Soulsby, 1987, p. 745-790).

2.3.1.3.2. *Taxonomía.***Tabla 5.** *Taxonomía Capillaria spp.*

Descripción	Denominación
Reino:	Animalia
Filo:	Nematoda
Clase:	Adenophorea
Subclase:	Enoplia
Orden:	Trichurida
Familia:	Trichinellidae
Género:	<i>Capillaria</i>

Fuente: (Zeder, 1800)

2.3.1.3.3. *Generalidades.*

Según las especie, 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. contorta* 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 (Universidad Nacional de Tucumán MV, 2013).

2.3.1.3.4. Ciclo Biológico.

Tanto *C. contorta*, como *C. obsignata* y *C. caudinflata* es indirecto. Los huevos salen en las heces, insegmentados, en el suelo con humedad, oxígeno y temperatura de 28 a 32 grados centígrados, se desarrolla el primer estado larvario dentro del huevo en 24 a 32 días, después de ser ingeridas por la lombriz *Eisenia foetida* y *Lumbricus terrestris* eclosiona la primera larva, atraviesa la pared intestinal y se aloja particularmente en los músculos longitudinales, las aves se infestan por la ingesta de estas lombrices con estadios larvarios del tipo dos, la cual se libera y penetra en la mucosa del buche y esófago, los vermes llegan a su madurez sexual a los 26 días (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Por ciclo directo las aves ingieren el huevo y en 6 a 8 días este eclosiona, penetra en la mucosa y mudan según el órgano y la especie de *Capillaria* (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Figura 3. *Capillaria spp_* vista microscópica



Fuente: (Parasitipedia.net, 2018)

2.3.1.3.5. Patogenia.

Un pequeño número de vermes no suele causar daños en las aves. Las larvas ocasionan inflamación de la mucosa de esófago, buche, ID y ciegos, pudiendo observarse puntos hemorrágicos. Las larvas y los adultos se encuentran en la mucosa del esófago, buche, ID y ciegos. Las larvas ejercen acción traumática al penetrar en capas superficiales, los adultos en capas más profundas. También las larvas, al desarrollarse, ejercen acción

mecánica por comprensión y obstructiva, que destruya los tejidos circundantes. Los movimientos del adulto son lentos, y su contacto con las células huésped produce irritación. Durante las 3 primeras semanas, se producen las mudas de la larva, con liberación de líquido, secreciones y excreciones que ejercen acción antigénica. La acción bacterífera puede ocurrir al abrir pequeñas soluciones de continuidad. La acción del adulto es básicamente histiófaga (Universidad Nacional de Tucumán MV, 2013).

2.3.1.3.6. Periodo de pre patencia.

El periodo prepatente puede durar de 20 a 60 días (Mattiello, 2011).

2.2.1.3.7. Signos clínicos.

Los adultos se alojan entre las vellosidades intestinales y pliegues de la mucosa del esófago, provocando anorexia, regurgitación, diarrea y pérdida de peso. Infestaciones severas producen ulceraciones de la mucosa intestinal, anemia y muerte (Mattiello, 2011).

2.3.1.3.8. Diagnóstico.

Observación de huevos con forma de limón en análisis de materia fecal mediante la técnica de flotación (Mattiello, 2011).

2.3.1.4. Strongyloides spp.

2.3.1.4.1. Etiología.

La especie de mayor interés es el *Strongyloides avium*, el cual afecta a la mayoría de aves domésticas en todo el mundo.

2.3.1.4.2. *Taxonomía.***Tabla 6.** *Taxonomía S. avium*

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

Fuente: (Cram, 1929)

2.3.1.4.3. *Generalidades.*

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

Quiroz (2005) manifiesta que las infestaciones por *Strongyloides* clínicamente se caracterizan por enteritis catarral y diarrea. La transmisión se realiza por el suelo, y la infestación es por vía cutánea y por vía oral. Los estados parasíticos del genero *Strongyloides* son pequeños vermes de 2 a 9 mm, sólo las hembras adultas partenogénicas son parasitarias. Los adultos sexualmente activos viven libres en el

exterior, son de menor talla y muestran una morfología ligeramente distinta de la de las hembras partenogenéticas (pp. 59-450).

Los huevos *de S. avium* miden unas 38x55 micras y, cuando abandonan el hospedador a través de las heces, cada uno contiene ya una larva completamente desarrollada (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.1.4.4. Ciclo Biológico.

Las hembras ponen los huevos en la mucosa del intestino delgado, se reproducen por partenogénesis, los huevos salen con las heces, la primera larva eclosiona a las 6 horas de haber salido del recto, a una temperatura de 27°C, que pueden dar lugar a larvas infectantes o de vida libre, por una o varias generaciones. Las aves se infestan por la ingesta de las larvas (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.1.4.5. Periodo de pre patencia.

Los períodos prepatentes de los grandes *Strongylus* varían desde los 6 a 12 meses (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.1.4.6. Daño, síntomas y diagnóstico.

S. avium es especialmente dañino para aves jóvenes. El órgano predilecto en aves es el ciego, ocasionalmente el intestino delgado, afecta sobre todo a explotaciones tradicionales con acceso al aire libre (Junquera, 2013).

Junquera (2013) señala que la sintomatología involucra infecciones agudas graves, debilidad, pérdida de peso y diarrea mucosa o sangrienta.

La identificación de pequeños huevos, ya embrionados en las heces puede confirmar el diagnóstico. En heces ya no frescas pueden hallarse pequeñas larvas -de unas 600 micras

de longitud-. En aves pueden detectarse adultos de *S. avium* en muestras de raspado de la mucosa del ciego tras necropsia (Junquera, 2013).

2.2.2. Clase Céstodos.

2.3.2.1. *Davainea proglottina*.

2.3.2.1.1. Etiología.

La Familia *Davainea* se divide en:

- *Davainea proglottina*.
- *Raillietina echinobothrida*.
- *Raillietina tetragona*.
- *Raillietina cestocillus* (Ensucho, 2005).

De las cuales en la presente investigación describirá al género *D. proglottina*, agente de mayor predisposición en gallinas criollas.

2.3.2.1.2. *Taxonomía.***Tabla 7.** *Taxonomía D. proglottina*

Descripción	Denominación
Reino:	Animalia
Filo:	Platyhelminthes
Clase:	Céstoda
Orden:	Cyclophyllidea
Familia:	Davaineidae
Género:	<i>Davainea</i>
Especie:	<i>D. proglottina</i>

Fuente:(Davaine. 1860)

2.3.2.1.3. *Generalidades.*

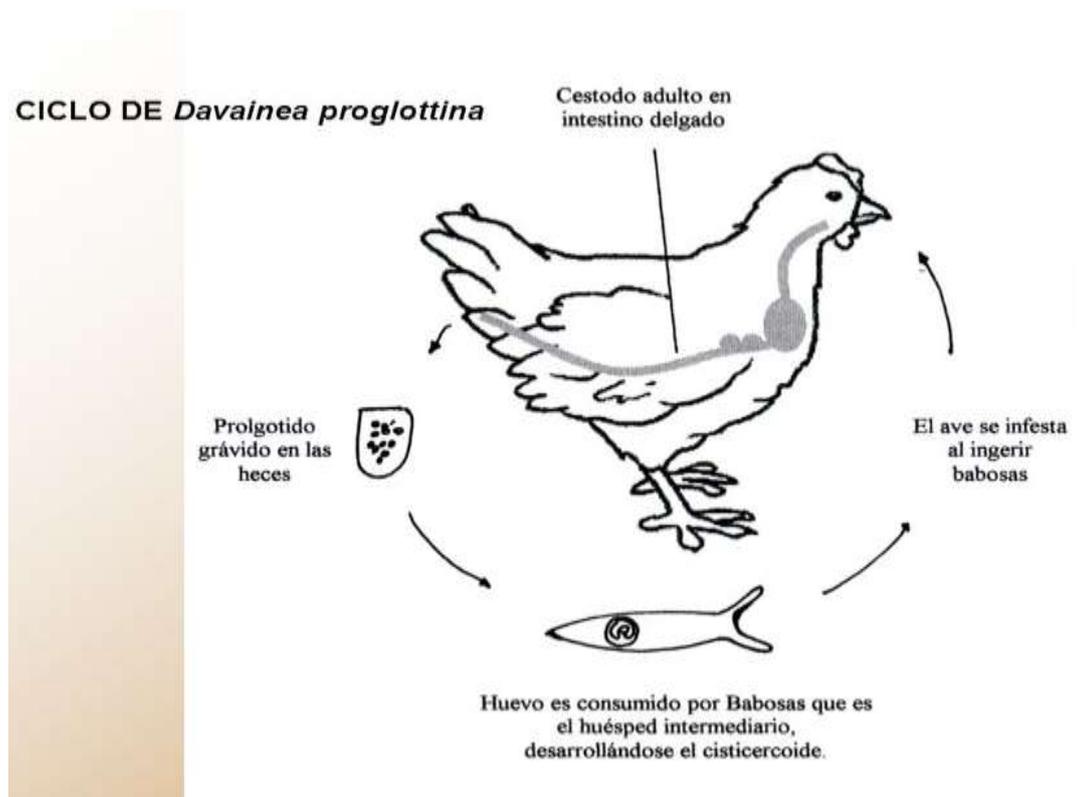
Los miembros de esta familia son parásitos de tamaño medio. Armados con numerosos ganchos dispuestos de dos a tres coronas. Algunos géneros presentan formaciones dentiformes en sus ventosas. Proglotides con uno o dos equipajes genitales. Útero con cápsulas ovígeras que incluyen uno o varios huevos. Huevos típicos (Ensucho, 2005).

Davainea proglottina es un cestodo pequeño, pues no suele superar los 4 mm de largo y suele tener sólo de 4 a 7 proglotis (segmentos). La cabeza (escólex) posee ventosas, las cuales sirven para fijarse a la pared intestinal y están dotadas de 3 a 6 líneas de ganchos. Los proglótidos o segmentos son blanquecinos y transparentes (Quintana, 2011, p. 130).

2.3.2.1.4. Ciclo Biológico.

Davainea proglottina tiene un ciclo vital indirecto. Los hospedadores intermediarios son moluscos terrestres, sobre todo caracoles, babosas. De las heces de aves infectadas los proglótidos llenos de huevos llegan a la vegetación circundante. Pueden desplazarse y suben por la vegetación hasta las zonas más húmedas. A temperatura moderada y húmeda los huevos permanecen infectivos durante varios días. Los hospedadores intermediarios ingieren los segmentos grávidos o huevos individuales y en su interior se desarrollan las cisticercosis (Martínez, 2008, pp. 148-160).

Figura 4. Ciclo Biológico *D. Proglottina*



Fuente: (Angeles. 2015)

2.3.2.1.5. Periodo pre patente.

El periodo de pre patencia del *Davainea proglottina* es de 2 a 3 semanas (Quintana, 2011, p. 130).

2.3.2.1.6. *Daños.*

En estas explotaciones donde las aves tienen acceso al exterior, el riesgo es mayor si tienen acceso a hábitats húmedos en los que proliferan los caracoles o babosas vectores (Bowman Dwhit, 2011, p. 338).

2.3.2.1.7. *Síntomas.*

Este parásito puede aparecer en gran número en el duodeno y se sabe que penetra muy al interior de las vellosidades intestinales. Infecciones masivas pueden causar necrosis y enteritis hemorrágica, y puede haber fatalidades. (España, 2011, p. 338)

Las infestaciones crónicas se caracterizan por la reducción del aumento de peso, desnutrición, debilidad e incluso parálisis (Martínez, 2008, pp. 148-160).

2.3.2.1.8. *Diagnóstico.*

El diagnóstico se lleva a cabo por necropsia. Las 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).

2.3.2.2. *Genero Hymenolepis.*

2.3.2.2.1. *Etiología.*

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, 2005, pp. 59-450).

Las especies de mayor presentación en aves son:

Hymenolepis cantianiana= Pollos y guajolotes.

Hymenolepis carioca= Pollos, pavos y otras gallináceas.

Hymenolepis coronula= Patos y otras aves acuáticas.

Hymenolepis compressa= Patos, ganso, y otras aves anseriformes (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

En la presente investigación se desarrollara a todas las especies en general debido a su similar actividad parasitaria.

2.3.2.2.2. *Taxonomía.***Tabla 8.** *Taxonomía Genero Hymenolepis*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Hymenolepididae
Genero	<i>Hymenolepis</i>
Especies	<i>H. cantaniana, H. carioca, H. coronula, H. compresa, H. collaris.</i>

Fuente: (Quiroz, 2005)

2.3.2.2.3. *Generalidades.*

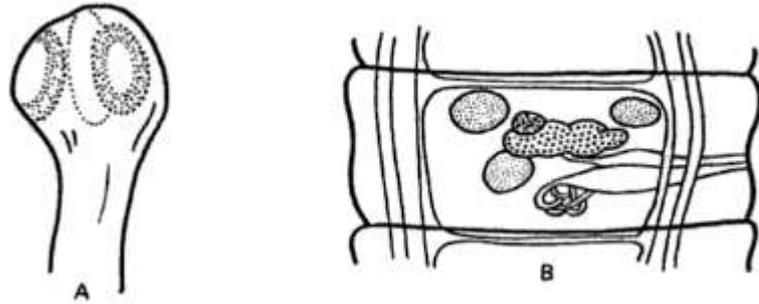
La *H. cantaniana* se encuentra en el intestino delgado de pollo y guajolotes, es cosmopolita. Mide de 4 a 20 mm de largo por 0.4 de ancho.

En el caso de la *H. carioca* es una de las especies más comunes en pollos y otras gallináceas. Mide de 30 a 80 mm de largo por 0.5 mm de ancho.

Por otro lado la *H. coronula* se encuentra en el intestino delgado de patos y otras aves acuáticas. Es una de las especies más grandes, mide de 12 a 19 cm de largo por 3 mm de ancho. El rostelo tiene de 24 a 26 ganchos y los tres testículos están en línea.

Por ultimo *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 (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Figura 5. Morfología: A. Escólex; B. Proglótido maduro genero *Hymenolepis*

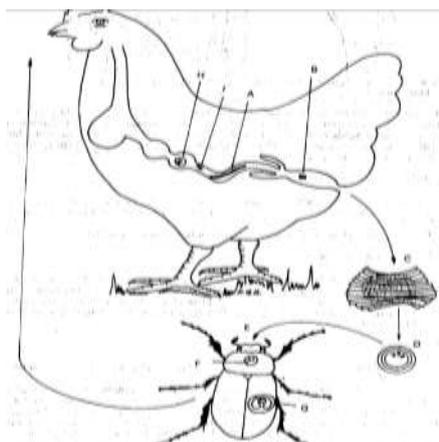


Fuente: (Quiroz, R. 2005)

2.3.2.2.4. Ciclo Biológico.

Los proglótidos salen con las heces y se dispersan en el suelo, son ingeridos por escarabajos de los géneros *Ataenius*, *Aphodius*, *Choeridium*, *Anisotarsus* y *Onthophagus*, las aves se infestan por ingestión del huésped intermediario (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Figura 6. Ciclo Biológico Genero *Hymenolepis*



Fuente: (Quiroz. 2005).

A. Cestodo adulto en el intestino delgado; B y C. Proglótidus grávidos; D. Huevo; E. Escarabajo, huésped intermediario; F. Oncósfera; G. Cisticercoide; H. Cisticercoide invaginado; I. Cisticercoide evaginado.

2.3.2.2.5. *Patogenia.*

Se consideran factores patogénicos:

- El traumatismo mecánico ocasionado por los cisticercoides en las vellosidades intestinales, así como la enteritis causada por el escólex de los parásitos.
- Una acción tóxico-alérgica, debida a la absorción de metabolitos del parásito, entre ellos los antígenos de excreción/secreción de los cisticercoides en la vellosidad intestinal, que generan una reacción inflamatoria con predominio de eosinófilos.
- Los productos líticos presentes en los huevos de los parásitos, que elicitán una respuesta inmune más acentuada.
- El número de parásitos: Las lesiones causadas por un gran número de parásitos pueden dar lugar a manifestaciones clínicas más evidentes (Uribarren, 2016).

5.2.2.2.6. *Periodo prepatente.*

El periodo pre patente aproximado del Genero *Hymenolepis* es de 14-16 días (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.2.2.7. *Diagnóstico.*

Se realiza mediante estudios coproparasitoscópicos en fresco, de concentración y cuantitativos para evaluar la carga parasitaria, con la identificación de los huevos característicos. Es poco usual encontrar proglótidus (Uribarren, 2016).

2.3.2.3. Género *Raillietina*.

2.3.2.3.1. Etiología.

La raillietiniasis o railletiniasis es causada por los siguientes agentes:

Raillietina cesticillus: En gallinas, pavos y aves silvestres.

Raillietina echinobothrida: En gallinas, palomas y faisanes.

Raillietina tetragona: En aves domésticas y silvestres.

Raillietina bonini: En palomas (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

En la presente investigación describiremos en general a todo el género *Raillietina*, debido a similar actividad parasitaria.

2.3.2.3.2. Taxonomía.

Tabla 9. Taxonomía Genero *Raillietina*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Davaineidae
Genero	<i>Raillietina</i>
Especies	<i>R. cesticillus</i> , <i>R. echinobothrida</i> , <i>R. tetragona</i> , <i>R. bonini</i> .

Fuente: (Fuhrman. 1920)

2.3.2.3.3. Generalidades.

Son acintados, blancas y recubiertas con un filamento. Poseen ventosas muy poco desarrolladas. El estróbilo está conformado por las proglótides, que se van agrandando de proximal a distal. Son gusanos intestinales bastante frecuentes en aves, sobre todo si tienen acceso al exterior. Su órgano predilecto es el intestino delgado. Los huevos alcanzan unas 95x75 micras y poseen una envuelta fina y transparente (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

2.3.2.3.4. Ciclo Biológico.

Todas las especies tienen ciclos indirectos. Los hospedadores intermediarios son los insectos como: hormigas, moscas y coleópteros., así como también caracoles y babosas terrestres, cada especie de *Raillietina* tiene sus propios hospedadores intermediarios específicos:

R. cesticillus: escarabajos de los géneros *Alphitobius diaperinus*, *Alphitobius diaperinus* y *Carcinops pumilio*.

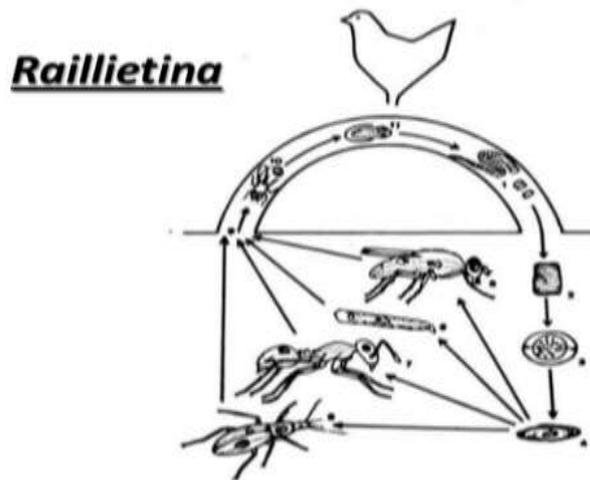
R. tetragona: hormigas de los géneros *Tetramorium spp.* Y *Pheidole spp.*, especies de caracoles de las genero *Helix* y en moscas domésticas.

R. echinobothrida: hormigas de los géneros *Tetramorium spp.* Y *Pheidole spp.*

R. bonini: en moluscos.

El ciclo comienza con la liberación de las proglótides llenas de huevos en las heces de los huéspedes definitivo es decir aves. Estas son ingeridas por los huéspedes intermediarios (ciclo indirecto: hormigas, moscas, caracoles, babosas. Luego, de los huevos embrionados se desarrollan las larvas cisticercoides que son infectantes una vez que el huésped definitivo se alimenta del artrópodo o de los demás huéspedes intermediarios (Universidad nacional de Tucumán, 2013).

Figura 7. Ciclo Biológico genero *Raillietina*



Fuente: (Ensucho, 2010)

2.3.2.3.5. Patogenia.

Presenta una parasitación leve, en la mayoría de casos no provoca ninguna manifestación sintomática. Cuando son numerosos los cestodos, las aves se muestran totalmente débiles. La mucosa intestinal aparece irritada por la fijación y movimientos de los vermes, sobre todo por sus ganchos, que provocan catarro intestinal, enteritis, enterorragias e infecciones bacterianas (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

2.3.2.3.6. Periodo pre patente.

El periodo de pre patencia es de 2 a 3 semanas según las especies (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

2.3.2.3.7. Síntomas y lesiones.

Presentan anorexia, abatimiento y apatía. Los animales están debilitados, se mueven muy lentamente, se mantienen con el dorso arqueado y el cuello retraído. Las alas están caídas, los ojos aparecen semi cerrados, las plumas sin brillo y erizadas. Más tarde se presentan diarrea mucosa, en parte sanguinolenta, o alternan la diarrea y el estreñimiento. A la necropsia encontramos la mucosa intestinal totalmente irritada, con nódulos grises

blanquecinos, hasta el tamaño de un guisante, de aspecto tuberculoide. El decaimiento progresa, la cresta y la barbilla se palidecen y se cubren de escamillas blancas, la anemia y el enflaquecimiento es muy marcado (Kaufmann, 1996, pp. 354-380).

2.3.2.3.8. Diagnóstico.

El diagnóstico se lleva a cabo por 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 (Ensucho, 2010).

Kaufmann (1996) menciona que para un diagnóstico definitivo se debe considerar que las especies de *Hymenolepis*, se comporta de modo semejante pero su rostelo está desprovisto de ganchos, sin embargo la especie de *Davainea proglottina* y las especies de *Raillietina* tienen ganchos (pp. 354-380).

2.3.2.4. *Amoebotaenia cuneata*.

2.3.2.4.1. Etiología.

La amebotenisosis es causada por la *Amoebotaenia cuneata* parasito gastrointestinal que afecta a pollos y gallináceas de todo el mundo (Cordero del Campillo et al., 1999, p. 968).

2.3.2.4.2. *Taxonomía.***Tabla 10.** *Taxonomía A. cuneata*

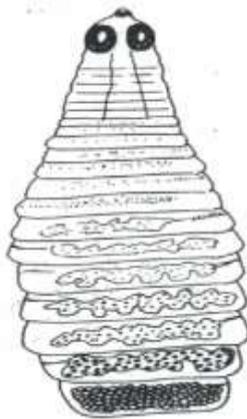
Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Dilepididae
Genero	<i>Amoebotaenia</i>
Especie	<i>A. cuneata</i>

Fuente: (Linstow, Von. 1872)

2.3.2.4.3. *Ciclo Biológico.*

Es indirecto. Los proglótidos salen con las heces; en el suelo son ingeridos por lombrices de los géneros *Eisenia*, *Pheretina*, *Ocnerodrilus* y *Allolobophora*, en donde se desarrolla el cisticercoide. Las aves se infestan por la ingestión de estos huéspedes intermediarios (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Figura 8. *Amoebotaenia cuneata* espécimen completo



Fuente: (Quiroz. 2005)

2.3.2.4.4. Generalidades.

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 alternan 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).

2.3.2.4.5. Periodo prepatente.

El periodo pre patente de la *Amoebotaenia cuneata* es de 4 semanas aproximadamente (Cordero del Campillo et al., 1999, p. 968).

2.3.2.4.6. Síntomas y lesiones.

Debido a que es poco patogénica, muy pocas veces se logran observar síntomas clínicos, afectar sobre todo a aves jóvenes que muestran disminución de crecimiento y desarrollo. Entre las lesiones se puede observar enteritis, a veces hemorrágica con la consiguiente debilitación. Las aves afectadas se muestran perezosas y tienden a aislarse (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.2.4.7. *Diagnóstico.*

Se lo realiza mediante la detección de proglotis grávidos en las heces de las aves. Debe realizarse en heces frescas, pues los proglótidos tienen a migrar rápidamente al exterior de las heces. Los proglótidos pueden colectarse por el método de flotación, y de ellos, aplastándolos, obtener los huevos para el diagnóstico. 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).

2.3.2.5. *Choanotaenia infundibulum.*

2.3.2.5.1. *Etiología.*

La choanotenirosis es causada por el patógeno *Choanotaenia infundibulum* infestación gastrointestinal presente especialmente en aves de corral (Campo, 2010).

2.3.2.5.2. *Taxonomía.***Tabla 11.** *Taxonomía C. infundibulum*

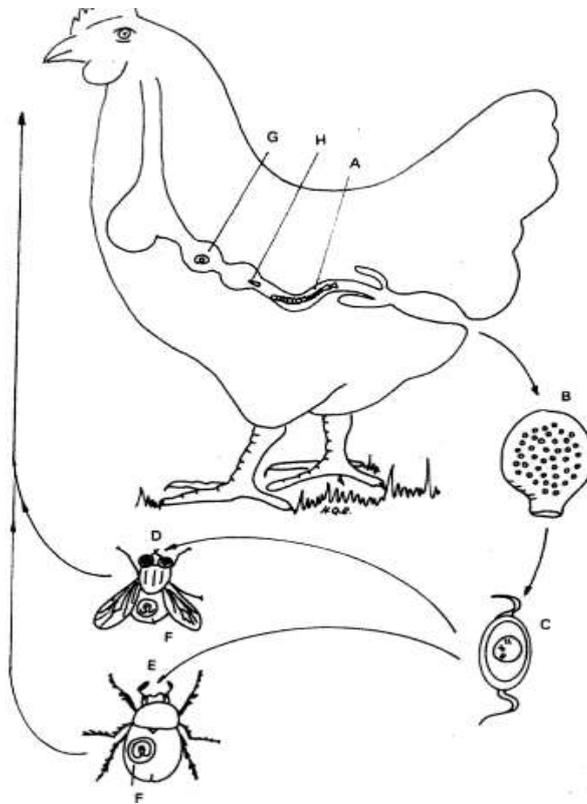
Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Cestoda
Orden	Cyclophyllidea
Familia	Dilepididae
Genero	<i>Choannotaenia</i>
Especie	<i>C. infundibulum</i>

Fuente: (Bloch, 1779)

2.3.2.5.3. *Ciclo biológico.*

Es indirecto. Los proglótidos salen con las heces y se dispersan en el suelo donde son ingeridos por las moscas y escarabajos de género *Geotrupes*, *Aphodius*, entre otros, y 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 9. Ciclo evolutivo *Choanotaenia infundibulum*



Fuente: (Quiroz. 2005).

A. Cestodo evolutivo en el intestino delgado; B. Proglótido en heces; C. Huevo; D. Mosca huésped intermediario; E. Escarabajo huésped intermediario; F. Cisticercoide; G. Cisticercoide invaginado; H. Cisticercoide evaginado.

2.3.2.5.4. Generalidades.

El parásito adulto llega a medir hasta 20 cm de largo y 1,5-3 mm de anchura. El rostelo tiene 16-20 ganchos y útero persistente (Campo, 2010).

2.3.2.5.5. Periodo prepatente.

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

En lo que se refiere a sus síntomas, lesiones y diagnóstico es muy similar a la del parásito *Amoebotaenia cuneata*.

2.3.3. Clase Trematodos.

2.3.3.1. *Echinostomun revolutun*.

2.3.3.1.1. Etiología.

La Echinostomiasis es causada por trematodos del género *Echinostoma*, en aves de corral nos centraremos en la *E. Revolutum*, la cual es de mayor impacto.

2.3.3.1.2. Taxonomía.

Tabla 12. Taxonomía *E. revolutun*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Platyhelminthes
Clase	Trematoda
Orden	Plagiorchiida
Familia	Echinostomatidae
Genero	<i>Echinostoma</i>
Especie	<i>E. revolutum</i>

Fuente: (Froelich, 1802)

2.3.3.1.3. Generalidades.

Los trematodos o duelas se caracterizan por tener un cuerpo único, no segmentado, en forma de hoja más o menos alargada de uno a varios centímetros de longitud. Se fijan al

hospedador a través de órganos adhesivos orales y ventrales. Casi todos son hermafroditas. Las duelas expulsan huevos a través de las heces de las aves. Cuando alcanzan el medio acuático eclosionan, liberando larvas que infectan a caracoles y otros moluscos acuáticos y terrestres. Las aves se infestan al comer estos hospedadores intermedios (Tolsá & Malas, 2017).

2.3.3.1.4. *Ciclo Biológico.*

El patrón básico del ciclo biológico de un trematodo es:

Huevo ⇒ miracidio ⇒ esporoquiste ⇒ redia ⇒ cercaría ⇒ metacercaria ⇒ adulto, con variaciones en los diferentes trematodos.

HUEVO - El huevo se rompe después de tres semanas a temperatura ambiente.

MIRACIDIO- El miracidio entra al caracol correspondiente y se convierte en esporoquiste madre.

ESPOROQUISTE MADRE- Dos generaciones de redia son producidas dentro del esporoquiste.

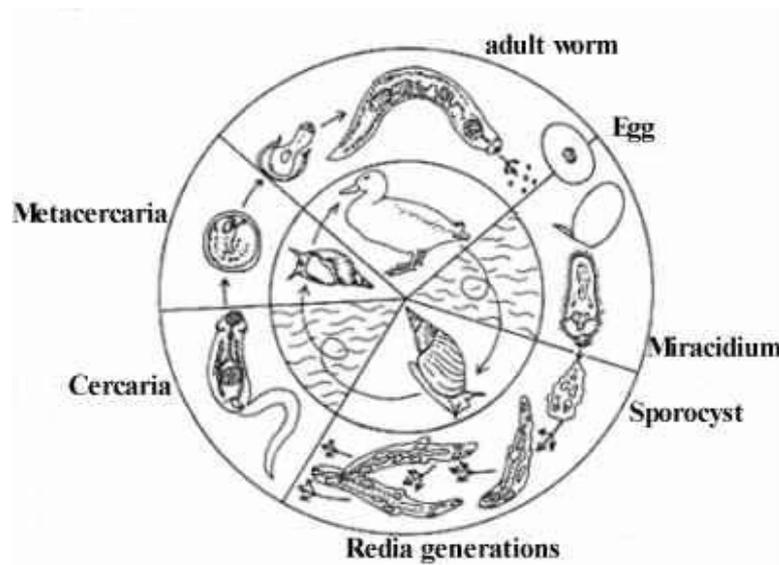
REDIA- En la segunda generación redia se produce cercarías.

CERCARIAS- Las cercarías penetran otros caracoles, renacuajos, moluscos o sapos en donde se enquistan.

METACERCARIAS- Etapa enquistada dentro del intermediario secundario.

ADULTOS- El ciclo de vida es completado cuando el huésped definitivo se infecta al comer metacercaria enquistada en el huésped intermediario secundario. El parásito se desarrolla y adquiere madurez sexual en el intestino delgado (Bosques, 2015).

Figura 10. Ciclo Biológico del *E. revolutum*



Fuente: (CDC. 2016)

2.3.3.1.5. Patogenia.

El sitio predilecto del *E. revolutum* es el ciego y colon del ave; daña traumáticamente la mucosa intestinal con sus ventosas, ganchos periorales y espinas de la cubierta tegumentaria que poseen, así como por su alimentación a expensas del revestimiento epitelial y de sangre. Con baja cantidad de especímenes se describe un leve desnudamiento epitelial, zonas necróticas y petequias o equimosis -curso subclínico-. En las manifestaciones patentes (curso clínico), se produce supresión del apetito, polidipsia, trastornos digestivos graves, heces acuosas, mucosas y sanguinolentas, con adelgazamiento de las aves e incluso dificultad de vuelo, sobre todo en los ejemplares jóvenes (Davis & Anderson, 1977, pp. 250-260).

Tolsá & Malas (2017) expresan que en algunas ocasiones los trematodos se instalan en el proventrículo, dando lugar a abscesos, úlceras, edema e infiltraciones leucocitarias.

2.3.3.1.6. *Periodo pre patente.*

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

2.3.3.1.7. *Diagnóstico.*

El *Echinostoma revolutum* podría detectarse mediante la observación de heces que contienen huevos bajo un microscopio (Tolsá & Malas, 2017).

2.3.4. Clase Acantocéfalos.

2.3.4.1. *Filicollis anatis.*

2.3.4.1.1. *Etiología.*

La *acantocefalosis* en aves es causada por presencia de acantocéfalos del género *Polymorphus* y *Filicollis*.

En la presente investigación nos enfocaremos en los agentes del genero *Filicollis anatis* que son de mayor importancia en las aves de corral.

2.3.4.1.2. *Taxonomía.***Tabla 13.** *Taxonomía F. anatis*

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Acanthocephala
Clase	Palaeacanthocephala
Orden	Polymorphida
Familia	Polymorphidae
Genero	<i>Filicollis</i>
Especie	<i>F. anatis</i>

Fuente: (Schrank. 1788)

2.3.4.1.3. *Generalidades.*

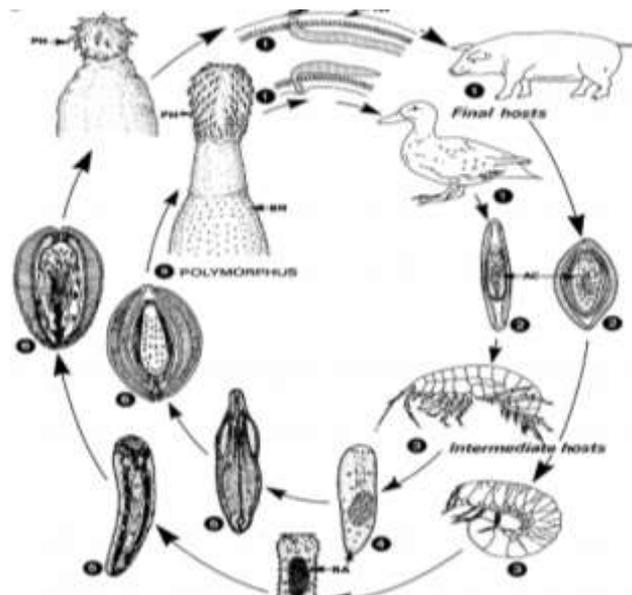
Son muy relacionados con los nematodos, de clasificación incierta, actualmente Phylum independiente. También se llaman gusanos de cabeza espinosa (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

Quiroz (2005) señala que son infestaciones causadas por la presencia en el intestino delgado de patos, gansos y pollos de pequeños acantocéfalos del género *Filicollis*. 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 (pp. 59-450).

2.3.4.1.4. Ciclo de Vida.

Es de tipo indirecto, inicia con los huevos -2- 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 -3-, en tracto digestivo se liberan del huevo saliendo la fase acanthor -4-, permanecen en el tracto para transformarse en la fase acanthela -5-, una vez terminada la transformación atraviesan el aparato digestivo y celoma para establecerse en musculatura en forma de cistacanthor -6-, esta fase es la infectiva para el hospedero definitivo que es cerdo, ave o inclusive el hombre (Cruz, 2015).

Figura 11. Ciclo Biológico *F. anatis*



Fuente: (Cruz, 2015)

2.3.4.1.5. Síntomas.

Cruz (2015) señala que los síntomas de la infestación varían desde la laceración y perforación de la pared intestinal hasta una enteritis catarral con diarreas, pasando por hemorragias, ocasionando anemias severas. La perforación intestinal puede ocasionar una peritonitis.

2.3.4.1.6. *Periodo pre patente.*

El periodo de pre patencia es de 2-3 meses, y en cuanto al periodo de patencia es de 10 meses (Cruz, 2015).

2.3.4.1.7. *Diagnóstico.*

Se localizan en las porciones media y posterior del intestino delgado, son dañinos cuando se encuentran en gran número dando lugar a emanación, caquexia y muerte. El diagnóstico puede hacerse mediante la identificación de los huevos en las heces o en la necropsia (Quiroz, 2005, pp. 59-450).

2.3.4. Clase Protozoarios.

2.3.4.1. *Coccidios (principales características de las especies de Eimeria).*

2.3.4.1.1. Etiología.

La enfermedad parasitaria que más estragos causa entre las aves es la coccidiosis – diarrea blanca parasitaria, disentería roja o eimeriosis aviar- originada por ocho especies distintas de coccidias –protozoarios de tamaño microscópico- de las cuales más importantes son: *Eimeria tenella*, *E. acervulina*, *E. maxima* y *E. necatrix* (Barbado, 2004, p. 127).

Los LABORATORIOS INTERVET (2011) incluyen al grupo anterior a la *Eimeria brunetti* como patógeno potencial en la coccidiosis aviar (pp. 65-69).

2.3.4.1.2. *Taxonomía.***Tabla 14.** *Taxonomía especies de Eimeria*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Filo	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiorida
Familia	Eimeriidae
Genero	<i>Eimeria</i>
Especies de importancia avícola	<i>E. tenella</i> , <i>E. acervulina</i> , <i>E. brunetti</i> , <i>E. maxima</i> y <i>E. necatrix</i>

Fuente: (Tyzzer, 1929)

2.3.4.1.3. *Generalidades.*

Escobar et al., (2010) expone que los coccidios son organismos unicelulares parásitos, necesitan de otros animales para poder sobrevivir, están presentes en el tracto digestivo de aves y mamíferos.

Los coccidios invaden la pared intestinal de un animal para conseguir de éste último los nutrientes que requieren para sobrevivir. En el interior del organismo del animal, los coccidios se multiplican y son expulsados al exterior a través de las heces, infectando de

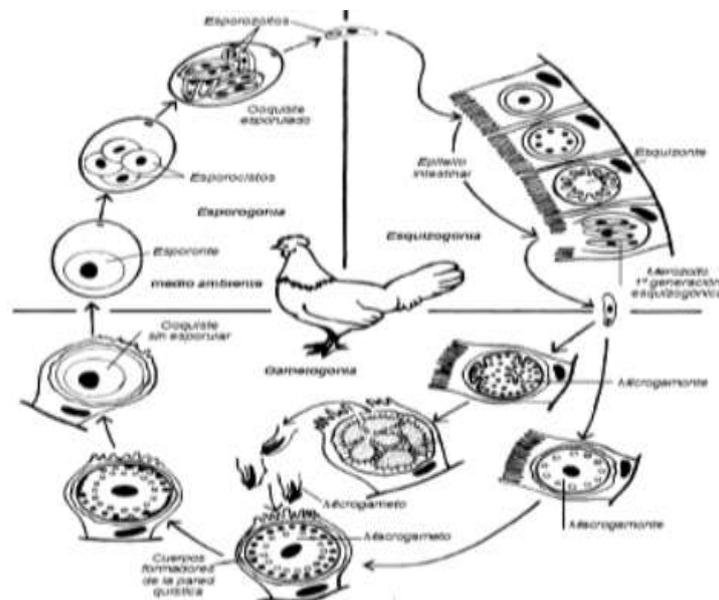
nuevo a otros animales de la misma especie. Así, en condiciones de hacinamiento y poca higiene, la coccidiosis se propaga de manera implacable por toda la explotación (Escobar et al., 2010).

Los coccidios de las aves de corral son estrictamente específicos para el hospedador y las diferentes especies parasitan lugares específicos del intestino (Kahn, 2005, p. 2170).

2.3.4.1.4. Ciclo Biológico.

La enfermedad se propaga por los huevos del parasito- los oocitos – que son expulsados con los excrementos del ave afectada. Al aire libre requieren tres días para madurar, y después de este periodo están en condiciones de infectar a las demás aves (Barbado, 2004, p. 127).

Figura 12. Ciclo evolutivo de *Eimeria spp*



Fuente: (Vignau et al., 2005)

2.3.4.1.5. Periodo pre patente.

El periodo de pre patencia es de 4-7 días.

2.3.4.1.6. Síntomas, lesiones y diagnóstico.

Las principales víctimas son los pollitos, cuyos tiernos organismos ofrecen poca resistencia a la infección. La mortandad mayor ocurre entre la segunda y tercera semana de edad. En las aves adultas los síntomas son menos visibles y se manifiesta un paulatino enflaquecimiento, debilitamiento, merms importantes en la postura y palidez en la cresta (Barbado, 2004, p. 127)

LABORATORIOS INTERVET (2011) indica que desde el punto de vista clínico las coccidiosis se pueden dividir en dos grupos:

a. Coccidiosis cecal-lesiones de ciego-

Causada principalmente por *E. Tenella*, en pollos de más de 12 semanas de edad. La mortalidad puede llegar hasta el 50%. Las aves infectadas están decaídas, con heces sanguinolentas, cresta pálida y tienen menos apetito. El examen post-mortem muestra hemorragias en la pared del ciego. Después de una severa hemorragia se forman núcleos en la luz del ciego.

b. Coccidiosis del intestino delgado – lesiones en el intestino delgado-

Esta causado por *E. acervulina*, *E. brunetti*, *E. maxima* y *E. necatrix*

- *E. acervulina*; puede afectar a pollos, pollitas y ponedoras de cualquier edad, no es un patógena, pero en algunos casos la mortalidad puede ser elevada; las aves pierden peso, y la cresta aparece arrugada y atrófica; en ponedoras provoca una caída o cese total de la puesta.

En la necropsia se pueden observar las lesiones hemorrágicas en la porción superior del intestino, acompañadas en algunos casos con necrosis en forma de estrías transversales de color blanco-grisáceo.

- *E. brunetti*; puede afectar a pollos, pollitas y ponedoras de cualquier edad, es muy patógena y en infecciones agudas puede dar lugar a una mortalidad alta. Las aves afectadas muestran una diarrea grave, seguida de adelgazamiento.

En la necropsia se encuentra un depósito membranoso blanco caseoso en la luz de la parte inferior del intestino y en el recto. El ciego y la cloaca están inflamados. La pared del intestino se encuentra engrosada.

- *E. maxima*; puede afectar a pollos, pollitas y ponedoras de cualquier edad, es menos patógena que la *E. acervulina*, *E. brunetti* y *E. necatrix*, la mortalidad es generalmente baja; los pollos y pollitas afectadas muestran diarrea y pérdida de peso; en ponedoras en la fase de producción puede provocar una caída de la puesta; son normales las heces sanguinolentas.

En la necropsia, la porción inferior del intestino delgado está dilatada y la pared engrosada, normalmente contiene un moco espeso de color grisáceo, marrónáceo o rosáceo.

- *E. necatrix*; afecta sobre todo a pollitas mayores de 4 meses de edad, es muy patógena. La infección da lugar a dos formas clínicas bien definidas:

1. Forma aguda, con una mortalidad alta en la semana posterior a la infección.
2. Forma crónica, con heces hemorrágicas, pérdida de peso y decaimiento, en ponedoras se observa una caída en la producción de huevos.

En la necropsia se observa que la porción media del intestino está afectada con amplias hemorragias. Antes de diseccionar el intestino, éste aparece irregular, con focos blanquecinos –esquizontes-, entremezclados con granulaciones rojas pálidas o brillantes –hemorragias- (pp. 65-69).

2.3.4.2. *Histomonas meleagridis*.

2.3.4.2.1. Etiología.

Histomonas meleagridis es un parasito protozoario extracelular, flagelado, ameboide y es el agente causal de la histomoniasis, enterohepatitis o enfermedad de cabeza negra. Afecta principalmente a aves Galliformes (Zambrano et al., 2014).

2.3.4.2.2. Taxonomía.

Tabla 15. Taxonomía *H. meleagridis*

Descripción	Denominación
Reino	Protista
Filo	Metamonada
Clase	Parabasalia
Orden	Tritrichomonadida
Familia	Dientamoebidae
Genero	<i>Histomonas</i>
Especie	<i>H. meleagridis</i>

Fuente: (Tyzzer, 1924)

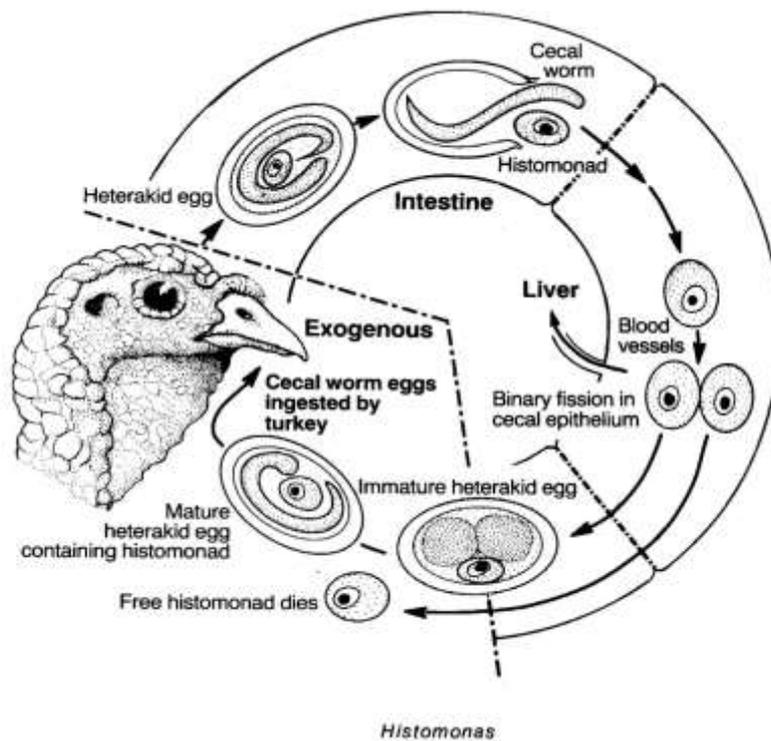
2.3.4.2.3. Ciclo biológico.

Reproducción, por fisión binaria. No tienen formas quísticas. Los trofozoitos sobreviven unas horas en el medio exterior (Gussem, 2013).

La transmisión está dentro del huevo del nematodo cecal de gallinas y pavos -*Heterakis gallinarum*-; los trofozoitos del ciego de un ave infectada son ingeridos por el nematodo e

invaden los huevos - los huevos infectados del nematodo se liberan en el suelo donde son devorados por aves jóvenes durante las actividades de picoteo: cuando los huevos de nematodos eclosionan en el intestino delgado, se liberan trofozoitos de *Histomonas* para invadir el ciego y el hígado (Zambrano et al., 2014).

Figura 13. Ciclo biológico *Histomona meleagridis*



Fuente: (Zambrano, Sánchez y Juárez. 2014)

2.3.4.2.4. Generalidades.

Histomonas meleagridis tiene un cuerpo ameboide de 5-30 μm , con uno o dos flagelos no produce quistes, pero se transmite a través de los huevos y de las larvas del nematodo *Heterakis gallinarum*, que puede mantener al protozoo vivo durante 1 año o más (Samour, 2010, pp. 321-322)

2.3.4.2.5. Patogenia.

Zambrano et al., (2014) explica que la patogenicidad de *Histomonas meleagridis* varía marcadamente entre especies. Los pavos *-Meleagris gallopavo-* son particularmente susceptibles y la infección provoca inflamación, ulceración del ciego y necrosis hepática severa con mortalidad superior al 90%.

En pollos *-Gallus gallus-* son menos susceptibles y desarrollan lesiones en el ciego que se resuelven rápidamente, la mortalidad se ha informado entre el 10 al 20%; las aves recuperadas albergan al protozoario y son portadoras sanas incrementando el porcentaje de aves de desecho y mala uniformidad, los brotes recientes de histomoniasis en pollo de engorda se han relacionado con enfermedades inmunosupresoras en donde están afectados los linfocitos T (Zambrano et al., 2014).

2.3.4.2.6. Periodo pre patente.

El periodo pre patente de la *H. meleagridis* es de 24 a 40 días aproximadamente (Houriet, 2007).

2.3.4.2.7. Síntomas.

DIPRODAL (2017) menciona los primeros síntomas inician con una disminución del consumo de alimento y pérdida de peso. A los 10 días de la infección se suele ver un material del núcleo cecal de aspecto caseoso en las heces, signo que se presenta una vez que la histomonas ha destruido la pared interior de los ciegos. Además, las aves que padecen la enfermedad pueden tener heces color azufre.

En los pavos jóvenes, la muerte es aguda a los 10-12 días de contraída la infección. En las aves adultas, la mayor mortandad ocurre entre 12 y 20 días después de la infección; aunque algunas aves se mantienen vivas hasta 4 semanas después de haberla contraído.

Los brotes no controlados pueden acusar la mortandad superior al 50% (DIPRODAL, 2017).

2.3.4.2.8. Lesiones.

DIPRODAL (2017) expone que su órgano predilecto a su ingreso de este parásito son las células epiteliales que revisten el interior de los ciegos. Allí el organismo vive y se multiplica.

Al tercer día de su ingreso al tracto digestivo podemos encontrar formación de pequeñas placas hemorrágicas en la pared interior del revestimiento cecal. Al cuarto día se notan hemorragias más extensas junto con engrosamiento de la pared cecal interior. También se observan pequeñas zonas necrosadas, distribuidas en forma irregular. Al sexto día, los ciegos están casi llenos de un material blanquecino caseoso. Las lesiones puntiformes en el hígado aparecen en ese momento, y se presentan cuando los organismos de la enfermedad llegan a dicho órgano transportados por la corriente sanguínea, luego de escapar de la pared cecal interior. El organismo se aloja en el hígado y sigue multiplicándose, destruyendo en poco tiempo grandes sectores de dicho órgano. Al séptimo y octavo día, las paredes cecales están más hipertrofiadas. El interior contiene un material caseoso llamado núcleo cecal. Las lesiones en el hígado están agrandadas. Al octavo día las lesiones ya están bien definidas: se ven zonas ovales, cóncavas - encapsuladas-, de color amarillento o verde-amarillento que penetran el tejido hepático en forma umbilicada. Al noveno día, los ciegos están muy agrandados, conteniendo núcleos fibrosos y esponjosos. No obstante, la mortandad normalmente es baja hasta llegar al décimo cuarto o décimo quinto día (DIPRODAL, 2017).

2.3.4.2.9. *Diagnóstico.*

Un estudio histológico del hígado es apropiado, el hallazgo de huevos del hospedador intermediario *-Heterakis gallinarum-* un gusano del ciego es sospecha de infección; así como también realizar una coprología en heces frescas (Houriet, 2007).

Gussem (2013) indica que al diagnóstico clínico se identifica una alta morbilidad y mortalidad (> 50%) en granjas afectadas en un corto período. Una vez que se realiza la necropsia se visualiza una alta infección - ulceraciones en ciego, degeneración del hígado-necrosis, peritonitis.

2.4. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS

2.4.1. Método de flotación.

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.

2.4.1.1. *Solución salina saturada (Koffoyd y Barber).*

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).

2.4.1.1.1. 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 abate 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.

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 coproparasitoscópico 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. El primer método de concentración por flotación fue introducido por Bass en el año de 1906 para concentrar huevos de uncinarias en escaso número en las heces. Para que el método sea útil, no basta con que el medio de suspensión sea más pesado que los objetos que han de flotar, sino que además no ha de producir retracciones en el parásito que impidan el reconocimiento.

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).

2.4.1. Técnica de sedimentación fecal.

Magaró et al., (2015) indican que esta técnica se basa en la concentración de elementos parasitarios por la acción de la gravedad, y se lleva a cabo suspendiendo las heces en agua corriente, agua destilada o solución salina y dejando que se verifique un asentamiento natural, o bien se puede acelerar el proceso mecánicamente por medio de la centrifugación.

Estos métodos son principalmente útiles para la concentración de quistes, ooquistes y huevos, es decir que son aplicables para casi todos los parásitos fecales y son recomendados de uso general cuando el diagnóstico no está orientado a ningún parásito en particular. La desventaja que tienen con respecto a los de flotación es que a veces la observación microscópica puede dificultarse por la presencia de la concentración de restos no parasitarios (Magaró et al., 2015).

2.4.1.1. Ventajas.

- Es más fácil de realizar.
- Está sujeto a menos errores técnicos.
- No requiere observación microscópica inmediata y es aplicable a la concentración de la mayoría de los parásitos intestinales (Magaró et al., 2015).

2.3.1.2. Clasificación.

a) Sedimentación espontánea:

- Método de sedimentación sencilla.
- Método de sedimentación simple de Lumbreras.
- Método de Baermann- Moraes.

b) Sedimentación por centrifugación:

- Método de Charles- Batherlemy.
- Método de formol-eter o Ritchie.
- Método de Acetato de Etilo (macro y micro técnicas) (Magaró et al., 2015).

2.3.1.3. Sedimentación espontánea.

2.3.1.3.1. Método de Sedimentación sencilla.

1. Homogeneizar unos 10 gramos de heces en 10 veces su volumen de agua corriente.
2. Verter la materia fecal en copas de vidrio o vasos de precipitado de 250 a 500 ml.
3. Dejar que sedimente durante 1 hora.
4. Eliminar por sifón los dos tercios superiores, o verterlos con cuidado, para eliminar los detritos
5. Agregar agua hasta llenar casi el recipiente y re suspender las heces con varilla.
6. Repetir la operación 1 o 2 veces más hasta que el sobrenadante quede relativamente límpido.
7. Eliminar este último líquido y con una pipeta obtener una pequeña porción del sedimento para observación microscópica (Magaró et al., 2015).

Magaró et al., (2015) mencionan que este método es lento y de poca concentración para los protozoos intestinales. Para los huevos de helmintos, si bien es lento, tiene la ventaja de que sedimentan en el fondo del recipiente en un estado viable y sin deformación.

2.3.1.3.2. Método de Lumbreras modificado.

Se utiliza para el hallazgo de huevos de *Fasciola hepática* en materia fecal o bilis. Para estos huevos no se puede utilizar un método de centrifugación pues se rompen ni uno de flotación porque son muy pesados:

1. Colocar 2 ml de la muestra (heces o bilis) en una copa de Lumbreras o tubo de centrífuga.
2. Agregar 5 ml de solución detergente al 10% para emulsionar las grasas.
3. Agregar 0,5 ml de alumbre férrico al 1% para favorecer el gradiente de densidad.
4. Homogeneizar suavemente.

5. Dejar en reposo 30 minutos.
6. Sacar con pipeta pasteur una gota del fondo de la copa.
7. Observar microscópicamente (Magaró et al., 2015).

2.3.1.3.3. Método de Baermann- Moraes.

Esta técnica es para la separación de larvas, se emplea principalmente en estroñiloidiasis, para concentrarlas a partir de heces, cultivos o tierra:

1. Colocar un embudo en un soporte vertical, agregando al vástago del embudo una goma de caucho cerrada con una pinza.
2. Verter agua en el embudo, a temperatura de 37°- 42°, hasta cerca del borde.
3. Colocar sobre el embudo una malla metálica o colador, cubierto con gasa doble de tal forma que haga contacto con el agua tibia.
4. Poner sobre la gasa 8 a 10 gramos de materia fecal, tierra o material de cultivo. Puede ponerse una bolsa con hielo en la parte superior del colador para acelerar el proceso.
5. Dejar de 60 a 90 minutos.
6. Las larvas migran por diferencia de temperatura y sedimentan en la porción de la goma de caucho de donde se colectan en un tubo por apertura de la pinza (Magaró et al., 2015).

2.3.1.4. Sedimentación por centrifugación.

2.3.1.4.1. Método de Charles Barthelemy modificada por Bacigalupo y Rivero.

1. Mezclar 10 gramos de heces con 50 ml de solución fisiológica, o agua de la canilla.
2. Tamizar a través de un colador metálico.
3. Filtrar sobre gasa en un embudo.
4. Recoger 10 ml del filtrado en un tubo de centrifuga.
5. Centrifugar 5 minutos a 1500 r.p.m. Descartar el sobrenadante.

6. Repetir esta operación 3 veces o hasta que el sobrenadante quede límpido.
7. Re suspender el sedimento con solución fisiológica o agua de la canilla más 2 ml de éter sulfúrico. Tapar con tapón de goma y agitar vigorosamente para extraer las grasas.
8. Centrifugar 1 minuto a 1500 r.p.m. Descartar el tapón graso de un golpe seco, conservando el sedimento.
9. Examinar microscópicamente el sedimento (Magaró et al., 2015).

2.3.1.4.2. Método de formol- éter o de Ritchie.

1. Mezclar 10 gramos de heces con 50 ml de solución fisiológica, o agua de la canilla.
2. Tamizar a través de un colador metálico.
3. Filtrar sobre gasa en un embudo.
4. Recoger 10 ml del filtrado sobre un tubo de centrifuga.
5. Centrifugar 5 minutos a 1500 r.p.m. Descartar el sobrenadante.
6. Repetir esta operación 3 veces o hasta que el sobrenadante quede límpido.
7. Re suspender el sedimento con formol 10%. Dejar 10 minutos en reposo.
8. Agregar 2 ml de éter sulfúrico. Tapar con tapón de goma y agitar vigorosamente para extraer las grasas.
9. Centrifugar 1 minuto a 1500 r.p.m. Descartar el tapón graso de un golpe seco, conservando el sedimento.
10. Examinar microscópicamente el sedimento (Magaró et al., 2015).

2.3.1.4.2. Método de Acetato de Etilo (macro y micro método).

- Macro método:

1. Mezclar 10 gramos de heces con 50 ml de solución fisiológica, o agua de la canilla.
2. Tamizar a través de un colador metálico.

3. Filtrar sobre gasa en un embudo.
4. Recoger 10 ml del filtrado sobre un tubo de centrifuga.
5. Centrifugar 5 minutos a 1500 r.p.m. Descartar el sobrenadante.
6. Repetir esta operación 3 veces o hasta que el sobrenadante quede límpido.
7. Re suspender el sedimento con formol 10%. Dejar 10 minutos en reposo.
8. Agregar 2 ml de acetato de etilo. Tapar con tapón de goma y agitar vigorosamente para extraer las grasas.
9. Centrifugar 1 minuto a 1500 r.p.m. Descartar el tapón graso de un golpe seco, conservando el sedimento.
10. Examinar microscópicamente el sedimento (Magaró et al., 2015).

- Micro método:

1. Colocar en un tubo de eppendorf 0,5 ml de materia fecal.
2. Hacer un lavado por centrifugación con agua destilada o de la canilla a 1500 rpm 5 minutos.
3. Retirar el sobrenadante con pipeta pasteur.
4. Agregar 0,3 ml de acetato de etilo.
5. Tapar el tubo y agitar vigorosamente para extraer las grasas.
6. Centrifugar 1 minuto a 1500 r.p.m. Descartar el tapón graso de un golpe seco, conservando el sedimento.
7. Examinar microscópicamente el sedimento (Magaró et al., 2015).

En la presente investigación se utilizó el método de sedimentación simple mediante centrifugación.

III. RESUMEN DEL ESTADO DE ARTE DEL PROBLEMA

3.1. AVES CRIOLLAS

Cisneros (2002) indica que estas aves son las que comúnmente se explotan en el campo, ya que presentan algunas características muy favorables, para la crianza a nivel familiar, por ser resistentes a las condiciones locales de humedad y temperatura, pues han experimentado un proceso de selección natural a través de muchos años.

3.2. AVICULTURA DE TRASPATIO

La avicultura de traspatio, también conocida como rural, criolla y/o doméstica, no especializada o autóctona, constituye un sistema tradicional de producción pecuaria que realizan las familias campesinas en el patio de sus viviendas o alrededor de las mismas, y consiste en criar un pequeño grupo de aves no especializadas que se alimentan con insumos producidos por los propios campesinos o lo que ellas comen por sí mismas en el campo y de desperdicios de la unidad familiar (Juárez & Ortiz, 2001).

Villacís et al., (2014) sustenta que la avicultura rural es una actividad de importancia, por constituirse en una fuente de alimento de las familias campesinas y por su aporte a la economía familiar.

La mayoría de las producciones avícolas de traspatio no usan corrales o gallineros estando las aves sueltas dentro de la propiedad y alrededores. Generalmente las aves de traspatio terminan durmiendo a la intemperie, quedando sujetas a las inclemencias del tiempo y depredadores (Juárez & Ortiz, 2001).

Muchas de las ocasiones son debido a las condiciones en las que habitan las aves por el cual se desarrollan la mayoría de enfermedades ya sean infecciosas o parasitarias.

La FAO (2003) sustenta que en este tipo de explotación las aves son una especie de “tarjeta de crédito instantánea”, en las sociedades donde no abunda el dinero en efectivo, son usadas para vender o intercambiar insumos de la canasta familiar; también desempeñan muchas otras funciones como el combatir algunas plagas en los cultivos agrícolas y proporcionar abono, se utilizan en fiestas especiales, además de ser decisivas en muchas ceremonias tradicionales y para el tratamiento de algunas enfermedades.

3.3. SANIDAD AVIAR

Las aves son afectadas por diversas enfermedades que ocasionan grandes pérdidas en la producción y pérdida de aves por mortandad; pero con una alimentación equilibrada, alojamiento apropiados y cuidados propios de una buena crianza, los problemas de salud se reducirán al mínimo (World Visión, 2008).

Cuando se menciona a cuidados propios de una buena crianza hace referencia a planes de vacunaciones y desparasitaciones.

3.4. PARASITOLOGÍA EN AVICULTURA

Varela (2007) indica que el parasitismo gastrointestinal es uno de los principales inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves, 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.

El control de las enfermedades parasitarias, al igual que otras etiologías, depende en gran medida del diagnóstico preciso y oportuno de los agentes etiológicos, a fin de establecer el correcto y eficaz tratamiento que permita mejorar la rentabilidad de la granja (Varela, 2007).

El control parasitario de las aves criollas se debe tener muy en cuenta, debido a que es un factor de trabajo indispensable para poder ejecutar una avicultura de provecho y obtener los mayores beneficios de la misma.

IV. MATERIALES Y METODOS

4.1. MATERIALES FÍSICOS

Tabla 16. *Materiales de oficina*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Resma de papel Bond (A4)	Unidad	1
Impresora	Unidad	1
Computadora	Unidad	1
Esferográficos	Unidad	1

Tabla 17. *Materiales de campo*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Cámara Digital	Unidad	1
Esferográfico	Unidad	1
Ficha para toma de muestras	Unidad	70
Mandil	Unidad	1
Mascarilla	Caja	1
Guantes de examinación	Caja	1
Sellos para rotular	Unidad	1
Espátula	Unidad	1

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Cinta masking	Unidad	1
Bolsas Ziploc	Caja	10
Tamizador	Unidad	2
Embudo	Unidad	1
Cooler	Unidad	1
Tijera	Unidad	1

Tabla 18. *Materiales de Laboratorio*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Microscopio	Unidad	1
Vasos de precipitación	Unidades	4
Paletas de revisión clínica	Paquete	7
Portaobjetos	Caja/50	4
Cubreobjetos	Caja/100	4
Guantes de examinación	Caja	1
Mascarillas	Caja	1
Gorras de Cirujano	Caja	1

Tubos de ensayo	Unidad	50
DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Pipeta	Unidad	1
Balanza	Unidad	1

4.2. MATERIALES QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS

Tabla 19. *Materiales Químicos*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Cloruro de Sodio	Kilo	5
Agua destilada	Litro	30
Azul de metileno	Litros	1

Tabla 20. *Materiales Biológicos*

DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD
Heces	Gramos	2/m

Tabla 21. *Recursos Humanos*

DESCRIPCIÓN	DESCRIPCIÓN
Sr. Pablo Camposano	Investigador responsable
Ing. Mauricio Salas	Tutor de la Investigación

4.3. METODOLOGÍA

El presente trabajo investigativo se desarrolló en la Parroquia Chicán, Cantón Paute, Provincia del Azuay-ECUADOR, y su consiguiente análisis de las muestras recolectadas se efectuó en los Laboratorios de Biología de la Universidad Politécnica Salesiana sede Cuenca.

Tuvo una duración de cuatro meses; desde la aceptación del proyecto de investigación dividiendo las mismas en trabajo de campo y laboratorio.

Para determinar el tamaño de la muestra final se tomó en cuenta un aproximado de la cantidad de aves de corral con los que cuenta toda la Parroquia Chican. Esta cantidad fue calculada de acuerdo al número de habitantes de la zona, dando como resultado 1500 aves.

El tamaño de la muestra se obtuvo utilizando la fórmula estadística relacionada con las poblaciones finitas, en donde se utilizará un nivel de confianza del 95%, un margen de error del 5% y en cuanto a las variabilidades la positiva se considerará como el 50% y la negativa el 50%. La fórmula es la siguiente:

$$n = z^2 pq / e^2$$

En donde,

n = tamaño de la muestra.

z = nivel de confianza al 95% = 1.96

N = Población aproximada de aves = 1500

p = variabilidad negativa = 50%

q = variabilidad positiva = 50%

e = error = 0.05

Sustituyendo en la fórmula se obtienen los siguientes resultados:

$$n=(1.96)^2*0.5*0.5/(0.05)^2$$

$$n=0.9604/0.0025$$

$$n=384.16$$

Para el cálculo del total de animales a muestrear la fórmula sería:

$$n=n/1+ (n-1/N)$$

$$n=384.16/1+(384.16-1/1500)$$

$$n=384.16+0.25544$$

$$n=384.41= 384 \text{ muestras.}$$

De acuerdo a este análisis el número de muestras a recopilarse fueron de 384 muestras fecales de aves criollas.

La prevalencia de parásitos gastrointestinales en la Parroquia Chicán se clasificara según su porcentaje, de la siguiente manera:

Goicochea (2012) Indica que se utiliza como base la siguiente escala para determinar la prevalencia parasitaria.

- Baja prevalencia: < 20%.
- Moderada Prevalencia: 20-50 %.
- Alta prevalencia: > 50%.

4.3.1. Investigación de campo.

El presente estudio, se desarrolló en las comunidades: Uzhupud, Copzhal, Aguas Blancas, Maras y Tutucán pertenecientes a la Parroquia Chicán, este sitio fue seleccionado debido a la

frecuente presencia de problemas parasitarios en las gallinas criollas que habitan en este lugar.

El estudio práctico se inició con la identificación de las diferentes comunidades a estudiarse dentro de la Parroquia, posteriormente se realizó la recolección de muestras de heces, para esto se utilizó guantes, mascarilla y una espátula, se tomó toda la porción de heces que se encontró y se las iban colocando en bolsas ziploc, las cuales se rotularon debidamente indicando lugar, fecha y se conservaron a temperatura ambiente hasta su análisis.

4.3.2. Trabajo en el Laboratorio

El análisis de las muestras se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Biología de la Universidad Politécnica Salesiana en la Ciudad de Cuenca.

Para el procesamiento de las muestras se utilizaron dos métodos; el primero fue el método de flotación con solución salina saturada (CINa); utilizado para observar la carga parasitaria de nematodos y protozoarios y el segundo mediante el método de sedimentación; utilizado para visualizar huevos de cestodos y trematodos, presentes en las muestras. Las muestras de heces de las aves en la parroquia Chicán, fueron tomadas en horas de la mañana del lugar donde duermen, para ello se utilizaron fundas ziploc

4.3.2.1. Procesamiento de heces.

Las muestras de heces de las aves en la parroquia Chicán, fueron tomadas en horas de la mañana del lugar donde duermen, para la recolección se utilizaron fundas ziploc las cuales estaban debidamente rotuladas con el nombre de la comunidad, el número de casa y muestra, esto se realizó para evitar confusiones al momento de procesarlas.

4.3.2.2. Método de Flotación con Solución Salina.

Para el respectivo análisis se utilizó la técnica de flotación con Solución salina saturada (Koffoyd y Barber), que consta del siguiente protocolo:

1. Tomar de dos a cinco gr. de heces en un recipiente.
2. Agregar 15 ml de solución salina saturada
3. Disolver muy bien las heces con un abate de lenguas, hasta que quede una pasta uniforme.
4. Filtrar la mezcla por un colador en un recipiente limpio.
5. Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde.
6. Eliminar con un palillo las burbujas o sustancias que flotan.
7. Colocar un cubreobjetos en el borde del tubo.
8. Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos.
9. Observar al microscopio con el objetivo de 10x y 40x y finalmente registrar los datos obtenidos.

4.3.2.3. Método de Sedimentación.

Para el respectivo análisis se utilizó la técnica de sedimentación sencilla como menciona (Magaró et al., 2015). Modificada en la cantidad de heces utilizada e incrementando la centrifugación, esta consta del siguiente protocolo:

1. Tomar 3 gramos de heces en 10 veces su volumen de agua corriente.
2. Verter la materia fecal y el agua homogenizados en un recipiente.
3. Filtrar la solución a través de un colador.
4. Colocar la solución en un tubo de ensayo y centrifugar por 5 minutos a 2000 r.p.m. (Revoluciones por minuto).

5. Eliminar por sifón los dos tercios superiores, o verterlos con cuidado, para eliminar los detritos
6. Agregar agua hasta llenar casi el recipiente y re suspender las heces con varilla.
7. Repetir la operación 1 o 2 veces más hasta que el sobrenadante quede relativamente límpido.
8. Eliminar este último líquido y con una pipeta obtener una pequeña porción del sedimento para observación microscópica con el objetivo de 10x y 40x y finalmente registrar los datos obtenidos.

Una vez obtenidos los datos, se elaboraron las tablas y diagramas estadísticos utilizando la estadística descriptiva.

4.3.3. Diseño estadístico.

El presente trabajo de investigación es de tipo exploratorio, descriptivo, de tipo transversal y para el análisis de asociación entre las variables se emplearon las pruebas de comparación de proporciones, y de Chi-cuadrado, utilizando el software Epiinfo 7.2 considerándose un nivel de significación estadística de $\alpha=0,05$.

4.3.4. Análisis estadístico.

En este trabajo de investigación por su tipología, no se ejecutaron análisis paramétricos ni pruebas de significancia, lo que se aplico es un análisis objetivo de tipo numérico y proporcional.

Para el cálculo de la prevalencia de parásitos gastrointestinales se utilizó la siguiente formula:

Total de muestras positivas a parásitos

$$PA = \frac{\text{-----}}{\text{-----}} \times 100$$

Total de muestras

4.3.5. Elementos de riesgo.

Debido al tratarse de una investigación de campo algunos de los factores que se consideraron fueron:

- Desparasitación.- Se encontró que la gran mayoría de predios estudiados no contaba con planes de desparasitación, pero que en otros sí existía.

- Presencia de Otros Animales.- Se lograron detectar varios predios con la presencia de otros animales domésticos que habitaban conjuntamente con las aves tales como bovinos, ovinos, cerdos, entre otros.

- Alojamiento.- Se encontraron predios con y sin corrales o casetas, algunos lugares eran reducidos y otros contaban con praderas enteras, en otros lugares no contaban con fuentes de agua y en otros sí.

4.4. POBLACIÓN Y MUESTRAS

4.4.1. Material experimental.

Se utilizaron 384 muestras de heces de aves criollas de la Parroquia Chicán, las cuales estuvieron en las mismas condiciones medio ambientales y se utilizó el mismo protocolo tanto para su recolección y posterior análisis, quedando de la siguiente manera:

Tabla 22. Cantidad de muestras recolectadas por zona de estudio

Código	Comunidades	Número de Unidades muestrales
01	Uzhupud	80
02	Copzhal	76
03	Aguas Blancas	76
04	Maras	76
05	Tutucán	76
Total de muestras		384

4.4.2. Selección de la muestra.

En muestreo se realizó aleatoriamente en horas de la mañana dentro de las cinco comunidades de la Parroquia, tomando cuatro muestras por casa, esto en diecinueve casas diferentes dentro de cada Comunidad, teniendo en cuenta que se recolectaron cuatro muestras más en una de las comunidades para poder completar el total de muestras a estudiarse, debido a constantes de cálculo. Esta selección la efectuamos ya que mientras mayor es el número de muestras los resultados en la investigación serán más exactos.

4.5. CONSIDERACIONES ETICAS

El investigación aquí sustentada que se titula “PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS, (*Gallus domesticu*)”. No tuvo ningún impacto sobre el bienestar animal, debido a que las muestras fecales fueron tomadas tiempo después de que las aves hayan realizado la deposición en el predio que habitan.

Por otra parte se tomó en cuenta que no cause malestar a los propietarios de las aves al momento de la toma de muestras, y en cuanto a las personas que intervinieron en esta investigación se tomaron las siguientes medidas:

- Recolección de heces mediante espátula y utilizando guantes, mascarilla y mandil.
- Colocación de muestras fecales en bolsas ziploc, rotuladas y selladas adecuadamente.
- Utilización de guantes, gorra, mascarilla y mandil estériles dentro del laboratorio de análisis.
- Manejo de la muestra en un campo estéril dentro del laboratorio.
- Entre otras.

V. RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1 IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS EN AVES EN LA PARROQUIA DE CHICÁN.

En la presente investigación realizada en la parroquia Chicán podemos observar que se identificaron ocho especies de parásitos gastrointestinales, los mismos que se muestra en la Tabla 23.

Tabla 23. Clase e identificación de parásitos

Clase	Parásitos Identificados
Nemátodos	<i>Ascaridia galli</i>
Nemátodos	<i>Strongyloides spp</i>
Nemátodos	<i>Capillaria spp</i>
Nemátodos	<i>Heterakis gallinarum</i>
Céstodos	<i>Hymenolepis</i>
Céstodos	<i>Choannotaenia infundibulum</i>
Tremátodos	<i>Echinostomun revolutun</i>
Protozoarios	<i>Coccidios</i>

En un estudio realizado en la Provincia de Orellana, Ecuador por Andy, C. (2014), Se obtuvo la identificación de varias especies de parásitos gastrointestinales como son *Capillaria spp*, *Heterakis gallinarum*, *Strongyloides spp*, *Ascaridia galli*, *Raillietina spp*, *Hymenolepis spp*, *Davainea proglottina* y *Eimeria spp*.

En estos resultados se puede observar que cinco de las especies de parásitos hallados por la autora coinciden con los encontrados en esta investigación, cabe recalcar que existen ciertos factores como el clima, que posiblemente podrían ayudar a la presencia de estos parásitos en cada zona.

5.2 PREVALENCIA DE PARÁSITOS EN LA PARROQUIA DE CHICÁN.

El presente trabajo presenta una serie de datos que fueron obtenidos después del muestreo de campo y el análisis de laboratorio con el fin de identificar y cuantificar la prevalencia de

parásitos gastrointestinales, por esta razón se presentan los siguientes resultados para la prevalencia en la tabla 24.

Tabla 24. *Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales*

Casos de Parásitos	Frecuencia	Prevalencia	95% IC inferior	95% IC superior
Negativo	9	2,34%	1,24%	4,39%
Positivo	375	97,66%	95,61%	98,76%
Total	384	100,00%		

En un estudio realizado en Nigeria por Fakae, B., Umeorizu, J., Orajaka, L. (1991), se obtuvo una prevalencia del 92% de parásitos gastrointestinales, por lo tanto estos valores son similares con la prevalencia obtenida en este estudio.

En un estudio realizado en la Provincia de Orellana, Ecuador, por Andy, C. (2014), se obtuvo una prevalencia del 46% por lo tanto el valor no concuerda con el obtenido en esta investigación, esto se puede dar por las distintas condiciones medio ambientales de cada zona de muestreo, desde el punto de vista del análisis epidemiológico.

El 97,66% de prevalencia encontrada en este estudio es mayor que el 37.3% de prevalencia reportados en parásitos gastrointestinales en gallos en Venezuela (Calzora y Morales, 2013), 64% de prevalencias reportadas en aves de corral en Dinamarca (Chadfield et al., 2001), 64% en pollos de engorde y gallinas ponedoras en Nigeria (Ogbaje et al., 2012), 66% en gallinas en Brasil (Gomes et al., 2009), 73% en gallinas en Bangladesh (Paul et al., 2012), y el 91% en pollos en Etiopía (Eshetu et al., 2001). Esta diferencia de prevalencias en los diferentes estudios puede deberse a varias condiciones como es el clima, la temperatura y en general, cambios medio ambientales y el tipo de explotación.

Figura 14. Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales

En la figura se observó que el 97,66% representa a 375 muestras que fueron positivas y el 2,34% que equivale a 9 muestras que fueron negativas.

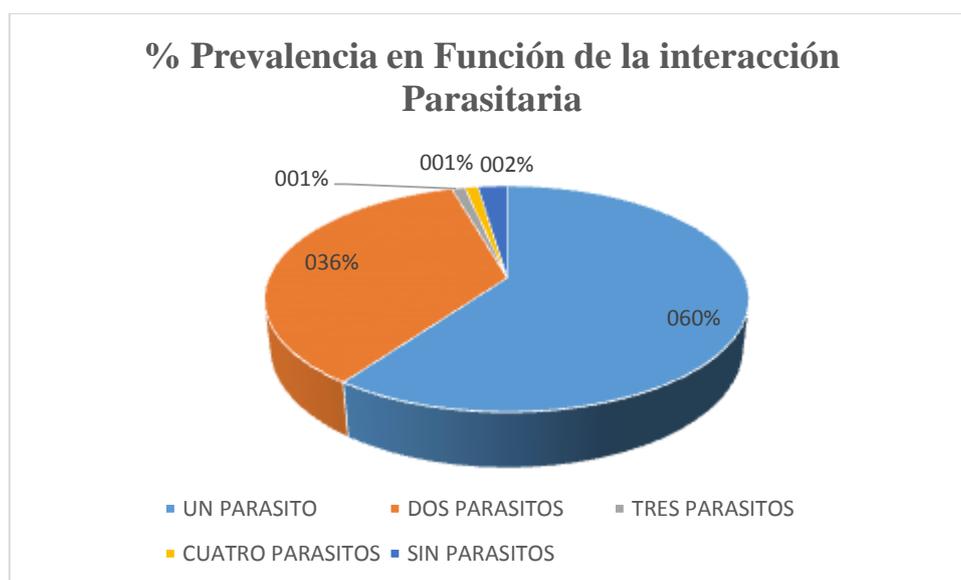
Tabla 25. Prevalencia en Función de la Interacción Parasitaria

Interacción Parasitaria	Frecuencia	Prevalencia%	95% IC Inferior	95% IC Superior
Un parásito	230	59,90%	54,92%	64,68%
Dos parásitos	137	35,68%	31,05%	40,59%
Tres parásitos	4	1,04%	0,41%	2,65%
Cuatro parásitos	4	1,04%	0,41%	2,65%
Sin parásitos	9	2,34%	1,24%	4,39%
Total	384	100,00%		

En un estudio realizado en el Departamento de Córdoba, Colombia por Ensucho et al., (2015), indica que el monoparasitismo se presentó en el 52,34% (67/129), mientras que las infecciones múltiples ocurrieron hasta con 2 y 5 interacciones, por lo tanto la interacción monoparasitaria es similar a la interacción encontrada en este estudio de 59,90% (230/384), mientras que las infecciones múltiples en esta investigación ocurrieron hasta con 4 interacciones.

En un estudio realizado en el Estado Falcón, Venezuela por Carzola y Morales, (2013), indica que el monoparasitismo se presentó en el 8.8% (9/102), Este dato no concuerda con el dato obtenido en esta investigación ya q este monoparasitismo es de 59,90% (230/384), esto puede deberse a las condiciones climáticas de la zona, ya que la misma puede tener los requerimientos necesarios para el desarrollo del parásito.

Figura 15. Prevalencia en Función de la Interacción Parasitaria



En la figura se observó que el 59,90% representa a 230 muestras que comparten un solo parásito, el 35,68% representa a 137 muestras que comparten dos parásitos, El 1,04% representa a 4 muestras que comparten tres parásitos, El 1,04% representa a cuatro muestras que comparten cuatro parásitos y el 2,34% que representa a 9 muestras que no poseen parásitos.

5.3 PREVALENCIA DE PARÁSITOS SEGÚN LA ESPECIE.

En el presente trabajo se analizó la prevalencia de parásitos de acuerdo a la especie, se utilizaron las muestras que resultaron positivas en la investigación, con esto se obtuvieron los siguientes resultados en la tabla 26.

Tabla 26. Prevalencia de Parásitos Según la Especie

Especies de Parásitos	Frecuenci a	Prevalencia %	95% IC Inferior	95% IC Superior
<i>Ascaridia galli</i>	55	14,32%	11,17%	18,18%
<i>Strongyloides spp</i>	28	7,29%	5,09%	10,34%
<i>Capillaria spp</i>	88	22,92%	18,99%	27,38%
<i>Heterakis gallinarum</i>	40	10,42%	7,74%	13,87%
<i>Hymenolepis spp</i>	12	3,13%	1,80%	5,38%
<i>Choannotaenia infundibulum</i>	4	1,04%	0,41%	2,65%
<i>Echinostomun revolutun</i>	8	2,08%	1,06%	4,06%
<i>Coccidios</i>	287	74,74%	70,16%	78,83%

En un estudio realizado en el Noroccidente de Colombia por Marín y Benavides, (2007), se obtuvo una prevalencia de protozoarios del 67,4% este dato concuerda con el obtenido por esta investigación.

En un estudio realizado en el Departamento de Córdoba, Colombia por Ensucho et al., (2015). Concluye con un 63,54% de frecuencia encontrada en protozoos, por lo que este valor es similar con el obtenido en esta investigación.

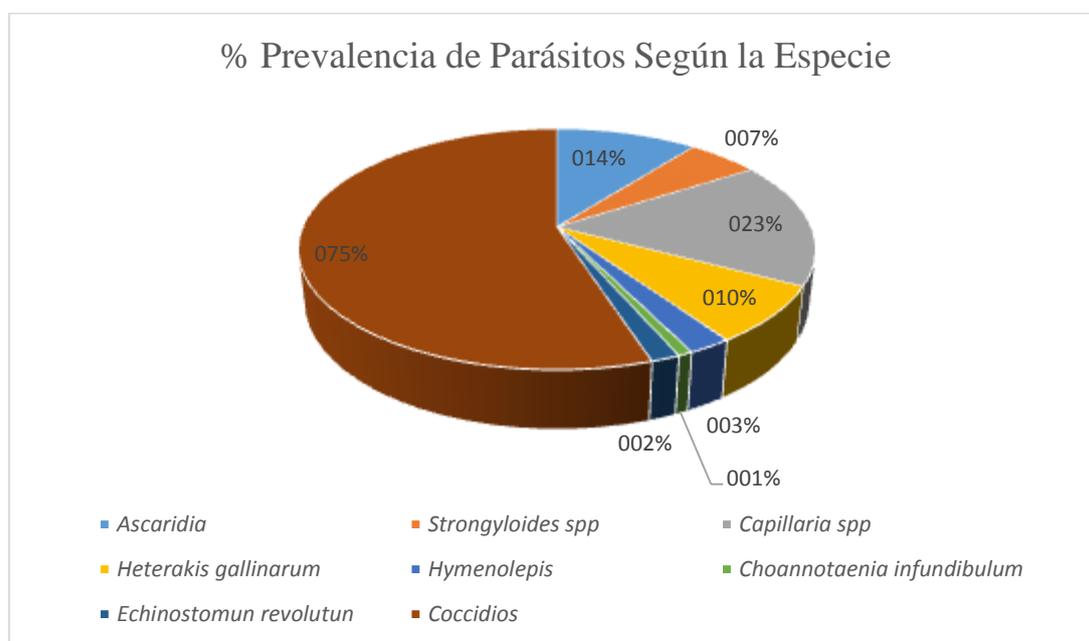
En un estudio realizado en el Estado Falcón, Venezuela por Dalmiro y Morales, (2013), Indica que dentro de los helmintos, los nematodos *Strongyloides spp* con un (20,6%), *Capillaria spp* con un (16,7%) y el cestodo *Choannotaenia spp* con un (12,8%), fueron los de mayor prevalencia, Se puede observar que los datos difieren con los de este estudio ya que los Helmintos con más prevalencia fueron *Capillaria spp* con un (22,92%), *Ascaridia galli* con un (14,32%), *Heterakis gallinarum* con un (10,42%) y en el casa de los cestodos *Hymenolepis spp* con un (3,13%), esto se puede dar por las diferencias climatológica de cada país.

En un estudio realizado en la Provincia de Orellana, Ecuador, por Andy, C. (2014), Concluye que los parásitos con más frecuencia fueron: *Capillaria spp*, seguido de

Strongyloides spp y finalmente *Heterakis gallinarum* estableciéndose que los nemátodos son los que más inciden en esta sector.

Podemos observar que los datos obtenidos por la autora no concuerdan con los identificaciones en esta investigación, ya que los parásitos con más frecuencia fueron: *Coccidios*, seguido de *Capillaria spp* y finalmente *Ascaridia galli*, hay que tomar en cuenta las condiciones ambientales de las zonas de muestreo, las condiciones sanitarias del predio, desde el punto de vista epidemiológico.

Figura 16. Prevalencia de Parásitos Según la Especie



En la figura 16 se observa que el 74,74% representa a 287 muestras que resultaron positivas a *Coccidios*, el 22,92% representa a 88 muestras que resultaron positivas a *Capillaria spp*, el 14,32% representa a 55 muestras que resultaron positivas a *Ascaridia galli*, el 10,42% representa a 40 muestras que resultaron positivas a *Heterakis gallinarum*, el 7,29% representa a 28 muestras que resultaron positivas a *Strongyloides spp*, el 3,13% representa a 12 muestras que resultaron positivas a *Hymenolepis*, el 2,08% representa a 8

muestras que resultaron positivas a *Echisnostomun revolutun* y el 1,04% que representa a 4 muestras que resultaron positivas a *Choannotaenia infundibulum*.

Los resultados encontrados en Colombia por Marín y Benavides (2007), obtuvieron una prevalencia de *Capillaria spp* del 25,6%, este dato es similar con el dato obtenido por esta investigación, entre los nematodos más frecuentes hallados por los autores fueron *Heterakis gallinarum* (34,9%), *Ascaridia galli* (30,2%), Lo cual nos indica que los valores no concuerdan con este estudio, esto se puede dar por los requerimientos medio ambientales para el desarrollo de cada parasito.

En concordancia con este estudio, el cestodo más frecuente hallado por ellos fue del género *Hymenolepis spp*.

Se puede observar que los diferentes autores confirman que los hallazgos de nuestra investigación son similares con los reportados por estos autores, habiendo diferencia en algunas especies, por este motivo hay que tomar en cuenta las condiciones ambientales de las zonas de muestreo, es decir desde el punto de vista espacial en el análisis epidemiológico, así como los lugares donde habitan.

La mayor parte de aves se crían en pisos de tierra, permitiendo la conducta usual de estas aves de corral de escarbar el suelo en busca de invertebrados, incluyendo artrópodos (insectos), moluscos (babosas, caracoles) y anélidos (lombrices de tierra) quienes pueden actuar como hospedadores intermediarios, En cuanto al alojamiento, el 87.50% se mantiene al aire libre, esto hace que las aves beban de charcos de agua que se forman por las lluvias, sienten un posible factor de riesgo para la parasitosis.

5.4 PREVALENCIA DE PARÁSITOS POR CADA COMUNIDAD EN LA PARROQUIA CHICÁN.

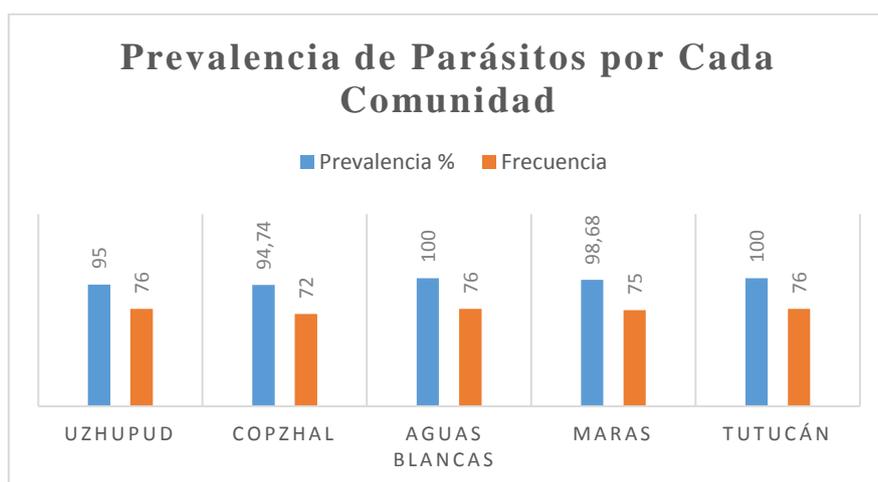
En el presente trabajo se analizó la prevalencia de parásitos de acuerdo a cada comunidad de la parroquia, en este caso se obtuvieron los siguientes resultados que se muestran en la Tabla 27.

Tabla 27. Prevalencia de parásitos por cada Comunidad en la Parroquia Chicán.

Comunidades	Frecuencia	Prevalencia %	95% IC Inferior	95% IC Superior
Uzhupud	76	95,00%	87,69%	98,62%
Copzhal	72	94,74%	87,07%	98,55%
Aguas Blancas	76	100,00%	95,26%	100,00%
Maras	75	98,68%	92,89%	99,97%
Tutucán	76	100,00%	95,26%	100,00%

En el presente trabajo se analizó la prevalencia de acuerdo a cada una de las comunidades de la parroquia Chicán, en este caso no se puede discutir porque son datos específicos del lugar.

Figura 17. Prevalencia de Parásitos por Cada Comunidad



En la figura 16 se puede observar que hay un 95% de prevalencia, representado en 76 muestras con resultado positivo en la comunidad de Uzhupud, El 94,74% de prevalencia,

representado en 72 muestras con resultado positivo en la comunidad de Copzhal, El 100% de prevalencia, representado en 76 muestras con resultado positivo en la comunidad de Aguas Blancas, El 98,68% de prevalencia, representado en 75 muestras con resultado positivo en la comunidad de Maras, y el 100% de prevalencia, representado en 76 muestras con resultado positivo en la comunidad de Tutucán. Siendo Aguas Blancas y Tutucán las comunidades con mayor prevalencia parasitaria de la parroquia Chicán.

5.5 CÁLCULOS DEL RIESGO PARA LAS VARIABLES DE ASOCIACIÓN.

En el presente trabajo se analizó la asociación de variables como un factor de riesgo para la presencia de parásitos gastrointestinales, de acuerdo al cálculo de Odds Ratio que se puede observar en la Tabla 28.

Tabla 28. *Distribución de variables registradas como significativas en el análisis univariable como factor de riesgo de Parásitos gastrointestinales.*

Variable	Nivel	Número de casos	Prevalencia %	Odds Ratio	95% IC Inferior	95% IC Superior
Desparasitación	Desparasitado	3	3,13	0,1458	0,0126	1,6887
	No desparasitado	93	96,88			
Presencia de Otros Animales	Hay animales en el predio	75	78,13	0,2707	0,0579	1,2648
	No hay animales en el predio	21	21,88			
Alojamiento	Gallinero	12	12,50	1,6667	0,3377	8,2264
	Intemperie	84	87,50			

Factor Desparasitación

Para el factor Desparasitación el valor de Odds Ratio (OR), fue de 0,1458 por lo que al ser un dato menor a 1 la variable desparasitación viene a ser un factor preventivo para la aparición de Parásitos Gastrointestinales, esto quiere decir que el factor no genera la parasitosis, pero no deja de ser un factor de importancia para la misma.

Factor Presencia de Presencia de Otros Animales en el Predio

Para el factor Presencia de Otros animales en el predio el valor de Odds Ratio (OR), fue de 0,2707 por lo que al ser menor a 1 la variable otros animales viene a ser un factor preventivo para la aparición de Parásitos Gastrointestinales, Este factor hay que tomarlo mucho en consideración, porque puede seguir aumentando el número animales que comparten el predio con las aves de traspatio, lo que podría causar un incremento en la presencia de parásitos.

Factor Alojamiento

Para el factor Alojamiento el valor de Odds Ratio (OR), fue de 1,6667 por lo que al ser mayor a 1 la variable alojamiento es un factor de riesgo para contraer parásitos gastrointestinales, esto se da por la falta de gallineros, la mayoría de las aves de la parroquia Chicán duermen a la intemperie, en ramas de los árboles, en el suelo, en los alrededores de las casas, soportando fuertes cambios climáticos, a más de que en la temporada invernal, se forman charcos en el suelo, las aves beben de esa agua, pudiendo así contaminarse.

5.6 MARCO LOGÍSTICO

Descripción/ materiales	Unidad de Medida	Cantidad	C/U	Costo Financiado	Costo Efectivo
CAMPO					
Cámara Digital	Unidad	1	300	300,00	0,00
Esferográfico	Unidad	1	0,30	0,00	0,30
Ficha para toma de muestras	Unidad	70	0,10	0,00	7,00
Mandil	Unidad	1	20,00	20,00	0,00
Mascarilla	Caja	1	6,50	0,00	6,50
Guantes de examinación	Caja	1	7,00	0,00	7,00
Sellos para rotular	Unidad	1	1,00	0,00	1,00
Espátula	Unidad	1	2,00	0,00	2,00
Cinta masking	Unidad	1	0,60	0,00	0,60
Bolsas Ziploc	Caja	10	0,50	0,00	5,00
Tamizador	Unidad	2	3,00	0,00	6,00
Embudo	Unidad	1	3,50	0,00	3,50
Cooler	Unidad	1	8,00	8,00	0,00
Tijera	Unidad	1	0,50	0,50	0,00
Transporte	Unidad	2	30,00	0,00	60,00
LABORATORIO					
Microscopio	Unidad	1	2000,00	2000,00	0,00
Vasos de precipitación	Unidades	4	45,00	180,00	0,00
Paletas de revisión clínica	Paquete	7	1,50	0,00	10,50
Portaobjetos	Caja/50	4	3,00	0,00	12,00
Cubreobjetos	Caja/100	4	5,00	0,00	20,00
Guantes de examinación	Caja	1	7,00	0,00	7,00
Mascarillas	Caja	1	6,50	0,00	6,50
Gorras de Cirujano	Caja	1	6,50	0,00	6,50

Tubos de ensayo	Unidad	50	0,30	0,00	15,00
Pipeta	Unidad	1	6,00	6,00	0,00
Balanza	Unidad	1	50,00	50,00	0,00
OFICINA					
Hojas papel boom	Resma	1	3,00	0,00	3,00
Impresora	Unidad	1	40,00	40,00	0,00
Computadora	Unidad	1	700,00	700,00	0,00
Esferográficos	Unidad	1	0,30	0,00	0,30
QUIMICOS					
Cloruro de Sodio	Kilo	5	1,00	0,00	5,00
Agua destilada	Litro	30	1,00	0,00	30,00
BIOLÓGICOS					
Heces	Gramos	5/m	0,00	0,00	0,00
Subtotal				\$ 3304,50	\$ 214,70
Imprevisto 10%				\$ 0,00	\$ 15,47
Costo Finan/Cost Efectv				\$ 3304,50	\$ 230,17
Costo Total de la Investigación				\$ 3474,67	

VI. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

6.1 CONCLUSIONES

Después de haber aplicado las técnicas de flotación y sedimentación se concluye que en la parroquia Chicán existe una prevalencia del 97.66%, de esta manera se confirma la hipótesis alternativa en la cual se manifiesta que los Parásitos Gastrointestinales son de alta frecuencia en la parroquia Chicán.

El valor de Odds Ratio de la variable desparasitación es de 0,1458 y para la variable presencia de otros animales en el predio es de 0,2707 por lo que al ser datos menores a uno, la variable desparasitación y otros animales en el predio se convierte en un valor preventivo para la aparición de Parásitos Gastrointestinales, esto quiere decir que los dos factores no generan la aparición del parasitismo en las aves.

El valor de Odds Ratio de la variable Alojamiento es de 1,6667 por lo que al ser un dato mayor a uno, La variable Alojamiento se convierte en un valor de riesgo para la aparición de Parásitos Gastrointestinales, esto quiere decir que el Alojamiento es un factor que influye en la aparición del parasitismo en las aves.

En lo que hace referencia a las comunidades analizadas dentro de la parroquia, se puede decir que la prevalencia más alta fue en las comunidades de Copzhal y Tutucan con un 100% de prevalencia parasitaria.

Con los datos obtenidos podemos concluir que existe una alta frecuencia parasitaria en las aves criollas de la parroquia chicán. La presencia de protozoos y nemátodos se consideran altas, esto nos indica que la frecuencia de estos parásitos es un problema de importancia médica y económica que debe ser objeto de mayor atención para su prevención y control.

6.2 RECOMENDACIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos en la investigación se recomienda:

- Se debe realizar capacitaciones a los propietarios con el fin de que comprendan la importancia de mantener a las aves en lugar apto como gallineros o galpones, con sus respectivos bebederos y comederos para evitar la presencia de parásitos en las mismas.
- Realizar un programa de desparasitación en cada una de las casas, ya que la producción de estas aves criollas, en la parroquia Chicán son de tras patio.
- De acuerdo a los resultados se recomienda evitar que el agua se estanque en los patios donde se encuentran las aves, con la realización de drenajes, de esta manera impidiendo que estas la beban y sea una vía de transmisión, por este motivo puedo sugerir que este factor se estudie como potencial de riesgo.
- De acuerdo al estudio realizado se recomienda evitar tener otros animales cerca del gallinero.
- Recomiendo seguir haciendo más investigaciones sobre el parasitismo gastrointestinal en aves de traspatio.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

7.1. BIBLIOGRAFIA

1. Andy, C. (2014). Determinación de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las aves de traspatio (*Gallus gallus domesticus*). Provincia de Orellana Cevallos Ecuador: <http://docplayer.es/46959851-Universidad-tecnica-de-ambato-facultad-de-ciencias-agropecuarias-carrera-de-medicina-veterinaria-y-zootecnia-cristina-rosalba-andy-chimbo.html>
2. Angeles, A. (2015). Cestodosis de pollos, pavos, patos, gansos y palomas. Recuperado de <http://slideplayer.es/slide/3936633/>
3. Barbado, L. (2004). *Cría de aves_ Gallinas ponedoras y pollos parrilleros* (Primera ed.). Buenos Aires: Albatros, 127.
4. Becerra, M., Sánchez, L., Ortiz, V., & Vera, Y. (Mayo de 2016). <https://es.slideshare.net>. Obtenido de Parasitología veterinaria y Enfermedades Parasitarias: <https://es.slideshare.net/vianermayerbecerraruiz/heterakis-gallinarum>
5. Berenguer, J. (2007). Manual de Parasitología, Morfología y Biología de los parásitos de interés sanitario. España: Graficas Rey S.L, 33.
6. Bloch. (1779). *Choanotaenia infundibulum*. Recuperado de https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/234260/tab/taxo
7. Bosques, L. (Agosto de 2015). <https://www.uprm.edu>. Recuperado el 22 de Febrero de 2018, de Parasitología Animal_Genero Echinostoma: <https://www.uprm.edu/biology/profs/bunkley/lab6.htm>
8. Calnek, B. (2000). Enfermedades de las aves. México: El Manual Moderno, 136.
9. Campo, S. (2010). <https://www.unioviedo.es>. Recuperado el 19 de Marzo de 2018, de Fichas técnicas Parasitología: <https://www.unioviedo.es/bos/Asignaturas/Parasit/.../Choanotenia%20infundibulum.p...>
10. Cantón, G. (2010). <http://www.fcv.uagrm.edu.bo>. Recuperado el 28 de Febrero de 2018, de Manual de Prácticas de Parasitología Veterinaria: http://www.fcv.uagrm.edu.bo/sistemabibliotecario/doc_libros/595%202667%20Manual%20de%20Pr%C3%A1cticas%20de%20Parasitologia%20Veterinaria-20100827-094830.pdf
11. Carzola, D., Morales, P. (2013). Prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, Estado Falcón, Venezuela, 493.
12. Castellanos, A. (2014). *Aves de corral* (Cuarta ed.). México: Trillas, 132.

13. CDC. (2016). Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern, Echinostomiasis. Recuperado de <https://www.cdc.gov/dpdx/echinostomiasis/index.html>
14. Chadfield, M., Permin, A., Nansen, P., Bisgaard, M. (2001). Investigation of the parasitic nematode *Ascaridia galli* (Shrank 1788) as a potential vector for *Salmonella enterica* dissemination in poultry. *Dinamarca Parasitol Res* 87, 317-325.
15. Cisneros, M. (2002). <http://www.fao.org>. Recuperado el 05 de Abril de 2018, de Aves de traspatio moderna en el Ecuador.: <http://www.fao.org/ag/againfo/subjects/fr/infpd/documents/xvii/paper5.pdf>
16. Cordero del Campillo, M., Rojo Vásquez, F., Martínez, A., Sánchez, C., Hernández, S., Gabarrete, J., . . . Aravalho, N. (1999). *Parasitología Veterinaria*. España: McGraw-Hill, 968.
17. Cruz, B. (Septiembre de 2015). <http://ri.uaemex.mx>. Recuperado el 22 de Febrero de 2018, de Acanthocephala de importancia parasitológica: <http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/34183/secme-16948.pdf?sequence=1>
18. Davis, J., & Anderson, R. (1977). *Enfermedades infecciosas y parasitarias de las aves silvestres*. Zaragoza_ España: Editorial Acribia, 250-260.
19. Delgadillo, R. (Mayo de 2014). <http://repositorio.uaaan.mx>. Recuperado el 28 de Febrero de 2018, de Parásitosis Interna en Aves de Traspatio en San Pedro Coahuila: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/4118/PARASITOSISINTERNAENAVESDETRASPATIOENSANPEDRO.pdf?sequence=1>
20. DIPRODAL. (20 de Julio de 2017). <http://www.avicolametrenco.cl>. Recuperado el 20 de Marzo de 2018, de Principales Enfermedades de las Aves: <http://www.avicolametrenco.cl/Enfermedades%20de%20las%20Aves.pdf>
21. Ensucho, C., Herrera, Y., Montalvo, A., Almanza, M., Vergara, J., Pardo, E., & Gómez, L. (2015). FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN GALLINAS CRIOLLAS (*Gallus domesticus*) En el Departamento de Córdoba, Colombia. *Redvet*, 16(6), 1-10.
22. Ensucho, C. (23 de Enero de 2010). <https://es.slideshare.net>. Recuperado el 14 de Marzo de 2018, de Cestodos: <https://es.slideshare.net/karlosfederiko/cestodos-clase-2010>
23. Ensuncho, F. (Octubre de 2005). <https://es.scribd.com>. Recuperado el 03 de Marzo de 2018, de Programa Parasitologia_Medicina Veterinaria y Zootecnida: <https://es.scribd.com/doc/304907145/CLASE-CESTODOS-pdf>
24. Escobar, M., Lopez, A., & Ramírez, P. (Enero de 2010). <http://ri.ues.edu.sv>. Recuperado el 20 de Marzo de 2018, de Determinación de fuentes de Transmisión de

- Coccidiosis (*Eimeria* spp) en Aves de la Línea HY Line Brown Desarrolladas en Jaula en Dos Granjas de el Paisnal. Departamento de San Salvador, el Salvador: <http://ri.ues.edu.sv/1582/1/13100835.pdf>
25. Eshetu, Y., Muluaem, E., Ibrahim, H., Berhanu, A., Aberra, K. (2001). Study of gastro-intestinal helminths of scavenging chickens in four rural districts of Amhara region, Ethiopia. *Rev Sci Tech Off Int Epiz* 20, 791-796.
 26. ESPAÑA, ELSEVIER. (2011). *Parasitología Para Veterinarios*. España: S.A. Elsevier España, 338.
 27. Fakae, BB; Umeorizu, JM; Orajaka, L. (1991). Journal of African zoology. Louvain-laNeuve. Gastrointestinal helminth infection of the domestic fowl (*Gallus gallus*) during the dry season in eastern Nigeria. *J. AFR. ZOOL.*, 105(6), 503-508.
 28. FAO. (Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). (2003). <http://www.fao.org>. Recuperado el 05 de Abril de 2018, de Cría de aves de corral, un salvavidas para los campesinos pobres.: <http://www.fao.org/spanish/newsroom/news/2003/13201-es.html>
 29. Foreyt, W. (2001). *Veterinary Parasitology*, Blackwell, Iowa-Usa, 153
 30. Frohlich. (1802). *Platyhelminthes, Trematoda, Plagiorchiida, Echinostoma revolutum*. Recuperado de https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/236838
 31. Fuhrmann, O. 1920. Cysticercoids of five species of *Raillietina*. Recuperada de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/12815212>
 32. Goicochea, A. (2012). Prevalencia de *Toxocara canis* en parques recreacionales del distrito de Trujillo (Tesis de Licenciatura). Universidad Alas Peruanas. Perú: https://drive.google.com/file/d/18vu0JpyQ1tGiN2TfZPjYbD_UATdJHDIY/view
 33. Gomes, F., Machado, H., Lemos, L., Almeida, L., Daher, R. (2009). Principais parasitos intestinais diagnosticados em galinhas domésticas criadas em regime extensivo na municipalidade de Campos dos Goytacazes, RJ. Brasil. *Ciênc Anim Bras* 10, 818-822.
 34. González, A., Larramendy, R., & Szczypel, B. (2002). <https://www.researchgate.net>. Recuperado el 24 de Enero de 2018, de Distribución actual de los ectoparásitos en aves comerciales en Cuba.: https://www.researchgate.net/publication/281468686_Parasitos_en_aves_domesticas_Gallus_domesticus_en_el_Noroccidente_de_Colombia

35. Gussem, K. (22 de Enero de 2013). <https://www.efsa.europa.eu>. Recuperado el 20 de Marzo de 2018, de Histomoniasis_Diagnosis, Prophylaxis, Treatment.: <https://www.efsa.europa.eu/sites/default/files/assets/464eax4.pdf>
36. Hassouni, T., & Belghyti, D. (July de 2006). Distribution of gastrointestinal helminths in chicken farms in the Gharb region—Morocco. *Parasitology Research*, 99(2), 181-183.
37. Houriet, J. (2007). <http://www.produccion-animal.com.ar>. Recuperado el 20 de Marzo de 2018, de Guía Práctica de Enfermedades más Comunes en Aves de Corral (Ponedoras y Pollos): http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_aves/enfermedades_aves/90-enfermedades.pdf
38. Junquera, P. (12 de Diciembre de 2013). <https://es.slideshare.net>. Recuperado el 28 de Febrero de 2018, de STRONGYLOIDES: https://es.slideshare.net/index.php?option=com_content&view=article&id=164&Itemid=244
39. Juárez, A., & Ortiz, A. (2001). <http://www.ejournal.unam.mx>. Recuperado el 05 de Abril de 2018, de Estudio de la incubabilidad y crianza en aves criollas de traspatio: <http://www.ejournal.unam.mx/rvm/vol32-01/RVM32105.pdf>
40. Kahn, M. (2005). *Manual Merck de Veterinaria* (Sexta ed.). España: Océano, 2170.
41. Kaufmann, J. (1996). *Parasitic Infections of Domestic Animals_ A diagnostic Manual*. Berlin: Birkhäuser Verlag, 354-380.
42. Laboratorios Intervet. (2011). *Las enfermedades mas importantes de las aves*. España: Salamanca, 65-69.
43. Lapage, G. (1971). *Parasitología Veterinaria*. México, D.F. : Continental, 128
44. Linstow, V. (1872). Amoeboetania cuneata. Recuperada de https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/234251/tab/taxo?lg=en
45. Luka, S.A. & Ndams, (2007) I.S. Gastrointestinal parasites of domestic chicken Gallus gallus domesticus Linnaeus 1758 in Samary, Zaria Nigeria. *Science world Journal*, v.2, n.1, 27-30.
46. Magaró, H., Uttaro, A., Serra, E., Ponce de Leon, P., Echenique, C., Nocito, I., . . . Indelman, P. (2015). www.fbioyf.unr.edu.ar. Recuperado el 01 de 02 de 2018, de TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO: www.fbioyf.unr.edu.ar/evirtual/mod/resource/view.php?id=10964
47. Marín, G., & Benavides, M. (2007). Parásitos en aves domésticas (Gallus domesticus) en el noroccidente de Colombia. *Vet Zootec*; 1(2), 43-51.

48. Martínez, E. (2008). *Parasitología Veterinaria*. España: SERVET, 148-160.
49. Mattiello, R. (26 de Enero de 2011). <http://dpd.fvet.uba.ar>. Recuperado el 28 de Febrero de 2018, de Enfermedades Parasitarias en Aves de Jaula: <http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00007195.pdf>
50. Matute, M., & Rivas, W. (2012). <http://riul.unanleon.edu.ni>. Recuperado el 21 de Febrero de 2018, de Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en aves de patio jóvenes y adultas en El Sauce, León Nicaragua.: <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/3311/1/225919.pdf>
51. Méndez, R. (2013). <https://dialnet.unirioja.es>. Obtenido de El Conocimiento de la Gallina (*Gallus gallus domesticus*) Entre los Tseltales y Tsotsiles de los altos de Chiapas, México: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/5294482.pdf>
52. Ogbaje, C., Agbo, E., Ajanusi, O. (2012). Prevalence of *Ascaridia galli*, *Heterakis gallinarum* and Tapeworm infections in birds slaughtered in Makurdi township. Nigeria. *Int J Poult Sci* 11, 103-107.
53. Orozco, F. (1991). *Mejora genética avícola*. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 28-40.
54. Paul, D., Dey, A., Bilkis, F., Begum, N., Mondal, M. (2012). Epidemiology and pathology of intestinal helminthiasis in fowls. Bangladesh. *Eurasian J Vet Sci* 28, 31-37.
55. Quintana, J. (2011). *Avitecnia. Manejo de las aves domésticas más comunes*. México: Trillas Editorial, 130
56. Quiroz, R. (2005). *Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos*. México DF: Limusa, 59-450.
57. Samour, J. (2010). *Medicina Aviaria*. España: El Sevier, 321-322.
58. Schrank. (1788). *Filicollis anatis*. Recuperado de <https://www.gbif.org/species/101687702>
59. Sixtos, C. (2012). <http://www.webveterinaria.com>. Recuperado el 01 de 02 de 2018, de Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitoscópicos: <http://www.webveterinaria.com/virbac/news25/compania.pdf>
60. Soulsby, E. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos* (Septima ed.). Bogotá: Interamericana, 745-790.
61. Tolsá, M., & Malas, A. (Diciembre de 2017). <http://seleccionesavicolas.com>. Recuperado el 01 de Marzo de 2018, de Presente y Futuro de las Helmintiasis en las Aves de Corral: <http://seleccionesavicolas.com/pdf-files/2007/12/3682-presente-y-futuro-de-las-helminthiasis-en-las-aves-de-corral.pdf>

62. Tyzzer, E. (1929). Coccidiosis in gallinaceous birds. *Am. J. Hyg.* Boston. 10, 268-383.
63. Tyzzer, E. (1924). *Histomonas meleagridis*. Recuperado de <https://www.gbif.org/species/3210231>
64. Universidad Nacional de Tucumán_MV. (2013). <http://slideplayer.es>. Recuperado el 14 de Marzo de 2018, de Cestodiasis en Aves Enfermedades Transmisibles y Tóxicas de las aves: <http://slideplayer.es/slide/2897331/>
65. Universidad Nacional de Tucumán_MV. (2013). <http://slideplayer.es>. Recuperado el 28 de Febrero de 2018, de Capilariasis Enfermedades Transmisibles y Tóxicas de las aves: <http://slideplayer.es/slide/3875975/>
66. Uribarren, T. (03 de Noviembre de 2016). <http://www.facmed.unam.mx>. Recuperado el 09 de Marzo de 2018, de Himenolepiosis o Hymenolepiasis: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/hymenolepiosis.html>
67. Valencia, N. (2011). <http://www.bdigital.unal.edu.co>. Recuperado el 24 de 01 de 2018, de La Gallina Criolla Colombiana: <http://www.bdigital.unal.edu.co/46222/2/9789588095561.PDF>
68. Varela, A. (2007). <http://www.veterinaria.org>. Recuperado el 05 de Abril de 2018, de Manejo productivo del gallo de pelea (*Gallus gallus*): <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n060615/061501.pdf>
69. Vignau, M., Venturini, M., Romero, L., Eiras, J., Basso, D., Ubaldo, W. (2005). *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. 1ra ed. Argentina, 20.
70. Villacís, G., Escudero, G., Cueva, F., & Luzuriaga, A. (2014). Características Fenotípicas de las Gallinas Criollas de Comunidades Rurales del Sur del Ecuador. *Centro de Biotecnología*, 3(1), 1-6.
71. World Visión. (2008). <http://www.academia.edu>. Recuperado el 05 de Abril de 2018, de Manual Crianza de Gallinas Ponedoras: http://www.academia.edu/12552617/PRODUCCION_AVICOLA
72. Zambrano, X., Sánchez, F., & Juárez, M. (2014). Histomoniasis en pavos y pollos. *Revista Veterinaria Argentina*, XXXV(359), 1-20.

VIII. APÉNDICES / ANEXOS

Tabla 29. Datos de la encuesta epidemiológica

# de Casas	Desparasitación	Otros Animales en el Predio	Alojamiento
1	No	Si	Intemperie
2	No	No	Intemperie
3	No	Si	Intemperie
4	No	No	Intemperie
5	No	Si	Intemperie
6	No	Si	Intemperie
7	No	No	Intemperie
8	Si	No	Intemperie
9	No	Si	Intemperie
10	No	No	Intemperie
11	No	No	Intemperie
12	No	Si	Intemperie
13	No	No	Intemperie
14	No	Si	Intemperie
15	No	No	Intemperie
16	No	No	Intemperie
17	No	No	Intemperie
18	No	Si	Intemperie
19	No	Si	Intemperie
20	No	Si	Intemperie
21	No	Si	Intemperie
22	No	Si	Intemperie
23	No	Si	Intemperie
24	No	Si	Intemperie
25	No	No	Intemperie
26	No	No	Intemperie
27	No	Si	Intemperie
28	No	Si	Intemperie
29	No	Si	Intemperie
30	No	Si	Intemperie
31	No	Si	Intemperie
32	No	Si	Intemperie
33	No	No	Intemperie
34	No	Si	Intemperie
35	No	Si	Intemperie
36	No	Si	Intemperie
37	Si	No	Intemperie
38	Si	No	Intemperie
39	No	No	Intemperie
40	No	No	Intemperie
41	No	Si	Intemperie

42	No	Si	Intemperie
43	No	Si	Intemperie
44	No	Si	Intemperie
45	No	Si	Intemperie
46	No	Si	Intemperie
47	No	Si	Intemperie
48	No	Si	Intemperie
49	No	Si	Intemperie
50	No	Si	Intemperie
51	No	Si	Intemperie
52	No	Si	Intemperie
53	No	Si	Intemperie
54	No	Si	Intemperie
55	No	Si	Intemperie
56	No	Si	Intemperie
57	No	Si	Intemperie
58	No	Si	Intemperie
59	No	Si	Intemperie
60	No	No	Intemperie
61	No	Si	Intemperie
62	No	Si	Intemperie
63	No	Si	Intemperie
64	No	Si	Intemperie
65	No	Si	Intemperie
66	No	Si	Intemperie
67	No	Si	Intemperie
68	No	Si	Intemperie
69	No	Si	Intemperie
70	No	No	Intemperie
71	No	Si	Intemperie
72	No	Si	Intemperie
73	No	Si	Intemperie
74	No	Si	Intemperie
75	No	No	Intemperie
76	No	Si	Intemperie
77	No	Si	Intemperie
78	No	Si	Intemperie
79	No	Si	Intemperie
80	No	Si	Intemperie
81	No	Si	Intemperie
82	No	Si	Intemperie
83	No	Si	Intemperie
84	No	Si	Intemperie
85	No	Si	Intemperie
86	No	Si	Intemperie
87	No	Si	Intemperie

88	No	Si	Intemperie
89	No	Si	Intemperie
90	No	Si	Intemperie
91	No	Si	Intemperie
92	No	Si	Intemperie
93	No	No	Intemperie
94	No	Si	Intemperie
95	No	Si	Intemperie
96	No	Si	Intemperie

Tabla 31. *Tabla para toma de datos epidemiológicos*

Fecha	Código	Número de casa	Muestras	Realiza plan de desparasitación		Otros Animales en el predio		Observaciones del predio
				Si	No	SI	NO	
	05	1	M1					
			M2					
			M3					
			M4					
	05	2	M1					
			M2					
			M3					
			M4					

Tabla 32. *Tabla para el análisis de muestras*

Fecha	Código	N° de casa	Muestras	Resultado		Parásito Genero/ especie				
				+	-	Nemátodo	Céstodo	Protozoo	Tremátodos	Acantocéfalos
	01	1	M1							
			M2							
			M3							
			M4							
	01	2	M1							
			M2							
			M3							
			M4							

IX. FOTOGRAFÍAS



Foto 1. Aves criollas en los árboles



Foto 2. Gallinas de Chicán



Foto 3. Muestras rotuladas de heces de las aves



Foto 4. Realización de exámenes de heces en el laboratorio

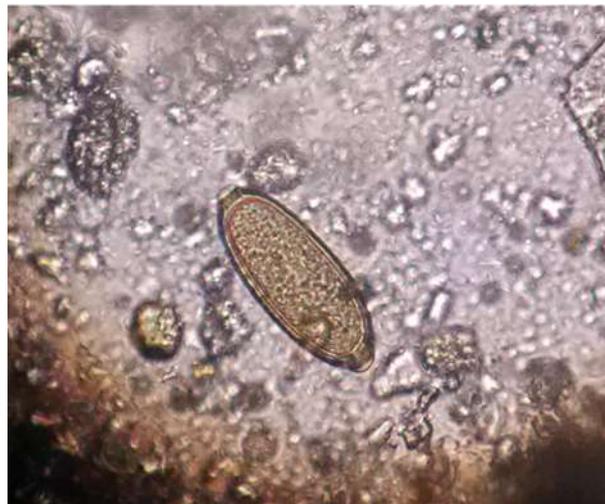


Foto 5. Huevo de *Capillaria* spp



Foto 6. Huevo de *Heterakis gallinarum*



Foto 7. Larva de *Strongyloides spp*



Foto 8. Huevo de *Capillaria spp*

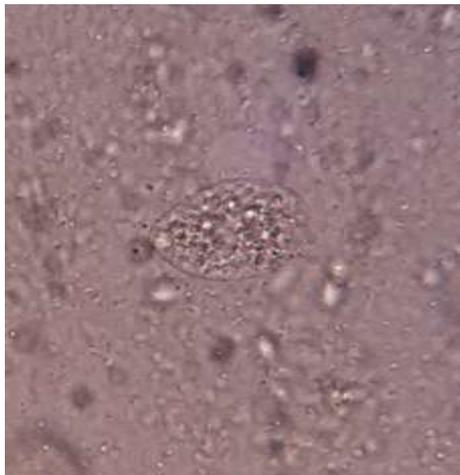


Foto 9. Huevo de *Echinostomun revolutun*



Foto 10. Larva de *Strongyloides spp*

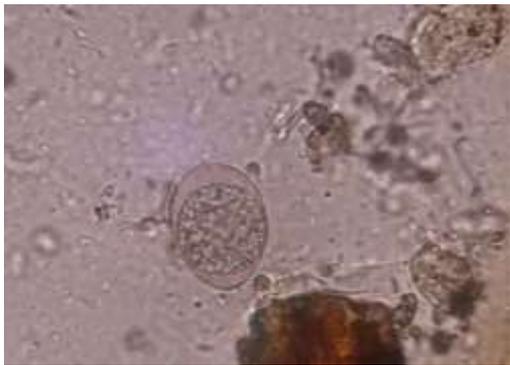


Foto 11. *Coccidios*



Foto 12. Huevo de *Heterakis gallinarum*

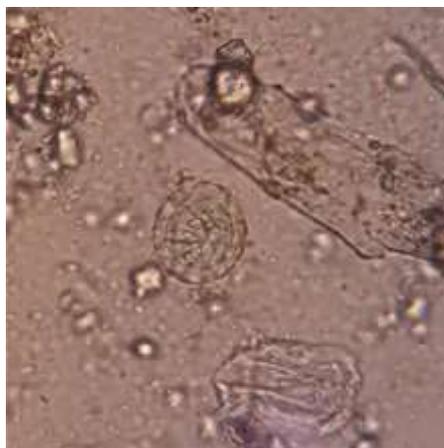


Foto 9. Huevo de *Hymenolepis spp*

