



UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA

PREVALENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES EN AVES CRIOLLAS (*Gallus gallus domesticus*) EN GRANJAS DE TRASPATIO MEDIANTE ANÁLISIS COPROLÓGICO

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

AUTOR: SEBASTIÁN MATEO PESÁNTEZ HERAS

TUTOR: ING. MAURICIO XAVIER SALAS RUEDA

Cuenca - Ecuador

2024

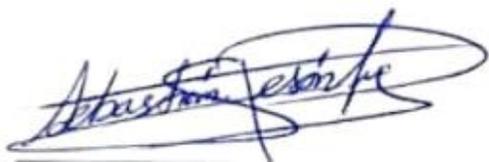
**CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Yo, Sebastián Mateo Pesántez Heras con el documento de identificación N° 0105598155, manifiesto que:

Soy el autor y responsable del presente trabajo; y, autorizo a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Cuenca, 22 de julio del 2024.

Atentamente,



Sebastián Mateo Pesántez Heras

0105598155

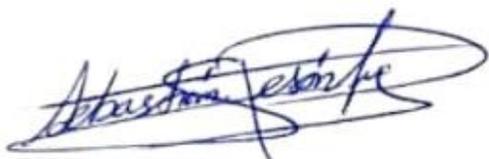
**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Yo, Sebastián Mateo Pesántez Heras con documento de identificación N° 0105598155, expreso mi voluntad y por medio del presente documento cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del Trabajo experimental: “Prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas (*Gallus gallus domesticus*) en granjas de traspatio mediante análisis coprológico”, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Médico Veterinario, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribo este documento en el momento que haga la entrega del trabajo final en formato digital a la biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana

Cuenca, 22 de julio del 2024.

Atentamente,



Sebastián Mateo Pesántez Heras

0105598155

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Mauricio Xavier Salas Rueda con documento de identificación N° 0603329681, docente de la universidad Politécnica Salesiana declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: PREVALENCIA DE PARÁSITOS INTESTINALES EN AVES CRIOLLAS (*Gallus gallus domesticus*) EN GRANJAS DE TRASPATIO MEDIANTE ANÁLISIS COPROLÓGICO, realizado por Sebastián Mateo Pesántez Heras con documento de identificación N° 0105598155, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, 22 de julio del 2024.

Atentamente,



Ing. Mauricio Xavier Salas Rueda

0603329681

DEDICATORIA

Este trabajo de titulación lo dedicado a Dios, que me cuida siempre, dirijo mis primeras palabras a ti mi Dios. Tú, que has sido mi guía inquebrantable a lo largo de los años, sostén en los momentos de tribulación y faro de esperanza en la oscuridad. En cada victoria y desafío, he sentido tu mano amorosa extendida, guiándome con amor y sabiduría. Tus misterios son vastos y tu amor insondable, en ti encuentro consuelo y fortaleza para enfrentar cada día con fe y determinación.

También lo dedico a mis padres; Rubén Alfredo Pesantez Méndez y Enma Natalia Heras Parra; a mis hermanos Adriana Belén P.H y Bryan Ismael P.H, quienes son el pilar de mi existencia, y de mi desarrollo personal. Les dedico estas palabras impregnadas de amor y gratitud. Ustedes que me han sostenido en sus brazos en toda circunstancia de mi vida, han sido mi lugar seguro por mucho tiempo, mis confidentes y mis mejores amigos. Su amor incondicional ha sido mi refugio en los días oscuros y mis guías en los momentos de incertidumbre. Mis padres se sacrificaron y se han dedicado para que salga adelante, siendo un ejemplo de valentía y entrega, y así saber que cada paso que doy llevo la huella indeleble de su amor.

AGRADECIMIENTOS

A lo largo de mi vida, he tenido el privilegio de cruzar caminos con una variedad de personas, cada una dejando una marca única en mi camino. Aunque algunas de estas personas ya no están físicamente presentes en mi vida, sus enseñanzas y su influencia siguen resonando en cada paso que doy. A través de esta carta de agradecimiento, quiero expresar mi profunda gratitud a todas esas personas que han dejado una huella imborrable en mi corazón y en mi mente.

En este largo y fructuoso caminar, se ha formado un extenso y hermoso lienzo gracias a ustedes, mis seres queridos y a cada individuo que ha tejido los hilos de mi historia, les agradezco y les dedico estas palabras cargadas de gratitud y amor. Vuestra presencia ha sido el regalo más preciado en mi viaje, una constante fuente de inspiración, fortaleza y crecimiento.

También agradezco a mis docentes, ustedes son los arquitectos de mi conocimiento y el faro que ilumina mi camino hacia el aprendizaje. Cada uno de ustedes han dejado una marca indeleble en mi mente, enseñándome no solo materias académicas, sino también lecciones de vida que llevaré conmigo para siempre

Incluso a las personas que han causado dolor o dificultades en mi vida, he aprendido valiosas lecciones. A pesar de los momentos difíciles, reconozco que cada experiencia, ya sea buena o mala, ha contribuido a mi crecimiento y desarrollo como individuo. Las lecciones de resiliencia, autenticidad y perdón que he aprendido de estas personas han sido invaluable, y les estoy agradecido por haberme desafiado a crecer, a creer en mí y a aprender de las circunstancias más difíciles que me han ayudado a tomar decisiones por más difíciles que sean.

A cada amigo, mentor, compañero de trabajo y extraño que ha cruzado mi camino, les agradezco por las conversaciones significativas, los momentos y las lecciones compartidas. Su

presencia en mi vida ha enriquecido mi experiencia y me ha ayudado a convertirme en la persona que soy hoy en día, gracias y bendiciones.

BIBLIOGRAFÍA

RESUMEN	14
ABSTRACT.....	15
1 INTRODUCCIÓN	16
1.1 Problema.....	18
1.2 Delimitación	19
1.2.1 Delimitación Temporal.....	19
1.2.2 Delimitación Espacial	19
1.2.3 Ubicación	20
1.2.4 Académica.....	21
1.3 Explicación del problema	21
1.4 Objetivos.....	22
1.4.1 Objetivo General.	22
1.4.2 Objetivos Específicos.....	22
1.5 Hipótesis.....	22
1.5.1 Hipótesis Alternativa.....	22
1.5.2 Hipótesis Nula.....	22
1.6 Fundamentación teórica.....	23
2 REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRAFICO Y DOCUMENTAL	24
2.1 Gallinas Criollas.	24
2.1.1 Clasificación taxonómica de las aves criollas	24
2.1.2 Origen de las aves criollas.....	24

2.1.3	Sistema digestivo	25
2.2	Parasito	29
2.3	Parasitismo.	30
2.3.1	Clasificación de parásitos intestinales.....	30
2.4	Métodos coproparasitarios.....	53
2.4.1	Método de flotación	53
2.5	Resumen del estado del arte del problema	54
2.5.1	Aves criollas	54
2.5.2	Avicultura de traspatio	54
2.5.3	Sanidad animal	54
2.5.4	Parasitología en avicultura	55
3	MATERIALES Y METODOS	56
3.1	Materiales físicos.....	56
3.2	Materiales químicos y biológicos	58
3.3	Metodología.....	59
3.3.1	Trabajo de campo.	59
3.3.2	Trabajo de laboratorio.	60
3.4	Diseño estadístico.....	61
3.4.1	Selección y tamaño de la muestra.	61
3.4.2	Análisis estadístico.....	61
3.5	Operación de variables	62

3.5.1	Variables dependientes	62
3.5.2	Variable independiente: examen de laboratorio.	62
3.6	Consideraciones éticas.....	63
4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	64
4.1	Identificación de parásitos en aves criollas en la parroquia Octavio Cordero Palacios.....	64
4.2	Prevalencia total de parásitos intestinales en la Parroquia Octavio Cordero Palacios.	65
4.3	Prevalencia de parásitos intestinales por comunidad.....	66
4.4	Prevalencia según las especies parasitarias	68
4.5	Prevalencia por interacción parasitaria.....	71
4.6	Prevalencia de parásitos según la desparasitación.....	72
4.7	Prevalencia de parásitos según la intención con otros animales.....	73
4.8	Prevalencia de parásitos según el tipo de alojamiento.....	74
5	CONCLUSIONES.....	75
6	RECOMENDACIONES.....	77
7	BIBLIOGRAFÍA	78
8	ANEXOS	90

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos / localización de la Parroquia Octavio Cordero Palacios, provincia del Azuay....	20
Tabla 2. Descripción taxonómica de las aves criollas.....	24
Tabla 3 Taxonomía <i>A. galli</i>	31
Tabla 4. Taxonomía de <i>Capillaria</i> spp.....	34
Tabla 5. Taxonomía de <i>Heterakis gallinarum</i>	36
Tabla 6. Taxonomía de <i>Amidostomum</i> spp.....	39
Tabla 7. Taxonomía de <i>Strongyloides</i> spp	41
Tabla 8. Taxonomía de <i>Raillietenia</i> spp	43
Tabla 9. Taxonomía de <i>Choanotaenia infundibulum</i>	45
Tabla 10. Taxonomía de <i>Hymenolepis</i> spp	47
Tabla 11. Taxonomía de <i>Coccidias</i>	50
Tabla 12. Materiales de campo.	56
Tabla 13. Materiales de laboratorio.	57
Tabla 14. Materiales de oficina.....	58
Tabla 15. Materiales Químicos.	58
Tabla 16. Materiales biológicos	58
Tabla 17. Variables dependientes: Prevalencia de parásitos intestinales de aves criollas.....	62
Tabla 18. Variables independientes: exámenes de laboratorio (coproparasitarios)	62
Tabla 19. Clase e Identificación de parásitos.....	64
Tabla 20. Prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas de la parroquia Octavio Cordero Palacios	65
Tabla 21. Prevalencia de parásitos intestinales por comunidad.....	67

Tabla 22. Prevalencia de Parásitos según la Especie.	68
Tabla 23. Prevalencia en función de la interacción parasitaria	71
Tabla 24. Cuadro de prevalencia según la desparasitación.....	72
Tabla 25. Cuadro de prevalencia parasitaria según la interacción con más animales.....	73
Tabla 26. Cuadro de prevalencia parasitaria según el tipo de alojamiento	74
Tabla 27. Datos de la encuesta epidemiológica	95
Tabla 28. Tabla para la toma de datos epidemiológicos	97
Tabla 29. Tabla para el análisis de muestras	98

INDICE DE ILUSTRACIONES

Ilustración 1. Parroquia Octavio Cordero Palacios.....	20
Ilustración 2. Sistema Digestivo de las gallinas.....	25
Ilustración 3. Extremidad anterior y posterior de <i>Ascaridia</i> spp.....	32
Ilustración 4. Huevo de <i>Ascaridia</i> spp.	33
Ilustración 5. Huevo de <i>Capillaria</i> spp.....	34
Ilustración 6. Huevo de <i>Heterakis gallinarum</i>	37
Ilustración 7. Ciclo biológico de <i>H. gallinarum</i>	38
Ilustración 8 Huevo de <i>Amidostomum ansaris</i>	39
Ilustración 9 Huevo y larva de <i>Strongyloides</i> spp	41
Ilustración 10 Huevo de <i>Raillietenia</i> spp	44
Ilustración 11 Huevo de <i>Choanotaenia Infundibulum</i>	46
Ilustración 12 Huevo de <i>Hymenolepis</i> spp	47
Ilustración 13. Huevo de coccidias	50

RESUMEN

En cuanto al presente trabajo de investigación tuvo como finalidad determinar la prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas de la parroquia Octavio Cordero Palacios de la ciudad de Cuenca - Provincia del Azuay. Por lo tanto, se realizó la recolecta de 384 muestras de heces, acompañada de una encuesta epidemiológica, sin embargo, la investigación se ejecutó de forma descriptiva, prospectiva y de corte transversal; tomando muestras frescas para posterior continuar con el estudio coprológico, usando el método de flotación con solución salina sobresaturada. Por lo que, posteriormente se obtuvo una prevalencia del 96,88% (372/384); determinada de la siguiente manera: *Coccidia spp* con 47,66% (183/384), *Capillaria spp* con 36,20% (139/384), *Ascaridia spp* con 24,22% (93/384), *Heterakis gallinarum* con 11,72% (45/384), *Strongyloides spp* con 4,95% (19/384), *Amidostmum ansaris* con 0,26% (1/384), *Choannotaenia infundibulum* con 1,82% (7/384), *Hymenolepis spp* con 1,04% (4/384), y *Raillietenia spp* con 0,26% (1/384), por otro lado en el estudio epidemiológico se obtuvo el 95,70% (356/372), de gallinas no desparasitadas y el 4,30% (16/372), de gallinas desparasitadas, también se evaluó la interacción con otros animales obteniendo el 88,44% (329/372), de interacción con otras especies y el 11,56% (43/372), corresponde a que no tienen interacción con otras especies. Finalmente se evaluó el tipo de alojamiento obteniendo el 81,99% (305/372), de gallinas que habitan a la intemperie y el 18,01% (67/372), habitan bajo cubierta.

Palabras Clave: Prevalencia; Sistema Digestivo; Parásitos; Estudio Coprológico; Método de flotación.

ABSTRACT

The present research work aimed to determine the prevalence of intestinal parasites in local birds from the Octavio Cordero Palacios parish in the city of Cuenca, Azuay Province. Therefore, a collection of 384 fecal samples and an epidemiological survey were carried out. However, the research was conducted in a descriptive, prospective, and cross-sectional manner, taking fresh samples to later continue with the coprological study using the flotation method with oversaturated saline solution. Consequently, a prevalence of 96.88% (372/384) was obtained, determined as follows: *Coccidia spp* with 47.66% (183/384), *Capillaria spp* with 36.20% (139/384), *Ascaridia spp* with 24.22% (93/384), *Heterakis gallinarum* with 11.72% (45/384), *Strongyloides spp* with 4.95% (19/384), *Amidostmum ansaris* with 0.26% (1/384), *Choannotaenia infundibulum* with 1.82% (7/384), *Hymenolepis spp* with 1.04% (4/384), and *Raillietenia spp* with 0.26% (1/384). On the other hand, in the epidemiological study, 95.70% (356/372) of chickens were found to be non-dewormed, while 4.30% (16/372) were dewormed. The interaction with other animals was also evaluated, with 88.44% (329/372) interacting with other species, and 11.56% (43/372) not interacting with other species. Finally, the type of housing was evaluated, with 81.99% (305/372) of chickens living outdoors and 18.01% (67/372) living under cover.

Key words: Prevalence; Digestive System; Parasites; Stool Study; Flotation Method.

1 INTRODUCCIÓN

La medicina veterinaria está dedicada al cuidado y manejo de los animales estando al alcance para la sociedad, pero no es accesible para toda la sociedad por diferentes circunstancias; como es, la limitada economía que desencadena la falta de información y manejo de las aves criollas; este problema se percibe más en el sector rural siendo así una realidad evidente. Esta carencia de conocimiento puede afectar a la salud y la productividad avícola; limitando a un más la economía y perjudicando el sustento alimenticio; por lo que surgió la necesidad de investigar y abordar este tema de manera amplia y efectiva.

La actividad avícola es una tradición antigua, según (Camposano, 2018), El manejo y producción avícola es una actividad milenaria y está relacionada con las costumbres de las comunidades de cada sector esta actividad se realiza sin mayor cuidado por lo que las gallinas criollas se encuentran expuestas diferentes microorganismos como es el caso de los parásitos, estos son producidos por helmintos entre ellos están los nematodos, cestodos y protozoarios.

Sin embargo, hoy en día la ruralidad es el sector en donde más habitan las gallinas criollas, la capacidad de estas aves es impresionante ya que se adaptan a las condiciones locales de cada territorio y forman parte fundamental de la biodiversidad.

En la avicultura se maneja diferentes sistemas de crianza el cual algunos son tecnificados pero el sistema que se maneja en el sector rural es el sistema de traspatio; (Ensuncho, y otros, 2015); indica que el sistema de traspatio o tradicional es aquel que realizan las familias campesinas en el patio de sus casas o alrededor de sus terrenos. La crianza de las gallinas criollas es un pequeño grupo de aves no especializadas, ellas se alimentan con insumos producidos por los propios dueños o lo que comen por sí mismas en el campo, pero también de restos alimenticios de la unidad familiar.” (Ensuncho, y otros, 2015)

El tipo de alimentación y cuidado que proporcionan los propietarios no es el idóneo Por lo que, (Olalla, 2023) menciona que “por una falta de cuidado pueden existir el problema de una parasitosis el cual este interactuara biológicamente con su hospedador en el que el parásito obtiene beneficios de una estrecha relación con el otro, considerándose el parasitismo un caso especial de depredación.”

De manera que (Ensuncho, y otros, 2015) indica que la parasitosis es un inconveniente que afectan el rendimiento de las aves, ya que este tipo de problemas conllevan a la pérdida de la condición corporal ocasionando anorexia, pérdida de sangre y proteínas plasmáticas por el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, y una descompensación en la actividad de enzimas intestinales y diarrea”.

El tipo de manejo y control de las gallinas criollas es esencial para erradicar los problemas parasitarios, por lo tanto, se debe controlar ya que ellas están en contacto con múltiples superficies, despojos y una de las recomendaciones para su control son los exámenes coprológicos que brindan información del estado de las aves.

Por lo que (Rodriguez-Vivas, Cob-Galera, & Dominguez-Alpizar, 2001), enfatiza que “la información que se generan en los laboratorios de diagnóstico ayuda en el conocimiento de las parasitosis y permiten diseñar programas de prevención, control y/o erradicación parasitaria.” Como también brindar información a las autoridades y a las personas que habitan en el sector rural para que puedan ejecutar alguna acción ante este problema sanitario”.

1.1 Problema

La producción de aves criollas es esencial e imprescindible en las zonas rurales ya que constituye un apoyo económico para las familias. Estas aves son una fuente de ingresos y una fuente de alimento, este tipo de situaciones son comunes en los sectores rurales, en donde el sistema de crianza es de traspatio o tradicional; este sistema no lleva asesoramiento técnico, por lo que los propietarios no tienen conocimiento y realizan esta actividad de forma empírica. Como resultado, la producción con se ve afectada por un manejo deficiente y un desarrollo productivo insatisfactorio lo que puede resultar en pérdidas parciales o totales tanto en la producción como en los ingresos.

El tipo de manejo deficiente desencadena enfermedades parasitarias y compromete la salud animal y humana, por lo tanto, la investigación fue zonal cubriendo toda la parroquia, fue evidente la falta de cuidado y conocimiento por parte de los propietarios con el tema de la desparasitación, este problema puede generar un riesgo para quienes consuman las aves y su subproducto (huevos), además es evidente que no existe campaña de desparasitación ni capacitación por parte de las autoridades competentes el cual ayude a la concientización y manejo de producción.

Dentro de la parroquia no se cuenta con un estudio sobre la prevalencia de parásitos intestinales en gallinas criollas por lo que se estima que hay una alta prevalencia de parásitos, siendo así un tema de importancia dentro de la salud pública

Según (Figueiroa Lyra de Freitas, y otros, 2002), destaca que las enfermedades parasitarias son comunes y los efectos que causan pueden variar desde una infección subclínica. Además, estas infecciones son las principales en interferir en el comportamiento y rendimiento reproductivo.

Según la investigación realizada por (Pólo, Payán, & Porras Sandoval, 2007) señala que las Gallinas pueden experimentar pérdida de colores vistosos y de su plumaje dando una mala calidad de exhibición, pérdida de peso, afectación en la reproducción con disminución de la puesta, fertilidad de los huevos, entre otras. Es indispensables el tipo de crianza sea esta en cautiverio o libre igual sufren infestaciones parasitarias en donde compromete el tracto digestivo esto lo ocasionan protozoarios y helmintos, los cuales provocan diarreas, emaciación, deshidratación, hasta la muerte”.

Este tipo de enfermedades parasitarias suelen ser reincidentes si no se lleva un control adecuado por lo que el estudio realizado proporcionara información para el sector y la población en general.

Debido a esto se vio la necesidad de realizar el estudio para evaluar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en aves criollas de traspatio en la parroquia Octavio Cordero Palacios (Cuenca -Ecuador), con el propósito de orientar e identificar a la población con una base de datos sobre el efecto negativo que ocasionan en sus respectivas explotaciones avícolas de traspatio.

1.2 Delimitación

1.2.1 Delimitación Temporal

El presente trabajo tuvo una duración de 400 horas, la cual fueron distribuidas en el trabajo experimental y redacción del documento.

1.2.2 Delimitación Espacial

La presente investigación se realizó en la parroquia Octavio Cordero Palacios, del cantón Cuenca, Provincia del Azuay – Ecuador. Dentro de la parroquia se tomó en cuenta las comunidades (Adobepamba, Azhapud, Santa Marianita, San Bartolomé, El Calvario, Santa Rosa, El Cisne, San

Vicente, La Nube, San Luis, Cristo del Consuelo, Corazón de Jesús, Patrón Santiago, San Jacinto, El Roció, La Dolorosa).

Tabla 1.

Datos / localización de la Parroquia Octavio Cordero Palacios, provincia del Azuay.

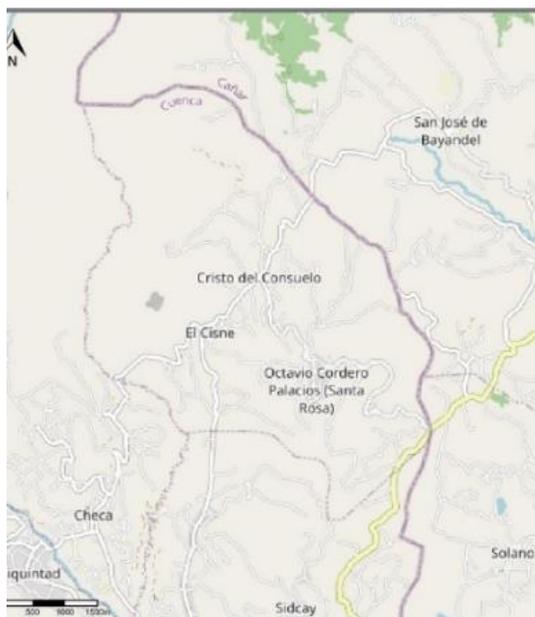
Coordenadas	2°46'46"S 78°58'06"W
Superficie	2042,88 Ha.
Altitud	2721 msnm
Clima	12 – 18 °C / año
Pluviosidad	500 – 1000 mm / año
Población INEC protección 2020	2681
Densidad	2,3 habitantes / Ha.

Fuente: (Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial de Octavio Corderpo Palacios, 2023)

1.2.3 Ubicación

Ilustración 1.

Parroquia Octavio Cordero Palacios.



Fuente: (Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial de Octavio Corderpo Palacios, 2023)

1.2.4 Académica

La presente investigación corresponde a Medicina Veterinaria al área de salud animal, la misma que servirá para el conocimiento y aporte para los estudiantes de la carrera o profesionales involucrados en el área, vinculada juntamente con la salud pública y parasitaria

1.3 Explicación del problema

La parroquia de Octavio Cordero Palacios perteneciente al cantón Cuenca, provincia del Azuay - Ecuador tiene como actividad pecuaria la crianza de gallinas criollas esta actividad desarrolla grupos familiares pequeños que viven en la ruralidad, debido a que forma parte del ingreso económico o sustento alimentario (carne o huevos) de esta especie.

Uno de los problemas que presenta la parroquia Octavio Cordero Palacios con esta actividad es que lo desarrollan sin tecnificación, sin bioseguridad y sin métodos de producción, por lo que las aves tienden a enfermarse fácilmente y así posterior a la enfermedad la baja de producción de carne y huevos, hasta la muerte de las gallinas.

Todo esto se suscita porque no cuenta con asesoramiento técnico calificado, con planes sanitarios adecuados; sabiendo que la reincidencia parasitaria es uno de los factores de mayor importancia, por lo que al conocer de parásitos que están sobre este sistema de producción puedan realizar un plan de desparasitación apropiado para poder combatir y erradicar las cargas parasitarias existentes en la producción de las aves criollas criadas en su sistema de traspatio.

Con este antecedente se pretendió en la investigación conocer la prevalencia de parásitos intestinales que afectan a las aves criollas dentro de la parroquia Octavio Cordero Palacios.

1.4 Objetivos

1.4.1 Objetivo General.

Determinar la prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas de traspatio en la parroquia Octavio Cordero Palacios, cantón Cuenca, provincia del Azuay.

1.4.2 Objetivos Específicos.

- 1) Identificar los tipos de parásitos intestinales en aves criollas.
- 2) Determinar la prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas criadas en granjas de traspatio en la parroquia de Octavio Cordero Palacios, mediante el método de flotación.
- 3) Realizar un estudio epidemiológico, mediante una encuesta el cual me permita evaluar el tipo de alojamiento, desparasitación y la interacción con otros animales.

1.5 Hipótesis

1.5.1 Hipótesis Alternativa

Hay alta prevalencia de parásitos en aves criollas criadas en granjas de traspatio, en la parroquia Octavio Cordero Palacios, cantón Cuenca, provincia del Azuay.

1.5.2 Hipótesis Nula

Hay baja prevalencia de parásitos en aves criollas criadas en granjas de traspatio, en la parroquia Octavio Cordero Palacios, cantón Cuenca, provincia del Azuay.

1.6 Fundamentación teórica

El presente estudio se orientó para adquirir datos que me permitan ver el estado actual de la parroquia Octavio Cordero Palacios, el cual me ayudará y me permitirá concluir con los resultados recopilados y de esta manera procesar la información el cual estará a disposición para las personas interesadas en el tema. Con el aporte de esta investigación la sociedad en general podrá tomar estos datos para indagar más en el tema y procesarlos para erradicar los problemas parasitarios en las Gallinas criollas.

El identificar la prevalencia parasitaria en Gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*), esto permitirá ayudar a que la población sea más consciente sobre el cuidado y sea pertinente prevenir dicho impacto contraproducente que los parásitos causan a las gallinas criollas y opten por implementar programas de desparasitación, basándose en el presente estudio.

Además, es un gran aporte para la para la parroquia de Octavio Cordero Palacios, por lo que hay investigaciones que recomiendan un estudio previo dentro de la comunidad u parroquia para optar por planes de desparasitación o mejoramiento en la producción Ávila.

2 REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y DOCUMENTAL

2.1 Gallinas Criollas.

2.1.1 Clasificación taxonómica de las aves criollas

Tabla 2.

Descripción taxonómica de las aves criollas.

Descripción	Denominación
Reino	Animal
tipo	Cordado
Subtipo	Vertebrado
Clase	Aves
Subclase	<i>Nermites (sin dientes)</i>
Super orden	<i>Neognatos (esternón aquillado)</i>
Orden	<i>Gallinácea</i>
Suborden	<i>Galli</i>
Familia	<i>Phasianidae</i>
Genero	<i>Gallus</i>
Especie	<i>Domesticus</i>

Fuente: (Sanmartin L. , 2014)

2.1.2 Origen de las aves criollas

(Orrala, 2021), indica que “las aves son consideradas como unas de las primeras especies domésticas, y a su vez la gallina criolla es descendiente del *Gallus bankiva* proveniente del sureste asiático; hace 5 000 años, en esa época se dieron a inicio cuatro agrupaciones de razas primarias

como lo son: las atlánticas, mediterráneas, las asiáticas y las razas de combate., estas aves criollas llegaron a América por primera vez gracias a la llegada de los conquistadores y desde ese momento han demostrado su adaptación siendo unas de las especies con mayor producción a través de las condiciones adversas de la región” (pág. 3).

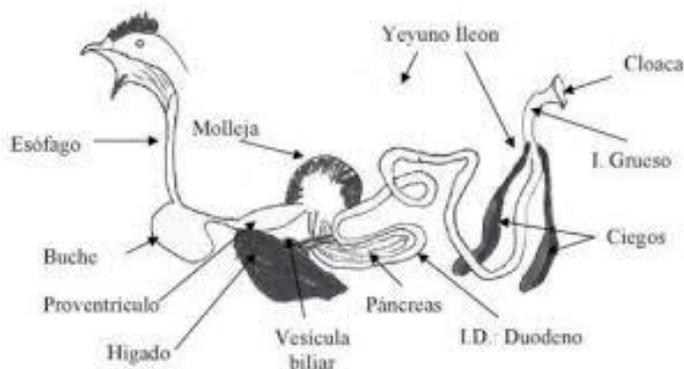
En el blog (CRIADEVES.COM, 2019) señala que “se conoce como gallina criolla a las razas de gallinas que son criadas en los patios o corrales de viviendas rurales o zonas periféricas a la ciudad. Bajo ambientes de libre desarrollo y crianza (manejo extensivo), donde no existe una alimentación específica”.

2.1.3 Sistema digestivo

“Los órganos que conforman el aparato digestivo de las aves tienen diferentes aspectos, no tienen dientes, presenta un órgano de almacenamiento bien desarrollado que lleva el nombre de buche, una molleja, tiene también dos ciegos y no tiene colon” (Nuñez, 2021, pág. 15).

Ilustración 2.

Sistema Digestivo de las gallinas.



Fuente: (Abarca, 2021).

El sistema digestivo se compone de:

2.1.3.1 Cavidad bucal:

En el trabajo de (Nuñez, 2021), indica que el “Pico es óseo, se encuentra recubierto por una estructura córnea siendo dura y curva y la cavidad bucal presenta glándulas salivales, segregan de 7 a 25 ml de saliva entrando en ayuno, presenta un color lechoso a claro; Lengua tiene papilas filiformes e impide el retorno del alimento.” (p.15).

2.1.3.2 Esófago:

“El esófago está situado al principio, situado a lo largo del lado inferior del cuello, sobre la tráquea, pero se dirige ya hacia el lado derecho en el tercio superior de este. Después se sitúa en el borde anterior derecho, donde está cubierto solamente por la piel, hasta su entrada en la cavidad torácica. El esófago es algo amplio y dilatado, sirviendo así para acomodar los voluminosos alimentos sin masticar” (Masaquiza, 2012, p. 3).

2.1.3.3 Bucho o estomago almacenador

El bucho es conocido comúnmente como bolsa de almacenamiento como dice (Abarca, 2021)“El bucho es una bolsa de paredes delgadas con revestimiento interno de pliegues profundos que los hace distensible para el almacenamiento de los alimentos y, cumple distintas funciones: almacenamiento de alimento para el remojo, humectación y maceración de los alimentos. La acción producida en el bucho es ácida, ya que su pH presenta un promedio de 5. El alimento permanece en almacenamiento dentro del bucho alrededor de dos horas” (pág. 4)

2.1.3.4 Proventrículo o estomago glandular

Es aquel que se distingue por ser un órgano ovoide, y se ubica en la parte izquierda del plano medio, y en una posición craneal refiriéndose al estómago muscular. Antes de su

desembocadura en el estómago muscular ahí se produce un ligero estrechamiento. Además, funciona como conductor de alimentos provenientes del buche que se encuentran en dirección hacia la molleja, y en la parte más externa se recubre por el peritoneo” (Abarca, 2021, págs. 4-5)

2.1.3.5 Molleja

“Es un estómago muscular muy robusto que sirve al animal para triturar y ablandar la comida, normalmente granos de cereal; mediante una presión mecánica, los alimentos, que llegan hasta esta parte del organismo del ave mezclados con los jugos gástricos, son triturados y absorbidos por el sistema digestivo” (Guambo, 2022)

2.1.3.6 Intestino delgado

El intestino delgado se compone de “El duodeno comienza en la parte distal de la molleja, el yeyuno e íleon es difícil diferenciar el segmento en la parte baja del intestino. La longitud del intestino varía de acuerdo con los hábitos alimenticios. Las aves carnívoras tienen un intestino más corto, debido a la rápida digestión y absorción, comparado con aves de alimentación granífera. La superficie luminal del intestino contiene unas vellosidades y microvellosidades que dan una superficie más amplia de absorción. El intestino delgado es el primer órgano de absorción y digestión. Enzimas especializadas están presentes en varios segmentos de este órgano, para desdoblar los carbohidratos, lípidos y proteínas, para luego ser absorbidas”. (Escobar, 2018)

2.1.3.7 Intestino grueso

El intestino griego se compone en dos estructuras: dos ciegos u colon recto

2.1.3.7.1 Ciegos

Los ciegos son las partes por donde inicia el I. Grueso y son dos sacos que se sitúan en la unión del intestino delgado e intestino grueso y tienen la función de seguir con la desintegración de los principios nutritivos y la absorción de agua. (Yépez, 2022)

2.1.3.7.2 Colon / recto

En las aves, el colon es muy pequeño en comparación con el de los mamíferos, pero con todo y su tamaño reducido, realiza muchas funciones importantes. Recoge el producto del proceso digestivo del intestino delgado. En este tramo del intestino grueso se realiza la absorción de agua y proteínas contenidas en el alimento, tiene un pH de 7.38. Estas estructuras anatómicas son las dos últimas porciones del intestino grueso y se comunican con la cloaca. (Abarca, 2021)

2.1.3.8 Cloaca

La cloaca es parte del I.grueso y se ubica en la parte posterior del intestino delgado siendo el lugar de salida de los aparatos urinario, reproductor y del sistema digestivo de las aves. Además, se divide en tres regiones. Inicialmente en la región anterior, el coprodeo es encargado de recibir el excremento del intestino, por su parte el urodeo localizado en la región intermedia, a través de los uréteres, recibe las descargas de los riñones. El proctodeo posicionado en la región posterior, es la más grande y muscular y gracias a una contracción de esta región, se expulsan los excrementos del ave. (León J. G., 2019)

2.1.3.9 Órganos anexos al aparato digestivo

El hígado, la vesícula biliar y el páncreas son los principales órganos accesorios del sistema digestivo.

2.1.3.9.1 Hígado

El hígado es la glándula más grande del sistema digestivo de las aves y al igual que en los mamíferos almacena azúcares y grasas, segrega fluido biliar indispensables en la digestión de grasas, actúa en la síntesis de proteínas y excreta desechos de la sangre, el hígado emulsifica los lípidos con el fin de almacenar una significativa cantidad de vitaminas. (Zambrano, 2021)

2.1.3.9.2 Vesícula biliar

La vesícula biliar es el órgano que tiene forma de bolsa ubicado debajo del hígado y cuya función es almacenar la bilis, que es un líquido necesario para que ocurra la digestión, se conecta a través del conducto cístico con otro llamado colédoco que viene del hígado, donde se ha formado la bilis para desembocar en el intestino delgado (duodeno). (Zambrano, 2021)

2.1.3.9.3 Páncreas

Es un órgano que se encuentra en el pliegue o doblez del duodeno. Es una glándula mixta que cumple la función endócrina (secreción de insulina) y exócrina que corresponde a la secreción del jugo pancreático rico en enzimas como la: amilasa, quimiotripsina, tripsina, carboxipeptidasas y lipasas que auxilian el proceso de digestión de proteínas, hidratos de carbono y lípidos. (Delgado, 2015).

2.2 Parasito

Es aquel animal o vegetal que en forma permanente o temporal y de manera obligatoria debe nutrirse a expensas de otro organismo llamado huésped, sin que esta relación implique la destrucción del huésped como lo hace un depredador. (Choloquina, 2019)

2.3 Parasitismo.

En el mundo avícola la crianza de esta especie no es compleja, pero es necesario saber sobre manejo básicos de crianza el cual pueden evitar un bajo rendimiento en la producción como tal, pero si no se lleva un adecuado manejo según los autores especializados en avicultura pueden llevar un precario control parasitario y así acabar con la producción avícola

(FincaCasarejo, 2018), Indica que los parásitos internos, también denominados endoparásitos, son los que viven o se hospedan en el interior del organismo afectado, generalmente en su aparato digestivo, aunque en ocasiones pueden manifestarse en las vías respiratorias. Aunque pueden afectar a aves de todas las edades, inquietan preferentemente a aves jóvenes. Los coccidios y las lombrices como los nematodos o las tenías son algunos de los parásitos intestinales que con más frecuencia podemos hallar en nuestros aviarios.

(Camposano, 2018), indica, que los parásitos gastrointestinales más importantes para las aves domésticas se dividen en cinco grupos de los cuales se derivan diferentes clases:

- Gusanos redondos o filiformes-Nemátodos.
- Gusanos planos o acintados-Cestodos.
- Tremátodos.
- Acantocéfalos.
- Protozoarios. (Camposano, 2018)

2.3.1 Clasificación de parásitos intestinales

2.3.1.1 Nematodos

Los nemátodos, son gusanos carentes de segmentación, normalmente de forma cilíndrica y alargada con simetría bilateral, pero las hembras de algunas especies desarrollan dilataciones corporales más o menos globulosas. El tamaño de los nematodos varía de pocos milímetros en el

macho 3-8 cm y la hembra, hasta más de 6 cm de longitud. Poseen aparato digestivo. Con unas pocas excepciones, son de sexos separados y su ciclo de vida puede ser directo o incluir un hospedador intermediario. (Alvear, 2016); Según (Pascual, 2009) los nematodos “se ubica en el ciego de las aves. Siendo parásito de color blanco.

2.3.1.1.1 *Ascaridia spp.*

2.3.1.1.1.1 Taxonomía

Tabla 3

Taxonomía A. galli.

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

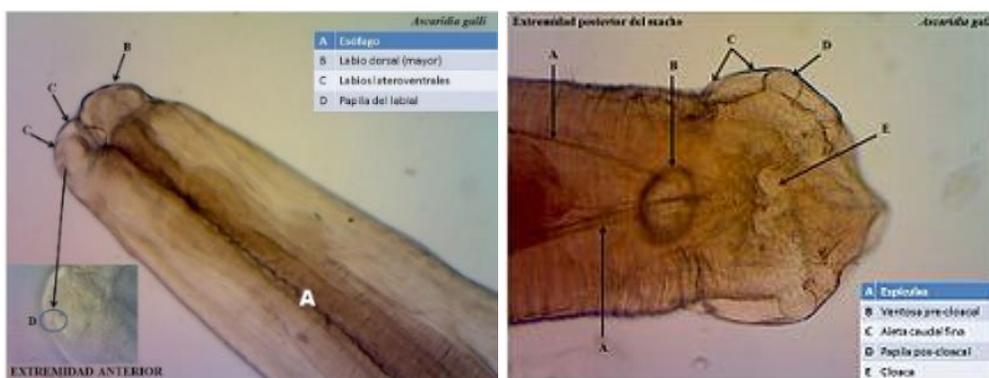
Fuente: (Camposano, 2018)

2.3.1.1.1.2 Etiología

Según (Alcalá, y otros, 2019), el color blanco amarillento que tiene el parasito además con tres labios desiguales, donde el dorsal es el de mayor tamaño; el esófago tiene forma de huso. Los machos miden 3-8 cm de largo por 0.5-1.2 mm de ancho. En el extremo posterior tienen una ventosa preanal de forma elipsoidal. tiene dos aletas caudales membranosas y 10 papilas caudales las dos espículas son de diferente tamaño”. (p.185).

Ilustración 3.

Extremidad anterior y posterior de Ascaridia spp.



Fuente: (WIKIPEDIA, 2024)

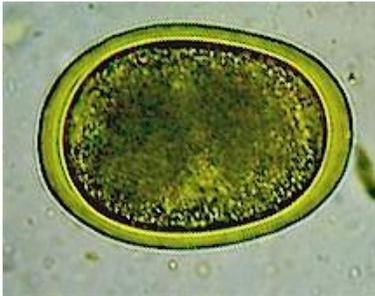
“Las hembras miden de 6 a 12 cm de largo y terminan en punta cónica, la vulva es anterior a la mitad del cuerpo, los huevos son elípticos, insegmentados que miden de 68 a 92 por 40 por 57 μm . Su capa externa es más gruesa y lisa. (Alcalá, y otros, 2019)

Las infestaciones más graves se presentan en pollos de uno a tres meses de edad. Pueden producirse importantes lesiones si un gran número de parásitos jóvenes penetran en la mucosa duodenal. Esto es causa de hemorragia y enteritis, lo que produce en las aves anemia y diarrea. (Andy, 2014)

2.3.1.1.1.3 Ciclo biológico

Ilustración 4.

Huevo de Ascaridia spp.



Fuente: (Junquera, 2022)

Los huevos son ingeridos y eclosionan en el proventrículo o en el intestino delgado, entre 8 y 17 días las larvas se encuentran en la mucosa del intestino luego regresan al lumen. El periodo prepatente es de 30- 50 días. (Andy, 2014)

2.3.1.1.1.4 Signos y síntomas

Los primeros síntomas se observan hacia el final de la primera semana de infestación. El crecimiento de los pollos se detiene, dejan de comer, están adormecidos y con plumas erizadas y se observan excrementos diarreicos, frecuentemente sanguinolentos. (Andy, 2014)

2.3.1.1.2 *Capillaria spp.*

2.3.1.1.2.1 Taxonomía de *Capillaria spp.*

Tabla 4.

Taxonomía de Capillaria spp

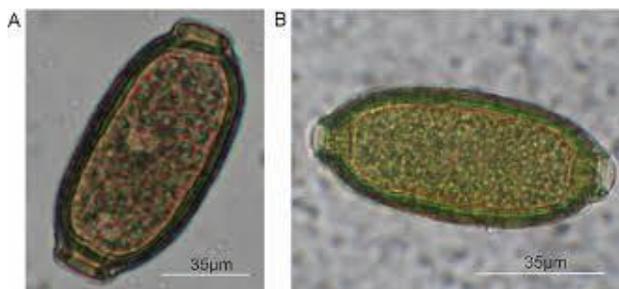
Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	Adenophorea
Orden	Trichurida
Familia	Trichenellidae
Genero	<i>Capillaria</i>
Especie	<i>C. annulata</i> , <i>C. conforta</i> , <i>C. obstignata</i> , <i>C. bursata</i> , <i>C. caudinflata</i>

Fuente: (Espinoza, 2019).

2.3.1.1.2.2 Etiología

Ilustración 5.

Huevo de Capillaria spp



Fuente: (Schoener, Howe, Charleston, & Castro, 2012)

El nematodo reside en los ciegos y el intestino grueso de las aves, donde se alimenta del contenido intestinal y daña la pared intestinal. (Arana, 2023)

Los machos miden entre 9 y 14 mm, y las hembras de 10 a 25 mm. Los huevos (con característica forma de limón) son de cáscara gruesa y miden aproximadamente 45- 65 x 23 μm . (Pascual, 2009).

2.3.1.1.2.3 Ciclo biológico

El ciclo de vida de *Capillaria ssp.* Implica transmisión directa, donde los huevos infecciosos se eliminan en las heces de aves infectadas y otras aves los ingieren. Los huevos eclosionan en el tracto intestinal y las larvas migran a los ciegos y maduran hasta convertirse en gusanos adultos. (Arana, 2023)

El periodo prepatente es de tres semanas. Los huevos de algunas de las especies son ingeridos por lombrices de tierra, en las que no habría desarrollo, sino que son necesarias para estimular la apertura de los huevos y las aves se infectan ingiriendo las lombrices. (Pascual, 2009).

2.3.1.1.2.4 Signos y síntomas

Puede provocar diversos signos clínicos, como diarrea, pérdida de peso, reducción del apetito y disminución de la producción de huevos. El nematodo también provoca cambios patológicos en el tracto gastrointestinal, como inflamación, hemorragia y ulceración. Estos cambios pueden provocar una reducción de la absorción de nutrientes, problemas de digestión e infecciones bacterianas secundarias. (Arana, 2023)

2.3.1.1.3 *Heterakis gallinarum*

2.3.1.1.4 Taxonomía de *Heterakis gallinarum*

Tabla 5.

Taxonomía de Heterakis gallinarum

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	Secernentea
Orden	Ascarididea
Familia	Ascaridiea
Subfamilia	Ascaridiinae
Genero	Heterakis
Especie	<i>G.gallus</i>
Subespecie	<i>H. heterakis</i>

Fuente: (Olalla, 2023)

2.3.1.1.4.1 Etiología

Ilustración 6.

Huevo de Heterakis gallinarum.



Fuente: (Kumar, 2020)

Es una parasitosis por nemátodos producidas por vermes de la especie Heterakis y su presencia es muy selectiva apareciendo solo en el ciego de las gallinas. Heterakis gallinarum es la especie más común. Los adultos miden de 7 a 15 mm de longitud. Las hembras son ligeramente mayores que los machos. Poseen alas caudales especialmente grandes en los machos. Tienen 2 espículas desiguales. Los huevos poseen una cáscara gruesa y lisa, miden 65-80 por 35-46 μm y están sin embrionar en el momento de la puesta. (Rivera, 2017)

2.3.1.1.4.2 Ciclo biológico

Cuando el huevo con L2, infectante, es ingerido por un hospedador, la larva eclosiona en el buche, molleja o duodeno. Por 4 días la L2 se encuentra en la mucosa cecal dañando su epitelio. Mudan a L3 y pasan a la luz intestinal al 6° día post infección, donde evoluciona hasta L5. El periodo prepatente es de 24 a 40 días. (Pascual, 2009)

2.3.1.1.5 *Amidostomum spp*

2.3.1.1.5.1 Taxonomía de *Amidostomum spp*

Tabla 6.

Taxonomía de Amidostomum spp

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	Secernentea
Suborden	trichostrongyloidea
Orden	strongylida
Familia	Amidostomidae
Genero	<i>Amidostomum Railliet</i>
Especie	<i>Amidostomum ansaris</i>

Fuente: (Cordero del Campillo & Rojo, 2000)

Ilustración 8

Huevo de Amidostomum ansaris



Fuente: (SERVICIO VETERINARIO DE LAS ISLAS FAROE, 2012)

2.3.1.1.5.2 Etiología

Es un verme delgado de color rojizo, los machos miden de 10-17mm y las hembras miden de 12-24mm. Tiene una capsula bucal y ancha y de paredes engrosadas, en cuya base se distinguen tres dientes finos. La bolsa caudal de los machos, típica del orden, con dos lóbulos laterales mas largos que el dorsal y provistos de costillas o radios, de las que la costilla dorsal se encuentra bifurcada casi en su extremo. Las espículas son iguales de 200-300 um de longitud. Los huevos miden 85-110x50-60 um y están segmentados cuando son puestos. (Cordero del Campillo & Rojo, 2000)

2.3.1.1.5.3 Ciclo biológico

es directo, con la particularidad de que los primeros estadios larvarios se desarrollan en el interior del huevo y las larvas segunda y tercera mantienen las vainas o tegumentos del primero y segundo estadios. Esta circunferencia favorece su resistencia a los factores ambientales, aunque son sensibles a la desecación. La infección se produce por ingestión de los huevos larvados. El periodo de prepatencia es de 14-25 días. Las aves jóvenes son más sensibles y las adultas actúan como portadoras. (Cordero del Campillo & Rojo, 2000)

2.3.1.1.5.4 Signos y síntomas

Produce efectos tóxicos y alteraciones digestivas que causan al penetrar a la mucosa y submucosa de la molleja y el ventrículo, causando inflamación y hemorragia. También presentan anorexia, adelgazamiento, y Anemia, acompañada de postración y que conducen a la muerte en 4-10 días desde que aparecen los primeros síntomas, presentan diarrea manchando las plumas y el vientre. (Cordero del Campillo & Rojo, 2000)

2.3.1.1.6 *Strongyloides spp*

2.3.1.1.6.1 Taxonomía de *Strongyloides spp*

Tabla 7.

Taxonomía de Strongyloides spp

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	Nematoda
Clase	adenophorea
Orden	Rhabditida
Familia	Rhabditidae
Subfamilia	Rhabditoidea
Genero	<i>Strongyloides</i>
Especie	<i>Strongyloides avicum</i>

Fuente: (Choloquina, 2019)

Ilustración 9

Huevo y larva de Strongyloides spp



Fuente: (Mark E & Lok, 2007)

2.3.1.1.6.2 Etiología

El nematodo más pequeño y la única especie de este género que parasita a las aves es el *Strongyloides avium*, encontrándose en el intestino delgado y ciego de los de pollos, y otras gallináceas. (Medrona , 2022)

Los estados parasíticos del género *Strongyloides* son pequeños vermes de 2 a 9 mm, sólo las hembras adultas partenogenéticas 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. (Andy, 2014)

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. (Andy, 2014)

2.3.1.1.6.3 Ciclo biológico

Las primeras larvas eclosionan seis horas después de salir del recto a una temperatura de 27°C. Las hembras se reproducen por partenogénesis, poniendo huevos en la mucosa del intestino delgado. Las larvas pueden parir larvas infecciosas o de vida libre durante una o varias generaciones. Las larvas ingeridas causan infestación en las aves (Medrona , 2022)

2.3.1.1.6.4 Signos y síntomas

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

2.3.1.2 Cestodos

Las aves están infectadas por una variedad de especies de cestodos, incluidas *Raillietina*, *Davainea* y *Choanotaenia*. Estos parásitos tienen un ciclo de vida complejo que involucra a múltiples huéspedes y los gusanos adultos residen en el intestino delgado del huésped definitivo, los huevos pasan a través de las heces del ave infectada y son ingeridos por huéspedes intermediarios, como lombrices o insectos. (Arana, 2023)

2.3.1.2.1 *Raillietenia spp*

2.3.1.2.1.1 Taxonomía de *Raillietenia spp*

Tabla 8.

Taxonomía de Raillietenia spp

Descripción	Denominación
Reino	Animalia
Filo	platyhelminthes
Clase	Cestoda
Orden	cyclophyllidae
Familia	Davaineidae
Genero	Raillietina
Especie	<i>Raillietenia spp</i>

Fuente: (Varela , 2021)

Ilustración 10

Huevo de *Raillietenia* spp



Fuente: (Jansen, s.f.)

2.3.1.2.1.2 Etiología

(Junquera, RAILLIETINA spp, gusanos cinta cestodos parásitos intestinales de AVES (gallináceas, pavos, faisanes etc.), 2022), relata “es un género de gusanoscinta (cestodos, tenias), parásitos gastrointestinales de numerosas especies de aves (pollos, gallináceas, pavos, gansos) en todo el mundo. Son gusanos intestinales bastante frecuentes en aves, sobre todo si tienen acceso al exterior.”

Parasita la mitad anterior del intestino delgado de la gallina, palomas y otras aves, es una de las tenías de mayor tamaño, alcanzando los adultos 25cm de longitud y una anchura de 4 mm, los hospedadores intermediarios son escarabajos, babosa o caracoles, moscas domésticas y hormigas. (Andy, 2014)

2.3.1.2.1.3 Ciclo biológico

Eliminados con las heces, los huevos se liberan de la cápsula y son ingeridos por los hospedadores intermediarios: escarabajos coprófagos, que se crían en el guano, escarabajos

terrestres, moscas y hormigas. En ellos se desarrolla un cisticercoide que al ser ingerido por el ave en dos meses evoluciona a adulto (Pascual, 2009)

2.3.1.2.1.4 Signos y síntomas

Presentan anorexia, abatimiento y apatía. Están debilitados, con movimientos lentos, tienen el dorso arqueado y el cuello retraído, alas caídas, ojos semicerrados, plumaje sin brillo y erizado, luego presentan diarrea mucosa, en parte es sanguinolenta, en algunos casos presentan estreñimiento. A la necropsia se encuentra la mucosa intestinal totalmente irritada con nódulos grises, blanquecinos, de aspecto tuberculoide. El decaimiento progresa, la cresta y la barbilla se palidecen y se cubre de escamillas, la anemia y el enflaquecimiento es más marcado. (Camposano, 2018)

2.3.1.2.2 *Choanotaenia infundibulum*

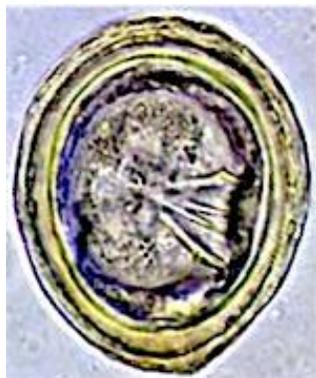
2.3.1.2.2.1 Taxonomía de *choanotaenia infundibulum*

Tabla 9.

Taxonomía de Choanotaenia infundibulum

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

Fuente: (Camposano, 2018).

*Ilustración 11**Huevo de Choanotaenia Infundibulum.*

Fuente: (Junquera, 2021)

2.3.1.2.2.2 Etiología

Alcanza una longitud de hasta 25cm y una anchura de 3mm. Los hospedadores intermediarios son los escarabajos y las moscas domésticas. (Almeida, R.2005) Es poco patogénica, y apenas se observan síntomas clínicos. Infecciones masivas poco frecuentes pueden afectar sobre todo a aves jóvenes que muestran merma de crecimiento y desarrollo. (Andy, 2014)

2.3.1.2.2.3 Ciclo biológico

Las proglótides salen con las heces y se dispersan en el suelo donde son ingeridos por las moscas y escarabajos de genero *Geotrupes*, *Aphodius*, *Calathus* y *Tribolium*; en donde se desarrolla el cisticercoide en un periodo de 20 a 48 dias. Los pollos se infectan por ingestión de los uestedes intermediarios. El periodo de prepatencia del *Choanotaenia Infundibulum* es de 2 a 3 semanas aproximadamente. (Espinoza, 2019)

2.3.1.2.2.4 Signo y síntomas

Choanotaenia infundibulum es poco patógena, y apenas se observan síntomas clínicos. Infecciones masivas poco frecuentes pueden afectar sobre todo a aves jóvenes que muestran merma de crecimiento y desarrollo. (Junquera, 2022)

2.3.1.2.3 *Hymenolepis spp*

2.3.1.2.3.1 Taxonomía de *Hymenolepis spp*

Tabla 10.

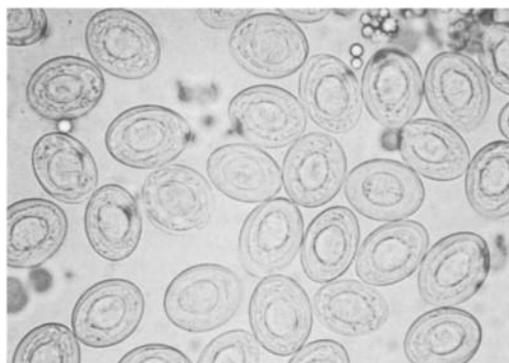
Taxonomia de Hymenolepis spp

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

Fuente: (Camposano, 2018)

Ilustración 12

Huevo de Hymenolepis spp



Fuente: (Robert & Muriel, 2002)

2.3.1.2.3.2 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. (Camposano, 2018)

Las especies de mayor presentación en aves son:

H. cantanina: Se encuentra en el intestino delgado de pollos y guajolotes; es cosmopolita. Mide de 4 a 20 mm de largo por 0.5 mm de ancho.

H. carioca Es una de las especies más comunes en pollos, pavos y otras gallináceas. Mide de 30 a 80 mm de largo por 0.5 de ancho.

H. coronula 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 rostelo tiene 10 ganchos (Camposano, 2018)

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

2.3.1.2.3.3 Ciclo biológico

Los proglótidos salen con las heces y se dispersan por el suelo, son ingeridos por escarabajos de los géneros *Ataenius*, las aves se infestan por ingestión del huésped intermediario. El periodo de prepatencia es de 14 días. Los huéspedes intermediarios son escarabajos de los géneros: *Aphodius*, *Choeridium*, *Anisotarsus* y *Onthophagus*

2.3.1.2.3.4 Signos y síntomas

Autoinfección interna: los huevos se incuban dentro del intestino e inician una segunda generación sin salir del huésped. La autoinfección puede provocar un gran número de gusanos y síntomas. Las infecciones suelen ser asintomáticas, pero las infecciones graves pueden provocar dolor abdominal de tipo cólico, diarrea, anorexia, prurito anal y síntomas sistémicos inespecíficos. (Chelsea & Petri., 2023)

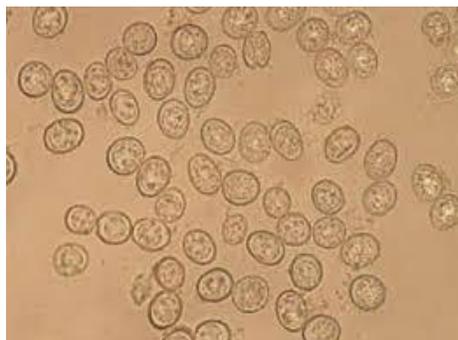
2.3.1.3 Protozoos

son parásitos unicelulares microscópicos que se multiplican una vez dentro de sus hospedadores causándole consecuencias negativas. Generalmente, produciendo: decaimiento, grados variables de diarrea, diarrea hemorrágica y dependiendo de la severidad, muerte.” (Bertsch, 2020). Se han identificado protozoos como habitantes comunes del tracto gastrointestinal. incluyen especies como coccidias, tricomonas y amebas, los coccidia son los protozoos más comunes que se encuentran, son responsables de causar coccidiosis, una enfermedad que puede provocar pérdida de peso, diarrea y la muerte en casos graves, las tricomonas pueden causar inflamación del buche y del esófago, los protozoos de las codornices varían en tamaño, forma y color. (Arana, 2023)

2.3.1.3.1 *Coccidias spp*

Ilustración

13. Huevo de coccidias



Fuente: (Dinev, 2020)

2.3.1.3.1.1 Taxonomía del género de *coccidias*

Tabla 11.

Taxonomía de *Coccidias*

Descripción	Denominación
Reino	protista
Filo	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiorida
Familia	Eimeriidae
Genero	Eimeria
Especie 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: (Camposano, 2018).

2.3.1.3.1.2 Etiología

son los protozoos más comunes en avicultura. En su patogenia dañan la mucosa intestinal al reproducirse dentro de los enterocitos y causan su destrucción. Dependiendo de la severidad de la infección y las especies de parásitos intervinientes éstos provocan efectos negativos en el hospedador, que van desde una inflamación intestinal con reducción del consumo y menor ganancia de peso, hasta la diarrea hemorrágica y muerte.” (Bertsch, 2020).

Los coccidios son especie específicos, hay siete especies principales que afectan a los pollos de engorde, todas pertenecientes al género *Eimeria*: *E. acervulina*, *E. brunetti*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. praecox*, *E. tenella* y *E. maxima*. La porción del intestino afectada, así como la severidad de las lesiones, varía según la especie involucrada.” (Bertsch, 2020).

Descripción de los tipos de *eimerias*:

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.

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.

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.

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.

2.3.1.3.1.3 Ciclo biológico

La enfermedad se propaga por los huevos del parásito, 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. El periodo de pre patencia es de 4-7 días.

2.3.1.3.1.4 Signos y síntomas

Ante un brote de *coccidiosis*, las aves se tornan pálidas, débiles, tienden a acurrucarse, consumen menos alimento y agua, tienen diarrea, pueden deshidratarse, pierden peso y las ponedoras experimentan baja en la postura. Además, la *coccidiosis* puede producir excrementos con sangre y anemia que, muchas veces es seguida de la muerte. (Téllez, 2011)

2.4 Métodos coproparasitarios

2.4.1 Método de flotación

(Guale, 2021), Indica que los métodos de flotación son los más usados en la actualidad para la examinar muestras fecales, esto ayuda a la detección de los parásitos gastrointestinales, es un método cuantitativo por ser rápido y eficaz al momento de hacer una identificación de parásitos, ya que este separa los huevecillos (ooquistes) del material fecal por medio de flotación por

gravedad de 1.2, ya que los huevecillos poseen una gravedad de 1.05 a 1.1 lo cual hace que flote a la superficie y se adhiera a la placa. (p.14)

(Guale, 2021), Determina que las pruebas por métodos de flotación en tubos de ensayos se denominan pruebas cualitativas que sirven para poder detectar e identificar huevecillos de nematodos, cestodos, este método es muy utilizado para estudios preliminares para poder establecer diferentes géneros de parásitos presentes, esto con lleva a la separación del material fecal del fluido con la solución ya sea por sacarosa, NaCl, entre otros. (p.14)

2.4.1.1 Flotación por sacarosa

(Fabián, Otárola, & Kathia, 2014), Define que esta técnica consiste en la separación de huevecillos por método de flotación por sacarosa (azúcar) de varios endoparásitos encontrados como son los ooquistes, quistes, huevecillos, ya que con esta técnica tenemos mayor densidad, además es preferibles para la detección de quistes de protozoarios y huevos de helmintos.

2.4.1.2 Flotación por cloruro de sodio (NaCl)

(Garcia, 2020), Determina que este método por medio de flotación por cloruro de sodio, es muy factible para poder visualizar quistes o huevecillos livianos ya que estos flotan de manera diferente, ya que se distingue por mostrar una tonalidad rosa y eso a la vez muestra una

característica diferente para su identificación sin la aplicación de algún tipo de tinción, se pueden visibilizar trofozoítos en rumiantes y también en humanos. (p.29)

2.5 Resumen del estado del arte del problema

2.5.1 Aves criollas

Según (Ochoa, 2014) indica sobre “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. Las gallinas criollas o mestizas llegaron a América con los conquistadores en sus primeros viajes, y han demostrado su adaptabilidad productiva para las condiciones de la región.” (p. 4).

2.5.2 Avicultura de traspatio

(Alvarado, 2018), indica que la avicultura de traspatio es conocida desde la antigüedad como rural o criolla, doméstica o autóctona no especializada; la misma que establece un sistema tradicional de producción y este tipo de producción no lleva un control, esta actividad lo lleva a cabo las familias campesinas en el patio de su casa o alrededor de las mismas, estas aves requieren espacios pequeños para criarlas (Alvarado, 2018)

2.5.3 Sanidad animal

Según (Camposano, 2018), indica que las aves se afectan por múltiples enfermedades que ocasionan un sin número de pérdidas en la producción y pérdida de aves por mortandad; pero tienen alimentación equilibrada, cuentan con alojamientos apropiados y cuidados propios de una buena crianza, al atender todas estas necesidades las gallinas gozarán de buena salud y reducirán al mínimo los problemas de enfermedades.

2.5.4 Parasitología en avicultura

En el estudio de (Espinoza, 2019) menciona que “el parasitismo es una asociación de tipo sin ecológica que se establece entre dos organismos hetero específicos (parásito-hospedador) durante una parte o la totalidad de sus ciclos vitales en la que el parásito vive a expensas de su hospedador, utilizando tejidos o materias nutricias como fuente de alimentación, que el hospedador metaboliza para cubrir sus necesidades energéticas, provocándole un daño potencial” (p. 30).

3 MATERIALES Y METODOS

3.1 Materiales físicos

Tabla 12.

Materiales de campo.

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
overol	Unidad	1
Botas	Par	1
esferográfico	Unidad	2
Fichas para tomar muestras	Unidad	100
Mascarilla	Caja	1
Guantes de Nitrilo	Caja	1
Cinta masking	Unidad	3
Paleta baja lengua	Paquete	4
Bolsas Ziploc	Caja	20
Tamizador	Unidad	2
Embudo	Unidad	1
Cooler	Unidad	1
Tijera	Unidad	1

Tabla 13.

Materiales de laboratorio.

Descripción	Unidad de medida	cantidad
Mandil	Unidad	1
Microscopio	Unidad	4
Vasos de precipitación 250ml	Unidad	4
Paleta baja lengua	paquete/100	8
Portaobjetos	Caja/50	4
Cubreobjetos	Caja/100	2
Guantes de látex	Caja/100	2
Mascarilla	Caja/50	2
Cofias	Paquete/100	4
Tubos de ensayo	paquete/100	1
Pipeta	Unidad	500
Puntas de pipeta	Unidad	1
Balanza	Unidad	1

Tabla 14.

Materiales de oficina

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Papel bond A4	Resma	1
esferográficos	Unidad	2
Impresora	Unidad	1
Computadora	Unidad	1

3.2 Materiales químicos y biológicos

Tabla 15.

Materiales Químicos.

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Cloruro de sodio	kilo	6
Agua destilada	Litro	12

Tabla 16.

Materiales biológicos

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Heces	Gramos	3

3.3 Metodología

En el presente trabajo de investigación se realizó en la parroquia de Octavio Cordero Palacios de la ciudad de Cuenca provincia del Azuay – Ecuador. Tuvo una duración de 3 meses el proyecto de investigación.

Para la prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas en granjas de traspatio se clasifican según (Goicochea, 2012) utiliza como base la siguiente escala para determinar prevalencia parasitaria:

Baja prevalencia: <20%

Moderada prevalencia: 20-50%

Alta prevalencia: >50%

3.3.1 Trabajo de campo.

El presente estudio, se desarrolló en la parroquia Octavio Cordero Palacios este sitio se tomó en cuenta 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 paleta baja lengua, se toma toda una muestra de heces que encontremos y se colocaran en bolsas ziploc, las cuales se rotulan debidamente indicando lugar, fecha, numero de casa, numero de muestra. para que posterior a la colecta se las conserve a temperatura ambiente hasta su pronto análisis.

3.3.2 Trabajo de laboratorio.

El análisis de las muestras se realizó en el laboratorio de biología (exterior) de la Universidad Politécnica Salesiana de la ciudad de Cuenca, utilizando así el método de flotación. Este es una técnica cualitativa que se utiliza para separar los parásitos en todos sus estadios de desarrollo de otros objetos, se fundamenta en la creación de diferentes densidades a partir del uso de solución salina saturada, en este método se usa bolsa ziploc en donde se recolecta la muestra, se usa solución cloruro de sodio, tubos de ensayo, portaobjetos, cubreobjetos, coladera, microscopio. Esto nos ayudara a aislar a los parásitos e identificar que tipos de parásitos están presentes en el organismo de las aves.

3.3.2.1 Proceso coprológico con la técnica de Willis o solución salina saturada.

La solución salina sobresaturada se prepara disolviendo 400 g de NaCl en 1000ml de agua destilada a fuego lento ir agregando el NaCl evitando la ebullición del agua, obteniendo una solución concentrada 1,18-1,2 (Foreyt, 2001)

- Luego se usa una paleta baja lengua y se toma de 2 a 5 gr de heces en un recipiente.
- agregar 15 ml de solución salina saturada.
- Disolver bien las heces con una paleta de lengua, hasta formar una pasta uniforme.
- Filtrar la mezcla con un colador en un recipiente limpio.
- Llenar un tubo de ensayo con el líquido filtrado hasta el borde.
- Eliminar las burbujas o residuos que este en el tubo de ensayo con un palillo.
- Colocar un cubreobjetos en el borde tubo de ensayo, esperamos de 15 a 20 minutos.
- Retirar cuidadosamente el cubreobjetos y colocarlo en el portaobjetos.

- Observar e identificar los parásitos en el microscopio con el lente 20x y 40x y registra datos obtenidos.

3.4 Diseño estadístico.

El diseño estadístico empleado en esta investigación es un análisis descriptivo de corte transversal, será diseñado para estimar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en muestras de heces que se recolectaran de gallinas criollas que estén criadas bajo un sistema de traspatio en la parroquia Octavio Cordero Palacios; para realizar análisis de las muestras, evaluar la carga parasitaria e identificar y luego calcular la prevalencia de acuerdo con las hipótesis planteadas.

3.4.1 Selección y tamaño de la muestra.

Para obtener el número de muestras de nuestra investigación se obtuvo utilizando la fórmula estadística relacionada a poblaciones infinitas, por lo que no se cuenta con una población de aves criollas en la parroquia Octavio Cordero Palacios, aquí se usará un nivel de confianza del 95% y un margen de error del 5% y en cuanto a las variedades se considera positivamente el 50% y negativo el 50% la fórmula es:

$$n = \frac{z^2 p \cdot q}{e^2} \quad n = \frac{1,96^2 * 0,5 * 0,5}{0,05^2} = 384 \text{ muestras.}$$

De acuerdo con el análisis el número de muestras se recopiló 384 muestras fecales de aves criollas.

3.4.2 Análisis estadístico.

Para el cálculo de prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas, se aplicó la siguiente fórmula el cual nos dará en porcentaje de acuerdo a las muestras positivas .

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

3.5 Operación de variables

3.5.1 Variables dependientes

Tabla 17.

Variables dependientes: Prevalencia de parásitos intestinales de aves criollas

Concepto	Categoría	Indicadores	Variables
Prevalencia de parásitos de aves criollas de traspatio	Biológica	Numero de aves a evaluar	Cuantitativo
Generadora de muestras de heces		Cantidad de heces	Cualitativo

3.5.2 Variable independiente: examen de laboratorio.

Tabla 18.

Variables independientes: exámenes de laboratorio (coproparasitarios)

Concepto	Categoría	Indicaciones	Variables
Análisis de heces que generan información por el método de flotación	Biológico	Presencia o ausencia de parásitos intestinal	Cuantitativo
		Cantidad de muestras	Cualitativo
			Gr

3.6 Consideraciones éticas

El presente trabajo “prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas en granjas de traspatio mediante análisis coprológico” no se interfirió con el bienestar animal, puesto que no se tuvo contacto directo con los animales, respecto con sus 5 libertades precautelando su confort y no alterando su entorno.

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Identificación de parásitos en aves criollas en la parroquia Octavio Cordero Palacios.

El presente estudio que se realizó en la parroquia Octavio Cordero Palacios, en donde podemos observar que se logró identificar nueve especies de parásitos intestinales, los mismos que se muestran en la tabla 9.

Tabla 19.

Clase e Identificación de parásitos.

Clase	Parásitos identificados
Nemátodos	<i>Ascaridia spp</i>
Nemátodos	<i>Heterakis gallinarum</i>
Nemátodos	<i>Capillaria spp</i>
Nemátodos	<i>Amidotmum ansaris</i>
Nemátodos	<i>Strongyloides spp</i>
Cestodos	<i>Raillietenia</i>
Cestodos	<i>Choanotaenia infundibulum</i>
Cestodos	<i>Hymenolepis</i>
Protozoarios	<i>Coccidios</i>

El estudio que se realizó en la parroquia de Chican, Provincia del Azuay – Ecuador por (Camposano, 2018), se obtuvo la identificación de varias especies de parásitos intestinales como son: *Ascaridia galli*, *Strongyloides spp*, *Capillaria spp*, *Heterakis gallinarum*, *Hymenolepis spp*, *Choanotaenia infundibulum*, *Echinostomun revolutun*, *Coccidios*. En los resultados podemos observar la semejanza que tiene siete de las nueve especies de parásitos hallados por el autor coinciden con los encontrados en este estudio.

4.2 Prevalencia total de parásitos intestinales en la Parroquia Octavio Cordero Palacios.

De las 384 muestras de heces tomadas de las aves criollas en la parroquia Octavio Cordero Palacios de la ciudad de Cuenca, nos da una prevalencia positiva de 96,88% (372/384), como se puede observar en la tabla 10.

Tabla 20.

Prevalencia de parásitos intestinales en aves criollas de la parroquia Octavio Cordero Palacios

(+/-)	Frecuencia	Porcentaje	LI 95%	LS 95%
Negativo	12	3,13 %	1,80	5,38
Positivo	372	96,88 %	94,62	98,20
Total	384	100,00 %		

El estudio realizado en la parroquia de Chicán, Provincia del Azuay – Ecuador por (Camposano, 2018), obtuvo una prevalencia del 97,66% de parásitos intestinales marcando una semejanza con el presente estudio destacando que los dos corresponden a la misma provincia del Azuay. Mientras que en la provincia de Orellana el estudio realizado por (Andy, 2014), obtuvo una prevalencia de 46%, por lo que no está por demás mencionar que este valor bajo de prevalencia obtenido a comparación con el presente estudio, pueden influenciar los resultados por el tipo de clima, ubicación, tipo de cuidado por ser diferentes zonas.

Un estudio realizado en Colombia por (Muñoz, y otros, 2018) obtuvo una prevalencia del 86% por lo tanto los valores no coinciden con el obtenido en la investigación, esto se puede dar por múltiples factores por ejemplo como el medio ambiente (clima) de cada zona de muestreo, desde el punto de vista del análisis epidemiológico.

El 62% de prevalencia reportados en aves de traspatio en Tinguindin – Michuacan (Quintero, 2005), el estudio realizado en Colombia por (León & Vargas, 2022) el 43,5% corresponde a gallinas ponedoras, el 20,3% a pollos de engorde y el 2,9% en aves ornamentales. Esta diferencia de prevalencias en los diferentes estudios puede deberse a varias condiciones como de estudio, clima, altitud, temperatura, en general, también por los cambios ambientales por el impacto ambiental y los diferentes tipos de explotación y cuidado.

4.3 Prevalencia de parásitos intestinales por comunidad.

En el presente trabajo se analizó la prevalencia de parásitos de acuerdo a cada comunidad que conforma la parroquia Octavio Cordero Palacios, dándonos como resultado: las comunidades; Adobepamba, Corazón de Jesús, Cristo de Consuelo, El Cisne, La Dolorosa, San Bartolomé, San Jacinto, San Vicente con 6,45% (24/372) positivas por comunidad, el 6,18% (23/372) corresponde de las comunidades; Azhapud, El Calvario, El Roció, La Nube, Santa Marianita de muestras positivas y el 8,33% (1/12) negativas por comunidad, el 5,91% (22/372) corresponde a las comunidades; Patrón Santiago, San Luis de muestras positivas y el 16,67% (2/12) negativas de cada comunidad, el 5,65% (21/372) corresponde a la comunidad Santa Rosa de muestras positivas y el 25% (3/12) de muestras negativas. El cual podemos observar en la tabla 11.

Se analizó la prevalencia de acuerdo con cada comunidad de Octavio Cordero Palacios, dándonos como los primeros datos estadísticos por comunidad el cual no se puede comparar ni discutir con otros datos, ya que son los primeros datos levantados de la parroquia.

Tabla 21.

Prevalencia de parásitos intestinales por comunidad

Comunidad	Positivo				Frecuencia	Negativo		
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%		Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Adobepamba	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
Azhapud	23	6,18 %	4,15	9,11	1	8,33 %	0,21	38,48
Corazón de Jesús	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
Cristo del Consuelo	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
El Calvario	23	6,18 %	4,15	9,11	1	8,33 %	0,21	38,48
El Cisne	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
El Roció	23	6,18 %	4,15	9,11	1	8,33 %	0,21	38,48
La Dolorosa	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
La Nube	23	6,18 %	4,15	9,11	1	8,33 %	0,21	38,48
Patrón Santiago	22	5,91 %	3,94	8,79	2	16,67 %	2,09	48,41
San Bartolomé	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
San Jacinto	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
San Luis	22	5,91 %	3,94	8,79	2	16,67 %	2,09	48,41
San Vicente	24	6,45 %	4,37	9,42	0	0,00 %	0,00	26,46
Santa Marianita	23	6,18 %	4,15	9,11	1	8,33 %	0,21	38,48
Santa Rosa	21	5,65 %	3,72	8,48	3	25,00 %	5,49	57,1
Total	372	100,00 %			12	100,00 %		

4.4 Prevalencia según las especies parasitarias

En el presente estudio se analizó la prevalencia parasitaria según la especie identificada.

Tabla 22.

Prevalencia de Parásitos según la Especie.

Parásitos	Positivos				Negativos				muestra	Total
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%		
<i>Amidostmum ansaris</i>	1	0,26 %	0,05	1,46	383	99,74 %	98,54	99,95	384	100%
<i>Ascaridia spp</i>	93	24,22 %	20,2	28,75	291	75,78 %	71,25	79,80	384	100%
<i>Capillaria spp</i>	139	36,20 %	31,55	41,12	245	63,80 %	58,88	68,45	384	100%
<i>Choanotaenia infundibulum</i>	7	1,82 %	0,89	3,71	377	98,18 %	96,29	99,11	384	100%
<i>Coccidios</i>	183	47,66 %	42,71	52,65	201	52,34 %	47,35	57,29	384	100%
<i>Heterakis gallinarum</i>	45	11,72 %	8,87	15,32	339	88,28 %	84,68	91,13	384	100%
<i>Hymenolepis spp</i>	4	1,04 %	0,41	2,65	380	98,96 %	97,35	99,59	384	100%
<i>Raillietenia spp</i>	1	0,26 %	0,05	1,46	383	99,74 %	98,54	99,95	384	100%
<i>Strongyloides spp</i>	19	4,95 %	3,19	7,60	365	95,05 %	92,40	96,81	384	100%

El estudio realizado en la parroquia Octavio Cordero Palacios nos indica 9 especies parasitarias identificadas en toda la parroquia, siendo las *Coccidias* el que obtuvo el porcentaje más alto con un 47,66% (183/384), según (Goicochea, 2012) , el porcentaje obtenido es moderado. En comparación con el estudio de (Camposano, 2018) se obtuvo 74,74% en *Coccidias*, en relación con el de este estudio hay una distancia considerable entre los datos, tomando en cuenta que la parroquia Chicán pertenece a la misma provincia del Azuay, esto puede deberse a múltiples factores como puede ser el caso de tipo de crianza. En la Provincia de Orellana, el estudio de (Andy, 2014), obtuvo entre gallinas y gallos un 99,99% de prevalencia de *Coccidias*, el dato es elevado por lo que se puede deber a factores ambientales, altitud y tipo de crianza de la zona, tomando en cuenta que este estudio se hizo en una provincia amazónica por lo que el clima es muy favorable para el desarrollo de esta especie.

A nivel mundial, en Arauco – Colombia, por (Muñoz, y otros, 2018), obtuvieron una prevalencia de 48%, al igual que en el estudio realizado en Moreira, Michoacán por (Quintero, 2005), se obtuvo 46% siendo unos datos acordes al de esta investigación estando en el rango de moderados, en Tingo María – Perú por (Rivera, 2017), dándonos un resultado del 24% en *Coccidias*.

De acuerdo con el presente estudio se encontró en la parroquia cinco especies de Nematodos en las diferentes comunidades el nematodo de mayor prevalencia es la *Capillaria spp* con 36,20% (139/384), siguiéndole *Ascaridia spp* con 24,22% (93/384), *Heterakis gallinarum* con 11,72% (45/384), también se encontró a los *Strongyloides spp* con una prevalencia de 4,95% (19/384), y *Amidostmum ansaris* con 0,26% (1/384).

En el estudio realizado por (Camposano, 2018), obtuvo el 22,92% en *Capillarias spp*, *ascaridias spp* 14,32%, *Heterakis gallinarum* 10,42% y *Strongyloides spp* 7,29%, siendo estos valores inferiores a los de este estudio pudiendo deberse por diversos factores..

En un estudio realizado en el Departamento de Córdoba – Colombia por (Ensuncho, y otros, 2015) que las especies parasitarias encontradas de los nematodos son *Capillaria spp* con 35.93%, *Ascaridia galli* con 24,14% y también *Heterakis gallinarum* con 21,87%. siendo estos datos similares al del estudio, e influenciado así por múltiples factores para los resultados estadísticos.

En otro estudio realizado en la Provincia de Orellana por (Andy, 2014), los *Strongyloides spp* tienen una prevalencia de 23,88% como el estudio de (Muñoz, y otros, 2018) presentando 28% siendo valores altos a comparación con este estudio. Por otro lado, en Tingo María – Perú el estudio de (Rivera, 2017), tiene una prevalencia de 2,4% siendo un valor aproximado al de este estudio, en cuanto a los resultados siempre será influenciando por diferentes factores.

En relación con *Amidostomum anseris* no se ha encontrado un documento como tal que indique su prevalencia por lo que este estudio se obtuvo 0,26% (1/384), ya que se encontró solo un espécimen podemos decir que es un caso excepcional, ya que no es común en aves de corral (*Gallus gallus domesticus*).

En el estudio también se encontró la presencia de cestodos entre ellos esta; *Choannotaenia infundibulum* con 1,82% (7/384) resultando ser la prevalencia más alta entre los cestodos el que le sigue *Hymenolepis spp* con 1,04% (4/384) y *Raillietenia spp* con un valor de 0,26% (1/384) resultando ser según (Goicochea, 2012) el dato más, bajo. El estudio realizado por (Camposano, 2018) muestra que la *Choannotaenia infundibulum* esta con 1.04% resultando valores muy

similares con el de este estudio, en el estudio de (Camposano, 2018), también identificaron *Hymenolepis spp* con una prevalencia de 3,13% siendo un valor aproximado con esta investigación. Por otra parte, en el estudio de (Muñoz, y otros, 2018), obtuvo *Hymenolepis spp* con 26% siendo un valor muy por encima al de este estudio. En relación con *Raillietenia* en el estudio de (Ensuncho, y otros, 2015); (Andy, 2014), tiene una prevalencia de 53,57%, 20% siendo valores muy altos a comparación este estudio y (Rivera, 2017),. Obtuvo 6.4% siendo un valor bajo, pero no semejante al de este estudio. Recordando que en los datos estadísticos siempre van a variar porque hay múltiples factores que influyen sobre ello.

4.5 Prevalencia por interacción parasitaria

Tabla 23.

Prevalencia en función de la interacción parasitaria

Interacción parasitaria	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Cero Parásitos	12	3,13 %	1,80 %	5,38 %
Un Parásitos	268	69,79 %	65,02 %	74,17 %
Dos Parásitos	91	23,70 %	19,72 %	28,20 %
Tres Parásitos	10	2,60 %	1,42 %	4,73 %
Cuatro Parásitos	3	0,78 %	0,27 %	2,27 %
Total	384	100,00 %		

La prevalencia de parásitos presentes en las aves criollas de la parroquia Octavio Cordero Palacios, se lo atribuye al tipo de manejo, cuidado y alimentación que tienen las gallinas por parte de sus cuidadores, la gran mayoría no conocen de bioseguridad el cual no perciben el riesgo al que exponen a sus gallinas por contaminación cruzada por si disponen de más especies.

En el estudio realizado en la parroquia de Chicán por (Camposano, 2018), indica que el monoparasitismo se presentó es de 59,90% (230/384), el biparasitismo es de 35,68% (137/384), el de tri y tetraparasitismo con 1,04% (4/384) y en el de cero parásitos 2,34 (9/384); por lo que las infecciones múltiples surgió hasta con dos y cuatro interacciones; al igual que con esta investigación, por lo tanto la interacción monoparasitaria es similar a la interacción encontrada de este estudio de 69,79% (268/384). El biparasitismo con 23,70% (91/384), el de triparasitismo 2,60% (10/384), el tetraparasitismo 0,78% (3/384) y el de cero parásitos presento 3,13% (12/384).

En un estudio elaborado en el Departamento de Córdoba, Colombia por (Ensuncho, y otros, 2015), indican que el monoparasitismo que presenta es de 52,34% (67/129), mientras que las infecciones múltiples ocurrieron hasta con dos y cinco interacciones parasitarias al igual que en esta investigación; el monoparasitismo que presenta es de 69,79% (268/384) pero en esta investigación solo hubo de dos a cuatro interacciones. Resaltando que tiene similitud, pero no se puede comparar en todos los campos

4.6 Prevalencia de parásitos según la desparasitación

Tabla 24.

Cuadro de prevalencia según la desparasitación

Desparasitación	Negativo				Positivo			
	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
No	12	100,00 %	73,54 %	100,00 %	356	95,70 %	93,13 %	97,34 %
Si	0	0,00 %	0,00 %	26,46 %	16	4,30 %	2,66 %	6,87 %
Total	12	100,00 %			372	100,00 %		

En el presente estudio epidemiológico se realizó una encuesta a los propietarios sobre el tema de la desparasitación, el cual el 95,70% (356/372) de positivos no han desparasitado a sus gallinas y el 4,30% (16/372) de positivos si los han desparasitado, esto nos dice que son positivos por múltiples factores sean estos por un largo tiempo de la última desparasitación, no tuvo eficiencia el desparasitante o crearon resistencia parasitaria.

4.7 Prevalencia de parásitos según la intención con otros animales.

Tabla 25.

Cuadro de prevalencia parasitaria según la interacción con más animales

Cuenta con más animales	Frecuencia	Negativo			Frecuencia	Positivo		
		Prevalencia	LI 95%	LS 95%		Prevalencia	LI 95%	LS 95%
No	1	8,33 %	0,21 %	38,48 %	43	11,56 %	8,70 %	15,21 %
Si	11	91,67 %	61,52 %	99,79 %	329	88,44 %	84,79 %	91,30 %
Total	12	100,00 %			372	100,00 %		

En el presente estudio se realizó una encuesta epidemiológica el cual se consultó si disponían de más animales, el cual el 88,44% (329/372) resultaron ser positivos interactuando con otros animales y el 11,56% (43/372) respondieron que no tienen más animales y son positivos. Esto se da por muchos factores como son la deficiencia en el manejo de bioseguridad, la falta de control de espacios donde habita cada especie, y por tener animales a la intemperie tienden a ir lejos y están en constante contacto con otras especies.

4.8 Prevalencia de parásitos según el tipo de alojamiento

Tabla 26. .

Cuadro de prevalencia parasitaria según el tipo de alojamiento

Tipo de alojamiento	Frecuencia	Negativo			Positivo			
		Prevalencia	LI 95%	LS 95%	Frecuencia	Prevalencia	LI 95%	LS 95%
Cubierta	1	8,33 %	0,21 %	38,48 %	67	18,01 %	14,44 %	22,24 %
Intemperie	11	91,67 %	61,52 %	99,79 %	305	81,99 %	77,76 %	85,56 %
Total	12	100,00 %			372	100,00 %		

En el presente estudio también se realizó una pregunta más en la encuesta a los propietarios sobre en donde habitan y duermen, el 81,99% (305/372) de positivos habitan a la intemperie y el 18,01% (67/372) de positivos habitan bajo cubierta. Se puede decir que hay influencia el tipo de habitad para que la prevalencia parasitaria sea mayor.

5 CONCLUSIONES

A lo largo de la recolecta de muestras se pudo observar el tipo de manejo que tiene cada persona, con la aplicación de la técnica de flotación me permitió corroborar y así puedo concluir que en la Parroquia Octavio Cordero Palacios, existe una prevalencia parasitaria de 96.88% (372/384), el cual me permite corroborar y confirmar la hipótesis alternativa planteada que Hay alta prevalencia de parásitos en aves criollas criadas en granjas de traspatio, en la parroquia Octavio Cordero Palacios, cantón Cuenca, provincia del Azuay.

También se evaluó la carga parasitaria por comunidad perteneciente a la Parroquia Octavio cordero palacios, el cual se puede decir que las comunidades con alta carga/prevalencia parasitaria son: Adobepamba, Corazón de Jesús, Cristo de Consuelo, El Cisne, La Dolorosa, San Bartolomé, San Jacinto, San Vicente dando un resultado del 100% de prevalencia de estas comunidades.

En cuanto el manejo de las aves criollas con el tema de la desparasitación el 95,70% (356/372) de los propietarios a nivel parroquial desconocen sobre el tema de la desparasitación y el 4,30% (16/372) de los propietarios que si han realizado la desparasitación presentan también una prevalencia parasitaria debido a los múltiples factores como se puede dar razón a desparasitantes de baja eficiencia, el tiempo prolongado de la última desparasitación, mala administración, baja dosificación incluso pudo desarrollar una resistencia al desparasitante, ya que las gallinas criollas (*Gallus gallis domesticus*) son aves que se adaptan en su entorno , todo esto da por entendido a la alta prevalencia de parásitos que presenta cada comunidad perteneciente a la parroquia Octavio Cordero Palacios.

En relación con la interacción con mas especies animales se da mayor veracidad a la alta prevalencia que tiene la parroquia por alta interacción de las gallinas criollas con más especies animales con un 88,44% (329/372) y también con el 11,56% (43/372) el cual comunican que no tienen más animales.

El tipo de alojamiento de las aves se es una razón para que sea un dato a considerar porque es de alto riesgo para la aparición de parásitos intestinales ya que no hay control alguno tanto en cerramientos como el manejo de bioseguridad

Con los datos obtenidos se puede decir que en la Parroquia Octavio Cordero Palacios existe alta prevalencia parasitaria en las aves criollas. La presencia de Nematodos y Protozoos son considerados altos, el cual nos indica que esta alta prevalencia de los dos es un problema de importancia médica y económica el cual debe ser atendida para su respectivo control y prevención.

6 RECOMENDACIONES

Se recomienda de acuerdo con los datos obtenidos que:

Se debe realizar un control parasitario mediante la administración de desparasitantes específicos en toda la Parroquia el cual permita controlar y bajar la prevalencia parasitaria presente en todas las comunidades.

Realizar capacitaciones a cada uno de los propietarios pertenecientes a la Parroquia Octavio Cordero Palacios con el fin de concientizar a todos sobre la importancia del manejo y mantenimiento de las gallinas criollas, el tipo de infraestructura óptima respetando las cinco libertades del animal, control y buen manejo de las prácticas de bioseguridad aplicándola para las gallinas criollas y las diferentes especies de producción y compañía que dispongan

Por la prevalencia alta que presenta la Parroquia se recomienda el adecuado manejo y limpieza de drenajes de agua que se recolectan el cual permita controlar la presencia de *Coccidias* ya que es la especie parasitaria con mayor prevalencia y así evitando estancamiento en los patios donde están presentes las gallinas criollas.

7 BIBLIOGRAFÍA

- Abarca, A. L. (2021). EFECTOS DE LAS ENZIMAS DIGESTIVAS EN LA PRODUCCIÓN DE POLLOS DE ENGORDE. (*Tesis de grado*). ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO, Riobamba, Ecuador. Obtenido de <http://dspace.espoch.edu.ec/bitstream/123456789/15644/1/17T01672.pdf>
- Alcalá, Y., Cruz, I., Figueroa, J., Ibarra, F., Martínez, C., Pérez, A., . . . Zapata, A. (2019). *Diagnóstico de parásitos de interés en Medicina Veterinaria*. México: Universidad Nacional Autónoma de México.
- Alvarado, G. (2018). CARACTERIZACIÓN MORFOMETRICA Y FANERÓPTICA DE LA GALLINA CRIOLLA (*Gallus domesticus*), EN TRASPATIOS FAMILIARES, “CANTÓN SANTA CLARA, PASTAZA. (*Tesis de grado*). Universidad Estatal Amazónica, Pastaza. Obtenido de <https://repositorio.uea.edu.ec/bitstream/123456789/340/1/T.AGROP.B.UEA.1078.pdf>
- Alvear, L. (2016). DETERMINACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES DE GALLINAS DE POSTURA DE TRASPATIO. (*Tesis de grado*). Universidad de las Americas, Santiago de Chile. Obtenido de <https://repositorio.udla.cl/xmlui/bitstream/handle/udla/271/Tesis%20Laura%20Alvear.pdf?sequence=2>
- Andrade, C. S. (2011). *DETERMINACION DE PARAMETROS REPRODUCCTIVOS Y PRODUCCTIVOS DE GALLINAS CRIOLLAS PARA HUEVO VERDE, DESDE LA RECOLECCION DE HUEVOS HASTA LA ETAPA INICIAL*. Riobamba, Ecuador: (Tesis de grado). Obtenido de <http://dspace.espoch.edu.ec/handle/123456789/1816>

- Andy, C. (2014). DETERMINACIÓN DE LOS PRINCIPALES PARÁSITOS GASTROINTESTINALES QUE AFECTAN A LAS AVES DE TRASPATIO (*Gallus gallus domesticus*), EN LA COMUNIDAD EL DESCANSO, CANTÓN JOYA DE LOS SACHAS, PROVINCIA DE ORELLANA. (*Tesis de Grado*). Universidad Técnica de Ambato, Ambato. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/7685>
- Arana, M. (2023). Determinación de parásitos intestinales en codornices (*Coturnix coturnix*) en etapa de postura de la Facultad de Ciencias Agropecuarias. (*Tesis de grado*). UNIVERSIDAD TÉCNICA DE BABAHOYO, Babahoyo - Los Rios -Ecuador. Obtenido de <http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/14904/PI-UTB-FACIAG-VETERINARIA-REDISE%C3%91ADA-000038.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Bertsch, G. L. (15 de abril de 2020). *Parasitosis por protozoos en pollos*. Obtenido de Engormix: https://www.engormix.com/avicultura/probioticos-aves/parasitosis-protozoos-pollos_a45173/
- Bowman, D. (2011). *Parasitología Para Veterinarios, novena edición*. España: Elsevier España, S.L.
- Camposano, P. E. (2018). PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES CRIOLLAS, (*Gallus domesticus*). (*Tesis de grado*). Univeridad Politecnica Salesiana, Cuenca, Ecuador. Obtenido de <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/15667/1/UPS-CT007691.pdf>
- Chelsea, M., & Petri., W. A. (Noviembre de 2023). *Infección por Hymenolepis nana (tenia enana)*. Obtenido de Manual MSD Versión para profesionales: <https://www.msmanuals.com/es->

ec/professional/enfermedades-infecciosas/cestodos-tenias/infecci%C3%B3n-por-tenia-enana

Choloquina, M. (2019). PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES SILVESTRES CRIADOS EN CAUTIVERIO. (*Tesis de grado*). Universidad Politecnica Salesiana, Cuenca - Ecuador. Obtenido de <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18592/1/UPS-CT008722.pdf>

Cordero del Campillo, M., & Rojo, F. (2000). *Parasitologia Veterinaria*. Madrid, España: McGRAW-HILL. INTERAMERICANA.

CRIADEAVES.COM. (26 de julio de 2019). *Gallinas Criollas o Camperas*. Obtenido de [criadeaves.com: https://criadeaves.com/gallinas-ponedoras/gallinas-criollas-camperas-razas/](https://criadeaves.com/gallinas-ponedoras/gallinas-criollas-camperas-razas/)

Delgado, Y. L. (2015). EFECTO DEL USO DE UN EMULSIFICANTE DE LÍPIDOS (AQUASTEROL®) EN POLLOS COBB 500 MACHOS SOBRE LOS PARÁMETROS PRODUCTIVOS A 2.700 M.S.N.M. (*Tesis de grado*). Universidad de Cuenca, Cuenca - Ecuador. Obtenido de <https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/22250/1/Tesis.pdf>

Dinev, I. (2020). *Enfermedades de las Aves*. Obtenido de El Sitio Avícola: <https://www.elsitioavicola.com/publications/6/enfermedades-de-las-aves/292/coccidiosis/>

Ensunchó, H. C., Herrera Benavides, Y., Montalvo Puente, A., Almanza Palencia, M., Vergara Álvarez, J., Pardo Rada, E., & Gómez Mercado, L. (2015). FRECUENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN GALLINAS CRIOLLAS (*Gallus*

domesticus) EN EL DEPARTAMENTO DE CÓRDOBA, COLOMBIA. *REDVET*, 16(6), 1-9.

Escobar, P. (2018). EFECTO DE POLEN, LACTOSA Y SU COMBINACIÓN SOBRE LA DIGESTIBILIDAD E INTEGRIDAD DE LA MUCOSA EN POLLOS BROILER. (*Tesis de grado*). Universidad Técnica de Ambato, Cevallos - Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/27599/1/Tesis%20132%20Medicina%20Veterinaria%20y%20Zootecnia%20-CD%20570.pdf>

Espinoza, C. S. (2019). PREVALENCIA DE PARASITOS GASTROINTESTINALES EN AVES DE COMBATE (*Gallus gallus domesticus*). (*Tesis de grado*). Universidad Politecnica Salesiana, Cuenca. Obtenido de <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/18022/1/UPS-CT008562.pdf>

Fabián, M., Otárola, J., & Kathia, T. (2014). *MANUAL DE PROCEDIMIENTOS DE LABORATORIO PARA EL DIAGNÓSTICO DE LOS PARÁSITOS INTESTINALES DEL HOMBRE*. Lima, Perú: Instituto Nacional de Salud. Obtenido de <https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/390212/manual-de-procedimientos-de-laboratorio-para-el-diagnostico-de-los-parasitos-intestinales-del-hombre.pdf?v=1571241628>

Figueiroa Lyra de Freitas, M., Bianque de Oliveira, J., Dowell de Brito Cavalcanti, M., Soares Leite, A., Santiago Magalhaes, V., Alves de Oliveira, R., & Evencio Sobrino, A. (2002). Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol. latinoam.*, 57(1), 50 - 54. doi:<http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122002000100012>

FincaCasarejo. (6 de julio de 2018). *Enfermedades parasitarias en gallinas y otras aves de corral*.

Obtenido de FincaCasarejo: <https://www.fincacasarejo.com/enfermedades/enfermedades-parasitarias-en-gallinas-y-otras-aves-de-corral>

Foreyt, W. J. (2001). *Veterinary Parasitology Reference Manual*. Iowa, United States of America: Iowa State University Press.

García, R. F. (2020). PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN BOVINOS DE LA PENINSULA DE SANTA ELENA. (*Tesis de grado*). Universidad Estatal Península de Santa Elena, La Libertad. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/5394>

Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial de Octavio Cordero Palacios. (2023). *PLAN DE DESARROLLO Y ORDENAMIENTO TERRITORIAL DE LA PARROQUIA OCTAVIO CORDERO PALACIOS*. Cuenca: GAD Parroquial Octavio Cordero Palacios. Obtenido de https://octaviocordero.gob.ec/wp-content/uploads/2024/02/PDOT_COMPLETO_OCP.pdf

Goicochea, A. L. (2012). PREVALENCIA DE *Toxocara canis* EN PARQUES RECREACIONALES DEL DISTRITO DE TRUJILLO DURANTE EL MES DE JULIO - 2012. (*Tesis de grado*). Universidad Alas Peruanas, Trujillo, Peru. Obtenido de <https://es.scribd.com/doc/234487952/Prevalencia-de-Toxocara-Canis-en-Parques-Recreacionales-Del-Distrito-de-Trujillo-Peru>

Guale, F. L. (2021). IDENTIFICACIÓN DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN VENADOS DE COLA BLANCA (*Odocoileus virginianus*) EN BOSQUE DESIDUOS DE TIERRAS BAJAS DE COLONCHE - SANTA ELENA. (*Tesis de grado*). Universidad

- Estatal Península de Santa Elena, La Libertad. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/6413>
- Guambo, C. A. (2022). EVALUACIÓN DEL USO DE UN ACIDIFICANTE EN AGUA DE BEBIDA EN POLLOS DE LÍNEA COBB DE 1 A 21 DÍAS DE EDAD EN LA PARROQUIA QUITUMBE CANTÓN QUITO. (*Tesis de grado*). Universidad Tecnica de Cotopaxi, Latacunga, Ecuador . Obtenido de <http://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/8999/1/PC-002223.pdf>
- Jansen, J. (s.f.). *Poultry eggs: Raillietina*. Obtenido de The RVC/FAO guide to veterinary diagnostic parasitology: <https://rvc-web-app01.live01.azure.rvc.ac.uk/static/review/parasitology/poultrEggs/raillietina.htm>
- Junquera, P. (15 de junio de 2013). *PARASITIPEDIA*. Obtenido de PARASITIPEDIA : <https://es.scribd.com/document/515612459/ETT-AVES-AMOEBOTAENIA-CUNEATA-SPHENOIDES-gusanos-cinta-cestodos-parasitos-intestinales-de-AVES-pollos-y-otras-gallinaceas-PARASITIPEDIA>
- Junquera, P. (2021). *CHOANOTAENIA INFUNDIBULUM, parasitic tapeworm of POULTRY and other BIRDS. Biology, prevention and control*. Obtenido de PARASITIPEDIA: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2590&Itemid=2872
- Junquera, P. (2022). *ASCARIDIA SPP, gusanos nematodos parásitos de AVES (gallinas, pavos, faisanes etc.)* . Obtenido de PARASITIPEDIA: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2139&Itemid=2299

Junquera, P. (2022). *CHOANOTAENIA INFUNDIBULUM*, gusanos cinta cestodos parásitos intestinales de AVES (pollos y otras gallináceas) . Obtenido de PARASITIPEDIA: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2150&Itemid=2312

Junquera, P. (2022). *RAILLIETINA spp*, gusanos cinta cestodos parásitos intestinales de AVES (gallináceas, pavos, faisanes etc.). Obtenido de PARASITIPEDIA: https://parasitipedia.net/index.php?option=com_content&view=article&id=2140:raillietina-spp&Itemid=2962

Kumar, N. (2020). *Heterakis gallinarum*. Obtenido de PARASITOLOGIA VETERINARY: <https://vetprotozoan.blogspot.com/2020/03/heterakis-gallinarum.html>

León , A. C., & Vargas, A. M. (2022). Análisis del Diagnóstico de Parásitos Gastrointestinales de Aves de Traspatio en el Departamento del Tolima. (*Tesis de grado*). Universidad Cooperativa de Colombia, Ibagu´r - Espinal, Colombia. Obtenido de <https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/4fc6d2bb-9dfc-49f2-b630-0c4102e3bc26/content>

León, J. G. (2019). Respuesta fisiológica a nivel digestivo de los pollos de engorde alimentados con torta de Sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). (*Tesis de grado*). Universidad Estatal del Sur de Manabí, Jipijapa - Manabí, Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.unesum.edu.ec/bitstream/53000/1998/1/UNESUM-ECU-ING.AGROPE-2019-11.pdf>

Mark E, V., & Lok, J. B. (2007). *Strongyloides spp*. *School of Biological Sciences, University of Bristol, Woodland Road,, 15.* Obtenido de

http://www.wormbook.org/chapters/www_genomesStrongyloides/genomesStrongyloides.pdf

Masaquiza, M. D. (2012). Evaluación de Cuatro Atrapadores de Micotoxinas (MYCOFIX) Plus, Mycofix Select, Aluminosilicatos, Paredes de Levadura) en Dietas para Pollos Parrilleros en Crecimiento- Engorde. (*Tesis de grado*). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, Riobamba, Ecuador. Obtenido de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/1854>

Medrona , S. E. (2022). PARASITOS GASTROINTESTINALES EN GALLINAS CRIOLLAS (Gallus domesticus) DE CRIANZA FAMILIAR URBANA Y RURAL MAZAMARI-SATIPO. (*Tesis de grado*). Universidad Nacional del Centro del Perú, Satipo, Perú. Obtenido de https://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12894/10301/T010_46871882_T%20.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Muñoz, F., Cala, D., Blanco, C., Salamanca, A., Espitia, E., & Bustamante , Y. (Julio - Diciembre de 2018). Identificación de los principales parásitos gastrointestinales en aves de traspatio (Gallus gallus domesticus) en el Departamento de Arauca, Colombia. *Revista Colombiana de Zootecnia*, 4(8), 44-45. Obtenido de <http://anzoo.org/publicaciones/index.php/anzoo/issue/view/1/RCZ%20Vol%204%20%238>

Nuñez, S. C. (2021). ESTUDIO DE LAS DIFERENCIAS MORFO FISIOLÓGICAS ENTRE GALLINAS Y ATOS, Y SU ADAPTACIÓN A LOS SISTEMAS INTENSIVOS DE PRODUCCIÓN. (*Tesis de grado*). Universidad Técnica de Machala, Machala, Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/17563>

- Ochoa, T. d. (2014). DETERMINACIÓN MORFOLÓGICA Y FANERÓPTICA DE LAS GALLINAS CRIOLLAS EN EL CANTÓN PUYANGO DE LA PROVINCIA DE LOJA. (*Tesis de grado*). Universidad Nacional de Loja, Loja. Obtenido de <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/11968/1/TANIA%20DEL%20ROSA%20RIO%20OCHOA%20TRELLES.pdf>
- Olalla, K. F. (2023). PREVALENCIA DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES EN GALLINAS CRIOLLAS EN FINCAS DEL SECTOR COTAPINO. (*Tesis de grado*). Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, El Coca, Ecuador. Obtenido de <http://dspace.esPOCH.edu.ec/bitstream/123456789/20920/1/17T01950.pdf>
- Orrala, L. A. (2021). CARACTERIZACIÓN ZOOMÉTRICA DE GALLINAS CRIOLLAS (*Gallus domesticus*) EN LA PARROQUIA SIMÓN BOLÍVAR, PROVINCIA DE SANTA ELENA. (*Tesis de grado*). Universidad Estatal Península de Santa Elena, La Libertad, Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/6407>
- Pascual, G. (2009). *Parásitos de las Aves*. Buenos Aires: Universidad de Buenos Aires. Obtenido de <http://dpd.fvet.uba.ar/cartelera/00030091.pdf>
- Pólo, L. J., Payán, M. M., & Porras Sandoval, J. (2007). Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en las Aves de los Ordenes Galliformes y Columbiformes Mantenidas en el Parque Zoológico Nacional de Cuba. *REDVET*, 8(12). Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63681205>
- Quintero, J. G. (2005). LA PARASITOSIS INTESTINAL EN LA AVICULTURA DE TRASPATIO EN EL MUNICIPIO DE TINGUINDIN, MICHOACAN. (*Tesis de grado*). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, Morelia, Michoacán. Obtenido de

http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083/xmlui/bitstream/handle/DGB_UMICH/12521/FMVZ-L-2005-0053.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Quiros , H. (1990). *Parasitología*. Limusa, México: LIMUSA.

Quispe Saume, N. (2018). Prevalencia de endoparasitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017. (*Tesis de grado*). Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú. Obtenido de <https://repositorio.unsch.edu.pe/items/c1e0c258-970a-466a-8fb2-05374ff5e9cf>

Rivera, M. F. (2017). PREVALENCIA DE HUEVOS DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES Y SUS FACTORES DE RIESGO EN GALLINAS CRIOLLAS (*Gallus gallus domesticus*), DE TRASPATIO, EN EL DISTRITO DE RUPA RUPA. (*Tesis de grado*). Universidad Nacional Agraria de la Selva, Tingo Maria, Peú. Obtenido de <https://repositorio.unas.edu.pe/server/api/core/bitstreams/e9db3811-937f-48c8-af71-6794c4ca7359/content>

Robert , J., & Muriel, D. (2002). *Infestación de Hymenolepis nana (séfora enana)*. Obtenido de ScienceDirect: <https://www.sciencedirect.com/topics/biochemistry-genetics-and-molecular-biology/hymenolepis>

Rodriguez-Vivas, R., Cob-Galera, L., & Dominguez-Alpizar, J. (2001). Frecuencia de parásitos gastrointestinales en animales domésticos diagnosticados en Yucatán, México. *Rev Biomed*, 12(1), 19-25. Obtenido de <https://www.revistabiomedica.mx/index.php/revbiomed/article/view/253/265>

Sanmartin, L. (2014). DIAGNOSTICO DE LOS SISTEMAS DE CRIANZA Y CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE LA GALLINA CRIOLLA (*Gallus*

- domesticus) EN EL CANTÓN ZAPOTILLO PROVINCIA DE LOJA. (*Tesis de grado*). Universidad Nacional de Loja, Loja.
- Sanmartín, L. M. (2014). DIAGNOSTICO DE LOS SISTEMAS DE CRIANZA Y CARACTERIZACIÓN MORFOLÓGICA DE LA GALLINA CRIOLLA (*Gallus domesticus*) EN EL CANTÓN ZAPOTILLO PROVINCIA DE LOJA. (*Tesis de grado*). Univeridad Nacional de Loja, Loja. Obtenido de <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/handle/123456789/12120>
- Schoener, E., Howe, L., Charleston, T., & Castro, I. (2012). Helminths en endémicos, nativos y introdujeron pases en Nueva Zelanda. *Revista neozelandesa de zoología*, 39(3), 249-256. Obtenido de ResearchGate: https://www.researchgate.net/publication/236677023_Helminths_in_endemic_native_and_introduced_passerines_in_New_Zealand
- SERVICIO VETERINARIO DE LAS ISLAS FAROE. (02 de Agosto de 2012). *Amidostomum anseris*. Obtenido de WIKIVET: <https://en.wikivet.net/Amidostomum>
- Téllez, J. A. (2011). Manul Gallinas de Patio. (*Guia Tecnica*). Universidad Nacional Agraria, Managua. Obtenido de <file:///C:/Users/Sebastian/OneDrive%20-%20Universidad%20Politecnica%20Salesiana/Escritorio/TESIS/nl70t275m.pdf>
- Varela , C. J. (2021). PRINCIPALES PARÁSITOS INTESTINALES EN AVES DE LA ORDEN GALLIFORME, REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA. (*Tesis de grado*). Universidad Antonio Nariño, Popayan. Obtenido de <https://repositorio.uan.edu.co/server/api/core/bitstreams/e722d235-0806-4d83-9b67-2d21017dd488/content>

WIKIPEDIA. (11 de Enero de 2024). *Ascaridia galli*. (Wikipedia, Editor) Obtenido de WIKIPEDIA:

https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Ascaridia_galli&oldid=157051198

Yépez, E. R. (2022). Efectos del uso de fitasa en la alimentación de gallinas ponedoras. (*Tesis de grado*). Universidad Técnica de Babahoyo, Babahoyo, Ecuador. Obtenido de <http://dspace.utb.edu.ec/bitstream/handle/49000/11414/E-UTB-FACIAG-MVZ-000092.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

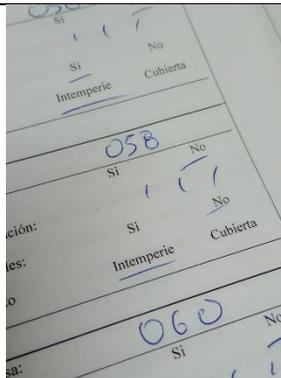
Zambrano, P. N. (2021). Morfometría en órganos accesorios del TGI en pollos de engorde alimentados con torta de Sacha Inchi (*Plukenetia volubilis*). (*Tesis de grado*). Universidad Estatal del Sur de Manabí, Jipijapa - Manabí. Obtenido de <https://repositorio.unesum.edu.ec/bitstream/53000/2931/1/TESIS%20FINAL%2030-03-2021.pdf>

8 ANEXOS

Anexo 1. Recolección de muestras por diferentes comunidades



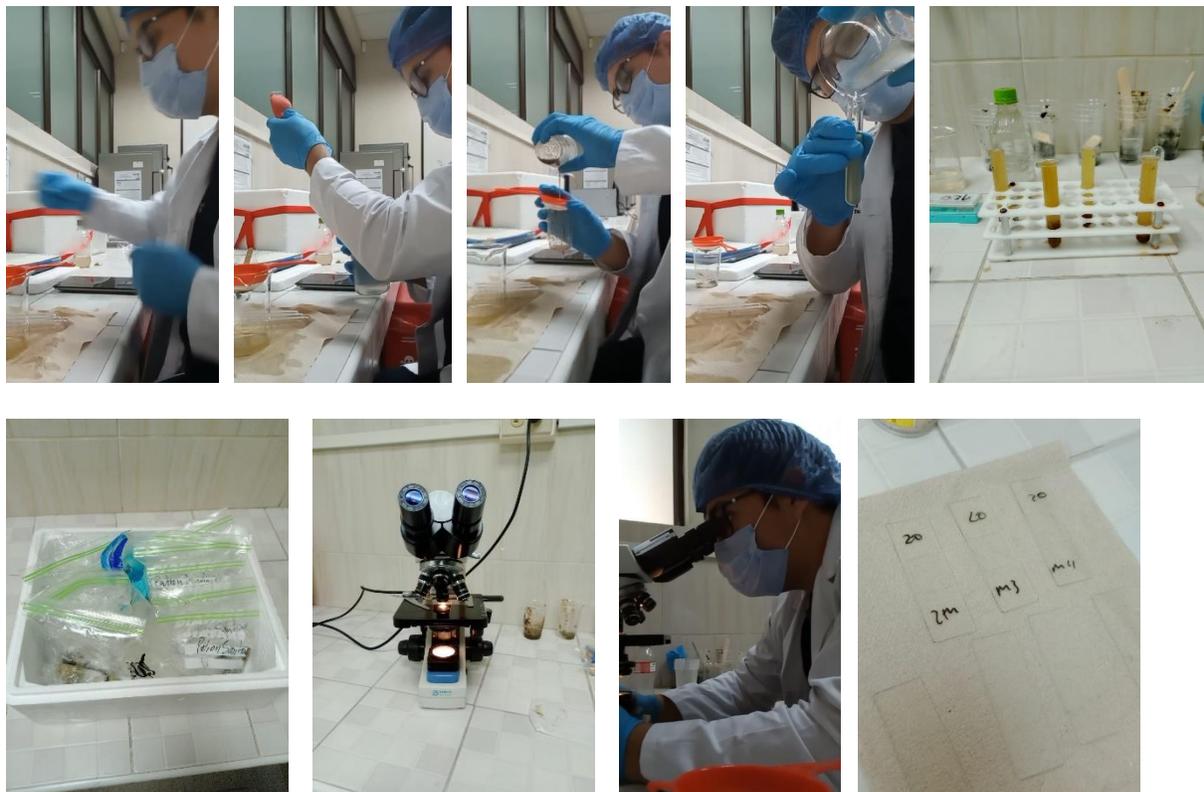
Anexo 2. Recopilación de datos epidemiológicos



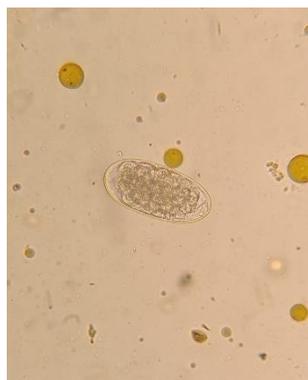
Anexo 3. Diferentes gallineros en las comunidades



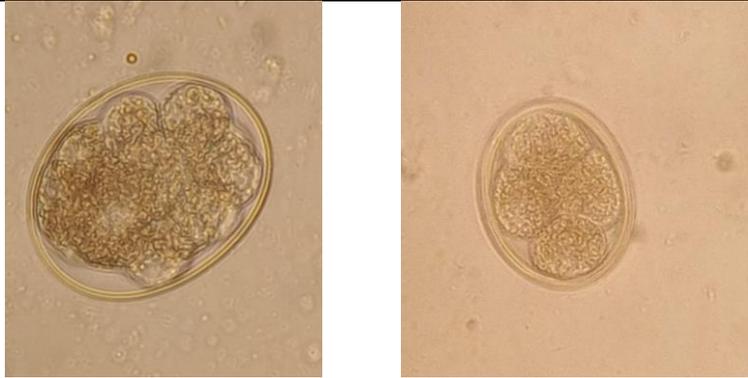
Anexo 4. Procesamiento de muestras de heces



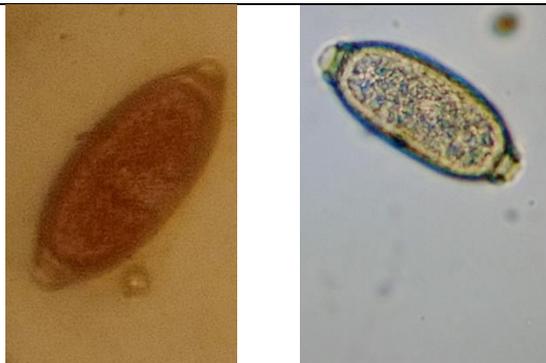
Anexo 5. Huevos *Amidostmum* spp



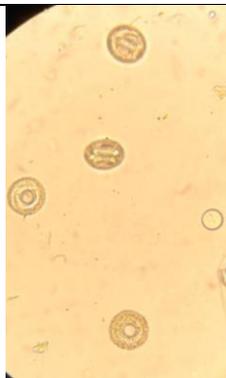
Anexo 6. Huevos de *Ascaridia spp*



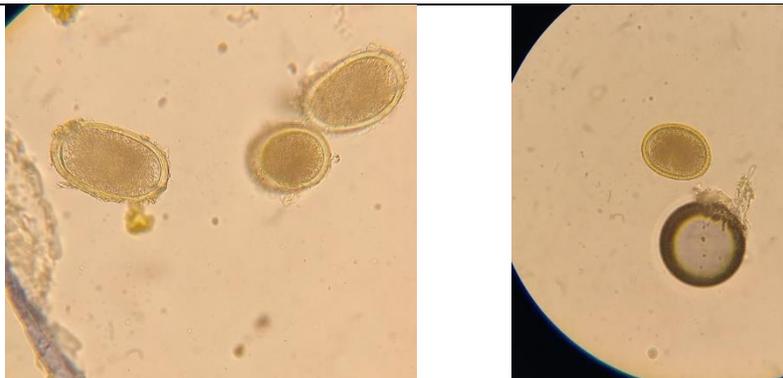
Anexo 7. Huevos de *Capillaria spp*



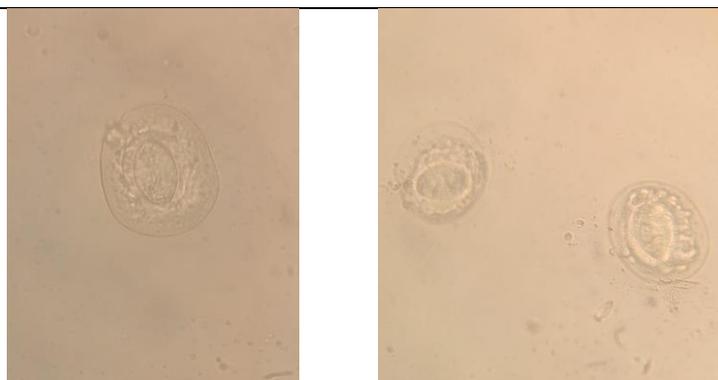
Anexo 8. Huevos de *Choanotaenia spp*



Anexo 9. Huevos de *Heterakis gallinarum*



Anexo 10. Huevos de *Hymenolepis spp*



Anexo 11. Huevos de *Raillietenia*



Anexo 12. Huevos de *Strongyloides*



Anexo 13. Huevos de *Coccidios*

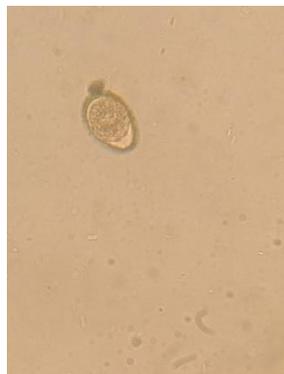
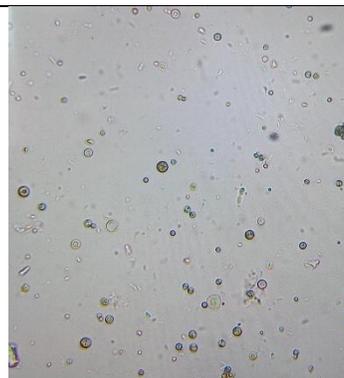
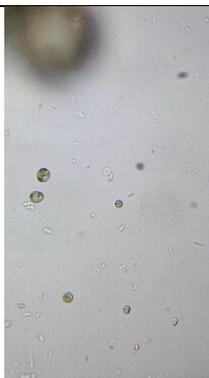


Tabla 27.

Datos de la encuesta epidemiológica

N° de casa	Desparasitación	Cuenta con más animales	Tipo de alojamiento
1.	No	Si	Cubierta
2.	No	Si	Intemperie
3.	No	Si	Intemperie
4.	No	No	Intemperie
5.	No	No	Intemperie
6.	No	No	Intemperie
7.	No	Si	Cubierta
8.	Si	Si	Intemperie
9.	No	Si	Intemperie
10.	No	Si	Cubierta
11.	No	No	Intemperie
12.	No	Si	Intemperie
13.	Si	Si	Cubierta
14.	No	Si	Intemperie
15.	No	Si	Intemperie
16.	Si	Si	Intemperie
17.	No	Si	Intemperie
18.	No	Si	Intemperie
19.	No	Si	Cubierta
20.	No	Si	Intemperie
21.	No	Si	Intemperie
22.	No	Si	Intemperie
23.	No	Si	Intemperie
24.	No	Si	Cubierta
25.	No	Si	Intemperie
26.	No	Si	Intemperie
27.	No	Si	Intemperie
28.	No	Si	Intemperie
29.	No	Si	Intemperie
30.	Si	Si	Cubierta
31.	No	Si	Cubierta
32.	No	Si	Cubierta
33.	No	Si	Intemperie
34.	No	Si	Intemperie

35.	No	Si	Intemperie
36.	No	No	Intemperie
37.	No	Si	Intemperie
38.	No	Si	Intemperie
39.	No	Si	Intemperie
40.	No	Si	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	Cubierta
58.	No	No	Intemperie
59.	No	Si	Intemperie
60.	No	Si	Intemperie
61.	No	Si	Intemperie
62.	No	Si	Intemperie
63.	No	Si	Intemperie
64.	No	Si	Cubierta
65.	No	Si	Intemperie
66.	No	Si	Intemperie
67.	No	Si	Intemperie
68.	No	Si	Intemperie
69.	No	Si	Intemperie
70.	No	Si	Intemperie
71.	No	Si	Cubierta
72.	No	Si	Intemperie
73.	No	Si	Intemperie
74.	No	Si	Intemperie
75.	No	Si	Intemperie
76.	No	Si	Cubierta
77.	No	No	Intemperie
78.	No	Si	Cubierta
79.	No	Si	Intemperie
80.	No	Si	Cubierta

81.	No	Si	Intemperie
82.	No	No	Intemperie
83.	No	Si	Intemperie
84.	No	Si	Cubierta
85.	No	Si	Intemperie
86.	No	Si	Intemperie
87.	No	No	Cubierta
88.	No	Si	Intemperie
89.	No	No	Intemperie
90.	No	Si	Intemperie
91.	No	No	Intemperie
92.	No	Si	Cubierta
93.	No	Si	Intemperie
94.	No	Si	Intemperie
95.	No	Si	Intemperie
96.	No	Si	Intemperie

Tabla 28.

Tabla para la toma de datos epidemiológicos

Número de Casa:	01
Desparasitación:	Si No
Ultima fecha de desparasitación:	-----/-----/-----
Cuenta con más animales:	Si No
Tipo de alojamiento	Intemperie Cubierta

Tabla 29.

Tabla para el análisis de muestras

Fecha	Codigo	N°casa	Muestra	Resultado		Parsito Genero / Especie				
				(+)	(-)	Nematodo	Cestodo	protozoo	Trematodo	acantocefalo
	C-01	01	M1							
			M2							
			M3							
			M4							
	C-02	02	M1							
			M2							
			M3							
			M4							