

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de
riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la
ciudad de Ayacucho - 2017**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL
DE MÉDICO VETERINARIA**

PRESENTADO POR:

Noelia Quispe Saume

Ayacucho - Perú

2018

El presente trabajo de investigación se lo dedico al fondo educativo Dauther of Ayacucho representado por Jillian Kara, por el apoyo constante en mis estudios; a mi hermana Nely; Marta alegre madrina y madre por velar por mi constantemente; a María Luisa Bustamante por todo el apoyo moral durante mis años de formación; A las hijas de Santa Ana por haberme formado; y quien pudo lograr que realice este trabajo de investigación el Mg. Florencio Cisneros Nina.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar, deseo dar las gracias a mi casa de estudios superiores la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga y Facultad de Ciencias Agrarias por haberme permitido realizar mis estudios superiores en la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; al Laboratorio de Parasitología por haberme prestado materiales de laboratorio y textos referidos al tema de investigación.

Agradezco el apoyo incondicional de mi asesor Mg. Florencio Cisneros Nina, quien confió en mi capacidad para elaborar este trabajo de investigación; al Centro de Salud San Juan Bautista específicamente el área de Zoonosis por dejarme usar sus equipos e instalaciones para poder realizar este trabajo de investigación.

Dar las gracias al Blgo Máximo y la Dra. Magaly Rodríguez Monje por apoyarme en el desarrollo del trabajo de investigación.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria	i
Agradecimiento	ii
Índice general	iii
Índice de tablas.....	v
Índice de figuras.....	vi
Índice de anexos.....	vii
Resumen.....	1
Introducción	3

CAPÍTULO I MARCO TEÓRICO

1.1. Generalidades del parasitismo	5
1.2. Origen ancestral de las aves de combate	6
1.3. Clasificación taxonómica.....	8
1.4. Crianza del gallo de combate.....	9
1.5. Manejo de las aves de combate	10
1.6. Enfermedades frecuentes causadas por endoparásitos	15
1.7. Parasitosis: interacción del parásito con el ave de riña.....	16
1.8. Diagnóstico helmintológico.....	28
1.9. Técnicas para la observación y recuento de parásitos gastrointestinales	30
1.10. Carga parasitaria	32
1.11. Prevalencia.....	33
1.12. Antecedentes de investigación.....	33

CAPÍTULO II METODOLOGÍA

2.1. Ubicación.....	37
2.2. Duración del trabajo	37
2.3. Materiales	38
2.4. Metodología.....	40
2.5. Parámetros evaluados	44

CAPÍTULO III RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (<i>Gallus gallus domesticus</i>) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017	45
3.2. Especies de endoparásitos gastrointestinales encontrados en aves de riña (<i>Gallus gallus domesticus</i>) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017	46
3.3. Carga parasitaria	48
Conclusiones	50
Recomendaciones.....	51
Referencia bibliográfica	52
Anexo	55

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1.1. Intervalos de infestación.....	32
Tabla 1.2. Lectura de la Interpretación.....	33

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 3.1. Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.....	45
Figura 3.2. Especies y prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.....	46
Figura 3.3. Carga parasitaria en aves de riña en cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.....	48

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Ficha utilizada para recoger y procesar información del presente trabajo de investigación.....	56
Anexo 2. Análisis de muestras de heces de aves de riña de la ciudad de Ayacucho.....	57
Anexo 3. Tabla de prevalencia de endoparásitos gastrointestinales.....	65
Anexo 4. Lugar de investigación.....	67
Anexo 5. Panel fotográfico.....	68
Anexo 6. Observaciones microscópicas.....	71

RESUMEN

La crianza de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) representa una actividad recreacional importante y una fuente de empleo que constituye una parte económica y costumbrista para la población Ayacuchana; sin embargo, el desempeño combativo de estas aves puede ser afectado por los parásitos gastrointestinales. Las enfermedades causadas por estos, representan una amenaza para su salud. Por ello el presente trabajo de investigación tuvo como objetivo principal determinar la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*), las muestras fueron procedentes de cuatro criaderos de aves de riña de la ciudad de Ayacucho, tomando como referencia cuatro puntos de ubicación situados en los siguientes barrios: Puca Cruz, Mollepata, San Luis de Tinajeras y Miraflores, de los cuales se obtuvo un total de 200 muestras fecales, el tamaño de muestra de cada galpón fue de 50 aves de ambos sexos, de edades entre 12 a 18 semanas, el procesamiento de las muestras se realizó en las instalaciones del centro de salud de San Juan Bautista, en el laboratorio de Salud Ambiental y Zoonosis, las muestras fueron diluidas en una solución sobresaturada que sirve para el método de flotación y su posterior recuento e identificación de huevos de parásitos. Para el análisis coproparasitológico se utilizó las siguientes técnicas diagnósticas: Método directo, Método de flotación y Método de Mc Master. La prevalencia, fue calculada haciendo uso de Microsoft Excel y la fórmula de prevalencia (número de casos/ total de población)* 100%. Se encontró una prevalencia de 74.5 % de endoparásitos gastrointestinales de diferentes tipos. Se encontraron tres especies de Nematodos: *Capillaria spp.* 27%, *Strongyloides spp.* 19%, *Ascaridia galli* 14%, *Heterakis gallinarum* 17%. Una especie de Cestodo: *Raillietina tetragona* 10% y Coccidia: *Eimeria spp* 49%, la carga parasitaria fue *Eimeria spp* 15750 hpgh, *Ascaridia galli* 3000 hpgh, *Heterakis gallinarum* 3350 hpgh, *Capillaria spp* 4650 hpgh, *Strongyloides spp* 3900 hpgh y *Raillietina tetragona* 1750 hpgh. Estos resultados prueban la existencia de endoparásitos gastrointestinales con mayor prevalencia fue *Eimeria spp* en los cuatro criaderos de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de la ciudad de Ayacucho.

INTRODUCCIÓN

En Ayacucho, la pelea de gallos (*Gallus gallus domesticus*) es una actividad recreativa muy popular que se practica en recintos (clubes gallísticos) denominados comúnmente «galleras». Usualmente, las peleas de gallos se llevan a cabo durante los días de fiesta, fiestas patrias o los fines de semana, y se ha convertido en una industria pujante y en crecimiento, que provee numerosos empleos directos e indirectos, especialmente durante las festividades.

El sistema de crianza utilizado en nuestro medio es de tipo mixto, confinándose únicamente a los machos adultos. Se puede afirmar que las enfermedades parasitarias (endoparásitos) en aves de riña, no ocasionan pérdidas económicas considerables por la mortalidad de las mismas; sin embargo, es necesario que el criador las tenga en cuenta siempre, debido a que pueden ocasionar retraso en el crecimiento de los animales tiernos y desmejorar la condición física de los adultos produciendo lesiones, inmunodeficiencia, predisposición a enfermedades secundarias, etc.

En Ayacucho, los diferentes ecosistemas presentan condiciones favorables para el desarrollo tanto del hospedero como de las diferentes especies endoparasitarias existentes, sin embargo las aves se pueden infectar a través de los alimentos, agua y suelo. En el caso de las aves de riña (*Gallus gallus domesticus*), los criadores permiten que las aves en determinadas etapas se encuentren a campo abierto, donde obtienen pasto verde, pero además pueden alimentarse con invertebrados, incluyendo artrópodos (insectos), moluscos (babosas, caracoles) y anélidos (lombrices de tierra), quienes pueden ser hospedadores intermediarios o paraténicos de helmintos y protozoos. Estos parásitos pueden eventualmente causar enfermedad e incluso la muerte de las aves.

Uno de los inconvenientes que afectan el desempeño de estas aves es la pérdida de condición corporal por anorexia, pérdida de sangre y proteínas plasmáticas por el tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, depresión en la actividad de enzimas intestinales y diarrea. Estas patologías pueden ser causadas por agentes infecciosos, incluyendo parásitos intestinales de tipo helmintos (nematodos: *Tetrameres americana*, *Sheilospirura hamolusa*, *Heterakis spp*, *Ascaridia galli*, *Strongyloides avium*; y platelmintos: *Raillietina terragona*, *Amebotaenia cuneata*, *Chanotaenia infundibulum*) y protozoarios (*Eimeria spp*).

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

El presente trabajo de investigación tuvo como objetivo evaluar la Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales, identificación de endoparásitos gastrointestinales y carga parasitaria en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017, el lugar de ejecución del presente trabajo fue en las instalaciones del Centro de salud San Juan Bautista; en el laboratorio de Salud Ambiental y Zoonosis donde se pudo analizar los exámenes coprológicos, para la identificación de endoparásitos gastrointestinales utilizando diferentes métodos.

En base a esto, planteamos los siguientes objetivos.

OBJETIVO GENERAL:

Determinar la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Identificar los endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017.
- Determinar la carga parasitaria gastrointestinal en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. GENERALIDADES DEL PARASITISMO

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

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

La parasitosis gastrointestinal producidas principalmente por helmintos afecta la salud de las aves reduciendo la producción de carne y huevos, causando anualmente pérdidas económicas para el sector avícola y reduciendo la disponibilidad de productos para el consumo humano (Rodríguez y col., 2004).

Los parásitos no dependen únicamente de los factores geográficos, sino de un grupo de factores combinados, como factores ambientales involucrados se encuentran clima, altitud y humedad. Otros factores que determinan la presencia de parasitosis en una granja son; la bioseguridad, el manejo de los galpones, la limpieza, el control de plagas, las practicas higiénicas del personal y el uso o no de 4 planes profilácticos. Las instalaciones deben restringir el acceso de aves silvestres a los galpones y otros animales como roedores (Quiroz, 1999).

Los parásitos en estas crianzas son un factor determinante, por lo cual se requiere tomar medidas que ayuden a realizar un mejor manejo en criaderos de pequeña escala.

1.2. ORIGEN ANCESTRAL DE LAS AVES DE RIÑA

La palabra Gallo, proviene del latín *Gallus*. Miles de años antes de nuestra era ya se practicaban la crianza, reproducción y distracción de los gallos de pelea. Sin embargo, en tiempos pasados tuvieron orígenes en dos raíces principales que son; el *Gallus bankiva* (*Gallus gallus*) y el *Gallus sonnerati* (Gallo giro de la selva), ambos del Asia menor, llamado este último en la India “Katukoli” (Orozco, 1991).

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

Las aves de riña y el hombre, iniciaron su interacción muy probablemente en el periodo neolítico, a partir de este momento su aparición en la historia es recurrente, generalmente asociada a despertar en el hombre, esa necesidad de pelear hasta que se pierda la última gota de sangre, así se sabe que Temístocles, obligaba a los jóvenes a ver las peleas de gallos y que antes del combate sus soldados presenciaban una pelea, para mostrar el mismo arrojo que los gallos durante la batalla. Entre los Espartanos se mostraba a los jóvenes las peleas como ejemplo de la inquebrantable voluntad de morir antes que ceder y procurar la victoria sin importar nunca la fuerza y poder del enemigo. Enrique VIII ordenó que en las escuelas se mostraran las peleas como ejemplo de fortaleza, valor y energía (Pérez, 1999).

Los primeros gallos de riña se originaron hace más de cinco mil años, ascendientes de los que hoy conocemos como Asiles. Las primeras peleas de gallo se registraron en la India tres mil años antes de Cristo. Posiblemente las primeras aves que se pelearon por separado, fueron machos nacidos en cautiverio, tanto Malayos (*Gallus giganteus*) como Bankivas (subespecies de *Gallus gallus*). Para la selección y formación del gallo de combate intervinieron una serie de factores, los cuales se tejieron alrededor de la antigua Bélica de estas aves, de allí vendría el interés por

crearlos, teniendo antes que capturarlo y trasladarlo desde su hábitat natural (los bosques) al cautiverio, cuando eran pollitos. Seguramente el primer criador de gallos de combate se daría cuenta de la actitud Bélica conflictiva en los pollones; quienes, al crecer demostrarían sus primeras actitudes de luchadores, matándose unos a otros. Esto forzaría a los criadores a separarlos en pequeñas jaulas rústicas (Oswaldo y Gutierrez, 2002).

Luego hicieron la primera selección de los mejores ejemplares, según las actitudes de lucha, fuerza, velocidad, agilidad, entre otras (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

El gallo ha estado vivo y presente en toda la historia de la humanidad, ya sea por ser un ave que espanta los males como en Irán, ave “sagrada” en el código Mamu de la India. Modelo e inspiración de Artistas y colección de Arte en los museos de Turín, Génova, Valencia, New York, Madrid, Louvre o en Grecia, en la cimera de Minerva, al lado de los dioses Marte o Mercurio, en millones de monedas, en escudos (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

Fueron generales griegos como Temistocles (525–460), quien antes de la batalla de “Salamina”, presenciando un combate de peleas de gallos en una plaza de Atenas, en su alocución al pueblo y aludiendo al valor de sus ciudadanos, preguntó si estaban dispuesto a defender la libertad de la patria, así como morían en combates las aves por el placer de vencer (Salinas, 2002).

Los griegos no sólo expandieron la pasión por los gallos en todos sus dominios, sino también obligaron a sus ciudadanos jóvenes a ver, por lo menos, una pelea de gallos al año, para aprender de las aves su moral de combate, gracias al interés de los griegos, el vicio por la pelea de gallos pudo fácilmente trasladarse a Francia, Roma, Inglaterra y España (Salinas, 2002).

Los gallos de riña llegaron a América provenientes de Europa; los conquistadores españoles trajeron gallos del tipo bankivoyde; malayoide, entre otros. Cuando los conquistadores desembarcaron en América, muchos de ellos trajeron sus gallos de combate debajo del brazo y; es por ello que, se cuenta la anécdota de que al llegar a

México el conquistador Hernán Cortes (1494– 1547), entre las primeras cosas que hizo, fue construir su gallinero para criar gallos de peleas. No por nada, México es uno de los países donde se disfruta más el deporte de los gallos (Salinas, 2002).

En 1519, en la playa frente a San Juan de Ulúa, una vez concluida la misa de sábado de Gloria, tuvo lugar la primera pelea de gallos en territorio mexicano, como muestra a Tendle y Pitalpitoque, emisarios de Moctezuma enviados para hablar con Cortés, dentro de los obsequios que Cortés envió a Moctezuma se encontraba un gallo de pelea. (Pérez, 1999; Sarabia, 2006). Las peleas de gallos tuvieron su auge en el siglo XVII, siempre ligadas a los juegos de baraja y por tanto a las apuestas, lo que necesariamente conlleva problemas (Pérez, 1999).

Lo mismo hicieron los jefes de los virreinos de Perú, donde, Doña Inés de Suárez (1507–1580), apasionada de las aves, se dedicó a criar gallos de peleas según, escritos históricos de la Colonia. Doña Inés, posteriormente como compañera de vida de Don Pedro de Valdivia (1497–1553), fundador de Santiago de Chile, siguió promoviendo las peleas de gallos, donde se juegan hasta hoy (Salinas, 2002).

1.3. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Las aves domésticas poseen cuerpo grande y pesado, así como sus alas cortas incapacitan a la mayor parte de las variedades para el vuelo, excepto a cortas distancias. En cuanto a sus hábitos, son estrictamente diurnas, gregarias y polígamas; las aves de riña de las mejores razas son notorios por su agresividad y valor ante sus rivales (Juárez y col., 1999).

Taxonomía de Aves de riña

Reino	: Animalia
Filo	: Chordata
Clase	: Aves
Orden	: Galliformes
Familia	: Phasianidae
Género	: Gallus
Especie	: G. gallus
Subespecie	: G. g. domesticus

1.4. CRIANZA DEL GALLO DE RIÑA

No todas las personas que están en este medio son iguales. Entre una de las formas más sencilla de explicar esto, es marcar la diferencia entre Gallero y criador de gallos.

- **El gallero:** es aquella persona que solo se dedica a apostar con los gallos. Prepara a sus gallos para pelear y las apuesta fuertes sumas de dinero. Existe más de un gallero que antes de pensar en ganar dinero piensan en sus aves como parte de ellos y al ver que la derrota es inminente prefieren levantar a su gallo para salvarle la vida. Por otro lado, existen aquellos que no son así y como siempre sucede las malas impresiones corren más rápido (Salinas, 2002).
- **EL criador de gallos:** tiene un compromiso más difícil, es el que se encarga de darles vida a estas impresionantes aves, es una persona que investiga y experimenta, se actualiza sobre la genética de los gallos, siempre pensando en mejorar a sus aves en belleza, fuerza, carácter, arrogancia, salud, entre otras características. Este trabajo requiere tiempo y, aun así, muchos no logran buenos resultados (Salinas, 2002).

En el argot popular, los “Timberos” son aquellos galleros que se dedican a adquirir gallos de combate, recolectándolos de diferentes criaderos para poder competir en la cancha con la idea de llevarse un buen premio.

Dentro del ambiente gallístico, aquellos que dedican tiempo a la Crianza de los Gallos de Pelea, son los que poseen un status mayor con relación al simple apostador. Es por eso que se afirma que, los verdaderos galleros se hacen primero en el “criadero”, luego van a la cancha. Esto hace que la afición a los gallos sea verdadera, desde sus bases. Esto, en cuanto a la crianza y el complemento necesario, para el éxito de los galleros, son los conocimientos (Pedraglio, 2006).

Esto se hace acudiendo a buena literatura, pues muchas veces, los mismos aficionados no saben qué hacer con sus propios gallos, y mucho menos sabrán qué hacer con los de otras personas que no son más que aficionados (Pedraglio, 2006).

1.5. MANEJO DE LAS AVES DE RIÑA

a. Instalaciones

- **Corrales**

Preparar un espacio destinado para las aves. Se recomienda instalar corralitos para albergar un trío (1 gallo y 2 gallinas) como mínimo. Los corrales pueden ser de un área de 1 m x 2 m y altura de 1.5 m a 2 m, dependiendo del espacio disponible (depende también del tamaño de las aves). Colocar una mezcla de arena gruesa más tierra de jardín (50% / 50%) a unos 10 cm de altura de tierra. La idea de usar tierra de jardín es la de mantener el suelo caliente y evitar que las aves se enfríen derivándose en enfermedades. Por ello, el corral debe tener un zócalo de 15 cm de altura como mínimo.

Tener un comedero y bebedero de aluminio preferiblemente, sobre una base con una altura de 15 cm sobre el nivel del suelo. Procurando que éstos dos se encuentren fuera del corral, y que ellos saquen sus cabezas a través de las rejillas (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- **El bebedero**

Debe ponerse un recipiente, no profundo, con agua, para evitar que se ahoguen o que se mojen mucho, cuando aún son muy pequeños. Durante los primeros días hay que echarle una cucharada de azúcar/litro (2 a 3 días), para darle más calorías y fuerza al pollito podemos adicionarles una combinación de antibiótico de amplio espectro: Tetraciclina y Neomicina. Eficaz contra bacterias que causan enfermedades respiratorias y gastrointestinales, asociado con vitaminas A, D, E, B 12 y K 3 (Antibiótico en el agua por 5 días). Luego, si uno desea agregarle vitaminas, usar una formula completa de vitaminas hidrosolubles, liposolubles, minerales, sacarosa, complementada con Metionina, consiguiendo un gran efecto frente a los requerimientos metabólicos más exigentes de vitaminas, minerales y energía. A medida que los pollitos crezcan uno debe de ir cambiando el bebedero, usando uno de mayor volumen (según requerimiento de las aves) y lavarlo bien todos los días.

Los comedores y bebederos deben colocarse lejos del sol y ligeramente altos, para evitar que se contaminen con heces o tierra. Se deben poner a la altura del buche de las hembras (Salinas, 2002).

- **Comedero**

1. Al inicio: los alimentos durante los primeros 2 días sobre el papel periódico, para que los pollitos aprendan a comer.
2. Colocar comederos bajos para que estén al alcance de los pollitos (tercer día).
3. Limpiar a diario los restos (sobras) para que no se formen hongos, ni se fermente el alimento.
4. Como preventivo abrir una cápsula de antibiótico (amoxicilina), espolvorearlo sobre el alimento o agua durante 3 días (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

b. Reproducción

La cría de los gallos para el combate requiere un esfuerzo individual en lo que se refiere a reproducción.

La capacidad del criador para reconocer y obtener los ejemplares que posean las mejores características, será lo que va a determinar la calidad de la cría. Tanto el gallo como la gallina, deben ser descendientes de buen linaje y proceder de familias que hayan demostrado su fineza y habilidad combatiente en el palenque (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

Estos individuos deben poseer en lo mínimo las siguientes características:

- **Fineza**

Valor; Una determinación incesante para matar al oponente.

- **Prepotencia**

Deben ser capaces de transmitir las mejores características a sus hijos e hijas.

- **Salud**

Vigor, robustos, con buen apetito y siempre agresivos. Es una de las características más importantes que deben poseer los ejemplares para la cría. Sin ella no se logran buenos resultados, pues no podrán producir descendientes sanos.

- **Fuerza**

Tanto el gallo como la gallina deben poseer esta característica para poder transmitirla a sus descendientes. Necesitan tener la fuerza necesaria para poder utilizar las armas con las que se van a jugar e infringir el daño necesario para derrotar al contrincante.

- **Habilidad de cortar**

Sumamente importante, porque si no cortan, no ganan. No importa que otras cualidades posean. Las peleas las ganan los ejemplares cortadores. Si los padres no poseen esta característica, no se la pueden impartir a los hijos.

Las características puramente físicas se refieren al tipo de cuerpo que deben poseer (redondo y con buena musculatura), la estatura (que no sean chaparros), los ojos colorados y vivarachos, las plumas amplias, abundantes y brillantes (Salinas, 2002).

b.1. Apareamiento

La mayoría de los criadores realizan los cruzamientos a la edad de 15 a 23 semanas de vida, en los meses de enero, febrero, marzo y abril, la razón es que se espera que para la temporada de lluvias las crías estén lo suficientemente grandes para soportar enfermedades a causa de humedad y el frío; en los meses finales del año (Salinas, 2002).

Es muy importante darles una alimentación bien balanceada desde antes de juntar a los reproductores, si queremos tener aves de calidad debemos tener reproductores sanos. El apareamiento de las aves se realiza varias veces al día, no siempre exitosa, ésta unión sin embargo, tampoco es necesario que el gallo este siempre con la gallina. Se puede poner con las gallinas uno o dos días a la semana según sean los resultados (Salinas, 2002).

b.2. Elección de las crías

Escoger a los buenos y eliminar a los malos, las cualidades que debe tener en cuenta para escoger a sus próximos gallos de cría:

- **Bravo:** aún con la muerte encima, se agrande y busque, una buena mordida y una buena estocada, para derrotar a su oponente cortador. El gallo de cría debe tener un corte mortal; es decir que, si ha peleado, las peleas las termine con heridas muy nobles a su rival.
- **Picador:** el gallo tiene que mantener a su rival a distancia, que sea fino de boca, que repita bien, y que, al sentir al contrario, dispare las patas.
- **Capacidad para Resistir las Heridas:** un pollo que no está bien alimentado y no está saludable, no podrá aguantar heridas nobles.
- **Altura:** para semental, a un gallo que tenga altura, extremidades largas pero no exageradas. Que siempre esté aventajado en tamaño para con sus contrincantes, que esté balanceado, pero, que no sea muy grande porque parecerá un avestruz. El tamaño proporcional es muy fundamental que lo hereden las parvadas de pollitos (Salinas, 2002).

b.3. Selección de reproductores

Para tener aves de primera calidad es indispensable saber seleccionar a los reproductores; Podemos tener al mejor gallo del mundo y cruzarlo con una gallina de primera y los resultados pueda que sea de lo peor. Esto se debe a que, no basta la calidad del gallo para pelear y la finura de la gallina; lo importante es que, estos animales tengan la cualidad de transmitir a sus hijos todas esas características (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- **La Gallina**

Observar los siguientes aspectos y cualidades del ave:

- a. Plumaje bien cuidado (nos dará la primera muestra de una buena crianza).

- b. Pechuga amplia y bien definida muscularmente.
- c. La cresta y barba deberán tener un color rojo, vistoso, siempre y cuando no estén durante el cambio de pluma.
- d. Cabeza con un buen perfil triangular con pico corto y poca emplumada detrás de la cresta.
- e. Ojos prominentes y brillantes con el iris color naranja.
- f. Abdomen ancho y no duro.
- g. Cloaca húmeda, de color rosado y no angosto.
- h. La arrogancia de la gallina es muy importante, no queremos obtener crías de poco carácter (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- **El Gallo**

Para reproducción no seleccionar un gallo que nunca han visto pelear, algunos de los puntos que hay que tomar en cuenta:

- a. Gallo de buen tamaño, esto no significa que este gordo.
- b. Buen plumaje.
- c. Ojos prominentes y con iris color naranja.
- d. Color, rojo brillante en la cara.
- e. Relación adecuada entre patas y cuerpo.
- f. Pechuga amplia.
- g. Que las patas no sean rectas (codos deber estar un poco metidos).
- h. Que su porte natural (parado), sea alto.
- i. De dorso ancho (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- c. **Etapas de desarrollo**

- **Iniciación**

Comprende desde 0 a 10 semanas, donde se fortalece su sistema inmunitario y permite un desarrollo fuerte de resistencia a enfermedades (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- **Desarrollo y entrenamiento**

Comprende de 13 a 15 semanas, en esta etapa el animal fortalece su sistema locomotor. A partir de las 12 a 18 semanas empieza el entrenamiento o cuido apropiado y la buena alimentación del gallo que serán esenciales para obtener victorias o buen rendimiento durante el combate (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

Hay distintos tipos de entrenamientos para un gallo de pelea. Algunos tienen un reloj en el ruedo, no para determinar el tiempo exacto de un volteo o trabajo, sino para analizar el mejoramiento del gallo en el entrenamiento.

El entrenamiento de los gallos debe coincidir con la estructura de los gallos y su tipo de pelea, los gallos que pelean con navajas dependen del vuelo para atacar, basando su esfuerzo violento en los músculos pectorales, como la pechuga, que son de fibras blancas y de menos grasa (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

- **Competencia**

A partir de las 18 a 20, meses en esta etapa se procede al armado navajero. Es muy importante entender la importancia del armado en el éxito de un combate, de ahí que, los armadores se dieran a la tarea de hacer de este tema algo oculto que solo algunos cuantos podrían realizar (Oswaldo y Gutiérrez, 2002).

1.6. ENFERMEDADES FRECUENTES CAUSADAS POR ENDOPARASITOS

Los parásitos perjudican a las aves en diferentes formas: Por obstrucción o compresión del intestino esta forma es la llamada mecánica, produciéndose irritación permanente del intestino, llegando a ulcerar el tracto digestivo. La irritación se produce por la movilización de los parásitos en sus diferentes fases de desarrollo esta es la forma irritativa.

Cuando toman sustancias del huésped para su alimentación se le llama exfoliatrix y la forma inoculadora, cuando en sus huevos embrionarios puede albergar a otros (Salinas, 2002).

a. Ascaridiasis

Es una infestación debida a la presencia y acción de varias especies de género *Ascaridia* en el intestino de pollos, pavos, patos y palomas. Clínicamente se caracteriza por disturbios en la digestión, retardo en el crecimiento y baja producción. El ciclo es directo, la transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por vía oral (Moreno, 1989).

b. Heterakidosis

La Heterakidosis es una infestación debida a la presencia y acción de varias especies del género *Heterakis* en el ciego de pollos, pavos, faisanes, codornices, patos, gansos, y aves silvestres. En gallináceas, clínicamente se caracteriza por tiflitis con disturbios en la digestión. Además actúa como vectores del protozooario *Histomonas meleagridis*. La transmisión del nematodo se realiza por el suelo y la infestación es por vía oral (Moreno, 1989).

c. Coccidiosis

Causada por parásitos: *Eimerias*.

- **Signos Característicos:** pérdida de peso, decaimiento, pesadez, diarrea, parálisis, plumas erizadas, se retarda el crecimiento del animal.
- **Medio de transmisión:** Vía oral a través de agua y alimento contaminado con el excremento de las mismas aves.
- **Tratamiento y control:** lo habitual es incluir dosis bajas de quimioterapias en los alimentos de las aves, denominados coccidiostáticos son sustancias que bloquean el desarrollo del parásito, evitando que provoque un cuadro patológico.

1.7. PARASITOSIS: INTERACCIÓN DEL PARASITO CON EL AVE DE RIÑA (*Gallus gallus domesticus*)

Es un tipo de asociación inter específica entre dos seres vivos en el que el beneficio es exclusivamente unilateral, denominándose parásito al ser que resulta beneficiado de esta simbiosis o vida conjunta, y hospedador al otro organismo afectado por esta vida de asociación (Bocha, 1982).

Un parásito es aquel que vive a expensas de un individuo de otra especie, estrechamente asociado a los aspectos biológicos y ecológicos durante uno o parte o totalidad de sus ciclos biológicos. El parásito utiliza el organismo del huésped como su biotipo o vivienda y deja a su hospedador la función de regular, parcial o totalmente, sus relaciones con el medio ambiente, no sólo utiliza a su huésped como hábitat temporal o permanente, sino que además se sirve de él, como la fuente directa o indirecta de alimento, ya utilizando las sustancias que este prepara para su propia nutrición (Bocha, 1982).

La forma de vida parasitaria tiene por lo general gran capacidad de sobrevivencia, por lo cual, sin importar las líneas filogenéticas, se ha presentado en casi todos los Phyla que comprenden el reino animal, un gran porcentaje de las especies integrantes de ellos (protozoos, nematodos, platelmintos), con esta estrategia de vida, que existen modalidades de relación entre 2 especies diferentes que a su vez causan un beneficio o daño que se definen en su tipo de relación en los siguientes términos:

1. **Simbionte:** toda aquella relación que existe entre dos organismos; “vivir juntos”.
2. **Predación:** relación de corta duración en la que uno de los simbioses, el predador, se alimenta o beneficia a expensas del otro, la presa. Por lo general el segundo muere; por ejemplo, los mosquitos, su daño no tienen un fin dramático, a este se denomina micro predador.
3. **Foresis:** vida conjunta en la que dos simbioses viajan juntos sin dependencia fisiológica.
4. **Mutualismo:** es cuando dos organismos se benefician mutuamente y se define además por el grado de dependencia en, estrictos, específicos o facultativos.
5. **Comensalismo:** cuando en una simbiosis uno de ellos se beneficia sin causar un daño o beneficio al otro.
6. **Parasitismo:** cuando un simbiote lesiona realmente a su huésped, tanto físico, toxico, interno o externo, con diferente grado de incidencia y preferencia por estructuras específicas, en otras palabras, es una forma más de obtener energía del sistema, que cumplirá con las funciones vitales y cubrirá las necesidades de una especie (Aguilera, 1992).

Tradicionalmente se considera el parasitismo como una categoría de relaciones hetero específicas durante las cuales una de las partes (parásito) causando daño a otro (huésped). Esta definición es con frecuencia pobre, en cuanto a que excluye aquellos casos en los que no existe algún síntoma aparente que haga notar la presencia del parásito, sobre todo en aquellas especies parasíticas para las cuales el huésped ha desarrollado algún grado de tolerancia y se requieren condiciones especiales, como el empobrecimiento de la salud general del huésped o del aumento numérico del parásito que infesta, para que se manifiesten síntomas aparentes en algún grado de enfermedad o bien que puedan conducir a la muerte (Pérez, 1992).

Los parásitos más importantes de las aves de riña, se dividen en cuatro grupos de los cuales se derivan diferentes clases:

1. Gusanos redondos o filiformes-nematodos
2. Gusanos planos o acintados-cestodos
3. Trematodos
4. Protozoarios (Bocha ,1982 y Moreno, 1989).

1.7.1. Parásitos gastrointestinales en aves

Clase Nematodos

Los nematodos, 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 hasta más de 1 metro 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 (Cordero y col., 1999).

1.7.1.1. *Heterakis gallinarum*

a. Etiología

Es la especie más común, se presenta en el ciego del gallo, gallina de guinea, pavo, pavo real, pato, ganso y otras numerosas aves (Cordero y col., 1999).

Los efectos de *H. gallinarum* son leves y sólo en infestaciones intensas pueden producir un ligero engrosamiento y formación de hemorragias petequiales en la mucosa de los ciegos. Sin embargo, no producen manifestaciones clínicas y no se resiente la ganancia de peso de las aves (Soulsby, 1987).

La importancia económica de *H. gallinarum* deriva de su papel como portador de *Histomonas meleagridis*, el agente causal de cabeza negra (enterohepatitis) de los pavos. Este protozoo puede permanecer viable en el huevo de *H. gallinarum* durante largo tiempo, quizá tanto como dure la viabilidad del huevo. También se piensa que el refugio de los huevos del helminto permite el paso del protozoo a través de la región anterior del tracto digestivo, la cual es normalmente letal para el organismo productor de la enfermedad de la cabeza negra (Cordero y col., 1999).

b. Ciclo biológico

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

c. Patogenia

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

d. Diagnóstico

Generalmente se establece en la necropsia, examinando los órganos en los que se localizan los parásitos. Mediante análisis coprológico pueden encontrarse los huevos

de forma característica y mediante recuentos se puede juzgar la importancia de la parasitación (Quiroz, 1999).

e. Tratamiento

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

f. profilaxis

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

1.7.1.2. *Ascaridia galli*

a. Etiología

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

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

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 diarreas (Soulsby, 1987).

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 (Soulsby, 1987).

b. Ciclo biológico

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

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

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

c. Patogenia

La infestación ocasiona depresión del peso en el huésped, que se correlaciona en el aumento de la carga de gusanos. El estado nutricional del huésped también es importante, ya que la depresión es mayor con valores dietéticos elevados de proteína (15%) que con bajos (12.5%). En padecimientos intensos se puede provocar bloqueo intestinal. Los pollos infectados con cantidades abundantes de ascárides sufren pérdida de sangre, reducción del contenido de azúcar sanguíneo, aumento en uratos, retracción del ritmo, retardo del crecimiento y mortalidad considerablemente incrementada. Sin embargo no se hallaron efectos de infección en la concentración de proteínas en la sangre volumen de paquete celular o concentraciones de hemoglobina (Calnek, 2000).

Uno de los efectos más notables de la infección, cuando menos desde el punto de vista estético, es el hallazgo ocasional de este parásito en el huevo de gallina. Existe bibliografía donde se informa gran número de casos. Supuestamente los gusanos migran hacia arriba del oviducto a través de la cloaca, con inclusión subsecuente en el huevo. Los huevos infectados pueden detectarse por ovoscopia (Calnek, 2000).

1.7.1.3. *Capillaria spp*

a. Etiología

Los miembros de esta familia se caracterizan por su aspecto filiforme. Están estrechamente relacionados con el género *Trichuris*, pero son más pequeños y delgados, y la parte posterior del cuerpo no es apreciablemente más gruesa que la anterior.

Las especies de mayor interés que parasitan las aves son las siguientes: Especies que se encuentran en el intestino: *Capillaria caudinflata*, *Capillaria obsignata* y *Capillaria anatis*.

Especies que se encuentran en el buche y esófago: *Capillaria annulata* y *Capillaria contorta*; un pequeño número de vermes de cualquiera de las especies no llegan a causar problemas en las aves. Por el contrario, si son muy numerosos, producen un cuadro clínico grave (Soulsby, 1987).

Con las especies entéricas, hay adelgazamiento, diarrea con heces pastosas, viscosas y malolientes, mal estado general, anorexia y disminución del consumo de agua. Las aves pasan mucho tiempo acurrucadas en el suelo, con los ojos cerrados, el cuello doblado y la cabeza apoyada sobre el buche. En las infestaciones por especies ocalizadas en esófago y buche, las aves están decaídas, débiles y delgadas. Se mueven sólo cuando se las molesta y con paso inseguro. A veces adoptan postura de pingüino, descansando sobre los tarsos (Cordero y col., 1999).

b. Ciclo biológico

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

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

c. Patogenia

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

muy viscosa. En todos los casos se resiente el estado general de las aves y sus producciones, pierden peso y llegan a morir (Rodríguez y col., 2004).

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

1.7.1.4. *Strongyloides spp*

a. Etiología

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

Las infestaciones por *Strongyloides* clínicamente se caracterizan por enteritis catarral y diarrea. La transmisión se realiza por el suelo, y la infestación es por vía cutánea y por vía oral. Los estados parasíticos del genero *Strongyloides* son pequeños vermes de 2 a 9 mm, sólo las hembras adultas 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. Los huevos de *S. avium* miden unas 38x55 micras y, cuando abandonan el hospedador a través de las heces, cada uno contiene ya una larva completamente desarrollada (Quiroz, 2005).

b. Ciclo biológico

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

- **Clase Trematodos**

Los cuerpos de los trematodos o duelas esta aplastado dorso ventralmente, no están segmentados y son foliáceos. Todos los órganos están incluidos en un parénquima, sin existir cavidad corporal. Las diferentes especies se adhieren al exterior o a los órganos internos del hospedador mediante ventosas, ganchos o pinzas. Son hermafroditas y no tiene sistema respiratorio ni circulatorio (Marín y Benavides, 2007).

- **Clase Cestodos**

En su estado adulto tienen un cuerpo aplanado dorso ventralmente, de color blanco, amarillento o gris claro, para su estudio morfológico se divide en tres regiones:

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

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

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

1.7.1.5. *Davainea proglottina*

a. Etiología

Parasita el duodeno de las gallinas, palomas y gansos. Alcanza una longitud de 0,5 -4 mm y 0,6 mm de ancho como máximo, el verme translucido se fija con la ayuda de pequeños ganchos de las ventosas en la mucosa de la parte anterior del intestino delgado, entre las vellosidades. Los hospedadores intermediarios son las babosas (Almeida, 2005).

Es la especie más patógena de las que parasitan a gallina. Las aves jóvenes son más sensibles a estos parásitos que las gallinas adultas, como consecuencia las aves ganan menos peso, el crecimiento se retrasa y en gallinas ponedoras disminuye la puesta. Hay pérdida de apetito y aumenta la sed; diarrea, con heces teñidas por pigmentos hemáticos, y anemia (Marín y Benavides, 2007).

b. Ciclo biológico

Los proglótidos grávidos salen con las heces al medio exterior en donde son ingeridos por moscas domésticas, escarabajos coprófagos, hormigas del género *Tetramorium* y *Pheidole*, en donde se desarrolla el cisticercoide, tras 21 días y las aves se infestan por la ingesta de estos insectos intermediarios, tras 14 días para que la *Taenia* esté en fase adulta (Quiroz, 2005).

1.7.1.7. *Hymenolepis cantaniana*

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.

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 pre patencia es de 14 días (Quiroz, 2005).

1.7.1.8. *Hymenolepis 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. El ciclo evolutivo es semejante al anterior, los huéspedes intermediarios son escarabajos de los géneros: *Aphodius*, *Choeridium*, *Anisotarsus* y *Onthophagus* (Quiroz, 2005).

1.7.1.9. *Raillietina tetragona*

Familia: Davaineidae

Género: *Raillietina*

Poseen en el róstelo numerosos ganchos, las ventosas en número de cuatro están armadas con ganchos y poseen un par de órganos genitales en cada proglótido. Este género infectan a gallináceas, pavos y gansos en todo el mundo. Miden hasta 13 cm de largo y 1 a 3 mm de ancho, consta de una cabeza pequeña (escólex) y globosa, con numerosos ganchos y varias ventosas para prenderse a la pared intestinal, estas también dotadas de ganchos (Almeida, 2005).

Parasita la mitad anterior del intestino delgado, es una de las tenias 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 (Almeida, 2005).

1.7.1.10. *Amoebotaenia cuneata*

Es un parásito cosmopolita del intestino delgado de las gallinas domésticas, es un cestodo pequeño de hasta 4mm de longitud y más o menos de forma triangular. El hospedador intermediario es la lombriz terrestre (Almeida, 2005).

1.7.1.11 *Choannotaenia infundibulum*

Familia: Dilepididae

Género: *Choannotaenia*

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

Alcanza una longitud de hasta 25cm y una anchura de 3mm. Los hospedadores intermediarios son los escarabajos y las moscas domésticas, es poco patogénica, y apenas se observan síntomas clínicos (Almeida, 2005).

- **Clase Protozoarios**

Son los parásitos más primitivos, su cuerpo está formado por una sola célula o semejante a una célula, la mayoría son microscópicos. Se han descrito más de 45,000 especies, difundidas prácticamente en todos los hábitats, formando parte de las cadenas alimenticias y son causantes de enfermedades frecuentemente en aves principalmente en cautiverio (Calnek, 2000).

- a. **Coccidios** (principales características de las especies de *Eimeria*)

Las coccidias son protozoarios de gran importancia económica en los animales domésticos, la mayoría de las especies se localizan en el intestino, hay algunas que se encuentran en el hígado y otras en los riñones. Las especies de interés en las aves son las familias de *Eimeria*, que se caracterizan por causar enteritis, diarrea con sangre, anemia y un síndrome de mala digestión (Quiroz, 2005).

Los estados asexuales se encuentran en las células epiteliales de íleon, ciego y recto, así como las sexuales en ciego y recto. Los *ooquistes* se encuentran en las heces 6 días después de la inoculación, la esporogonia dura 1 día, son ingeridos por las aves. Tienen un periodo pre patente que va desde 4 a 8 días y patente desde 5 a 13 días (Quiroz, 2005).

1.8. DIAGNÓSTICO HELMINTOLÓGICO

En el diagnóstico de laboratorio y de campo de las helmintosis se pueden utilizar una gran diversidad de métodos y modificaciones individuales; la estandarización de las técnicas de laboratorio veterinario, tales como recuento de huevos/larvas, recuento de vermes (Tibor, 2002).

- a. **Toma de muestra y envió al laboratorio**

Las normas generales para la recolección y transporte de las muestras son:

- Tomar una cantidad suficiente, para poder repetir la prueba, en caso preciso.

- Si es posible, las muestras se recogerán antes de iniciar la terapia antiparasitaria.
- Deben colocarse en recipientes bien limpios (incluso estériles) y herméticos para su transporte al laboratorio.
- Cada muestra debe rotularse para permitir su identificación posterior.
- Deben realizarse varias tomas en distintos momentos, siguiendo pautas diferentes: a lo largo del día, mezclándolas y analizándolas por partes, o bien investigando tres muestras con 2-3 días de intervalo.
- Las muestras deben transportarse rápidamente al laboratorio.
- Si no pueden enviarse o analizarse de inmediato, se depositarán en frigorífico.

b. Coprológica

b.1. Examen macroscópico

Los proglotidos de cestodos y los nematodos eliminados de forma espontánea pueden identificarse mediante el examen macroscópico directo de la heces o bien filtrado las heces mezcladas con agua a través de un tamiz que permite retener los vermes; los nematodos, trematodos los cuales se depositan en una placa Petri con suero salino y se examina a simple vista sobre fondo oscuro o mediante una lupa (Tibor, 2002).

b.2. Examen microscópico

Para huevos de helmintos se recomienda un aumento de 40 – 60 X (Tibor, 2002).

Examinar la preparación a lo largo de un extremo del cubreobjetos, a continuación se desplaza la platina el equivalente a la anchura de un campo y se continúa examinando hasta que se ha cubierto todo el cubreobjetos (Tibor, 2002).

Depositar una gota de agua en el extremo del cubreobjetos para evitar la desecación y cristalización de la muestra (Tibor, 2002).

1.9. TÉCNICAS PARA LA OBSERVACIÓN Y RECuento DE PARÁSITOS GASTROINTESTINALES

a. Método cualitativo

a.1. Método directo

Se realiza un frotis fino sobre un porta objetos, utilizando una muestra de heces de tamaño equivalente a medio guisante y mezclar con 1 ó 2 gotas de agua; separar las partículas fecales de mayor tamaño y depositar un cubreobjetos, examinando al microscopio; el frotis debe ser suficientemente fino para poder ver a través del mismo; es un método simple y rápido pero poco eficaz, adecuado solamente para diagnosticar infecciones masivas; un resultado negativo no excluye la infección (Tibor, 2002).

b. Métodos cuantitativos

b.1. Método de flotación

Es una prueba cualitativa y cuantitativa para la detección de huevos de nematodos y cestodos. Es un método útil en estudios preliminares para establecer qué tipo de parásitos están presentes. Los huevos son separados del material fecal y concentrados en un fluido de flotación con una gravedad específica apropiada. Para realizar este método se utilizan soluciones sobresaturadas de azúcar, cloruro de sodio, sulfato de zinc y otras, en diferentes concentraciones. (Tibor, 2002).

b.1.1. Solución sobresaturada de azúcar

Se deposita 500 gramos de azúcar y 1 litro de agua en un recipiente de peltre o de aluminio, se calienta a una temperatura media agitando la solución con una varilla de vidrio o una paleta de madera, hasta que se disuelva completamente, evitando que hierva. Cuando la mezcla comienza a desprender vapores, se retira de la fuente de calor. Se deja enfriar al medio ambiente y se agrega 6 ml de formol al 37%. (Figuerola y Rodríguez, 2007).

b.1.2. Procedimiento

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

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

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

b.1.3. Interpretación

Es un método cualitativo y cuantitativo porque se pueden identificar las especies parasitarias y determinar el grado de infestación.

b.2. Técnica de MC Master para el recuento de huevos en heces

Es el método estándar de análisis cuantitativo de huevos en heces (Tibor, 2002).

La cámara de recuento de McMaster; está formada por dos láminas de vidrio o plástico unidas; entre las áreas marcadas de la lámina superior e inferior hay dos cámaras, cada una de las cuales tienen un volumen de 0,15 ml (10 x 10 x 1,5 mm); las cámaras se llenan con la suspensión de las heces en la solución de flotación; los huevos de nematodos y cestodos flotan hasta situarse inmediatamente por debajo de la lámina superior de la cámara, donde se pueden contar fácilmente al microscopio, mientras que la mayoría de restos fecales caen al fondo (Tibor, 2002).

b.2.1. Procedimiento

- Llenar un tubo plástico (marcado con doble línea en el extremo superior o medio) hasta la línea inferior con una solución de azúcar sobresaturada.
- Agregar heces hasta la segunda marca (2 gramos). Agitar vigorosamente el contenido. Mantener la mezcla en movimiento
- Llenar con un gotero las cámaras de McMaster.
- Dejar en reposo por 3-5 minutos para permitir que los huevos suban a la superficie.
- Colocar la cámara en la platina del microscopio, enfocar en 100x y contar los huevos en el área marcada de cada celda.

b.2.2. Interpretación

El recuento de huevos en heces es esencial para comparar la eficacia de antihelmínticos, determinar el intervalo correcto entre tratamientos.

El número de huevos por gramo de heces (hpgh) se obtiene multiplicando por 50 el número total de huevos en los dos cuadrados, es decir, huevos contados en $2 \times 0.15 = 0.30\text{ml}$; $0.30 \text{ ml} \times 50 = 15\text{ml}$, volumen en el que habíamos suspendido 1g de heces; tener en cuenta que es un método de dilución y el umbral de sensibilidad de la técnica es de 50 huevos por gramo de heces (Morales y col. 2009).

Por lo tanto la formula será:

$$(A+B)*50= \text{hpgh}$$

Tabla 1.1 Intervalos de infestación

Técnica	Leve	Moderada	Alta
Mc master clásica	50 - 200	> 200 - 800	> 800

Fuente: morales y pino (2009)

1.10. CARGA PARASITARIA

Los niveles de infestación parasitaria se asocian con manifestaciones clínicas, tales como anorexia, anemia, diarrea y caquexia (Graber y Perrotin, 1983).

Los signos clínicos pueden pasar desapercibidos en casos de infestaciones leves, medias o altas pueden ser confundidos con problemas nutricionales o de manejo o; sin embargo, podrían servir como criterio de apoyo para el tratamiento antihelmíntico selectivo en criaderos de aves de riña con antecedentes de problemas parasitarios (Morales y col., 2009).

El recuento y diferenciación de huevos de endoparásitos en las heces son de gran valor cuando se dispone de laboratorio y personal especializado (Morales y col., 2003).

Tabla 1.2 Lectura de la Interpretación

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

Fuente: figueroa y rodriguez (2007)

1.11. PREVALENCIA

Es la proporción de individuos de una población que presentan el evento en un momento o periodo de tiempo determinado (Jaramillo y Martínez, 2010). La fórmula es:

$$(\text{Número de casos} / \text{total de población}) * 100\%$$

1.12. ANTECEDENTES DE INVESTIGACIÓN

- Salazar (2014) en la ciudad de Cajamarca - Perú: mediante el análisis coproparasitológico utilizando el método de flotación con solución saturada de azúcar y el estudio morfométrico de los ectoparásitos. Se obtuvieron 500 muestras fecales de aves de riña de ambos sexos, muestreadas al azar de los diferentes galpones y/o criaderos de seis barrios de la ciudad de Cajamarca. Estos resultados prueban la existencia de endoparásitos con mayor prevalencia en hembras, pero existiendo una prevalencia mayor de *Eimeria spp* con 82.5%, luego *Ascaridia spp* con 13.5% y finalmente *Capillaria spp* con 0.5%.
- Cazorla y Morales (2013) en la ciudad de Falcón - Venezuela: Se realizó un estudio epidemiológico en el último trimestre de 2012 y primero de 2013 para determinar la prevalencia de parásitos gastrointestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela. Las muestras (n=102) se analizaron mediante cuatro métodos coprológicos: directo, flotación de Willis-Molloy y Faust y sedimentación en tubo. Se detectó una o más especies de helmintos o protozoarios en 38 aves (37.3%), habiendo monoparasitismo en el 8.8% de los casos e infecciones múltiples hasta con parásitos de seis especies. *Strongyloides*

spp (20%), *Capillaria spp* (16.7%), *Choanotaenia spp* (12.8%) y *Heterakis gallinarum* (6.9%) fueron los enteroparásitos más frecuentes.

- Matute y Rivas (2012) en la ciudad de León - Nicaragua: Este estudio se realizó con el propósito de estimar la Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en pollos de patio jóvenes y adultos. Se realizó utilizando la técnica diagnóstica Mc Master concentrado y fue removido del tracto gastrointestinal para la recuperación e identificación de los helmintos. La prevalencia, las medias y desviaciones estándar fueron calculadas haciendo uso de Microsoft Excel y el programa estadístico R (Version.2.15.3). Se encontró que el 99.7 % de los pollos de patio albergaban diferentes tipos de helmintos en el tracto gastrointestinal, en el 86.6% del total de aves se detectó excreción de huevos de helmintos y oocistes en las muestras fecales estudiadas, en la época seca en 191 muestras fecales de los pollos se detectó la presencia de excreción de huevos de helmintos y oocistes, con una prevalencia total de 85.26%. Los parásitos predominantes fueron: nematodos 74.35%, coccidias 62.83% y cestodos 21.99%. En la época de lluvia en 197 muestras fecales de los pollos se detectó la presencia de excreción de huevos de helmintos y oocistes, con una prevalencia total de 87.94%. Los parásitos predominantes fueron las coccidias 75.63%, nematodos 61.42% y cestodos 50.76%.
- Albizures, Santa Maria, Morales, Santa Cruz, Ajualip y Túnchez (2016) en los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, escuintla, Santa Rosa y Jutiapa - Guatemala: Se identificaron las granjas por departamento y la población de aves por granja; mediante el método estadístico de proporciones finitas se estableció el número de muestras de heces y de plumas representativas. Las muestras fueron recolectadas por los evaluadores y posteriormente estudiadas en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala. La observación de tenias de Cestodos se realizó mediante necropsias de la mortandad diaria en las granjas, la prevalencia de Los helmintos gastrointestinales encontrados en los departamentos de la costa sur fueron:

Nematodos; *Ascaridia galli* 32.28%, *Heterakis gallinarum* 4.21%, *Strongyloides avium* 0.17%, *Capillaria sp* 1.49%, Cestodos; *Railletina sp* 12%. Los principales factores identificados y relacionados con la presencia de las parasitosis fueron: El uso de antiparasitarios, la limpieza y desinfección, la presencia de vectores y hospederos intermediarios.

- Andy (2014) en la comunidad el Descanso, Cantón Joya de los Sachas, provincia de Orellana - Ecuador: se determinó de los principales parásitos gastrointestinales que afectan a las gallinas de traspatio (*Gallus gallus domesticus*), que se realizó en la comunidad El Descanso, cantón Joya de los Sachas. Para ello recolectaron y examinaron 300 muestras de excretas, las cuales se obtuvieron por elección al azar de 10 aves por familia (30) que conforman la comuna, estas muestras se analizaron mediante la técnica coproparasitaria de frotis directo, se encontró una infestación del 46% del total de muestras analizadas. Presentándose más comúnmente la clase Nematodos con un 46,66 %, Cestodos con un 10% y para los Protozoarios el 2%; de los cuales el parásito de más frecuencia fue *Capillaria spp* (58, 95%), seguido del *Strongyloides spp* (23,88%) y finalmente *Heterakis gallinarum* (14.17%) estableciéndose que los nematodos son los que más inciden en esta sector, respecto a la incidencia según el sexo de las aves, en machos fue de los 62% positivas y en hembras el 41%. En relación a las edades (3-6, 7-12, >12 meses) se obtuvo porcentajes del 50%, 58,42% y el 59.62% positivas al examen coprológico.
- Ensuncho, Herrera, Montalvo, Almanza, Vergara, Pardo y Gómez (2015) en el departamento de Córdoba – Colombia: Al examinar un total de 203 muestras fecales con técnicas directas en ZnSO₄ e indirectas como Sloss modificada, encontró una alta presencia de protozoos del género *Eimeria spp.* (63.54%) la frecuencia de helmintos nematodos y cestodos fue de 63.05% y 27.58% respectivamente. Los nematodos encontrados fueron los géneros *Capillaria spp.* (35.93%), seguido de *Ascaridia galli* (31.25%), *Heterakis gallinarum* (21.87%) y *Syngamus trachea* (4.68%). Entre los cestodos, *Railletina spp.* (53.57%) y

Davainea proglottina (50%). Y concluye que los sistema de alimentación, las condiciones sanitarias y la explotación tradicionalista que se emplean para la crianza de estas aves de traspatio, sumado a las mínimas técnicas de manejo y la ausencia de un plan de desparasitación eficiente, son factores que condicionan la presencia de parásitos gastrointestinales en las Gallinas Criollas de esta región de Colombia.

- Valdiviezo (2013) en Ayacucho - Perú.: de las 43 aves rapaces estudiadas del CERE “la Totorilla”, 32 (74.42%) se hallaron con endoparásitos como *capillaria spp.* (67.44%), *Eimeria spp.* (51.16%), *Tetrameres spp.* (34.88%), *Balantidium coli* (20.93%), *Strongyloides spp.* (11.63%) y *Heterakis spp.* (6.98%).

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA

2.1. UBICACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en la ciudad de Ayacucho, en 04 criaderos, situados en los siguientes barrios: Puca cruz, Mollepata, San Luis de Tinajeras y Miraflores, el procesamiento de las muestras se realizó en las instalaciones del Centro de Salud San Juan Bautista; en el laboratorio de Salud Ambiental y Zoonosis. La ciudad de Ayacucho se encuentra a 2500 metros sobre el nivel del mar, con temperaturas que oscilan entre 10°C a 18°C y con una latitud de 12° 7' 7" S (Senamhi, 2017).

2.1.1. Clima

El clima de la ciudad de Ayacucho es templado, moderadamente lluvioso y con amplitud térmica moderada, con una temperatura promedio de 17.5°C y una humedad relativa con promedio de 56%.

La medida anual de temperatura máxima y mínima es de 23.8°C y 9.3°C, respectivamente. La precipitación media anual fluctúa de 250 a 400ml (Senamhi, 2017).

2.2. DURACIÓN DEL TRABAJO

La investigación tuvo una duración de 08 meses, comprendidos desde el mes de Agosto 2017 a Marzo del 2018.

2.2.1. Colección y preservación de muestras

Se realizó la colección de materia fecal de los cuatro criaderos de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de mayor población, los cuales contaban entre 12 y 18 semanas de edad, se procedió a tomar las muestras a partir de heces eliminadas

recientemente con cantidades de 2g a 3g aproximadamente, en contenedores plásticos debidamente cerradas sin presencia de oxígeno, para evitar el desarrollo y eclosión de larvas y para evitar la desecación de la muestra, se marcó los contenedores individualmente con un rotulador imborrable y se adjuntó una clara descripción con el nombre y dirección del propietario, fecha y lugar de recogida . Las muestras de heces fueron almacenadas en cajas de tecnopor con gel de hielo para conservar; hasta llegar al laboratorio donde se procedió a procesar.

2.3. MATERIALES

2.3.1. Material biológico

El material biológico fue las aves de riña de los cuatro criaderos; los cuales cuentan con la mayor población de aves de riña en la ciudad de Ayacucho los cuales son:

- ✓ Galpón Vega.
- ✓ Galpón Ccori inti.
- ✓ Galpón Bautista Chacón.
- ✓ Galpón Arones

2.3.2. Muestra

La determinación de la muestra fue por conveniencia, donde se obtuvo un total de 200 muestras, tomándose muestras de 50 aves de cada criadero de edades entre 12 y 18 semanas de vida y de ambos sexos.

Se seleccionó estas edades debido a que son aves que no fueron desparasitadas anteriormente y que el tipo de crianza es de semi libertad donde tienen acceso a diferentes lugares durante el día y en las noches son reagrupadas en jaulas grupales.

2.3.3. Nivel de investigación

- ✓ Descriptivo, básica aplicada.

2.3.3.1. Diseño metodológico

El presente trabajo de investigación está basado en una estadística descriptiva de gráficos, promedios y porcentajes. Se midió la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*), se identificó las

especies de endoparásitos gastrointestinales y se determinó la carga parasitaria que poseían estas aves. La prevalencia de las infestaciones parasitarias fue calculada haciendo uso de Microsoft Excel y la fórmula de prevalencia (Número de casos / total de población)* 100%, del mismo modo la carga parasitaria fue calculada con el uso de Microsoft Excel y la formula de McMaster que es igual a: $(A+B)*50$.

2.3.4. Materiales para la colección y transporte de muestras

- Guantes.
- Contenedores de polietileno.
- Caja de tecnoport mediana.
- Maskin tape.
- Bolsas con gel refrigerante.

2.3.5. Equipos de laboratorio

- Microscopio óptico.
- Centrifuga.

2.3.6. Materiales de vidrio

- Lámina porta objetos.
- Lámina cubre objetos.
- Vaso precipitado.
- Cámara de McMaster.

2.3.7. Reactivos

- Formol 6%.
- Solución de lugol parasitológico.
- Solución saturada de azúcar.
- Cloruro de sodio al 0.9%.

2.3.8. Otros

- Gradilla.
- Goteros.

- Palitos mondadientes.
- Mortero.
- Pílon.
- Tamiz.
- Cámara fotográfica.
- Escobilla para tubos.
- Tubos falcón.
- Vasos descartables.
- Cucharitas descartables.
- Baja lenguas.

Materiales



Fuente: Elaboración propia

2.4. METODOLOGÍA

a. Colección de heces

Procedimiento:

Los cuatro criaderos identificados cuentan con la mayor población de aves de riña los cuales son:

- ✓ Galpón Vega.
- ✓ Galpón Ccori inti.
- ✓ Galpón Bautista Chuchon.
- ✓ Galpón Arones.

La colección de las muestras se llevó a cabo en las horas de la mañana entre 9:00 y 11:00 am, 3 veces por semana, para completar el número de muestras.

Las muestras de heces se recolectaron del piso de las jaulas, después de la defecación de las aves, luego se colocaron en contenedores plásticos bien identificados. Las muestras de heces fueron almacenadas en cajas de tecnopor con hielo para conservarlas hasta llegar al laboratorio donde se procedió a analizar las muestras.

Colección de muestras galpón Vega



Fuente: Elaboración propia

Colección de muestras galpón Ccori inti



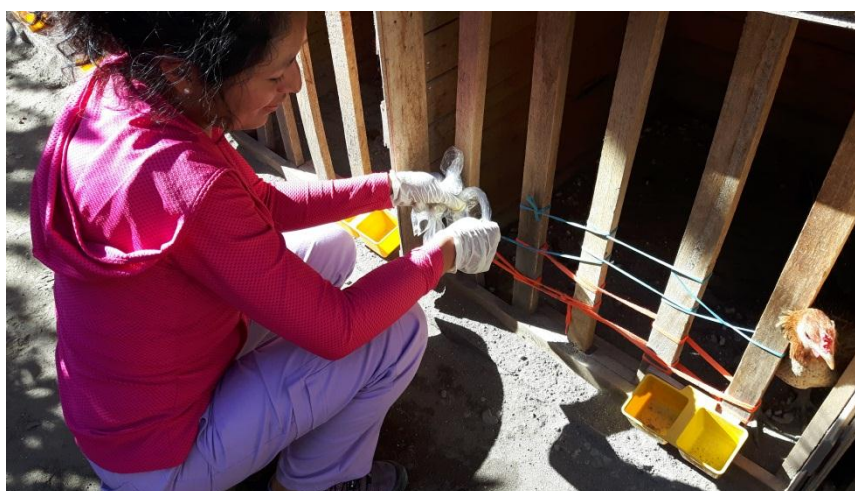
Fuente: Elaboración propia

Colección de muestras galpón Bautista Chacón



Fuente: Elaboración propia

Colección de muestras galpón Arones



Fuente: Elaboración propia

Transporte y almacenamiento de las muestras en cajas de tecnopor con hielo.



Fuente: Elaboración propia

b. Evaluación Laboratorial

b.1. Examen Microscópico

La identificación de los parásitos gastrointestinales se llevó a cabo mediante método directo y el conteo de huevos mediante el uso de la cámara McMaster.

Evaluación microscópica



Fuente: Elaboración propia

- **Técnica de Mc Máster**

Se usó la solución azucarada saturada como medio de flotación.

Procedimiento

1. Se pesó 3 g de heces y se colocó en un vaso de precipitación.
2. Se colocó 2 g de heces en 15 ml de la solución sobresaturada de azúcar, se homogenizó con una cucharita descartable hasta lograr una mezcla adecuada.
3. Se centrifugó en tubos cónicos de 15 ml a 1500 r.p.m. por un minuto (uno a dos tubos por muestra).
4. Se botó el sobrenadante y se suspendió el sedimento en la solución sobresaturada de azúcar. Regresar el material a un vaso de precipitación limpio.
5. Se agitó la muestra en este vaso y luego se extrajo una muestra con una pipeta gotero o pipeta Pasteur. Luego llenar la primera cámara de recuento sin formar burbujas, dejando que el líquido entre por capilaridad.

6. Luego se desocupó la pipeta y se volverá a agitar el vaso, tomar una segunda sub muestra y llenar la segunda cámara.
7. La lámina en reposo sobre el mesón por cinco minutos, esto permite que los huevos floten.
8. Luego se examinó la muestra bajo un microscopio a una magnificación de 10X. Se identifica y se cuenta todos los huevos que se halle en las dos cámaras. Se Ignorar los huevos que estén por fuera del cuadrado gravado en la lámina.
9. La carga parasitaria corresponde a la suma de los huevos hallados en ambas cámaras, multiplicado por 50.

- **Método directo:** Para la identificación de huevos de las heces

Procedimiento:

1. Se pesó 1g de heces y se colocó en un portaobjetos.
2. Se adicionó una gota de lugol en la muestra de heces.
3. Con un palito mondadientes se homogenizó y expandió la muestra con la solución.
4. Se cubrió la muestra con una lámina cubreobjetos.
5. Se examinó la muestra bajo un microscopio a una magnificación de 10X como mínimo y como máximo a 40X.

2.5. PARÁMETROS EVALUADOS

1. Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales expresada en (%).
2. Prevalencia por especies de especies de endoparásitos gastrointestinales expresada en (%).
3. Carga parasitaria expresada en (hpgh).

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos la ciudad de Ayacucho – 2017.

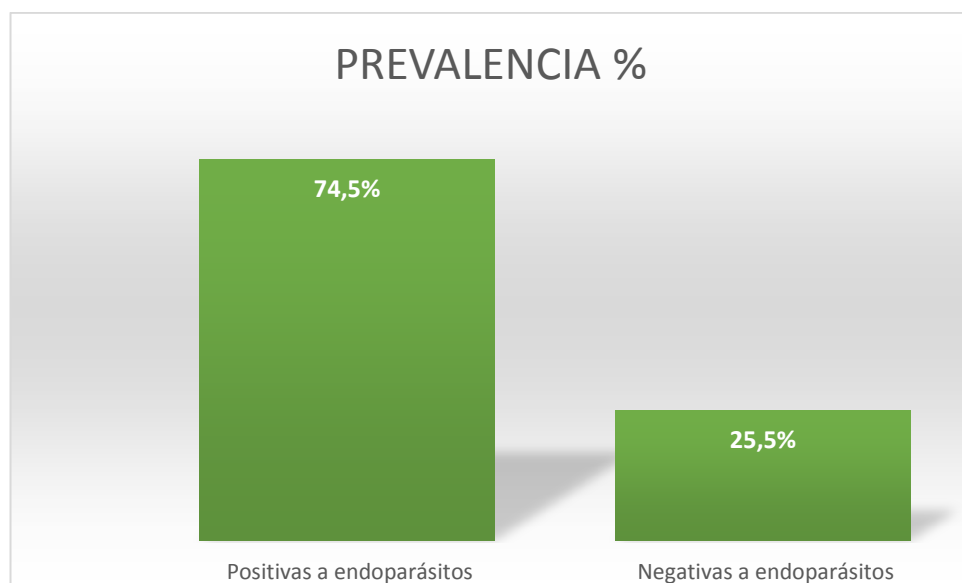


Figura 3.1 Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.

En la figura 3.1 y tabla 3.1 del anexo 3 se observa claramente la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales, encontrándose; 149 aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) positivos que representan el 74.5% y 51 aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) negativos 25.5% resultados obtenidos en el presente estudio, donde se han encontrado galpones y/o criaderos, que no han reunido el acondicionamiento apropiado para albergar a las aves en estudio, también se debe al sistema de alimentación, sanidad y diferentes aves que llegan de distintos galpones.

Comparando con el trabajo de Salazar (2014) en Cajamarca, afirma que encontró 310 aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) positivas que representan el 62% con endoparásitos gastrointestinales, lo cual es inferior al presente trabajo, los resultados obtenidos se deben a que se encontraron galpones que no han reunido el acondicionamiento apropiado para albergar a las aves en estudio.

Del mismo modo los valores obtenidos fueron superiores a los promedios reportados por Cazorla y Morales (2013) en Venezuela donde la prevalencia es de 37.3% reportadas en gallos de pelea de la ciudad de Coro, comparando con los resultados obtenidos es mayor al que encontró. Ensuncho (2015) en Colombia en gallinas criollas (*Gallus gallus domesticus*) criadas en patios particulares en 87 predios del departamento de Córdoba, con una prevalencia de 63.5%, se debe al sistema de alimentación, sanidad y diferentes aves que llegan de distintos galpones, estos también podrían ser factores determinantes para la prevalencia de endoparásitos gastrointestinales.

3.2 Especies de endoparasitos gastrointestinales encontrados en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de ayacucho – 2017.



Figura 3.2 Especies y prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017.

En la figura 3.2 y tabla 3.2 del anexo 3 se observa notoriamente las especies de endoparásitos gastrointestinales encontrados en los cuatro criaderos de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) en la ciudad de Ayacucho – 2017.

Salazar, (2014) en Perú realizó una investigación en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) a pico, en la ciudad de Cajamarca, encontrando *Eimeria spp.* (82.5%), luego *Ascaridia spp.* (13.5%) y finalmente *Capillaria spp.* (0.5%), realizó su trabajo en aves de combate ya enjauladas y en proceso de topar. La alimentación, las condiciones sanitarias y la explotación tradicionalista que se emplean para la crianza de estas aves de riña son factores predisponentes.

En el presente trabajo de investigación se obtuvo como resultado *Heterakis gallinarum* (17%), *Ascaridia galli* (14%), *Capillaria spp.* (27%), *Strongyloides spp* (19%) y *Raillietina tetragona* (10%), en porcentajes mayores a lo encontrado en la investigación por Salazar, (2014) en Cajamarca, mientras que *Eimeria spp.* (49%), se encuentra en menor porcentaje con respecto a lo obtenido por Salazar, (2014) en Cajamarca, las mínimas técnicas de manejo y la ausencia de un plan de desparasitación eficiente, son factores que condicionan la presencia de parásitos gastrointestinales en las aves de riña de la ciudad de Ayacucho - Perú.

Cazorla y Morales (2013) en Venezuela, investigó la prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, en el cual logro identificar seis especies; *Strongyloides spp.* (20%), que se encuentra en mayor porcentaje a lo encontrado en el presente trabajo de investigación, *Capillaria spp.* (16.7%), *Choanotaenia spp.* (12.8%) y *Heterakis spp.* (6.9%), con menor porcentaje a lo encontrado en el presente trabajo de investigación, debido a que hizo en aves adultas de combate, las instalaciones poseían pisos de tierra, el tipo de suministro de agua, consumo de lombriz de tierra, consumo de insectos y tratamiento antiparasitario fueron los factores predisponentes.

Comparando con el trabajo realizado por Ensuncho (2015), en Colombia, determinó los principales parásitos gastrointestinales que afectan a gallinas criollas (*Gallus*

gallus domesticus) criadas en patios particulares del departamento de Córdoba, encontrando así; *Eimeria spp.* (63.54%), seguido de *Ascaridia galli* (31.25%), *Heterakis gallinarum* (21.87%), *Capillaria spp.* (35.93%), *Railletina spp.* (53.57%), *Syngamus trachea* (4.68%) y *Davainea proglottina* (50%) estas especies se encuentran en mayor porcentaje respecto al presente trabajo de investigación debido a que hizo en otra especie de aves.

3.3 Carga parasitaria

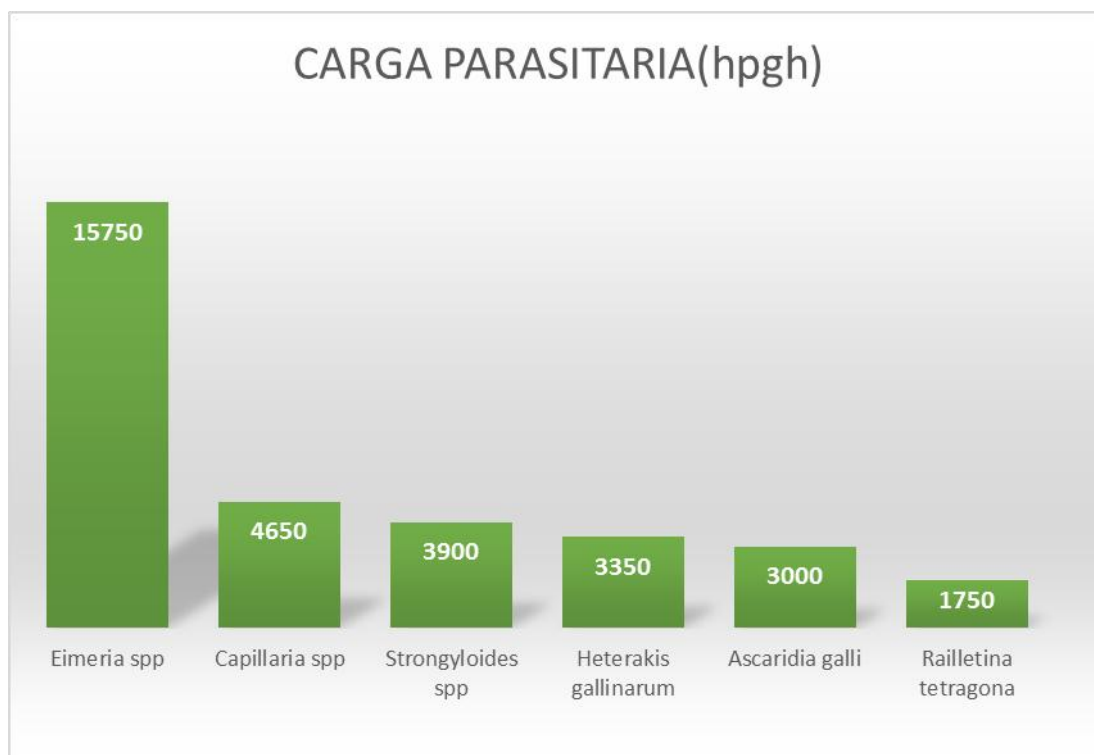


Figura 3.3. Carga parasitaria en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) en cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.

En la figura 3.3 y la tabla 3.3 del anexo 3 se observa detalladamente la carga parasitaria en aves de riña en los cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017, encontrándose *Eimeria spp* 15750 hpgh, *Ascaridia galli* 3000 hpgh, *Heterakis gallinarum* 3350 hpgh, *Capillaria spp* 4650 hpgh, *Strongyloides spp* 3900 hpgh y *Railletina tetragona* 1750 hpgh respectivamente, todos con un nivel de infestación leve y moderado.

La frecuencia y prevalencia de parásitos intestinales que afectan a *Gallus gallus domesticus* pueden variar por factores climáticos, eco geográficos, culturales y técnicas de diagnóstico, así como también por las prácticas higiénico sanitarias y condiciones de manejo de los galpones.

No se pudo discutir en este tema con ninguno de los autores citados debido a que ninguno midió la carga parasitaria en sus trabajos de investigación, la carga parasitaria depende de los factores de riesgos existentes en los criaderos como son: el acceso a campo abierto, por el tipo de superficie donde habitan estas aves, el tipo de suministro de agua, consumo de lombriz de tierra, consumo de insectos y el suministro de tratamiento antiparasitario.

CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos se puede realizar las siguientes conclusiones:

1. La prevalencia general de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017, fue de 149 aves positivas que representan el 74.5% y 51 aves negativas con el 25.5%.
2. Las especies de endoparásitos gastrointestinales identificados en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017, fue en mayor proporción *Eimeria spp.* (49%), seguido de *Capillaria spp* (27%), *Strongyloides spp* (19%), *Heterakis gallinarum* (17%), *Ascaridia galli* (14%), y por ultimo *Raillietina tetragona* representado por el (10%).
3. La carga parasitaria en las aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho - 2017, fue: *Eimeria spp.* con 15750 hpgh, *Capillaria spp* 4650 hpgh, *Strongyloides spp* 3900 hpgh, *Heterakis gallinarum* 3350 hpgh, *Ascaridia galli* 3000 hpgh y *Raillietina Tetragona* 1750 hpgh.

RECOMENDACIONES

1. Elaborar y aplicar un plan para el control de la parasitosis gastrointestinal de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) a partir de las ocho semanas de vida la primera desparasitación y a las dieciocho semanas de vida la segunda desparasitación, ya que posteriormente las aves vivirán de forma individual en jaulas.
2. Orientar y sensibilizar continuamente al criador, dueño y asociación dedicados a este rubro, acerca de la problemática que causan estos parásitos los cuales repercuten en el desarrollo y desenvolvimiento de las aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) en las competencias.
3. La entidad SENASA debe registrar a los criaderos de aves de riña (*Gallus gallus domesticus*), acerca de la población de aves de riña, para conocer los brotes de enfermedades que se dan, valga decir que cada criador recurre a instancias fuera de la ciudad para buscar asesoramiento, en el peor de los casos ellos mismos elaboran métodos de desparasitación o de tratamiento de algunas enfermedades.
4. Realizar investigaciones considerando los factores de riesgo que favorecen el nivel de infestación de los endoparásitos gastrointestinales por épocas, sexo, edad de las aves de riña (*Gallus gallus domesticus*).
5. Realizar tratamientos antiparasitarios de manera específica posterior al examen coproparasitológico.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguilera R. 1992. Conceptos sobre parásitos. en: principios de helmintología veterinaria: rumiantes y cerdos. Centro de investigación pacífico centro campo experimental forestal y agropecuario- Morelia, Michoacán, México. p. 3-5.
- Albizures A, Santa María A, Morales C, Santa Cruz A, Ajualip G y Túnchez K. 2016. Determinación de la prevalencia de ectoparásitos y helmintos gastrointestinales en aves de granjas en los departamentos de San Marcos, Retalhuleu, Suchitepéquez, Escuintla, Santa Rosa y Jutiapata. Guatemala. Tesis de licenciatura en Medicina Veterinaria. p. 45-76.
- Almeida R. 2005. Veterinary parasitology. Genetic factors of sheep affecting gastrointestinal parasite infection in the distrito federal, Brazil. An international scientific journal. Vol. 166. 23 (December): p. 3 – 5.
- 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, Ecuador. Tesis de licenciatura en Medicina Veterinaria. p. 15, 28 – 42.
- Bocha J. 1982. Parasitología en Medicina Veterinaria. Ed. Hemisferio Sur. México. p. 483, 493, 514.
- Calnek B. 2000. Enfermedades de las aves. Ed. el Manual moderno. 2ºed. México. p. 837-928.
- Cazorla D y Morales P. 2013. Prevalencia de parásitos intestinales en gallos de pelea de la ciudad de Coro, estado Falcón, Venezuela. Rev. Inv Vet Perú. 24 (Abril): 489 – 502. p 488 - 499.
- Cordero M, Rojo E y Quiroz H. 1999. Parasitología Veterinaria. España. McGraw-Hill. p 968.
- Ensuncho H, Herrera B, Montalvo P, Almanza P, Vergara A, Pardo R y Gómez M. 2015. Frecuencia de parásitos gastrointestinales en gallinas criollas (*gallus domesticus*) en el departamento de Córdoba, Colombia. Redvet rev. Electron.Vet. volumen 16 nº 6.
- Figueroa L y Rodríguez M. 2007. Manual de Técnicas Diagnósticas en Parasitología Veterinaria. Guatemala, Guatemala: USAC.

- Graber y Perrotin. 1983. Urquhart. 1999. Helminthes et helminthoses des ruminants domestiques d’afrique tropicale. maisons alfort. Francia: institut d’elevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux. p. 378.
- Google Maps. 2017. www.googlemaps.gob.pe. 15 (Diciembre) 2017.
- Marín G y Benavides J. 2007. Parásitos en aves domésticas (*gallus gallus domesticus*) en el noroccidente de Colombia. Departamento de Medicina Veterinaria preventiva, escuela de Veterinaria. Universidad Federal de Minas Gerais. Bello Horizonte. Brasil.
- Matute M y Rivas W. 2012. Prevalencia de Parásitos gastrointestinales según época del año en aves de patio jóvenes y adultas en El Sauce, León Nicaragua. Tesis de licenciatura de Médico Veterinario. p. 9, 69-76.
- Moreno E. 1989. Enfermedades parasitarias de las aves. Ed. UNAM, México. Tomo ii, p. 13 – 28.
- Morales G. 1989 al 1998. Epidemiología y Sinecología de los helmintos parásitos de ovinos y caprinos de zonas áridas del estado Lara, Venezuela. Rev Fac. Cienc Vet, Ucv 36: p.9-52.
- Morales G, Pino L, Sandoval E, Moreno L, Jiménez D y Balestrini C. 2003 al 2009. Dinámica de los niveles de infestación por Estróngilos digestivos en bovinos a pastoreo. parasito al día 25: p.115-120.
- Olivares L, kyvsgaard N y Rimbaud, E. 2006. Prevalencia y carga parasitaria de helmintos gastrointestinales en gallinas de traspatio (*gallus gallus domesticus*), en el municipio de el sauce, departamento de león, nicaragua. revista electrónica de veterinaria Redvet 7(8) p.11.
- Orozco, 1991. Mejora genética avícola. Ed. Mundi prensa. Madrid, España.
- Oswaldo M y Gutiérrez F. 2002. Manual de crianza, raza, entrenamiento y reglamento del gallo de combate. Managua, Panamá. p.20 – 31.
- Pérez M. 1992 - 1999. Efectos del parasitismo sobre el huésped. en: principios de helmintología Veterinaria: rumiantes y cerdos. Centro de investigación Pacifico centro campo experimental forestal y agropecuario-Morelia, Michoacán, México. p. 6-7.

- Pedraglio F. 2006. Razas y líneas de gallos. Lima-Perú. 2009. Disponible en <http://gallospedragliofarm.com/razasylineasgp.html>. Consultado el 25 de noviembre 2017.
- Quiroz H. 1999. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Ed. Limusa. México.p. 60,102-108, 120, 172-173,219-283, 322-334, 412-422, 557- 564.
- Quiroz H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Ed. Limusa. México. p. 60,102-108, 120, 172-173,219-283, 322-334, 412-422, 557- 564.
- Rodríguez R, Torres J, Aguilar A, Bolio M y Ramírez G. 2004. Helmintos gastrointestinales que afectan la salud de los animales, biodiversidad y desarrollo humano en Yucatán, México: Biodiversidad. P 301-302.
- Salazar J. 2014. Prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en aves de riña (*gallus gallus domesticus*) a pico, en la ciudad de Cajamarca. Tesis en licenciatura en Medicina Veterinaria.
- Salinas. 2002. Crianzas, razas y entrenamiento de gallos de pelea. Ed. p. Mendoza. Lima, Perú. Ed. Rilpame. p.135.
- Salgado G. 2009. Manual de prácticas de parasitología con énfasis en helmintos parásitos de peces de agua dulce y otros animales silvestres de México UNAM.
- Servicio nacional de meteorología e hidrología del Perú. 2017. www.senamhi.gob.pe. 17 (octubre) 2017.
- Soulsby L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7 Ed. México. Inter americana. p. 823.
- Tibor K. 2002. Helminología Veterinaria: Diagnóstico helmintológico, técnicas de detección de huevos y larvas y figuras de huevos de helmintos. Ed. Acribia, s.a. Zaragoza, España. p.183-203, 205, 215.
- Valdiviezo M. 2013. Identificación de ecto y endoparásitos de aves rapaces en el CERE la Totorilla – Ayacucho. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria.

ANEXOS

Fecha de colección:

[illegible]

ANEXO 2

ANÁLISIS DE MUESTRAS DE HECES DE AVES DE RIÑA DE LA CIUDAD DE AYACUCHO – 2017

N°	GALPON	EDAD	SEXO	ESPECIES ENCONTRADAS					
	VEGA			<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria spp</i>	<i>Strongyloides spp</i>	<i>Raillietina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
1		12 M	M	2	1	1	0	0	3
2		18M	M	0	1	1	0	0	3
3		12M	M	1	0	1	0	0	0
4		18M	F	1	0	0	0	0	3
5		18M	F	0	1	0	0	1	0
6		12M	M	1	0	0	0	0	4
7		18 M	M	0	1	2	0	1	0
8		12M	M	0	0	0	1	0	4
9		12M	M	0	1	0	0	0	4
10		12M	M	0	1	0	0	0	3
11		12M	M	0	0	2	0	0	0
12		13 M	M	0	0	0	0	0	6
13		18M	M	0	0	0	0	0	3
14		12M	M	0	0	0	0	0	4
15		18M	M	0	1	1	0	0	3
16		18M	M	0	0	0	0	0	0
17		12M	M	0	0	0	0	0	4
18		19 M	M	1	1	0	0	0	0
19		12M	M	0	0	0	0	0	3
20		12M	M	0	1	0	0	0	0
21		12M	F	1	0	0	0	0	5
22		12M	F	0	1	0	0	0	0
23		14 M	F	0	0	1	0	1	4

24		18M	M	0	1	0	0	0	3
25		12M	M	0	1	0	0	0	0
26		18M	F	1	0	0	0	0	2
27		18M	M	0	1	0	0	0	0
28		12M	M	0	0	0	2	0	3
29		20 M	F	0	1	0	0	0	0
30		12M	M	0	0	0	0	0	0
31		12M	M	0	0	2	0	0	5
32		12M	F	2	0	0	0	0	0
33		12M	M	1	0	1	0	0	0
34		15 M	F	0	0	0	0	0	0
35		18M	M	0	0	0	0	0	4
36		12M	M	1	0	3	0	0	0
37		18M	M	0	1	0	0	0	2
38		18M	M	0	1	0	1	0	4
39		12M	F	0	0	0	0	0	4
40		21 M	F	1	0	1	0	0	4
41		12M	F	1	0	0	0	0	3
42		12M	M	0	1	0	0	0	4
43		12M	F	0	0	0	0	0	0
44		12M	M	0	0	0	0	0	5
45		16 M	M	0	0	2	0	0	4
46		18M	M	0	0	0	0	0	0
47		12M	F	0	0	0	0	0	2
48		18M	M	0	0	0	0	0	2
49		18M	M	1	0	0	0	0	5
50		12M	M	0	0	1	0	0	3
TOTAL (A+B)				15	17	19	4	3	115
(A+B)*50				750	850	950	200	150	5750

N°	GALPON	EDAD	SEXO	ESPECIES ENCONTRADAS					
	CCORI INTI			<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria spp</i>	<i>Strongyloides spp</i>	<i>Raillietina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
1		12 M	M	0	0	0	0	0	0
2		18M	M	1	0	0	3	3	3
3		12M	M	0	0	0	0	0	0
4		18M	M	2	3	2	0	0	0
5		18M	M	0	0	0	0	0	1
6		12M	M	0	0	0	0	0	0
7		18 M	M	0	0	0	0	3	3
8		12M	M	0	0	0	4	0	0
9		12M	M	2	0	0	0	2	1
10		12M	M	0	0	0	0	0	0
11		12M	M	0	1	2	1	0	2
12		13 M	M	0	0	0	0	0	2
13		18M	M	0	0	0	0	0	0
14		12M	M	0	0	0	0	0	4
15		18M	M	0	0	0	2	0	0
16		18M	M	0	0	0	0	0	0
17		12M	F	0	2	1	0	0	5
18		19 M	F	0	0	0	0	0	0
19		12M	M	0	0	0	2	0	2
20		12M	F	1	0	0	0	0	0
21		12M	M	0	0	0	0	3	0
22		12M	M	1	0	0	0	0	3
23		14 M	M	1	0	0	0	0	0
24		18M	F	1	0	0	2	0	0
25		12M	M	0	1	1	0	0	3

26		18M	M	0	0	0	0	0	0
27		18M	M	0	0	0	0	0	0
28		12M	F	1	0	0	3	2	0
29		20 M	M	0	0	0	0	0	0
30		12M	M	0	0	0	2	0	3
31		12M	M	1	2	1	0	0	0
32		12M	M	0	0	0	0	0	0
33		12M	F	0	0	0	3	1	3
34		15 M	M	2	1	3	0	0	0
35		18M	M	0	0	0	0	0	4
36		12M	M	0	0	0	0	2	3
37		18M	M	0	2	2	2	0	3
38		18M	M	0	0	0	0	0	3
39		12M	M	0	0	0	0	0	5
40		21 M	F	0	1	0	1	0	3
41		12M	F	0	0	0	0	0	3
42		12M	F	0	2	1	3	0	3
43		12M	M	0	0	0	0	0	0
44		12M	F	0	0	0	0	0	4
45		16 M	M	1	0	0	2	0	3
46		18M	M	0	0	0	0	0	0
47		12M	F	0	0	0	0	0	3
48		18M	M	0	0	0	2	0	0
49		18M	F	0	2	2	0	2	2
50		12M	M	1	0	0	1	0	3
TOTAL (A+B)				15	17	15	33	18	77
(A+B)*50				750	850	750	1650	900	3850

N°	GALPON	EDAD	SEXO	ESPECIES ENCONTRADAS					
	BAUTISTA CHACON			<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria spp</i>	<i>Strongyloides spp</i>	<i>Raillietina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
1		12 M	M	0	0	1	1	0	0
2		18M	M	0	0	0	0	0	3
3		12M	M	1	2	3	2	0	0
4		18M	M	1	0	2	0	0	0
5		18M	M	1	0	0	0	0	4
6		12M	M	0	0	2	0	1	0
7		18 M	M	0	0	1	2	0	4
8		12M	M	0	1	0	0	0	6
9		12M	M	0	0	3	0	0	0
10		12M	M	0	0	0	0	0	0
11		12M	M	0	0	0	3	0	3
12		13 M	M	1	0	3	0	0	0
13		18M	M	0	2	0	0	0	0
14		12M	M	0	0	1	0	0	2
15		18M	M	0	0	0	0	0	0
16		18M	M	0	0	2	2	0	5
17		12M	M	0	0	0	0	0	0
18		19 M	M	0	0	0	3	0	0
19		12M	M	0	0	2	0	0	0
20		12M	M	0	0	0	0	0	0
21		12M	M	1	0	2	1	1	2
22		12M	M	0	0	0	0	0	0
23		14 M	M	0	0	0	0	0	0
24		18M	M	3	1	0	0	0	3
25		12M	M	0	0	0	0	0	0

26		18M	M	0	0	2	1	0	4
27		18M	M	0	0	0	0	0	0
28		12M	M	0	0	4	0	0	4
29		20 M	M	0	0	0	0	0	0
30		12M	M	0	1	0	1	0	0
31		12M	M	0	0	1	0	1	6
32		12M	M	0	1	0	0	0	0
33		12M	M	1	0	0	0	0	2
34		15 M	M	0	1	2	1	0	3
35		18M	M	0	2	0	0	0	0
36		12M	M	0	0	2	0	0	3
37		18M	M	0	1	0	0	0	0
38		18M	M	0	0	0	2	0	0
39		12M	M	1	3	3	0	1	0
40		21 M	M	0	0	0	0	0	2
41		12M	M	0	0	0	0	0	0
42		12M	F	1	1	3	0	0	4
43		12M	F	0	0	0	0	0	0
44		12M	F	1	0	0	0	0	3
45		16 M	M	1	1	2	0	0	0
46		18M	F	0	0	0	0	0	0
47		12M	F	1	0	1	1	0	0
48		18M	F	1	0	0	0	0	4
49		18M	F	0	0	1	0	1	0
50		12M	F	0	0	2	1	0	6
TOTAL(A+B)				15	17	45	21	5	73
(A+B)*50				750	850	2250	1050	250	3650

N°	GALPON	EDAD	SEXO	ESPECIES ENCONTRADAS					
	ARONES			<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria spp</i>	<i>Strongyloides spp</i>	<i>Raillietina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
1		12 M	M	0	0	0	0	0	2
2		18M	M	0	0	1	1	0	4
3		12M	M	0	0	0	0	0	0
4		18M	M	0	0	2	0	1	0
5		18M	M	0	0	0	0	0	3
6		12M	M	2	0	0	0	0	0
7		18 M	M	0	3	2	0	0	2
8		12M	M	0	0	0	0	0	0
9		12M	M	0	0	0	0	0	0
10		12M	M	1	3	0	1	0	3
11		12M	M	0	0	0	0	0	0
12		13 M	M	0	0	0	0	0	0
13		18M	M	1	2	1	0	2	5
14		12M	M	0	0	0	0	0	0
15		18M	M	1	2	0	0	0	1
16		18M	M	0	0	1	0	0	0
17		12M	M	0	0	0	0	0	4
18		19 M	M	0	0	0	1	0	0
19		12M	M	0	0	0	0	0	1
20		12M	M	0	0	0	0	0	0
21		12M	M	0	0	1	0	1	3
22		12M	M	0	0	0	0	0	0
23		14 M	M	1	0	0	0	0	2
24		18M	M	1	0	2	0	0	0
25		12M	M	0	0	0	0	0	0

26		18M	M	1	0	0	0	0	0
27		18M	M	1	0	0	0	0	2
28		12M	M	0	0	1	0	0	0
29		20 M	M	0	0	0	0	0	3
30		12M	M	0	0	0	0	0	0
31		12M	M	0	2	2	2	2	0
32		12M	M	0	0	0	0	0	2
33		12M	M	0	1	1	0	0	0
34		15 M	M	0	0	0	0	0	1
35		18M	M	0	0	0	1	0	0
36		12M	M	0	0	0	0	1	2
37		18M	M	0	0	0	0	0	0
38		18M	M	0	0	0	0	0	0
39		12M	M	2	0	0	0	1	3
40		21 M	M	1	0	0	2	0	0
41		12M	M	0	0	0	0	0	0
42		12M	F	0	1	0	2	0	2
43		12M	F	0	0	0	0	0	0
44		12M	F	1	1	0	3	0	0
45		16 M	F	1	1	0	2	0	2
46		18M	F	0	0	0	0	1	0
47		12M	F	0	0	0	3	0	1
48		18M	F	0	0	0	0	0	0
49		18M	F	0	0	0	2	0	0
50		12M	F	1	0	0	0	0	2
TOTAL (A+B)				15	16	14	20	9	50
(A+B)*50				750	800	700	1000	450	2500

ANEXO 3
TABLA DE PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS
GASTROINTESTINALES

Tabla 3.1 Prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) de cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 1017

GALPON	N° de aves (muestra)	Aves positivas a endoparásitos	
		N°	%
VEGA	50	39	78%
CCORI INTI	50	36	72%
BAUTISTA CHACON	50	39	78%
ARONES	50	35	70%
TOTAL	200	149	74.5%

Tabla 3.2 Especies y prevalencia de endoparásitos gastrointestinales en aves de riña (*Gallus gallus domesticus*) en cuatro criaderos de la ciudad de Ayacucho – 2017.

GALPON	NEMATODOS				CESTODOS	PROTOZOARIO
	<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>capillaria spp</i>	<i>strongyloides spp</i>	<i>Railletina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
VEGA	13	15	13	4	3	31
CCORI INTI	2	4	9	15	8	26
BAUTISTA CHACON	5	7	16	13	3	20
ARONES	8	8	16	7	6	21
TOTAL	28	34	54	39	20	98
PREVALENCIA %	14%	17%	27%	19%	10%	49%

Tabla 3.3 Carga parasitaria por especies parasitarias gastrointestinales.

	<i>Ascaridia galli</i>	<i>Heterakis gallinarum</i>	<i>Capillaria spp</i>	<i>Strongyloides spp</i>	<i>Railletina tetragona</i>	<i>Eimeria spp</i>
TOTAL	60	67	93	78	35	315
CARGA PARASITARIA(hpgh)	3000	3350	4650	3900	1750	15750

ANEXO 4
LUGAR DE INVESTIGACIÓN



Fuente: Google.maps

ANEXO 05.
PANEL FOTOGRÁFICO
TOMA DE MUESTRAS



Fuente: Elaboración propia

PROCESAMIENTO DE MUESTRAS



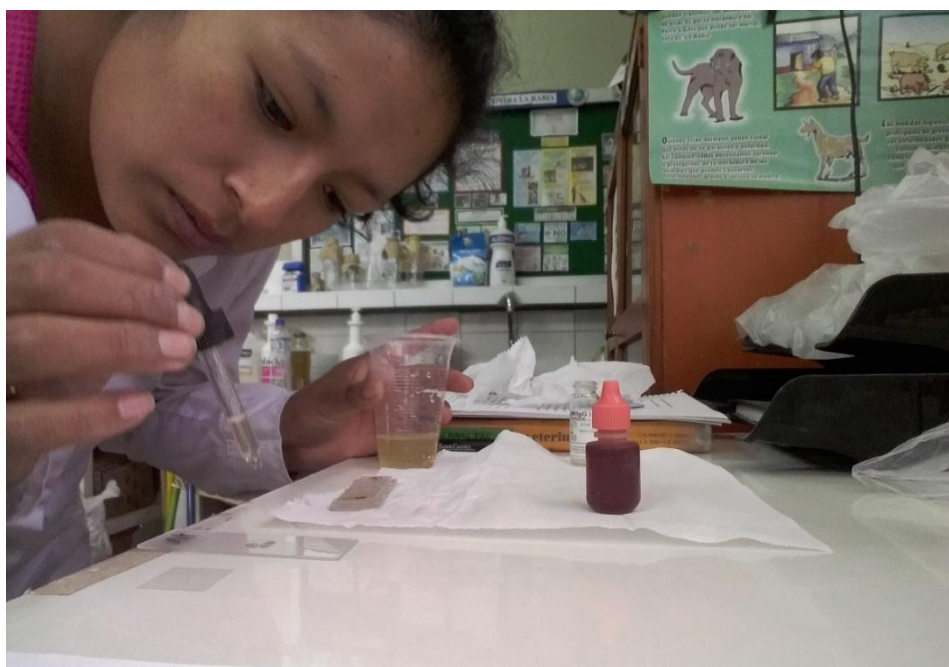
Fuente: Elaboración propia

IDENTIFICACIÓN DE MUESTRAS



Fuente: Elaboración propia

ANÁLISIS DE MUESTRAS



Fuente: Elaboración propia

ANÁLISIS COPROPARAMICROSCOPICO



Fuente: Elaboración propia

ANEXO 6

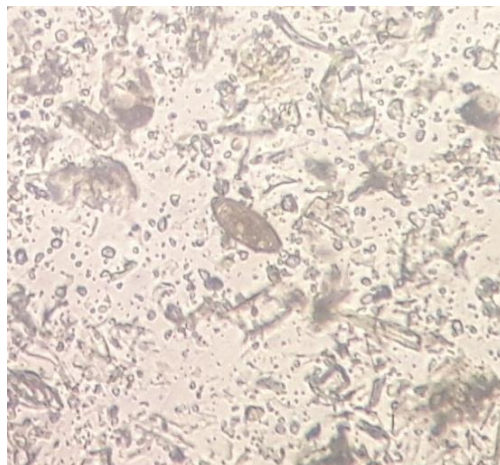
OBSERVACIONES MICROSCÓPICAS

Huevo de *Ascaridia galli*/ *Heterakis gallinarum*



Fuente: Elaboración propia

Huevo de *capillaria spp*



Fuente: Elaboración propia

Huevo de *Strongyloides spp*



Fuente: Elaboración propia

Huevo de *Raillietina Tetragona*



Fuente: Elaboración propia

Eimeria spp



Fuente: Elaboración propia