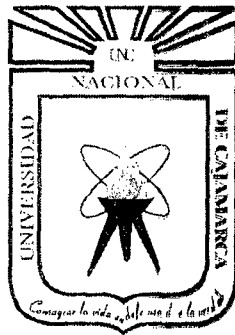


UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**“PRELEVANCIA DE ENDOPARÁSITOS Y
ECTOPARÁSITOS EN AVES DE RIÑA (*Gallus gallus*)
A PICO, EN LA CIUDAD DE CAJAMARCA”**

T E S I S

Para optar el Título Profesional de

MÉDICO VETERINARIO

Presentada por el Bachiller

JULIO CÉSAR SALAZAR RODRÍGUEZ

ASESOR

Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES

CO-ASESOR

M.V. JORGE BASAURI CONDORI

CAJAMARCA – PERÚ

2014

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



*“PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS Y
ECTOPARÁSITOS EN AVES DE RIÑA (*Gallus gallus*)
A PICO, EN LA CIUDAD DE CAJAMARCA”*

TESIS

Para optar el Título Profesional de

MÉDICO VETERINARIO

Presentada por el Bachiller

JULIO CÉSAR SALAZAR RODRÍGUEZ

ASESOR

Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES

Co- ASESOR

M.V. JORGE BASAURI CONDORI

CAJAMARCA – PERÚ

2014



UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA
NORTE DE LA UNIVERSIDAD PERUANA
Fundada Por Ley N°14015 Del 13 De Febrero De 1962
FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS
DECANATO

Av. Atahualpa 1050 – Ciudad Universitaria Edificio 2F – 205 Fono 076 365852



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En Cajamarca, siendo las tres de la tarde, del 31 de julio del dos mil catorce, se reunieron en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Veterinarias “**César Bazán Vásquez**” de la Universidad Nacional de Cajamarca, los integrantes del Jurado Calificador, designados por el Consejo de Facultad, con el objeto de evaluar la sustentación de Tesis Titulada “**PREVALENCIA DE ENDOPARÁSITOS Y ECTOPARÁSITOS EN AVES DE RIÑA (*Gallus gallus*) A PICO, EN LA CIUDAD DE CAJAMARCA**”, presentada por el Bachiller en Medicina Veterinaria: **Julio César Salazar Rodríguez**.

Acto seguido el Presidente del Jurado procedió a dar por iniciada la sustentación, y para los efectos del caso se invitó al sustentante a exponer su trabajo.

Concluida la exposición de la Tesis, los miembros del Jurado Calificador formularon las preguntas que consideraron convenientes, relacionadas con el trabajo presentado; asimismo, el Presidente invitó al público asistente a formular preguntas concernientes al tema.

Después de realizar la calificación de acuerdo a las Pautas de Evaluación señaladas en el Reglamento de Tesis, el Jurado Calificador acordó: **APROBAR** la sustentación de Tesis para optar el Título Profesional de **MÉDICO VETERINARIO**, con el Calificativo Final obtenido de **DIECISEIS (16)**.

Siendo las cuatro y cuarenta minutos de la tarde del mismo día, el Presidente del Jurado Calificador dio por concluido el proceso de sustentación.


M.Cs. M.V. **ABEL MELCHOR GARCÍA BAZÁN**
PRESIDENTE


M.Cs. M.V. **JUAN DE DIOS ROJAS MONCADA**
SECRETARIO


M.V. **JESÚS JORGE LÓPEZ VERGARA**
VOCAL

DEDICATORIA

*A DIOS por ser mi guía,
a mis padres Jorge y Marina;
mil gracias por su infinito amor,
apoyo y ser testimonio de cariño,
gratitud; y por encaminarme
por el sendero de la humildad.*

*A mis hermanos con cariño
y gratitud, como ejemplo a seguir.*

*A mi mamá Graciela y Sra. Lolita
por su comprensión y palabras
de aliento en cada momento.
A mis tíos por todos sus consejos
y apoyo incondicional.*

*A una gran mujer en mi vida...Patricia
gracias por tu apoyo, paciencia, consejos
y sobre todo por tu inmenso cariño y amor.*

EL AUTOR.

AGRADECIMIENTO

A la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca y a los docentes por sus enseñanzas y sabios consejos que contribuyeron para formarme como profesional.

A mi Asesor Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares, mi más inmensa gratitud por su apoyo, amplio espíritu de investigación y por su paciencia en este presente trabajo de investigación.

Al M.V. Jorge Basauri Condori por su apoyo incondicional y su gran amistad, por todo su tiempo y paciencia en ayudar a terminar este trabajo de investigación.

Al M. Cs. Juan de Dios Rojas Moncada, al M. Cs. Raúl Barrantes Heredia, al Dr. Pedro Ortiz Oblitas y a la M. Sc. Mary Cabrera Nuñez, por sus enseñanzas y apoyo en la elaboración de mis resultados y orientación científica, muchas gracias por todo su tiempo.

A mis compañeros de promoción por sus consejos, por momentos compartidos e inolvidables dentro y fuera de la universidad. Y a todas las personas involucradas en este Proyecto y/o Trabajo de Tesis.

JULIO C. SALAZAR R.

RESUMEN

El objetivo del presente trabajo fue conocer la prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en aves de riña (*Gallus gallus*) a pico, en seis barrios de la ciudad de Cajamarca, 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. Las muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca. Se encontró una prevalencia de 62% de endoparásitos; teniendo más prevalencia en hembras con $79\pm 7\%$, y con respecto a la presentación de Endoparásitos tenemos que *Eimeria spp.* $82\pm 5\%$; existiendo una igualdad con *Ascaridia spp.* $13\pm 5\%$ y *Capillaria spp.* $05\pm 4\%$. De acuerdo al estudio de ectoparásitos se puede afirmar que todos los galpones y/o criaderos tienen semejante prevalencia de ectoparásitos; y los más encontrados son *Dermanyssus spp.* y *Knemidocoptes spp.* Estos resultados prueban la existencia de endoparásitos con mayor prevalencia en hembras, pero existiendo una prevalencia mayor de *Eimeria spp.* y con un grado de semejanza de ectoparásitos en todos los galpones y/o criaderos de seis barrios analizados del distrito de Cajamarca.

Palabra clave: Prevalencia, aves de riña a pico.

ABSTRACT

The goal of the present work was to know the prevalence of endoparasites and ectoparasites in fighting birds (*Gallus gallus*) to peak, in six neighborhoods of the Cajamarca city, by analyzing coproparasitology using the flotation method with saturated sugar solution and the study morphometric of the ectoparasites. Were obtained 500 fecal samples fighting birds of both sexes, sampled randomly from the different sheds and / or hatcheries in six neighborhoods of the Cajamarca city. The samples were processed in the Laboratory of Veterinary Parasitology, Faculty of Veterinaries Sciences, National University of Cajamarca. Was found a prevalence of 62% of endoparasites; having more prevalent in females with $79 \pm 7\%$, and with respect to the presentation of Endoparasites have that *Eimeria spp.* $82 \pm 5\%$; there being an equality with *Ascaridia spp.* $13 \pm 5\%$ and *Capillaria spp.* $05 \pm 4\%$. According to the study of ectoparasites can affirm that all the sheds and / or hatcheries have similar prevalence of ectoparasites; and the more found are *Dermanyssus spp.* and *Knemidocoptes spp.* These results prove the existence of endoparasites with most prevalent in females, but there being a higher prevalence of *Eimeria spp.* and with a degree of similarity of ectoparasites on all sheds and/or hatcheries six neighborhoods analyzed of the Cajamarca district.

Key word: Prevalence, fighting birds to peak.

ÍNDICE

Pág.

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

CAPÍTULO I

Introducción..... 01

Objetivos de trabajo..... 03

CAPÍTULO II

Marco Teórico

2.1. Helmintos..... 04

2.2. Protozoarios..... 13

2.3. Ectoparásitos..... 13

CAPÍTULO III

Materiales y Métodos

3.1. Localización..... 22

3.2. Material y equipo..... 23

3.3. Metodología..... 24

3.4. Prevalencia..... 28

3.5. Diseño estadístico..... 28

CAPÍTULO IV

Resultados

4.1. De los endoparásitos..... 29

4.2. De los ectoparásitos..... 33

CAPÍTULO V

Discusión

5.1. De los endoparásitos.....	39
5.2. De los ectoparásitos.....	40

CAPÍTULO VI

Conclusiones	41
--------------------	----

CAPÍTULO VII

Bibliografía	42
--------------------	----

Anexo	45
-------------	----

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La crianza de aves de riña (*Gallus gallus*) está ampliamente difundida en todo el Perú, con el transcurso de los años en Cajamarca esta crianza ha ido aumentando por la afición y por un legado familiar llegando a alcanzar un aproximado de 37' 850, 720 mil aves de riña, los cuales se encuentran en grupo de galpones/criadores pequeños conformado de 20 animales y galpones/criadores grandes conformado por 50 animales en adelante.

Las peleas de gallos han formado parte de la cultura Peruana desde hace mucho tiempo. En Cajamarca, la afición por estas aves se extiende cada vez más (www.gallospedraglio, 2005). Sin embargo, la preocupación principal de los criadores es mejorar la calidad de sus ejemplares de pelea, sin tomar en consideración medidas de control sanitario para prevenir enfermedades parasitarias que tienen mucho que ver con el sistema de crianza y manejo de los animales en explotación (Soulsby, 1987).

La explotación de las aves de riña es importante para los criadores en el nivel económico, por lo que este tipo de explotación es de una manera tradicional y con mínimas técnicas de manejo y sin adecuados planes de desparasitación, lo que lleva a baja producción de vitalidad y energía lo que conduce a la muerte de los animales, y limita la productividad y reproducción (Soulsby, 1987).

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 y ectoparásitos) 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. (www.gallos pedraglio, 2005).

Dentro de las enfermedades gastrointestinales en aves, que representan una amenaza para su salud por lo que causan anorexia, reducción en la ingestión de alimentos, pérdidas de sangre y proteínas plasmáticas a través del tracto gastrointestinal, alteraciones en el metabolismo proteico, reducción de minerales, depresión en la actividad de algunas enzimas intestinales y algunas veces diarrea (Rodríguez, 1984).

Por otro lado todas las aves también son susceptibles a los ácaros, algunos de los cuales son chupadores de sangre, mientras otros penetran en la piel o viven en las plumas. Los ácaros que atacan a las aves producen retraso en el crecimiento, reducción en la producción de huevos, disminución de la vitalidad, plumaje dañado y ocasionalmente la muerte (Calnek, 2000).

Teniendo en consideración lo anteriormente mencionado, se ha creído conveniente realizar el presente trabajo de investigación con la finalidad de identificar los huevos de endoparásitos así como su identificación macrométrica de los ectoparásitos que vienen afectando a las aves de riña.

1.1 OBJETIVOS DEL TRABAJO

1.1.1 OBJETIVO GENERAL:

Conocer la prevalencia de endoparásitos y ectoparásitos en aves de riña (*Gallus gallus*) a pico, en la ciudad de Cajamarca.

1.1.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

Determinar la prevalencia de endoparásitos en aves de riña (*Gallus gallus*) a pico, en la ciudad de Cajamarca.

Determinar la frecuencia de ectoparásitos en 20 galpones/criadores de aves de riña (*Gallus gallus*) a pico, en la ciudad de Cajamarca

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Helmintos: El término helminto, que significa gusano, se usa sobre todo en parasitología, para referirse a especies animales de cuerpo largo o blando que infestan el organismo de otras especies. De helminto derivan helmintología, especialidad de la parasitología que se centra en los helmintos, helmintiasis, que quiere decir infestación por helmintos, y antihelmíntico, adjetivo que se aplica a los fármacos y otros tratamientos con que se combaten las helmintiasis (www.es.wikipedia.org/wiki/Helminto).

Los metazoarios o helmintos son mucho más complejos que los protozoos, sus células se agrupan formando órganos y tejidos; se reproducen sexualmente pudiendo ser hermafroditas o presentar sexos separados (www.saberdeciencias.com).

2.1.1. Diferencias entre los principales grupos de Helmintos:

Los principales grupos de helmintos son los *trematodes*, *cestodes* y *nematodes*; los dos primeros pertenecen al filo de los *platelmintos*, mientras que el segundo forma un filo propio sin ninguna relación con los anteriores.

2.1.2. Clasificación de los Helmintos:

Platelmintos: Planos, acelomados (sin cavidad oral):

- ✓ Cestodes.
- ✓ Trematodes.

Cestodes: son hermafroditas, tienen el cuerpo plano y segmentado, y cuando parasitan al hombre en su estadio adulto, se ubican en intestino delgado. El órgano de fijación es el escólex, provisto de estructuras especialmente adaptadas para esta función, estas pueden ser ventosas y bótrides o ganchos. Del escólex surge un cuello del que se genera el cuerpo, por brotación, constituido por segmentos, denominados proglótides. Cada proglótide es una unidad funcional completa; a medida que se alejan del cuello van madurando, denominándose a los más distantes proglótides maduros. En ellos el útero ocupa casi su totalidad y se encuentran repletos de huevos, los que se liberarán al romperse los segmentos. Se los conoce como tenias por ejemplo *Taenia saginata*, *Taenia solium*, *Echinococcus granulosus*, etc. (www.saberdeciencias.com).

Trematodes: a excepción del género *Schistosoma*, también son hermafroditas y su cuerpo es chato pero indiviso. El estadio adulto es parásito de vertebrados, está cubierto por una cutícula resistente y presentan discos suctorios, órganos de fijación, en la cara ventral. Poseen un tubo digestivo incompleto que se inicia en la boca, llamada citostoma. Poseen un poro genital por donde se eliminan los huevos. El ciclo evolutivo es indirecto y cumplen parte de él en el agua. Los huevos a excepción del género *Schistosoma*, presentan un opérculo por el que se libera la larva, denominada miracidio. El primer huésped intermediario es un molusco, puede haber un segundo huésped intermediario dependiendo de la especie (www.saberdeciencias.com).

Nematelmintos: Redondos, con organización interna propia de animales, pseudocelomados (www.es.wikipedia.org/wiki/Helminto).

Son gusanos cilíndricos, tienen sexos separados. Su cuerpo está recubierto por una cutícula, con cavidad pseudocelómica, tubo

digestivo completa que se inicia en la boca y termina en el ano. La boca está rodeada por tres labios, salvo en las uncinarias que presentan una cápsula bucal con elementos cortantes; estas estructuras producen pequeños pero múltiples traumas en la mucosa intestinal que contribuyen a la producción de la anemia macrocítica que suele asociarse a estas parasitosis. Los huevos tienen diferentes características que son útiles para el diagnóstico de las diversas especies. Del huevo se liberará una larva, en el tubo digestivo o en el medio ambiente. Los estadios larvarios son varios y se producen mudas entre estadio y estadio (www.saberdeciencias.com).

Ascaridia: Sus huéspedes son los pollos, pavos, palomas, patos y gansos.

Localización: Se encuentra en la luz del intestino; a veces en el esófago, buche, molleja, oviductos y cavidad corporal.

Morfología: Son gusanos grandes, gruesos, amarillentos; cabeza con tres labios grandes. Los machos miden de 50 a 76 mm de largo 490 μ m a 1.21 mm de ancho; la ventosa pre anal es oval o circular, con pared quitinosa fuerte con una interrupción papiliforme en el reborde posterior; la cola tiene alas o primer par de papilas caudales ventrales está por delante de la ventosa pre anal, el cuarto par está muy separado y las espículas son casi iguales y estrechas, terminación roma con una ligera muesca. La hembra mide 60 a 116 mm de largo, 900 μ m a 1.8 mm de ancho; la vulva está en la parte anterior del cuerpo; los huevos son elípticos, de cubierta gruesa, no embrionados en el momento de depositarse (Calnek, 2000).

Ciclo de Vida: Los huevos infectantes germinan ya sea en el proventrículo o en el duodeno de huésped susceptibles. Las larvas jóvenes, después de germinar, viven con libertad en la

porción posterior del duodeno durante los primeros nueve días, y luego penetran la mucosa y ocasionan hemorragias. Los gusanos jóvenes penetran la luz del duodeno hacia los días 17 y 18, y permanecen en ese lugar hasta la madurez, alrededor de los 28 a 30 días después de la ingestión de huevos embrionados. Las larvas pueden penetrar a los tejidos tan pronto como en el primer día, y permanecen en ese sitio durante 26 días posteriores a la infección. La gran mayoría permanece de 8 a 17 días en la mucosa intestinal. Unas cuantas larvas penetran con profundidad en el tejido, mientras que la mayor parte tiene solo una relación breve y superficial con la mucosa intestinal durante la fase tisular. En condiciones óptimas de temperatura y humedad; los huevos en las deyecciones se vuelven infectantes en 10 a 12 días; en condiciones menos favorables, menos favorables, se requiere un tiempo más prolongado. Los huevos son resistentes a las temperaturas bajas (Calnek, 2000).

Patogenicidad: 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 ascáridos 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, eliminando así una queja potencial del consumidor. Puede evitarse algunas demandas judiciales embarazosas contra las industrias avícolas si se estimula a los inspectores de ovoscopia a que eliminen esos huevos en plantas de empaque (Calnek, 2000).

Inmunidad: La edad del huésped y la intensidad de la exposición tienen funciones en las infestaciones por *Ascaridia* los pollos de tres meses o más manifiestan una resistencia considerable a la infestación por *Ascaridia*. En aves de mayor edad se recuperan larvas que han padecido poco o ningún desarrollo desde que emergieron del huevo (Calnek, 2000).

Capillaria:

Huéspedes: Se encuentran en pollos, pavos, patos, gallinas, perdices, faisanes y codorniz.

Localización: En el buche, mucosa del esófago, a veces en la boca, intestino delgado y ciego de la gallina.

Morfología: Tienen cuerpo filiforme en sus extremos anterior y posterior, cabeza sin hinchazón cuticular. El macho es de 8 a 17 mm de largo, 60 a 70 μm de ancho; dos prominencias latero dorsales terminales en el extremo de la cola; espícula muy delgada y transparente, de cerca de 800 μm de largo; vaina de la espícula cubierta con procesos como vellosidades finas. La hembra mide de 15 a 60 mm de largo, 120 a 150 μm de ancho;

vulva prominente, circular, 140 a 180 μm posterior al comienzo del intestino (Calnek, 2000).

Ciclo de Vida: Los huevos se depositan aparentemente en túneles de la mucosa del buche y escapan al interior de su luz y del esófago con la mucosa desprendida. Son abundantes en las deyecciones de aves infectadas. Se requiere cerca de un mes o un poco más para que se desarrollen los embriones. Los gusanos maduran en huéspedes aviares susceptibles de 1 a 2 meses después de ingerirse los huevos embrionados (Calnek, 2000).

Patogenicidad: Cuando se presentan en números grandes, estos gusanos son en extremo patógenos. En las infecciones leves, la pared del buche y del esófago se engruesan e inflama de manera ligera. En las infecciones intensas, hay un engrosamiento e inflamación de grado muy manifiesto con exudado floculento que cubre la mucosa, en la cual hay un grado mayor o menor desprendimiento. El buche puede volverse no funcional. En las infecciones muy intensas los gusanos pueden invadir la boca y el esófago superior. Las aves infestadas se aprecian abatidas, débiles y emaciadas. Las aves no tienen inclinación a moverse a menos que se les fuerce hacerlo; a veces toman una postura como de pingüino, con la cabeza retraída acercándola al cuerpo (Calnek, 2000).

Heterakis:

Huéspedes: En pollos, patos, gansos, perdices, gallinas de guinea, faisanes y codornices.

Morfología: Son gusanos pequeños y blancos, con extremo de la cabeza flexionada dorsalmente; la boca está rodeada por tres labios pequeños iguales; dos membranas laterales que se extienden casi a todo lo largo del cuerpo; el esófago termina en

un bulbo bien desarrollado que comprende un aparato valvular. El macho tiene 7 a 13 mm de largo; cola recta, que termina adelgazándose hasta formar una punta; dos alas bursales laterales grandes; ventosa preanal bien desarrollada; con paredes fuertemente quitinadas e incisión semicircular pequeña en el borde posterior de la pared de la ventosa; 12 pares de papilas caudales, con los 2 pares mas posteriores recios y súper impuestos; espículas desiguales, la derecha de 0.85 a 2.8 mm de largo, la izquierda de 0.37 a 1.1 mm de largo con una punta curva. La hembra mide 10 a 15 mm de largo; la cola es larga, estrecha y puntiaguda; la vulva no es prominente y es ligeramente posterior con relación en la mitad del cuerpo; los huevos son de envoltura gruesa, elipsoisales; no segmentados cuando se depositan, de aspecto similar a los *A. galli* (Calnek, 2000).

Ciclo de Vida: Los huevos son expulsados por las heces en un estado segmentado. En alrededor de dos semanas o menos, en condiciones favorables de temperatura y humedad, los huevos alcanzan el estado infectante. Cuando son deglutidos por un huésped susceptible, los embriones maduran en la parte superior del intestino; al finalizar las 24 horas la mayor parte de los gusanos pequeños ha alcanzado el ciego. Las larvas están relacionadas de cerca con el tejido cecal, y en ocasiones embebidas en el, hasta 12 días después de la exposición, con un nivel máximo de relación a los 3 días. La vinculación con el tejido aumenta con la edad de las aves; no obstante, es poco común que se produzca una verdadera fase tisular con *H. gallinarum*. A la necropsia, la mayor parte de los gusanos adultos se encuentran en las puntas o terminaciones ciegas del ciego. Las lombrices de tierra también pueden ingerir los huevos de los gusanos cecales y ser un medio para provocar la infección en las aves (Calnek, 2000).

Patogenicidad: El ciego de las aves infectadas de manera experimental muestra una inflamación y engrosamiento de las paredes de grado manifiesto. En las infecciones intensas se forman nódulos en la mucosa y en la submucosa, como respuesta a un ciego ya sensibilizado a infección subsecuente, asimismo, se han informado de granulomas hepáticos que contienen a los gusanos (Calnek, 2000).

La principal importancia económica de los gusanos cecales se basa en la función que tiene como portadores del microorganismo de la cabeza negra, *Histomonas meleagridis*. Este microorganismo puede ser producido en aves susceptibles mediante la ingestión de huevos embrionados de *H. gallinarum* tomado de aves infectadas por cabeza negra. El parásito protozoario se encontró incorporado en el huevo del gusano y se identificó en la pared intestinal y en los aparatos reproductores del macho y de la hembra, así como en los huevos en desarrollo de este gusano cecal. La transmisión directa de *Histomonas meleagridis* se pudo lograr con el empleo de larvas y gusanos machos (Calnek, 2000).

Trichostrongylus:

Huéspedes: En pollos, pavos, gansos, gallina de guinea, pichones y codornices.

Localización: Se encuentra en ciego y a veces en el intestino delgado.

Morfología: Son gusanos pequeños delgados con cuerpo atenuado gradualmente por delante de la abertura genital; boca rodeada por tres labios no notorios; cutícula en el extremo anterior del cuerpo que carece de estriaciones conspicuas a cerca de 200 a 250 μm de la extremidad, después con un extremo serrado distinto por cerca de 1 a 2 mm más. El macho

tiene 5.5 a 9 mm de largo 48 μm de ancho cerca del centro del cuerpo; cutícula inflada sobre la superficie ventral inmediatamente por delante de la bolsa; bolsa con un lóbulo dorsal y dos laterales; y el dorsal no separado distintivamente del lateral; cada lóbulo lateral apoyado por seis rayos; el rayo dorsal se bifurca en su tercio distal, y cada una de estas divisiones se bifurca de nuevo y termina en punta muy fina; espículas de color pardo oscuro, de longitud de manera desigual (la más larga 120 a 140 μm y la más corta 104 a 150 μm), ambas muy retorcidas, en especial los extremos distales y provistas de una estructura parecida a una oreja en el extremo proximal, rodeadas ambas en los dos tercios distales por una membrana delgada que se extiende por una distancia corta más allá de los extremos distales. La hembra tiene 6.5 a 11 mm de largo, 77 a 110 μm de ancho a nivel de la vulva; vulva en la parte posterior del cuerpo, con bordes almenados; útero divergente; huevos con envoltura delgada (Calnek, 2000).

Patogenicidad: Se relacionó con la enfermedad que diezmo a la población de la chachalaca roja en Escocia. Una dosis mortal puede ser tan baja como de 500 larvas infectantes. Hay dilatación en los ciegos y los vasos sanguíneos muestran congestión. La mucosa del ciego se inflama y los bordes se engruesan de manera considerable. La infestación intensa ocasiona pérdida de peso y anemia en los animales. También puede ser mortal para gansitos jóvenes bajo ciertas condiciones. La mortalidad elevada suele suceder durante otoño, principalmente en aves jóvenes en el año de su nacimiento y de nuevo en la primavera. Estas dos estaciones no son epizootias aisladas, sino más bien puntos máximos de la enfermedad que continua de manera crónica durante todo el año (Calnek, 2000).

2.2. Protozoarios: Los protozoarios son frecuentes en las aves de corral y otras especies y algunos llegan a alcanzar una enfermedad grave o moderada. A través de la historia, los protozoarios se han clasificado en un *phylum* único, que considera a todos los animales constituidos por una célula. La compleja organización permite la separación de varias clases, en siete *phyla*. Dos de estos *phyla* abarcan a los protozoarios parasitarios en aves (Quiroz, 1989).

El Phylum Apicomplexa se caracteriza por la presencia de un complejo apical en los esporozoitos y todos son parásitos intracelulares. Los géneros incluyen: *Eimeria*, *Isospora*, *Haemoproteus*, *Leucocytozoon*, *Plasmodium*, *Toxoplasma*, *Sarcocystis*, *Wenyonella*, *Tyzzeria* y *Cryptosporidium*.

El Phylum *Sarcomastigophora*, incluye a los flagelados y amebas. Por lo general tienen flagelos, pseudopodios, o ambos tipos de organelos locomotores. Los géneros de importancia en avicultura son las *Histomonas*, *Trypanosoma*, *Chilomastix*, *Entamoeba*, *Endolimax* y *Hexamita* (Quiroz, 1989).

La biología y taxonomía de las coccidias las revisaron Long y Pellerdy. Aunque se conocen varios géneros de coccidias que afectan a algunos tipos de aves. Las que se encuentran con mayor frecuencia en las aves domésticas son las del género *Eimeria* (Quiroz, 1989).

2.3. Ectoparásitos: Los parásitos externos de las aves domésticas son artrópodos que viven sobre la piel o en la piel y las plumas; se incluyen unos cuantos parásitos de algunos órganos internos. Hay muchas especies de parásitos de aves huéspedes y otros artrópodos relacionados con la producción avícola.

En el confinamiento, el picoteo y la falta de contacto con el suelo impiden que las aves se defiendan, favoreciendo de esta manera la multiplicación

y dispersión de los ectoparásitos en los galpones de producción y el aumento de los efectos negativos del parasitismo sobre las aves. Además del daño directo, el estrés causado por los ectoparásitos a las aves es uno de los principales problemas derivados de parasitismo (Calnek, 2000).

Los chinches; son parásitos chupadores de sangre de las aves. Trepan al interior de grietas para esconderse durante el día. Si las aves jóvenes son atacadas por abundantes insectos pueden volverse anémicas. Después de las mordeduras hay hinchazón y prurito alrededor de la herida. Chinche común es *Cimex lectularius* es frecuente en climas templados y subtropicales; Chinche de las aves *Haemosiphon modoru*; Chinche asesina *Triatoma sanguisuga*. (Cordero, 1999)

La garrapata de las gallinas; *Argas persicus*, causa fácilmente la muerte de las gallinas. Al completar su desarrollo se constituye en un enérgico chupador de sangre. Solo se alimenta por las noches y se oculta durante el día en las grietas o fisuras o en otros lugares protegidos, donde pone los huevecillos. Causan una anemia mortal y cuando menos puede haber emaciación, debilidad, crecimiento lento, y disminución en la producción. Las plumas erizadas, el escaso apetito y la diarrea son signos que sugieren infestación por las garrapatas (Calnek, 2000).

La pulga: *Echidnophaga gallinacea* es una plaga importante de la aves domésticas en el sur de los E.U.A; las pulgas se adhieren a la piel y penetran toda la cabeza dentro de ella, en las crestas, la cara, los lóbulos de la oreja y las barbillas, y permanecen adheridas por un periodo de cuatro a diecinueve días. Tienden a encontrarse en grupos densos. Otras pulgas: Pulga del pollo europeo *Ceratophyllus gallinae*, pulga del pollo de oeste *Ceratophyllus niger* y la pulga del gato *Ctenocephalides felis* (Calnek, 2000).

Todas las aves son susceptibles a los ácaros, algunos de los cuales son chupadores de sangre, mientras otros penetran en la piel o viven en las plumas. Los ácaros que atacan a las aves producen retraso en el crecimiento, reducción en la producción de huevos, disminución de la vitalidad, plumaje dañado y ocasionalmente la muerte. La mayoría de las lesiones no son aparentes sin un examen cuidadoso, pues consisten en una irritación constante y pérdida de sangre. Los ácaros más frecuentes en los aviares son (Calnek, 2000):

- *Dermanyssus gallinae*
- *Ornithonyssus sylviarum*

Clasificación científica : *Dermanyssus gallinae*

- Reino : Animalia.
- Filo : Arthropoda
- Subfilo : Chelicerata
- Clase : Arachnida
- Subclase : Acari
- Superorden : Parasitiformes
- Orden : Mesostigmata
- Superfamilia : Dermanyssoidea
- Familia : Dermanyssidae
- Género : *Dermanyssus*
- Especie : *gallinae*
- Nombre binomial: *Dermanyssus gallinae*

Dermanyssus gallinae; se alimenta de la sangre de las aves de corral y puede atacar a otros animales. Tiene coloración blanquecina cuando están alimentados y cuando succionan sangre son de color rojo oscuro, por eso se llama acaro rojo de las aves, los huevecillos son puestos fuera de las aves en hendiduras de paredes o estructuras de madera de los gallineros. La larva hexápoda no se alimenta en pocos días se convierte en ninfa octópoda la cual succiona sangre y luego abandonan al huésped. Los adultos por lo general se alimentan durante la noche.

Has dos etapas de ninfa aproximadamente dos días convirtiéndose la segunda en una ninfa en el macho o en la hembra, la fase adulta, puede verificarse en solo una semana. Cada fase requiere aproximadamente dos días. Los ácaros pueden vivir hasta un mes sin alimentarse con sangre, la picadura provoca inquietud y pérdida de peso, también pueden transmitir otras enfermedades (Romero, 1986).

Esta especie es cosmopolita y ataca gallinas, palomas, canarios y otros pájaros de jaula, así como los pájaros libres. Pueden incluso alimentarse del hombre. Suele denominarse acaro rojo de las aves de corral, pero al igual que otros ácaros que se mencionan más adelante, solo se presenta color rojo cuando acaba de alimentarse de sangre de su hospedador, en otras circunstancias es de color blanquecino, grisáceo o negro. La hembra adulta repleta de sangre mide aproximadamente 1 mm de longitud o anchura, mientras que en los restantes estados es más pequeña. El escudo dorsal no alcanza al extremo que esta truncado. Las cerdas presentes en el son más pequeñas que las que aparecen en la cutícula alrededor de la placa dorsal. El ano se encuentra en la segunda mitad de la placa anal, mientras que en *O. sylviarum* el ano se encuentra en la primera mitad de dicha placa. Los quelíceros son largos y tienen forma de estilete (Romero, 1986).

Clasificación científica: *Ornithonyssus sylviarum*.

- Reino : Animalia
- Filo : Arthropoda
- Clase : Arachnida
- Subclase : Acari
- Orden : Mesostigmata
- Superfamilia : Dermanyssoidea
- Familia : Macronyssidae
- Género : *Ornithonyssus*
- Especie : *sylviarum*
- Nombre binomial: *Ornithonyssus sylviarum*

Ornithonyssus sylviarum; se denomina frecuentemente ácaro norteño de las aves de corral y suele hallarse en gallinas y otras aves de climas templados, generalmente también se han encontrado en Gran Bretaña y Nueva Zelanda. Se confunde a menudo a este ácaro con el ácaro del pollo, pero puede distinguirse por la posesión de apéndices anteriores fácilmente visibles y la forma de las placas dorsal y anal. A diferencia de los ácaros del pollo, el ácaro del norte se puede encontrar con facilidad en aves durante el día así como durante la noche, ya que se reproduce de manera continua. En infestaciones intensas, las plumas están ennegrecidas, la piel es lustrosa y agrietada alrededor de los orificios de salida. Cuando se manipulan las aves, los ácaros se arrastran con rapidez por las manos y brazos de examinador, al separarse las plumas se ven así como a sus huevos, descamaciones de la piel y excremento sobre la superficie corporal y las plumas (Calnek, 1995).

El ciclo de vida del ácaro del norte se completa en menos de una semana en las aves. Los huevos se ponen sobre las plumas y germinan en un día. La fase de larva y dos fases de ninfa se desarrollan en menos de cuatro días. En el norte las densidades de los ácaros aumentan durante el invierno y, de ordinario, caen en números bajos durante el verano. Sin embargo, en ocasiones se encuentran infestaciones en verano. Esto contrasta con el ácaro del pollo, que es una plaga durante el clima cálido en áreas del norte, pero inactiva en locales fríos durante el invierno. Los ácaros pueden sobrevivir de 3 a 4 semanas en ausencia de huéspedes aviares (Calnek, 1995).

Los ácaros adultos son alargados u ovals y miden aproximadamente 1mm de longitud. *O. sylviarum* se distingue de las especie antes estudiada por la forma de su placa dorsal que se extiende a los dos tercios de longitud total del cuerpo, a partir de ahí se estrecha hasta formar una especie de lengua, que alcanza la mitad del resto de su cuerpo. Las cerdas de la placa dorsal al igual que en *D. gallinae* lleva solamente un par de cerdas existiendo un tercer par en el tegumento

adyacente a dicha placa o en contacto con la misma. El ano se encuentra en la primera mitad de la placa anal (Calnek, 1995).

Ácaro de patas escamosas; el ácaro de las escamas de las patas *Knemidokoptes mutans*, (*Sarcoptidae*), es una de la docena de especies relacionadas con los ácaros causante de las afecciones conocida con el nombre de "pata escamosa en las aves" y se encuentra de manera más frecuente en aves de edad avanzada (Calnek, 1995).

Ciclo Biológico: El parásito se introduce bajo las escamas de los tarsos. Producen gran irritación y la acumulación de residuos secos grisáceos debajo de las escamas, las cuales son aflojadas y levantadas, de tal modo que parece que los tarsos están muy hinchados. Si no se trata esta afección, las patas pueden llegar a deformarse, y el ave puede quedar coja. Este parásito también se encuentra en los pavos, faisanes, perdices y pájaros enjaulados. Es muy raro encontrar este ácaro en lotes de aves que mantengan buenas condiciones higiénicas sanitarias (Cordero, 1989).

Control: El control de los ácaros de patas escamosas debe de iniciarse eliminando o aislando a las aves afectadas. Las adiciones a la parvada deben de ser cubiertas con una aplicación de aceite vegetal caliente para aflojar las costras, que luego pueden ser raspadas retirándolas de la pata, colocadas en un frasco y enviadas a un laboratorio para su examen microscópico. Si se encuentran ácaros de patas escamosas es mejor hundir en una solución acaricida caliente (Calnek, 1995).

Ácaro desplumante; el ácaro desplumante *Knemidokoptes gallinae* es semejante en su estructura general al ácaro de las patas escamosas, aunque es menor, con un diámetro de 0.3 mm en la hembra adulta. Las estriaciones son interrumpidas en la superficie dorsal para formar el

tallado elevado. Los ácaros son más frecuentes durante la primavera y el verano, durante los cuales la infestación se puede propagar rápido por contacto. Los ácaros hacen surcos en las partes basales de las plumas sobre la epidermis de pollos, pichones y faisanes. La irritación intensa induce a que el huésped tire de las plumas del cuerpo arrancándolas. Estos ácaros lesionan al ave interfiriendo con el control del calor corporal. Algunas aves afectadas perderán peso y disminuirán la producción (Calnek, 1995).

Estos ácaros son todavía más pequeños que el de las escamas de las patas, viven en la base de las plumas, donde producen la afección conocida con el nombre de "costras de desplumado". La intensa irritación causada por el ácaro hace que el ave se arranque las plumas. En casos graves, el ave puede quedar casi desprovista de plumas en el cuerpo. Generalmente, no pierde las grandes plumas de las alas y de la cola (Cordero, 1999).

Control: El control de los ácaros desplumantes no se logra con facilidad. Inicialmente se debe de aislar pronto a las aves afectadas y desinfectar los locales según se recomiende (Calnek, 1995).

Los piojos; son parásitos comunes externos de las aves. Son del orden *Mallophaga*, los piojos masticadores que se caracterizan por tener mandíbulas del tipo de masticación. Estos son insectos pequeños, planos, rara vez de una longitud mayor de cinco milímetros, y de color amarillo o gris. No son parásitos chupadores de sangre, sino que tienen mandíbulas del tipo de masticación situadas ventralmente en la cabeza, con las que se alimentan de trozos cortados en las plumas o en la piel, de este modo producen notable irritación y desasosiego en las aves (Calnek, 1995).

Ciclo de biológico: Los huevos son depositados en racimos sobre la base de las plumas, en aves muy infestadas se pueden encontrar

grandes masas de huevos sobre las plumas debajo de la cloaca. El ciclo total de vida toma cerca de 3 semanas para completarse, que comprende 4-5 días para la incubación y tres etapas de ninfa de tres días cada una. Cada pareja de piojos puede producir 120 mil descendientes en unos cuantos meses, pero fuera de las aves solo permanecen vivos 5 o 6 días (Calnek, 1995).

El piojo grande común; el piojo del cuerpo de la gallina, *Menacanthus stramineus*, es uno de los parásitos más comunes en las aves. Se localiza preferentemente por debajo de la cloaca, aunque en las aves fuertemente infestadas pueden encontrarse en el pecho y la espalda y bajo las alas. Puede consumir sangre puncionando cañones de plumas blandas cerca de las bases y mordisqueando a través de las capas de cobertura de la piel. Parásita principalmente las gallinas, pero puede encontrarse en pavos, y otras aves que puedan convivir con gallinas infestadas (Cordero, 1999).

El piojo del raquis de la pluma; *Menopon gallinae* se encuentra normalmente a lo largo del raquis de las plumas y no permanece sobre la piel del huésped en ningún momento. Es también muy común en las gallinas pero tiene mucha menos importancia que el piojo del cuerpo porque la mayor parte de su vida permanece sobre las plumas y no sobre la piel, y parece alimentarse de las bárbulas y barbas de las plumas. No se le ha encontrado en aves de poca edad y puede vivir algún tiempo sobre plumas desprendidas del cuerpo del ave (Cordero, 1999).

El piojo de la cabeza; *Cuclotogaster heterographa*, se encuentra principalmente en la cabeza y cuello de las gallinas y pavos. Es especialmente perjudicial para las aves de poca edad, y es normalmente la única especie que puede causar daños importantes en los pollos y pavipollos muy jóvenes (Cordero, 1999).

El piojo de las alas; el piojo de las alas, *Lipeurus caponis*, está íntimamente relacionado con el piojo de la cabeza y es la única especie que se encuentra comúnmente sobre las grandes plumas de las alas de las gallinas. El piojo delgado del pavo, *Oxylipeurus polytrapezius*, es el piojo de ala de los pavos. Otros piojos de las gallinas: el piojo grande de la gallina, *Goniodes gigas*; el piojo del plumón, *Goniocotes gallinae*; el piojo pardo de la gallina, *Goniodes dissimilis* (Cordero, 1999).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LOCALIZACIÓN:

El presente trabajo de investigación se realizó en la ciudad de Cajamarca, en 20 galpones, distribuidos y/o situados en los siguientes barrios del distrito de Cajamarca como son: San Pedro, Cumbe Mayo, San José, San Sebastián, Urubamba, La Florida. El procesamiento de las muestras se realizó en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

La ciudad de Cajamarca presenta un clima templado seco y tiene las siguientes características geográficas y meteorológicas: (*)

- Superficie : 3 541 782 Km²
- Altitud : 2750 msnm
- Temperatura máxima promedio anual : 22.1 °C
- Temperatura media anual : 14.9 °C
- Temperatura mínima promedio anual : 8.2 °C
- Precipitación pluvial anual : 537 mm
- Humedad relativa media anual : 64.5 %
- Humedad mínima promedio anual : 36.7 %
- Humedad máxima promedio anual : 87.7 %

(*) DATOS CONVENIO SENHAMI CAJAMARCA – UNC 2013

3.2. MATERIAL Y EQUIPO:

A. Material Biológico:

Se trabajó con 20 galpones tomados al azar, los cuales se recolectaron 25 muestras (50 g de heces) de cada galpón llegando a identificar y analizar 500 aves de riña (*Gallus gallus*).

B. Muestras:

Materia fecal (50 g aprox.), de cada una de las aves, elegida al azar para este trabajo de investigación.

Plumas y cuerpo del ave.

C. Materiales de Laboratorio:

Pipetas pasteur.

Tubos de ensayo.

Láminas porta objetos y laminillas cubre objetos.

Ocular micrométrico.

Pipetas graduadas.

Vasos de vidrio, goteros y baguetas.

Pinzas entomológicas.

Gradillas y lápiz cera.

D. Equipo de Laboratorio:

Centrífuga.

Microscopio

E. Materiales de Campo:

Balanza tipo reloj.

Tablero, fichas de control y lapicero.

Bolsas de polietileno.

Arnés para gallos.

F. Otros materiales:

Alcohol comercial.

Coladores plásticos.

Materiales de aseo.

Lanzeta.

3.3. METODOLOGÍA:**3.3.1. Del muestreo:**

Las muestras fecales se recolectaron al azar de cada uno de los casilleros de cada animal, tomando en cuenta el plano donde se ubican los 6 barrios; muestreando galpones y/o criadores de aves de riña al azar de la ciudad de Cajamarca, el cual permitió la distribución de los barrios que se ubican en el distrito de Cajamarca y así recolectar las 25 muestras necesarias de cada uno de los galpones/criadores.

Al no contar con estudios previos en esta zona, respecto a la prevalencia de estos endoparásitos y ectoparásitos, se optó por tomar la proporción de 0.45 para hallar el tamaño mínimo muestral, mediante la fórmula de proporciones para poblaciones infinitas (Wayne W., Daniel 1996).

3.3.2. Número de muestras:

Fórmula de proporciones para poblaciones infinitas.

$$N = \frac{1.96^2 P_{\text{exp.}} (1 - P_{\text{exp.}})}{d^2}$$

Dónde:

N = Número de muestras requeridas.

1.96² = Constante que equivale a un nivel de confianza de 95%.

P_{exp} = Prevalencia estimada de la enfermedad en el área: (45%)

D = Precisión deseada (5%).

$$N = \frac{1.96^2 \times 0.45 (1 - 0.45)}{0.0025}$$

$$N = \frac{3.84 \times 0.45 (0.55)}{0.0025}$$

$$N = \frac{3.84 \times 0.2475}{0.0025}$$

$$N = \frac{0.9504}{0.0025}$$

$$N = 380 \text{ muestras}$$

3.3.3. Recolección de las muestras:

A. Recolección de las Muestras:

Se individualizó a los animales.

Se colocó material plástico (bolsa de polietileno) en el piso de cada casillero, asegurándolas con chinchas alrededor de la bolsa (jaula).

Se recogió las heces al día siguiente.

Se colocó las muestras en bolsas de polietileno.

Se identificaron las muestras numéricamente.

Se trasladó las muestras al laboratorio.

B. Identificación de las Muestras:

Al momento de recoger las heces de los animales, se tuvo en cuenta: la procedencia de las aves (Propietario de Galpón/Criadero), haciendo coincidir el número de la muestra con el que aparece en la ficha.

Se tuvo que revisar las plumas y cuerpo del animal (ave) para la recolección de los ácaros, piojos y demás parásitos externos utilizando para ello pinzas entomológicas y agujas hipodérmicas las cuales permitieron apresar dichos ectoparásitos; para luego efectuar su respectiva identificación y estudio en el laboratorio.

C. Del análisis de Laboratorio:

Se empleó el Método Cualitativo de Flotación con Solución Saturada de Azúcar.

Se presenció y se hizo la identificación de los ectoparásitos en aves de riña (*Gallus gallus*), mediante su estudio morfo métrico de estos.

D. De la identificación de los huevos de los Endoparásitos y Ectoparásitos:

Se utilizó la metodología específica para la identificación morfológica de los huevos de los endoparásitos, la misma que es descrita por varios autores citados en la revisión bibliográfica llegando sólo a la identificación del género.

Se presenció y se hizo la identificación de los ectoparásitos mediante su estudio morfo métrico y se hará la comparación de estos con la revisión bibliográfica.

Las toma de muestras de ácaros, piojos y otros parásitos externos se realizaron con pinzas entomológicas y raspados en el cuerpo respectivamente; utilizando una solución de Cloruro de Sodio para ablandar las escamas de las patas del animal y glicerina líquida respectivamente, cuidadosamente con no dañar el cuerpo de los piojos así como los de otros parásitos externos, localizados en el cuerpo del ave, entre las barbas de las plumas y en la parte del envés de la pluma; se colocó en el portaobjetos junto con el cubre objeto para su posterior revisión microscópica y clasificación.

3.3.4. Trabajo de laboratorio

De la medición de los ooquistes de *Eimerias*:

Luego de la observación e identificación de ooquistes de *Eimerias* por sus características morfométricas; se complementó lo anterior con el estudio micrométrico de los ooquistes de *eimerias*, se procedió a tomar las medidas del ooquiste tanto el largo como el ancho. La medida se realizó con el ocular micrométrico, multiplicando por el factor 1.64 que correspondiente a un aumento de 400 x.

3.4. PREVALENCIA

Una vez determinado el número de muestras de heces positivas, se calculó la prevalencia de la enfermedad aplicando la siguiente fórmula: (Thrusfield, 1990)

$$P = \frac{\text{N}^\circ \text{ de casos positivos}}{n} \times 100$$

Dónde:

P = Prevalencia.

n = Tamaño muestral.

3.5. DISEÑO ESTADÍSTICO

Se utilizó el Método Descriptivo, Prueba de "Z" y la Prueba de Chi Cuadrado.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1. DE LOS ENDOPARÁSITOS:

Cuadro 01. Prevalencia de Endoparásitos en Aves de Riña (*Gallus gallus*)

	<i>Población Estudiada (Nº)</i>	<i>Casos Positivos (Nº)</i>	<i>Prevalencia %</i>
Aves de Riña	500	310	62

El 62% de prevalencia es mayor a lo manifestado por PÉREZ R., M., quien indica que la prevalencia es del 45%. (Ver Anexo 5.1)

Cuadro 02. Prevalencia de Endoparásitos en Aves de Riña (*Gallus gallus*) – Según sexo.

Sexo	Población Estudiada (N°)	Casos Positivos	Prevalencia (%)
Machos	386	220	57±5
Hembras	114	90	79±7

La prevalencia es mayor en las hembras que en los machos con un intervalo de confianza de proporciones y prueba de "Z", de dos proporciones al 0.95 (Ver Anexo 5.2).

Cuadro 03. Prevalencia de Endoparásitos en Aves de Riña (*Gallus gallus*) – Según Género.

Género	Número	Prevalencia %
<i>Eimeria spp.</i>	150	82±5
<i>Ascaridia spp.</i>	24	13±5
<i>Capillaria spp.</i>	10	05±4
Total	184	100

El cuadro 3 indica que la mayor prevalencia fue para *Eimeria spp.*, siendo diferentes a los otros géneros; con un intervalo de confianza de proporciones y prueba de "X²", al 0.95 (Ver Anexo 5.3)

Cuadro 04. Prevalencia de Endoparásitos en Aves de Riña (*Gallus gallus*) según la Presentación y Grado de Asociación.

Endoparásitos	Número	Prevalencia
Simple	184	59±5
Dobles	98	32±5
Triples	28	9±5
Total	310	100

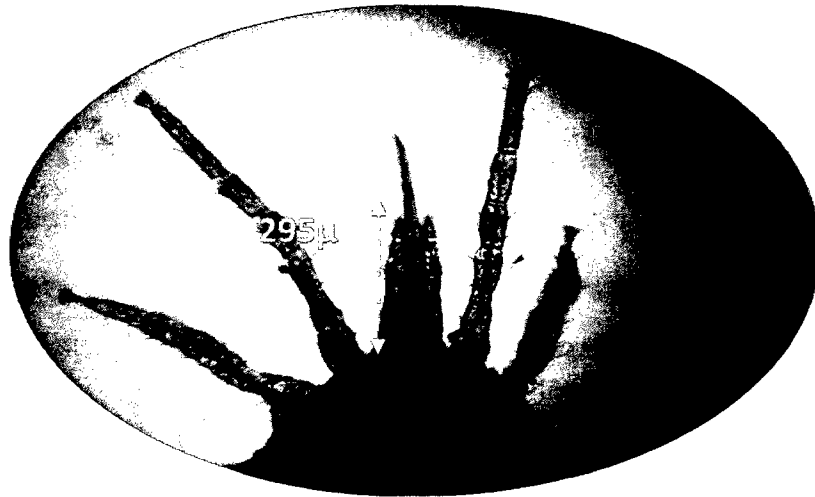
El cuadro 4 indica que la mayor prevalencia fue según su forma de presentación y grado de asociación; que el intervalo de confianza indica que la mayor prevalencia son los de presentación simple, con un intervalo de confianza de proporciones al 0.95. (Ver Anexo 5.4)

4.2. DE LOS ECTOPARÁSITOS:

4.2.1. IDENTIFICACIÓN DEL ECTOPARÁSITO:

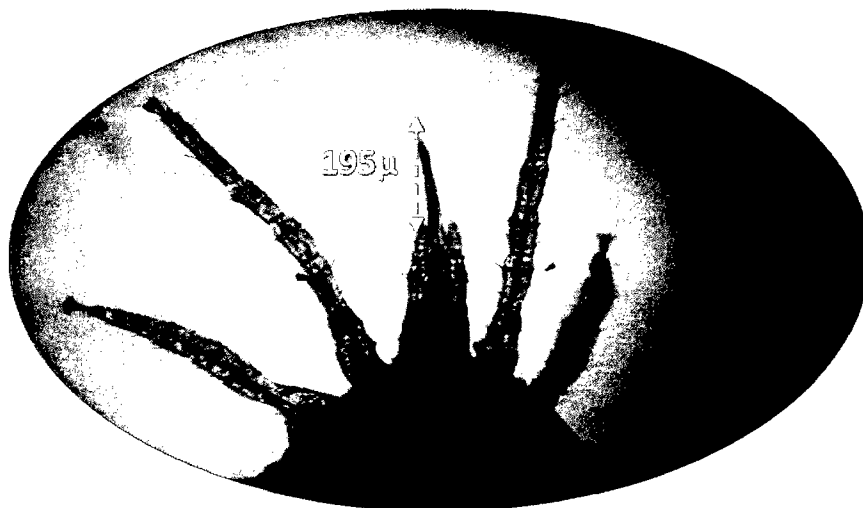
Fotografías tomadas durante el trabajo. Ectoparásito encontrado y observado: *Dermanyssus spp.*

Medida del largo del palpos y número de segmentos.

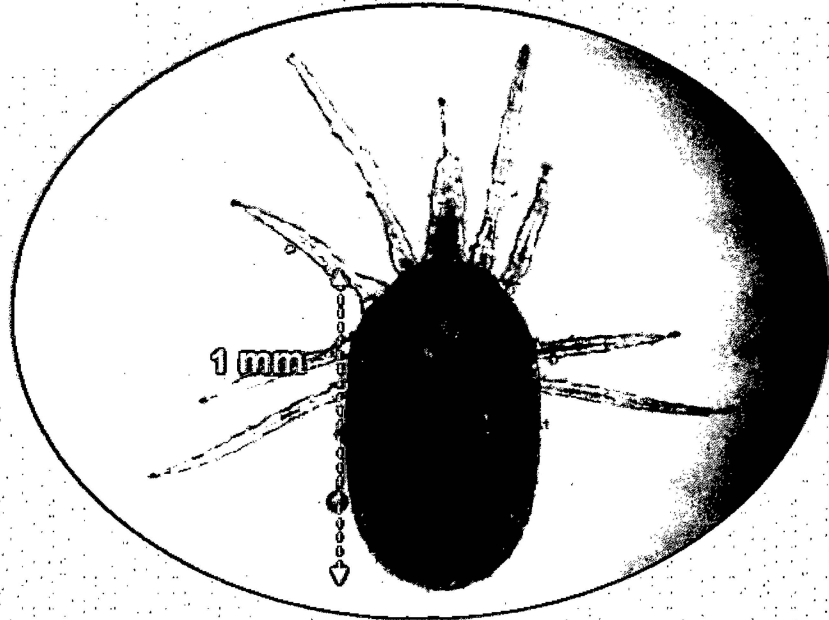
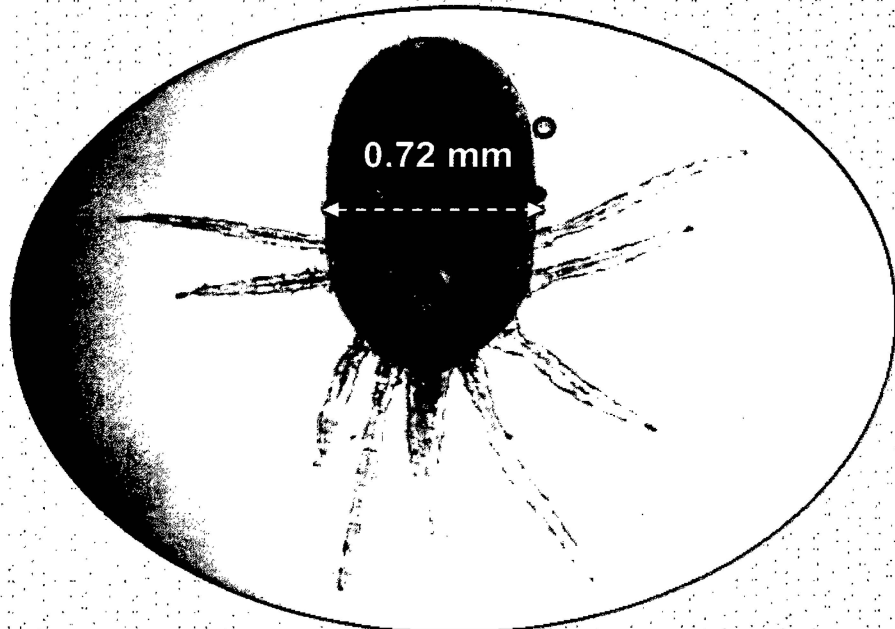


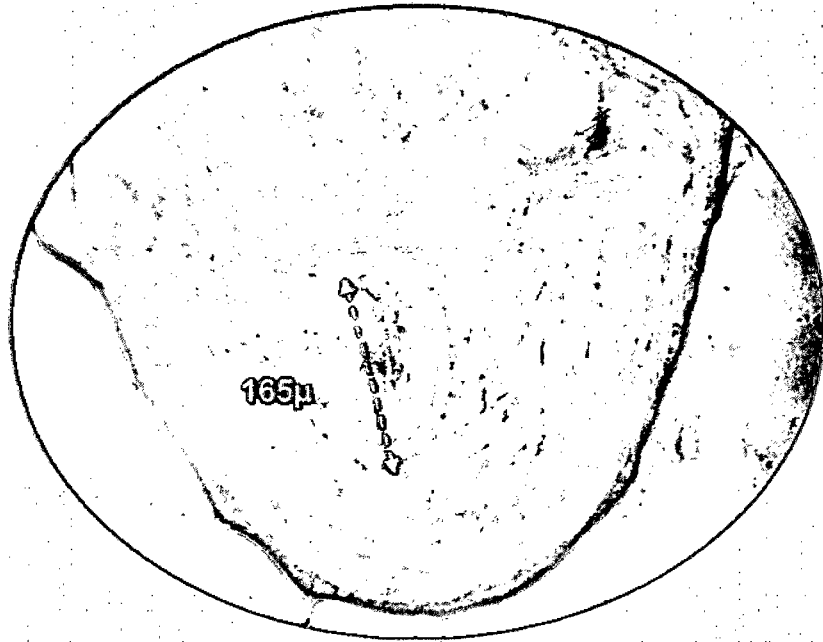
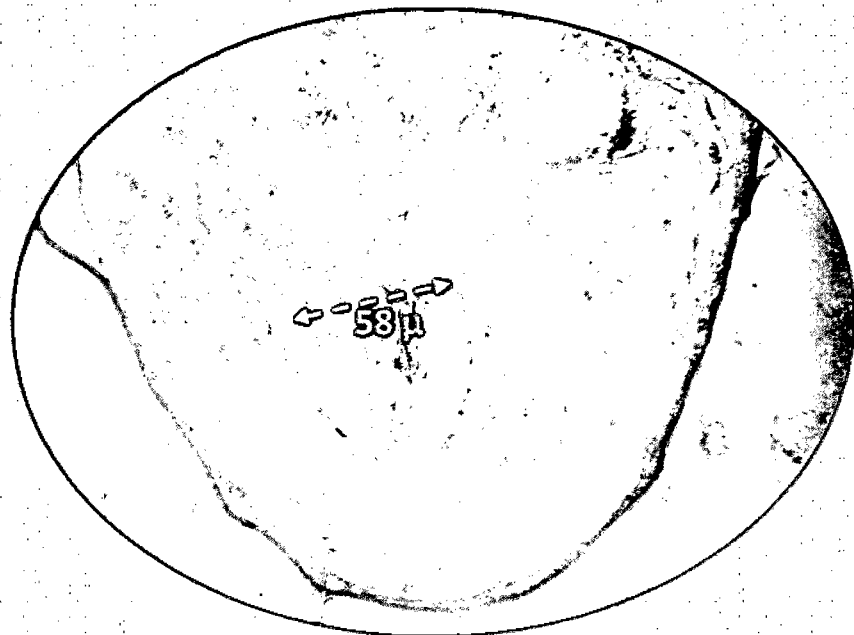
Fotografía 01

Medida del largo del quelícero.

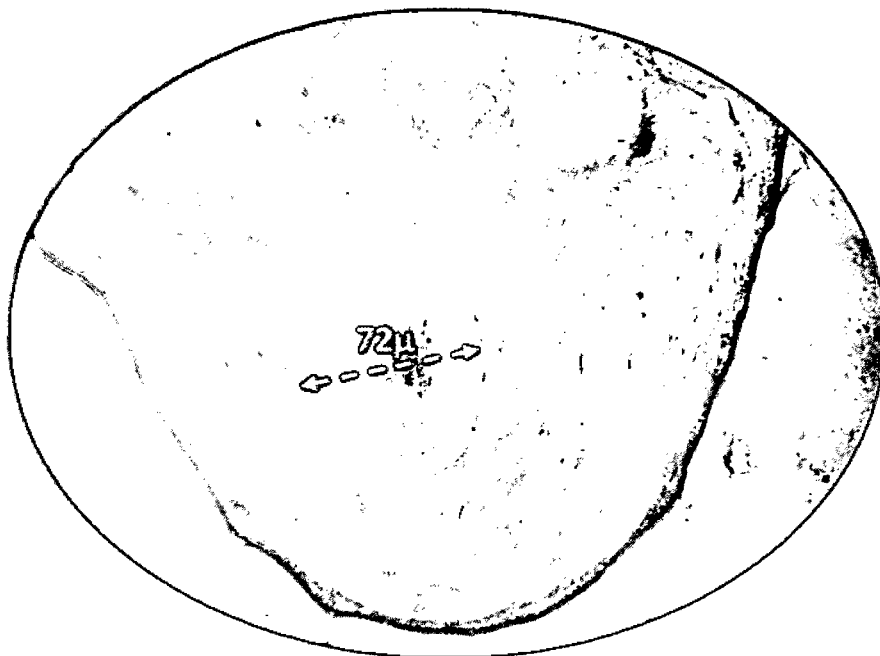


Fotografía 02

Medida del largo del Idiosoma.**Fotografía 03****Medida del ancho del Idiosoma****Fotografía 04**

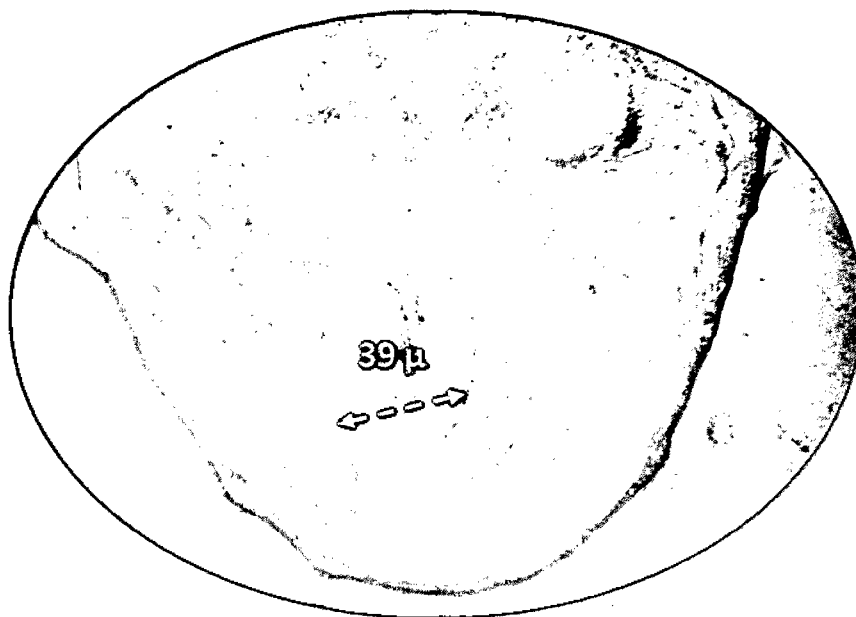
Medida del largo de la placa anal**Fotografía 05****Medida del ancho (extremo superior) de la placa anal.****Fotografía 06**

Medida del ancho (extremo medio) de la placa anal.



Fotografía 07

Medida del ancho (extremo inferior) de la placa anal.



Fotografía 08

CUADRO 05: CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DEL ECTOPARÁSITO VISTO EN EL MICROSCOPIO: *Dermanyssus spp.*

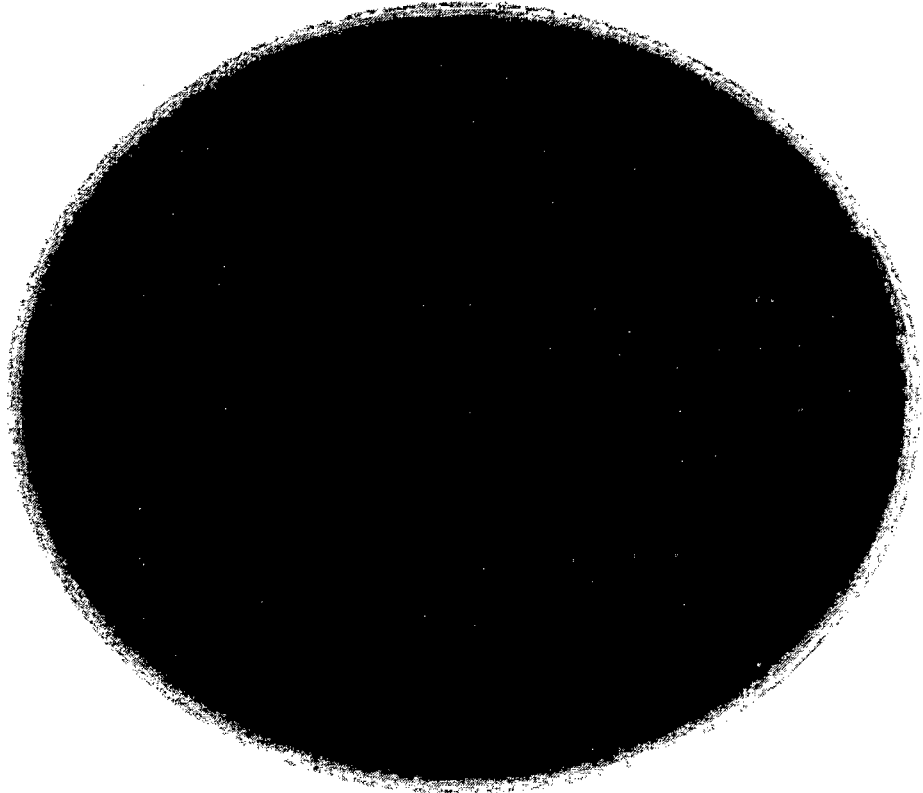
PARASITO	FORMA	TAMAÑO								
		GNATOSOMA			IDIOSOMA		PLACA ANAL			
Morfología del ectoparásito	OVAL	QUELICEROS	PALPOS		Lx (mm)	Ax	Lx (μ)	Ax		
		Lx (μ)	Lx	Seg.x (Unid.)				E.S.	E.M.	E.I.
					295	195	4			

Leyenda:

- L.x** = promedio del largo.
- Sg. x** = promedio del número de segmentos.
- A.x** = promedio del ancho.
- E.S.** = extremo superior.
- E.M.** = extremo medio.
- E.I.** = extremo inferior.
- (μ)** = micras.
- (Unid)** = unidades.
- (mm)** = milímetros.

En el cuadro 05, se detalla las diferentes estructuras internas del ectoparásito, en cuanto a forma y tamaño; con la ayuda del microscopio con lente ocular micrométrico (siendo factor 6.6 x 100 aumentos).

Ácaro identificado en seis galpones/criadores: *Knemidocoptes mutans*:



Fotografía 09



Fotografía 10

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

5.1. DE LOS ENDOPARÁSITOS:

En el Cuadro 01, según el trabajo de investigación realizado, el presente cuadro da a conocer que de 500 Aves de Riña evaluadas, 310 son positivos alcanzando un 62 % de prevalencia donde se han encontrado galpones y/o criadores, 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/criadores; por lo que se dice que la prevalencia es mayor a lo indicado por PÉREZ R., M. Para la obtención de estos resultados se utilizó la Prueba de "Z" para comparar con la prevalencia esperada según la obtención de la muestra; a un nivel de significancia de 0.05.

En el Cuadro 02, se observa que la mayor cantidad de Endoparásitos encontrados en las Aves de Riña (*Gallus gallus*), en estudio según el sexo, es mayor en hembras con un 79 ± 7 % y en machos hay una prevalencia de 57 ± 5 , esto se debe a que los dueños de las aves no tiene los conocimientos apropiados para el manejo de este tipo de aves, falta acondicionar los ambientes tanto en el aspecto de infraestructura como sanitario. Por lo que concluimos, que ambas proporciones son diferentes lo que es corroborado con el intervalo de confianza, siendo mayor la prevalencia en las hembras.

Las hembras tienen mayor prevalencia de endoparásitos debido a que el sistema de crianza que tienen los dueños es deficiente y por lo general están en libre crianza, el grado de contagio también puede ser igual o mayor que en los machos. Para estos resultados se tuvo en cuenta el intervalo de confianza de proporciones y prueba de "Z" de dos proporciones al 0.95.

En el Cuadro 03, se observa que los huevos de Endoparásitos, que destaca con mayor prevalencia en el presente trabajo de investigación es *Eimeria spp.* con un $82\pm 5\%$ en las Aves de Riña evaluadas.

Luego se encuentra *Ascaridia spp.* con un $13\pm 5\%$ y en *Capillaria spp.* es de $05\pm 4\%$ de huevos de endoparásitos encontrados, considerando una semejanza entre estos dos últimos; se tuvo en cuenta el intervalo de confianza de proporciones y prueba de "X²" al 0,95.

En el Cuadro 04, en análisis por asociación de Endoparásitos en el trabajo de investigación se tiene con más alta prevalencia la asociación simple con 184 animales y con un porcentaje de $59\pm 5\%$ de prevalencia. En asociación doble se obtuvo 98 animales infectados con un $32\pm 5\%$ y se encontraron animales con asociación triple se encontró 28 animales con un porcentaje de $9\pm 5\%$. indicando que la prevalencia en asociación es diferente, que según el intervalo de confianza se indica que la mayor prevalencia son los simples luego los dobles para ser la menor los triples se tuvo en cuenta el intervalo de confianza de proporciones y prueba de "X²" al 0,95.

5.2. DE LOS ECTOPARÁSITOS:

De los ectoparásitos se presenció y se hizo la identificación mediante su estudio morfo métrico; de los 20 galpones estudiados tenemos que 12 galpones/criadores están infestados con ectoparásitos; donde 06 galpones/criadores están infestados sólo con *Dermanyssus spp.*; mientras los otros 06 están infestados con *Dermanyssus spp.* y *Knemidokoptes mutans*.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

Terminado el trabajo de investigación se llegaron a las siguientes conclusiones:

1. La prevalencia de endoparásitos en aves de riña alcanza el 62% (310/500) trabajando en 20 galpones de la ciudad de Cajamarca, con el método de diagnóstico coproscópico.
2. La mayor prevalencia se presenta en gallinas con un $79\pm 7\%$ y esto es consecuencia del manejo de los animales ya que éstas se encuentran al aire libre.
3. Los endoparásitos que predominan y la prevalencia por cada uno de ellos es *Eimeria spp.* con un $82\pm 5\%$ y la mayor frecuencia de asociación de endoparásitos incluye a los de *Eimeria spp.* con un $59\pm 5\%$ de infección simple.
4. En cuanto a los ectoparásitos, de los 20 galpones estudiados tenemos que 12 galpones/criadores están infestados con Ectoparásitos; de los cuales 06 galpones/criadores están infestados sólo con *Dermanyssus spp.*; mientras los 06 restantes están infestados con *Dermanyssus spp.* y *Knemidokoptes mutans*.

CAPÍTULO VII

BIBLIOGRAFÍA

1. **Angus, M. Dunn. 1983.** Helminología Veterinaria. 2ª Edición.
2. **Angus, M. Dunn. 1978.** Veterinary Helminthology. 2ª Edición.
3. **Basso Nilda. 1987.** Fundamentos de Parasitología.
4. **Borchert A. 1985.** Parasitología Veterinaria. 3ª edición. Editorial Acribia Zaragoza. España.
5. **Calnek, B. W. 2000.** Enfermedades de las Aves. Editorial El Manual Moderno.
6. **Calnek, B. W. 1995.** Enfermedades de las Aves. Editorial El Manual Moderno.
7. **Cordero del Campillo, M. 1999.** Parasitología Veterinaria. Mc. Graw-Hill. México. 1ª edición. Editorial Edígrafos. Madrid, España.
8. **Fritzsche, K.; Gerriets, E. 1964.** Enfermedades de las Aves, Tratado de Patología Aviar para el Veterinario. Editorial Acribia, 1964. Zaragoza. España.
9. **Gordon R. F. 1980.** Enfermedades de las Aves. Editorial El Manual Moderno.

10. **Manual Merck de Veterinaria. 2000.** Un Manual de Diagnóstico, Tratamiento, Prevención y Control de Enfermedades para el Veterinario. 5^{ta} edición. Editorial Océano S.A. Barcelona, España.
11. **Pérez Rodríguez, M. 1996.** Prevalencia de Parásitos Gastrointestinales en Aves de Riña (*Gallus gallus*) en la Ciudad de Cajamarca. Tesis FCV – UNC.
12. **Quiroz Romero, H. 2003.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos. Editorial Limusa S.A. México.
13. **Quiroz Romero, H. 1989.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos. Editorial Limusa S.A. México.
14. **Quiroz Romero, H. 1984.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en Animales Domésticos. Editorial Limusa S.A. México.
15. **Rojo Mediavilla, E. 2003.** Enfermedades de las aves. Editorial Trillas. México.
16. **Rojo Mediavilla, E. 1987.** Enfermedades de las aves. Editorial Trillas. México
17. **Rodríguez, L. P. 1984.** Inspección Sanitaria de Aves en el Camal Municipal Distrital de Moche – Trujillo. Tesis FCV – UNC.
18. **Soulsby, E. 1987.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos 7^{ma} edición. Nueva Editorial, Interamericana. México.
19. **Thrusfield, M. 1990.** Epidemiología Veterinaria. Editorial Acribia. Zaragoza. España.

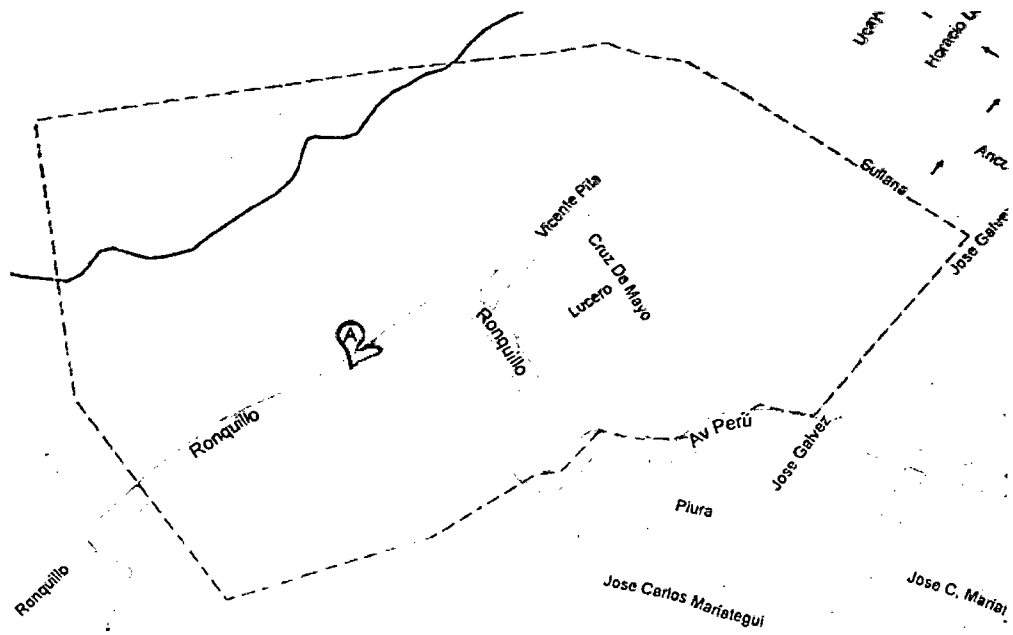
- 20. Vignau, M. y Venturini L. M. 2005.** Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 1^{era} edición. Editorial UNLP - FCV/LA PLATA. Impreso en Argentina.
- 21. Wayne W., Daniel 1996.** Bioestadística: Bases para el Análisis de las Ciencias de la Salud. Editorial Limusa – Wiley.
- 22. Woernle y Hellmut. 1996.** Enfermedades de las aves. Editorial Acribia Zaragoza. España.
- 23. Atlas De La Ciudad De Cajamarca. 2010.** Disponible en www.imagenoro2000.com
- 24.** www.es.wikipedia.org/wiki/Helminto
- 25.** www.gallosedraglio2005
- 26.** www.saberdeciencias.com

ANEXO

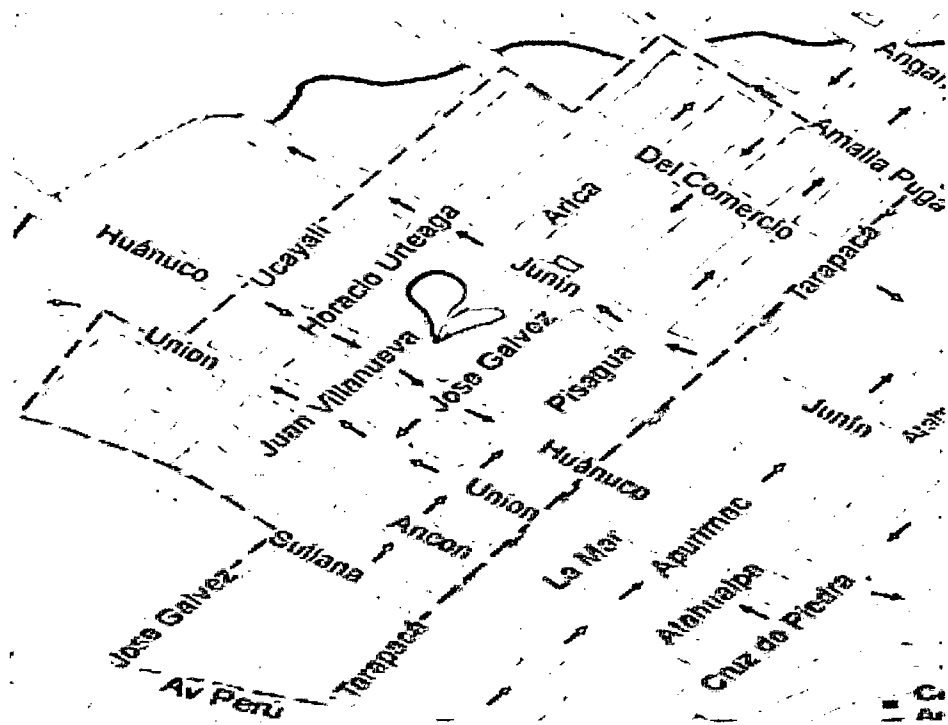
ANEXO 01.

Distribución de los barrios, donde se muestreo los 20 galpones de la Ciudad de Cajamarca.

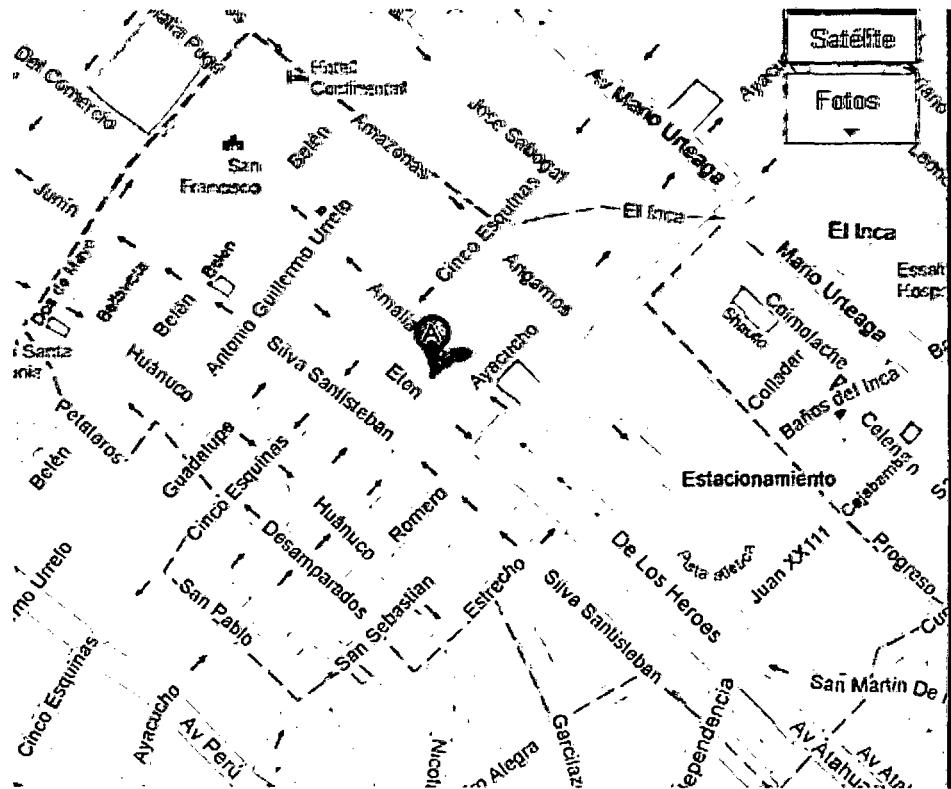
Fotografía 11. Barrio Urubamba



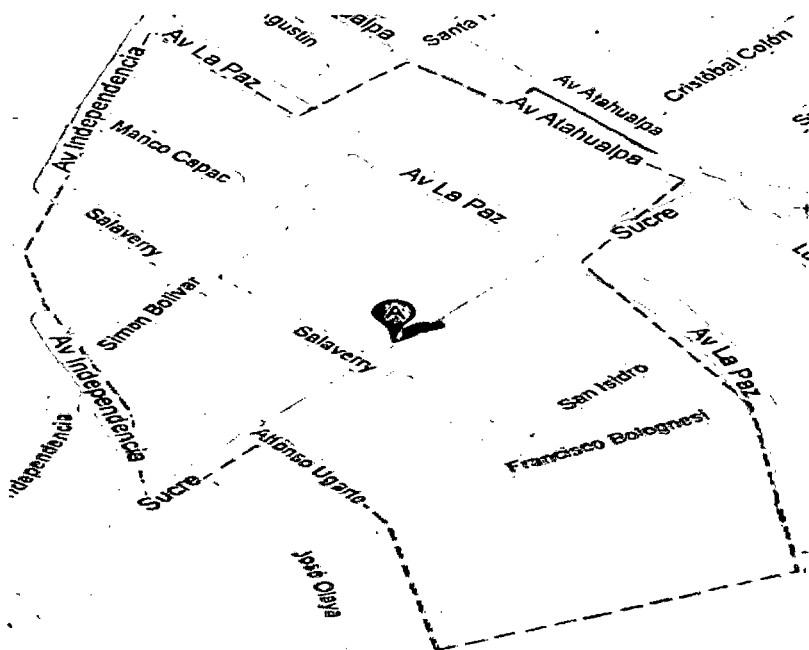
Fotografía 12. Barrio San Pedro



Fotografía 15. Barrio San Sebastián



Fotografía 16. Barrio La Florida



ANEXO 03.**Fotografías de la recolección de heces.****Fotografía 17.** Identificación del galpón de aves de riña.**Fotografía 18.** Gallos y gallinas en una crianza mixta, en casilleros y sueltos.



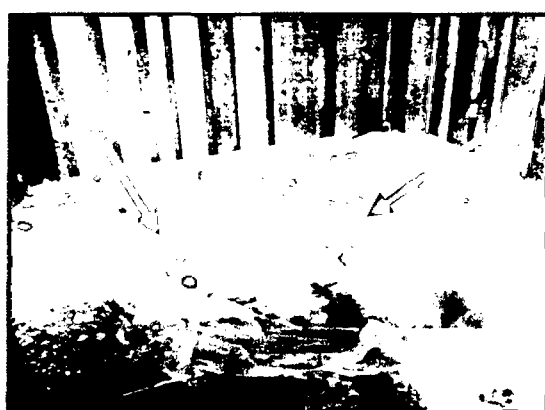
Fotografía 19. Limpieza de casillero previa a la colocación de la bolsa de polietileno.



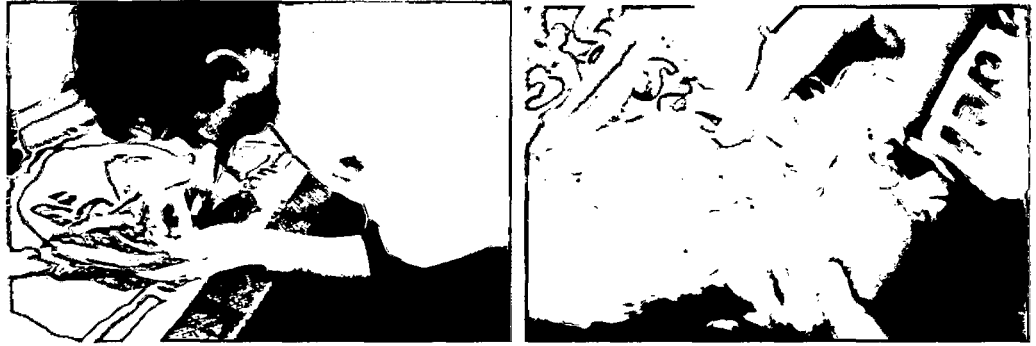
Fotografía 20. Colocación de bolsa de polietileno asegurada con chinchas.



Fotografía 21. Introducción del ave de riña después de colocar la bolsa de polietileno.



Fotografía 22. Recolección de heces.



Fotografía 23. Identificación y recolección de ectoparásitos.



Fotografía 24. Identificación y recolección de ectoparásitos.



Fotografía 25. Recolección de ectoparásitos.

ANEXO 04.**TRABAJO DE LABORATORIO****Preparación de la solución saturada de azúcar:**

Se disuelve la materia fecal en soluciones de alta densidad, las que provocan la flotación de los huevos, quistes y ooquistes. La técnica que se describe a continuación es la adecuada para la búsqueda de huevos de nemátodos, cestodos y ooquistes de coccidios.

Se pesa 1230 g de azúcar y se disuelve en 1000 ml de agua del caño, se homogeniza con una bagueta hasta que se disuelva toda el azúcar, someténdola a una temperatura sin dejar que esta solución hierva; una vez terminado este procedimiento se procedió a tomar la densidad con el densímetro, la solución tuvo una densidad de 1.20.

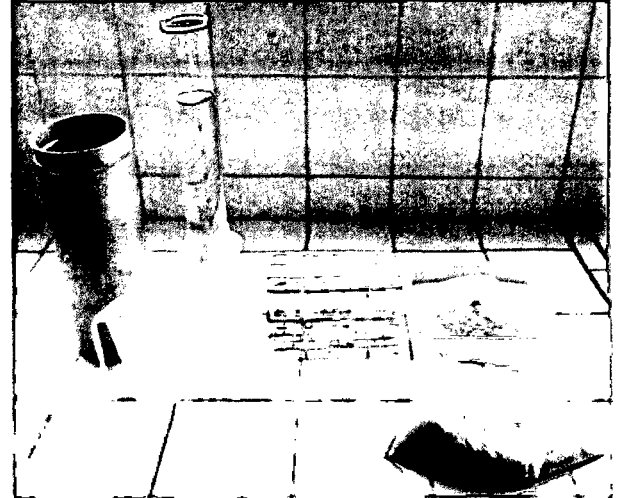
Procedimiento del método de flotación con solución saturada de azúcar

En este método se utilizó solución saturada de azúcar. Se realizó cada una de las etapas que comprende dicho procedimiento.

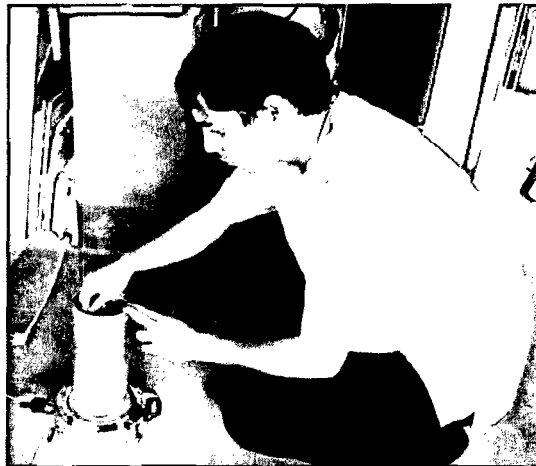
Procedimiento:

- Se pesó 2 g de heces, se agregó 15 ml de agua y luego se homogenizó.
- Filtrar con un colador metálico, verter el contenido a los tubos de ensayo y colocarlos luego a la centrifuga a 1 500 rpm por un tiempo de 3 minutos.
- Retirar los tubos y colocarlos en una gradilla.
- Tomar una pequeña muestra con la bagueta de la superficie del tubo de ensayo y colocarlo en una lámina porta objetos, colocar la lámina cubre-objeto.
- Observación y diferenciación de los huevos de helmintos al microscopio óptico, teniendo en cuenta la forma.

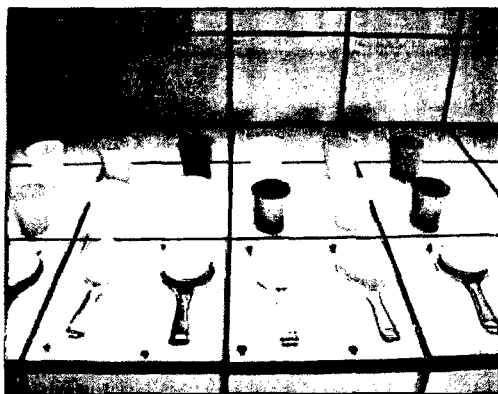
Preparación de la solución saturada de azúcar:



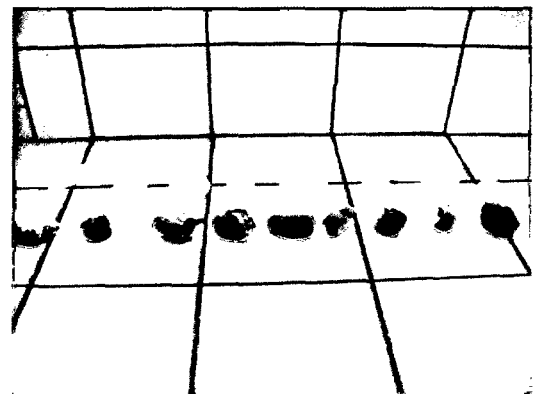
Fotografías 26 y 27. Materiales Biológicos y Materiales de Laboratorio.



Fotografía 28. Preparación de la solución saturada de azúcar



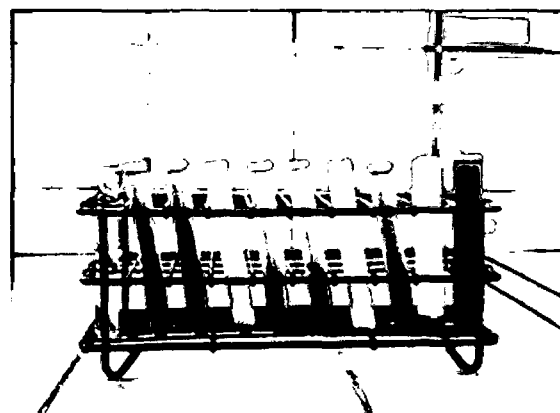
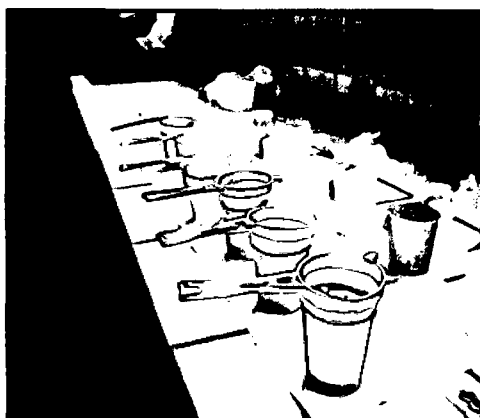
Fotografía 29. Material para el



Fotografía 30. Muestras identificadas.

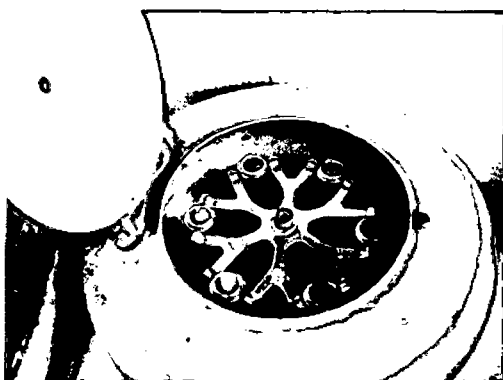


Fotografías 31 y 32. Se agregó 15 ml. de solución saturada de azúcar a cada vaso

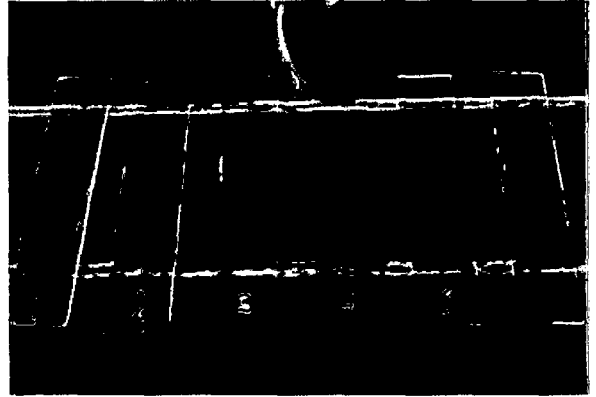


Fotografía 33. Filtración

Fotografía 34. Tubos con las muestras una vez filtradas.



Fotografías 35 y 36. Distribución de las muestras en la centrifuga y retiro de las mismas después de tres minutos.



Fotografía 37 y 38. Toma de la muestra para su observación e identificación respectiva de cada una de las láminas.

Medición de los Ooquistes de *Eimerias* spp.

Fotografía 39



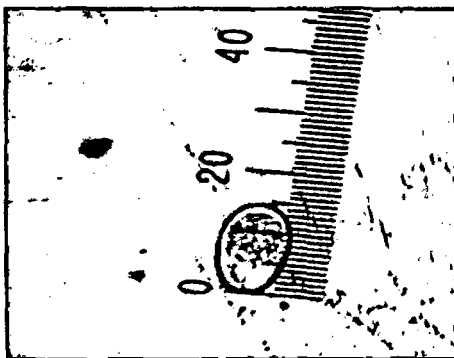
Largo. $10 \times 1.64 = 16.4 \mu$

Fotografía 40



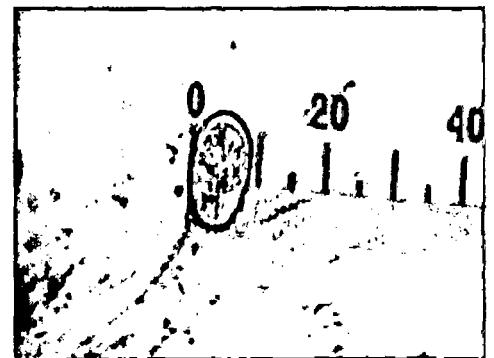
Ancho. $10 \times 1.64 = 16.4 \mu$

Fotografía 41



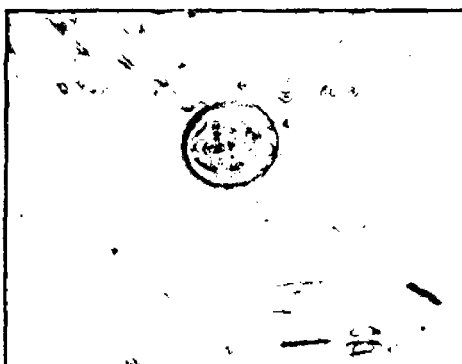
Largo. $15 \times 1.64 = 24.6 \mu$

Fotografía 42



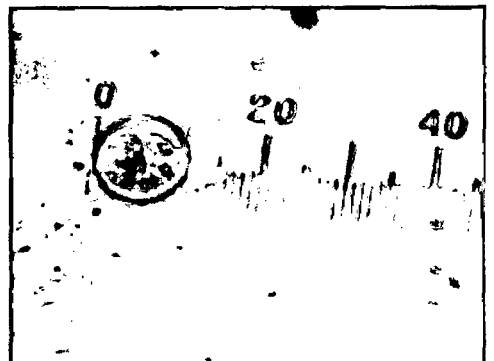
Ancho. $9 \times 1.64 = 14.76 \mu$

Fotografía 43



Largo. $15 \times 1.64 = 24.6 \mu$

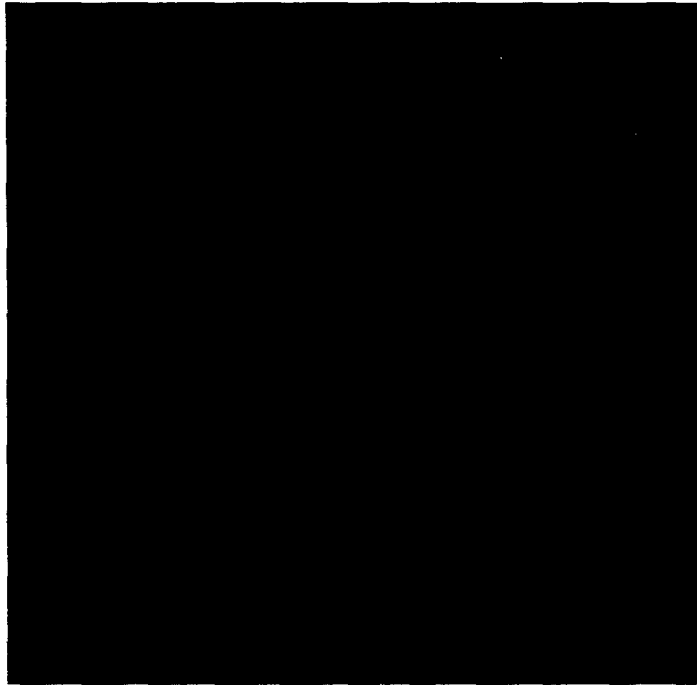
Fotografía 44



Ancho. $11 \times 1.64 = 18.04 \mu$

Huevos de helmintos: Observación al microscopio

Capillaria spp.



Fotografía 45

Ascaridia spp.



Fotografía 46

ANEXO 05.

- ✓ **Anexo 5.1.** Prueba de "Z" para comparar con la prevalencia esperada según la obtención de la muestra.

$$H_0: P = 0.45$$

$$H_a: P \neq 0.45$$

A un nivel de significancia de 0.05

$$Z_{prueba} = \frac{[P_1 - P]}{\sqrt{\frac{pq}{n}}} = \frac{0.62 - 0.45}{\sqrt{\frac{0.45 - 0.55}{500}}} = 7.64$$

Valor de tabla: 1.96

- ✓ **Anexo 5.2.** Intervalo de confianza de proporciones y prueba de "Z" de dos proporciones, al 0,95

$$P \in P_0 \pm Z \sqrt{pq/n}$$

$$0.60 \pm 1.96 \sqrt{0.57 * 0.43 / 386}$$

$$0.60 \pm 0.05$$

$$0.791 \pm 1.96 \sqrt{0.79 * 0.21 / 114}$$

$$0.60 \pm 0.07$$

$$H_0: p_1 = p_2$$

$$H_a: p_1 \neq p_2$$

$$Z_{prueba} = \frac{\frac{x_1}{n_1} - \frac{x_2}{n_2}}{\sqrt{p(1-p)\left(\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}\right)}} = \frac{-0.22}{0.05} = 4.25$$

$$\text{donde } P = \frac{X_1 + X_2}{n_1 + n_2} = 0.62$$

- ✓ **Anexo 5.3.** Intervalo de confianza de proporciones y prueba de "X²"
al 0.95

$$P \in P_0 \pm Z \sqrt{pq/n}$$

$$0.82 \pm 1.96 \sqrt{0.82 * 0.18 / 184}$$

$$0.80 \pm 0.05$$

$$0.13 \pm 1.96 \sqrt{0.13 * 0.87 / 184}$$

$$0.60 \pm 0.05$$

$$0.10 \pm 1.96 \sqrt{0.10 * 0.90 / 184}$$

$$0.10 \pm 0.04$$

$$H_0: p_1 = p_2 = p_3$$

$$H_a: \text{alguna } p \neq 1/3$$

$$X^2 = \frac{(150 - 61.33)^2}{61.33} + \frac{(24 - 61.33)^2}{61.33} + \frac{(10 - 61.33)^2}{61.33} = 193.88$$

Valor de tabla: 5.99

- ✓ **Anexo 5.4.** Intervalo de confianza de proporciones y prueba de "X²" al
0.95

$$P \in P_0 \pm Z \sqrt{pq/n}$$

$$0.59 \pm 1.96 \sqrt{0.59 * 0.41 / 310}$$

$$0.59 \pm 0.05$$

$$0.32 \pm 1.96 \sqrt{0.32 * 0.68 / 310}$$

$$0.32 \pm 0.05$$

$$0.28 \pm 1.96 \sqrt{0.28 * 0.72 / 310}$$

$$0.28 \pm 0.05$$

$$H_0: p_1 = p_2 = p_3$$

$$H_a: \text{alguna } p \neq 1/3$$

$$X^2 = \frac{(59 - 103.33)^2}{103.33} + \frac{(32 - 103.33)^2}{103.33} + \frac{(28 - 103.33)^2}{103.33} = 123$$

Valor de tabla: 5.99

ANEXO 06.

PORCENTAJES DE PRESENTACIÓN DE PARASITOSIS EN AVES

Autor	Ramagoza Vila, J.A.	Arévalo, W. Amaya, L.	Pérez Rodríguez, M.M.	Salazar Rodríguez, J.C.
Año	1963	1992	1995	2013
Localidad	México	Chiclayo-Perú	Cajamarca-Perú	Cajamarca-Perú
Método de Diagnóstico	-----	Evisceración	Coproscópico	Coproscópico
Especie	-----	Aves de Riña	Aves de Riña	Aves de Riña
Parásitos:				
<i>Amidostomun spp.</i>	---	---	0.37	---
<i>Ascaridia spp.</i>	26.70	31.66	11.88	13±5
<i>Capillaria spp.</i>	15.70	---	12.25	05±4
<i>Eimeria spp.</i>	---	---	19.01	82±5
<i>Heterakis spp.</i>	06.70	31.66	01.83	---
<i>Hymenolepis spp.</i>	---	---	0.55	---
<i>Raillietina spp.</i>	---	60.0	01.83	---
<i>Trichostrongylus spp.</i>	---	---	01.65	---
Subulura	---	15.0	---	---
Tenias	49.70	---	03.83	---