

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**PREVALENCIA DE TREMÁTODOS EN CABALLOS
(*Equus Caballus*) EN EL DISTRITO DE CAJAMARCA
2014**

T E S I S

Para optar el Título Profesional de:

MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller

BLANCA ANA RÁZURI MUNAYCO

Asesor

M.V. Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES

CAJAMARCA – PERÚ

2015

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



PREVALENCIA DE TREMÁTODOS EN CABALLOS
(*Equus caballus*) EN EL DISTRITO DE CAJAMARCA
2014

TESIS

Para optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller
BLANCA ANA RÁZURI MUNAYCO

Asesor
M.V. Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES

Cajamarca – Perú
2015



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 once horas de la mañana del día siete de abril del dos mil quince, 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 TREMATODOS EN CABALLOS (*Equus caballus*) EN EL DISTRITO DE CAJAMARCA 2014**”, presentada por la Bachiller en Medicina Veterinaria: **Blanca Ana Rázuri Munayco**.

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 **DIECISÉIS (16)**.

Siendo las **doce horas con ocho minutos del mismo día**, el Presidente del Jurado Calificador dió por concluido el proceso de sustentación.

M.V. M.Sc. **MARÍA MANUELA CABRERA NÚÑEZ**
PRESIDENTE

M.V. M.C.s. **RAÚL ALBERTO BARRANTES HEREDIA**
SECRETARIO

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

DEDICATORIA

A mi fiel compañero y guía Dios, por estar presente en todo el camino que decidí recorrer.

A mi adorada abuela Juana, que es la bendición más hermosa que Dios pudo otorgarme, por tu apoyo incondicional, por caminar conmigo durante todo este sueño, hoy ya realizado. Gracias por seguir confiando en mí.

A mis padres, Manuel Rázuri Calúa y Nelly Munayco Montero por su inmenso amor y apoyo incondicional, por siempre tener una palabra de aliento para no rendirme, por comprender mi carácter y quererme, hoy puedo decirles, ya está hecho, esto es para ustedes, Gracias.

A mis queridas hermanas Susy y Elvira, quienes siempre serán pieza fundamental en mi vida, gracias por su apoyo, por ser como son, por tratar de corregir mis innumerables errores y sobre todo por ser mis mejores amigas y confidentes.

A mis bebés hermosos, mis sobrinos Luhana de Fátima y Vicentito, por despertar el sentimiento más hermoso que se puede imaginar, simplemente GRACIAS por existir.

A mis queridos amigos, en especial a Cristian, por dedicar unos minutos de su valioso tiempo en la realización de mi tesis. Gracias por soportar la tortura.

B.A.R.M.

La autora

AGRADECIMIENTO

Primeramente. A DIOS, por haber creado todo cuanto existe en el mundo, por brindarnos un día más de vida y por colmar de bendiciones a mi familia, amigos y allegados.

A la Universidad Nacional de Cajamarca y a la Facultad de Ciencias Veterinarias, por haberme brindado la anhelada formación profesional que yo esperaba.

Al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de La Universidad Nacional de Cajamarca, por haberme dado la oportunidad para la ejecución del presente trabajo de investigación.

Le doy las gracias al Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares, por asesorarme cada vez que lo necesité, por su paciencia infinita, por sus ganas de enseñarme, por escucharme, por buscar soluciones y por confiar en mí.

A los docentes de mi querida Facultad, en especial a mi querido M.V. Fernando Franco Cisneros por siempre darme una palabra, por corregirme, gracias a sus enseñanzas y orientaciones, hasta el logro de mis estudios profesionales.

B.A.R.M.

La autora

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo durante los meses de octubre y noviembre del 2014, tuvo como objetivo determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos en Caballos Criollos del Distrito de Cajamarca, para lo cual se trabajó con 237 muestras de heces de caballos mayores de un año de edad, las muestras fueron analizadas mediante el método de Sedimentación Natural Modificada por el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, cuyas prevalencias encontradas fueron: El 3.79 % *F. hepatica*, 0.0 % a Paramphistomidos. Por lo que se concluye que la prevalencia para *F. hepática* y Paramphistomidos es baja en caballos.

Palabras clave: *Fasciola hepatica*, paramphistomidos, prevalencia, caballos.

ABSTRACT

This research was conducted during the months of October and November 2014, aimed to determine the prevalence of *Fasciola hepatica* and Paramphistomids in horses from District of Cajamarca. To which worked with 237 stool samples from horses over one year of age, the samples were analyzed by the method of Natural Sedimentation Amended by the Laboratory of Veterinary Parasitology, Faculty of Veterinary Science, National University Cajamarca, whose prevalences found were: 3.79 % *F. hepatica*, 0.0 % to Paramphistomids. So it is concluded that the prevalence for Paramphistomids *F. hepatica* and is low in horses.

Keywords: *Fasciola hepatica*, paramphistomids, prevalence, horses.

ÍNDICE

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

RESUMEN

ABSTRACT

CAPÍTULO I

1.1. INTRODUCCIÓN	1
1.2. OBJETIVOS DEL TRABAJO	3

CAPÍTULO II

2.1. ANTECEDENTES	4
2.2. BASES TEÓRICAS	5

CAPÍTULO III

3.1. LOCALIZACIÓN	24
3.2. MATERIALES	25
3.3. METODOLOGÍA	26
3.4. ANÁLISIS DE LABORATORIO	28

CAPÍTULO IV

• RESULTADOS	29
--------------------	----

CAPÍTULO V

• DISCUSIÓN	31
-------------------	----

CAPÍTULO VI

• CONCLUSIONES	32
----------------------	----

CAPÍTULO VII

• BIBLIOGRAFÍA	33
• ANEXO	38

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La trematodosis causada por *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos, es una enfermedad que afecta tanto al ganado vacuno, ovino y equinos. Actualmente en la región de Cajamarca la presencia de fasciolosis y Paramphistomidosis, son consideradas enfermedades endémicas, debido a las condiciones climatológicas y medioambientales favorables para el desarrollo de los hospedadores intermediarios tanto de *F. hepatica* como de *Paramphistomidos* (MINAG, 2004).

Actualmente en Cajamarca, la existencia de *Fasciola hepatica* registra una prevalencia promedio de 75% en ganado vacuno (SENASA, 2007) y 43.62% en caballos (Caicedo, 2000).

La Paramphistomidosis es una enfermedad de distribución mundial, reportada con mayor frecuencia en las regiones tropicales y subtropicales (Rangel y col., 2003). Siendo las especies de los géneros *Paramphistomum*, *Calicophoron* y *Cotylophoron* las principales causantes de la enfermedad en bovinos. Conociéndose además, la existencia de *Calicophoron microbothrioides* en el valle de Cajamarca (Ortiz y col., 2010). En Cajamarca no se cuenta con investigaciones acerca de la presencia o ausencia de este parásito en caballos.

La importancia de estudiar la prevalencia, tanto de *F. hepatica*, paramphistomidos e infección mixta en el distrito de Cajamarca, es que ambos parásitos son considerados altamente patógenos para los animales y el hombre. A la vez otra importancia de estos trematodos radica en el control mediante el uso de fármacos fasciolícidias (Boray, 1983).

Actualmente, no se ha tomado en cuenta la presencia de estas parasitosis para ser consideradas en el calendario sanitario adecuado para enfrentar estas trematodosis en caballos, ya que no se ha considerado el daño que estos parásitos pueden realizar.

1.1. OBJETIVOS DEL TRABAJO

1.1.1. OBJETIVO GENERAL

Conocer la prevalencia de los Trematodos (*Fasciola hepatica* y Paramphistomidos) en caballos en el distrito de Cajamarca mediante el Examen Coproparasitológico.

1.1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- a. Determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica* en caballos de las unidades epidemiológicas del distrito de Cajamarca, mediante el Método de Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel.
- b. Determinar la prevalencia de Paramphistomidos en caballos de las unidades epidemiológicas del distrito de Cajamarca, mediante el Método de Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 ANTECEDENTES

En un estudio para cuantificar la magnitud de la infección por *Fasciola hepatica* en equinos, de la provincia de Talca (VII Región de Chile). Siguiendo un diseño muestral se estudiaron 685 caballos. Para el diagnóstico de fascioliasis en equinos, se efectuó un examen coproparasitológico de sedimentación por animal, encontrándose prevalencia de 16,4% de los caballos. En estas especie no se encontraron diferencias de infección según sexo ($p > 0,05$), pero sí al considerar el factor edad ($p > 0,05$). Las prevalencias más alta de infección se obtuvieron en las comunas de Pelarco, Río Claro, San Clemente y Maule. Se reportó, que la carga parasitaria en 100 caballos infectados con *F. hepatica*, en el matadero Municipal de San Bernardo, Región Metropolitana-Chile (septiembre 1980 y febrero 1981), el 83% de caballos infectados tenían menos de 40 vermes, la intensidad promedio de las infecciones fue solo 21 parásitos, debe considerarse baja (Nanse y col., 1974).

Posteriormente en nuestro país, en el departamento de Cajamarca; al realizar la recolección de muestrás heces de caballos; se determinó diversos grados de incidencia de fascilosis equina que van desde 9.09% (Minchan, 1989); 42.86% (Mayo, 1989) hasta un 61.64% (Plasencia, 1989).

A su vez, en una investigación realizada por un grupo de Médicos Veterinarios de la Facultad de Ciencias Veterinarias, reporta 13.37 % en Fasciolosis en equinos beneficiados en el Camal Industrial S.A. de Cajamarca (Burga y col., 1996).

En un estudio realizado en el Camal de Caballos en Trujillo, se reportó que 94 caballos procedentes de Cajamarca fueron sacrificados; 41 fueron positivos a *Fasciola hepatica* mediante examen coproscópico, representando un 43.62% y los mismos animales sometidos al examen post mortem (necropsia) dieron 72 casos positivos, lo que representa un 76.60% (Caicedo, 2000).

Con respecto a la *Paramphistomidosis* tienen una distribución mundial, con mayor frecuencia en ganado vacuno. Con respecto a su presencia en ganado equino, tenemos algunos reportes de la presencia de un *Paramphistomido* en África. Se realizó un muestreo de 46 caballos, de los cuales se halló que 6 de los 40 caballos examinados (15,0%) resultaron positivos a *Gastrodiscus aegyptiacus* (Hasslinger y Seify, 1996).

2.2. BASES TEÓRICAS

2.1.1. FASCIOLASIS

También llamada distomatosis hepática; es una de las parasitosis más difundidas e importantes a nivel mundial en el ganado de pastoreo. Aunque el término incluye todas las infecciones causadas por especies del género *Fasciola*, la más importantes son *Fasciola hepatica* localizada en zonas templadas y frías, de elevada altitud en trópicos y subtrópicos. (Urquhart y col., 2001).

a. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

La clasificación de *Fasciola hepatica* es la siguiente:
(Espino y col., 2000)

Phylum	: Platyhelminthes
Subphylum	: Cercomeridea
Clase	: Trematoda
Sub clase	: Digenea
Orden	: Fascioliformes
Familia	: Fasciolidae
Subfamilia	: Fasciolidae
Género y especie	: <i>Fasciola hepatica</i>

b. MORFOLOGÍA Y FISIOLÓGÍA

La fasciola juvenil tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm cuando penetra en el hígado (Urquhart y col., 2001). El parásito adulto es hermafrodita, mide de 18 a 50 mm por 4 a 14 mm, el cuerpo es aplanado dorso ventralmente de forma foliácea, ancha anteriormente formando un cono posterior. Su cuerpo está cubierto por pequeñas espinas. Posee una ventosa oral en el extremo superior, otra ventral, a la altura de lo que se podría llamar hombros. El tubo digestivo se bifurca a poca distancia de la ventosa oral, formando ramas primarias y secundarias que se extienden hasta la parte posterior del cuerpo, abriéndose debajo de la ventosa ventral el poro genital (Quiroz, 2000; Urquhart y col., 2001).

La *Fasciola hepatica* es un verme aplanado con forma de hoja; posee un cono cefálico, dos ventosas de sujeción y una cubierta cuticular espinosa, pudiendo alcanzar un

tamaño de 3,5 cm de largo por 1,0 de ancho. Afecta diversas especies de animales domésticos, como los bovinos, ovinos, caprinos, porcinos y equinos. Además, parasita al hombre y especies silvestres como los conejos, canguros, elefantes, ciervos. Normalmente el parásito adulto se ubica en los canalículos biliares de los hospederos frecuentes, pero en otros casos puede ubicarse en pulmón o bajo la piel, entre otras ubicaciones. Este parásito se encuentra en gran parte del mundo, donde existen condiciones de humedad y temperatura adecuadas para su desarrollo (Urquhart y col., 2001).

Además de localizarse en los conductos biliares también puede estar en vesícula biliar; y en forma errática en pulmones, ganglios linfáticos, debajo de la piel y el útero (Cordero y Rojo, 1999; Kassai, 2002; Quiroz, 1986; Soulsby, 1987; Urquhart y col., 2001). Los huevos son ovalados, operculados, amarillos y grandes; miden de 130 a 150 por 63 a 90 μ m; su cáscara es relativamente delgada (Urquhart y col., 2001). Son de color amarillo claro, lleno de gránulos finos y su núcleo descentralizado (Ueno y Gonçalves, 1998).

Fasciola hepatica

Es un trematodo digenético y hermafrodita que se localiza en los conductos biliares de mamíferos herbívoros y del hombre. Este parásito es de distribución mundial encontrándose mayormente en zonas dedicadas a la crianza mixta, donde las condiciones para el desarrollo del hospedero intermediario, un caracol de la familia *Lymnaeidae*, es propicia (Espino y col., 2000).

c. CICLO BIOLÓGICO

Los parásitos adultos se ubican en los canalículos biliares de los hospederos definitivos donde producen huevos por autofecundación, los que son liberados por la bilis y salen al medio ambiente en las heces del animal. Estos huevos son operculados y en su interior desarrollan otro estadio evolutivo, el miracidio, esto ocurre en un lapso de 9 a 14 días y requiere para ello temperatura de 22 a 26 °C y una humedad ambiental alta. Cuando la condición ambiental, en particular la temperatura, no es la óptima la evolución es retardada llegando incluso a ser inhibida completamente a una temperatura inferior a 10 °C por lo anterior el ciclo queda interrumpido, en el periodo de otoño - invierno donde no se producen nuevas infecciones. Después de su eclosión el miracidio busca al hospedero intermediario, un caracol anfibio. Este también necesita alta humedad y temperatura, sobre los 10° C para completar su desarrollo (Alcaíno y Apt, 1989).

El miracidio una vez eclosionado busca al caracol y penetra en él a través de la piel, generando en su interior un esporoquiste que produce parte no genéticamente 5 a 8 redias, las que en condiciones desfavorables originaran redias hijas y nietas. Si estas encuentran condiciones ambientales apropiadas, originaran cercarías que abandonan el caracol y nadan hasta enquistarse en un vegetal originando las metacercarias (Urquhart y col, 2001). Este último estado es el infectante, el cual resiste un año con buena humedad y baja temperatura (Alcalino y Apt, 1989).

Por lo tanto el hospedero definitivo se infecta al consumir vegetales contaminados con metacercarias, las que al desenquistarse en el tubo digestivo dejan en libertad fasciolas juveniles. Estas al penetrar la pared intestinal, caen en la cavidad peritoneal y a través de ella migran al hígado. Luego de 3 ó 4 días éstos estadios juveniles atraviesan la cápsula de Glisson y migran durante 6 semanas por el parénquima hasta alcanzar finalmente los canalículos biliares donde culmina su desarrollo en aprox. 4 semanas. Durante este tiempo las fasciolas alcanzan su madurez sexual y comienzan a producir huevos (Dunn, 1983; Alcaíno y Apt., 1989; Urquhart y col., 2001).

d. PATOGENIA Y SÍNTOMAS

La invasión del hígado causa una hepatitis traumática con puntos de hemorragia que causan anemia en las infecciones masivas o repetidas. A medida que los parásitos crecen, las hemorragias se hacen más grandes; la pared de los túneles muestra hepatocitos destruidos, sangre y células inflamatorias. Posteriormente las áreas afectadas se fibrosan (Manga, 1999).

La fasciolosis puede presentar tres formas clínicas: Aguda, sub aguda y crónica. En los bovinos el síndrome clínico es la forma crónica y presenta frecuentemente pérdida de peso, anorexia y palidez de las mucosas; se muestran poco vivaces e incluso letárgicos, muestran una intensa diarrea acompañada de pérdida de peso y anemia. El edema sub mandibular y la ascitis no son características constantes; y en ningún momento se palpa el hígado ni existe dolor a la

palpación o percusión de la región hepática (Cordero y col., 1999).

e. EPIDEMIOLOGÍA

La presencia de *Fasciola hepatica* depende de los factores que controlan la existencia de los moluscos hospedadores intermedios, es decir, la existencia de hábitat adecuados para los limneas y condiciones ambientales idóneas, fundamentalmente de la humedad y la temperatura adecuada, siendo necesarias para la reproducción de los caracoles y para el desarrollo de los miracidios y la formación de cercarías en los moluscos. Un factor importante a considerar en la epidemiología de la fasciolosis, tiene relación con las principales condiciones en la producción de metacercarias (Urquhart y col., 2001).

Temperatura

Una temperatura ambiental media igual o superior a 10° C es necesaria tanto para la reproducción de caracoles como para el desarrollo de *Fasciola hepatica*. Ambos procesos se detienen a temperaturas iguales o menores de 5° C, esta también es la temperatura mínima para el desarrollo y eclosión de los huevos de *Fasciola hepatica* (Urquhart y col., 2001).

Humedad: Las condiciones óptimas de humedad, se producen cuando las precipitaciones superan a la transpiración y alcanzan niveles de saturación. Esta condición es también esencial para que los miracidios encuentren a los caracoles y para la dispersión de las cercarías liberadas de estos, por lo tanto; es en primavera y

verano cuando encontramos las condiciones ambientales que permiten su eclosión más rápida (Urquhart y col., 2001).

f. DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de *F. hepatica* está basado en el empleo de métodos coproparasitológicos para el hallazgo de huevos operculados característicos de parásito y una determinación cuantitativa de la infección, especialmente en los casos crónicos y sub agudos. Los métodos de sedimentación son los más usados, para el diagnóstico coproparasitológico, ya sea de manera cualitativa y cuantitativa, esto último se consigue con el peso de las heces y el factor de dilución usado. Los resultados encontrados no reflejan el 100% del total de animales infectados, teniendo un adicional porcentaje significativo de falsos negativos (Quiroz, 2000).

El examen coprológico demora alrededor de 20 minutos por muestra, lo que es mayor al tiempo empleado por muestra con técnicas serológicas (Gorman y col., 1990).

g. CONTROL

La fasciolosis por su amplia distribución entre los rumiantes domésticos y muchas especies silvestres no es fácilmente erradicable, pero si puede controlarse, combinando los tratamientos antihelmínticos con medidas higiénicas y el control del pastoreo. La profilaxis de la fasciolosis debería comprender la aplicación correcta e integral de las medidas siguientes: eliminación de los parásitos hospedadores definitivos infectados; disminución de las posibilidades de

infección y reducción del número de moluscos hospedadores intermediarios. La forma más importante de profilaxis en todo el mundo es la aplicación estratégica de fasciolicidas que eliminan los parásitos de los animales infectados y que también contribuye a la reducción de la contaminación de los pastos (Cordero y col., 1999).

2.1.2. PARANFISTOMIDOS

Los Paramphistomidos (Trematodo, Digenea). Son organismos endoparásitos con ciclo de vida indirecta, en el que interviene un hospedador intermediario (molusco) y uno definitivo, generalmente un mamífero. Las formas adultas de los Paramphistomidos se localizan en el rumen e intestino delgado de los rumiantes, ocasionalmente se registran formas erráticas en el hígado (Benavides y Romero, 2001). Y en colon de equinos (Sonsino, 1995), en intestino delgado en cerdos, jabalí (Leuckart, 1987), encontrado en Soulsby (1987).

La enfermedad se caracteriza por gastroenteritis parasitaria aguda y pérdida de la producción asociada con alta mortalidad y morbilidad particularmente en animales jóvenes. La paramphistomosis es de distribución cosmopolita, existiendo áreas endémicas en todos los continentes, donde las infecciones intensas pueden provocar en todo tipo de rumiantes domésticos y salvajes y gastroenteritis aguda acompañada de alta morbilidad y alguna mortalidad (Soulsby, 1987).

a. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Su clasificación taxonómica es la siguiente: (Cordero y Rojo, 1999).

Reyno : Animalia

Phylum : Platyhelminthes

Clase : Trematoda

Subclase: Digenea

Orden : Echinostomidae

Sub orden: Anepitheliocystida

Familia : Paramphistomidae

Género :

- *Gastrodiscus (aegyptiacus y secundus)* (Leuckart, 1987): Intestino delgado de cerdos, equinos y jabalí.
- *Pseudodiscus* (Sonsino, 1995): Colon equino.

Fuente: Soulsby, 1987.

b. MORFOLOGÍA Y FISIOLÓGÍA

Huevos: Los huevos miden de 140 a 150 u (micras) por 65 a 85 u (en promedio de 142.6 u de largo por 67 u de ancho), tienen forma ovalada (el polo operculado es más fino que el polo opuesto). A diferencia de los huevos de *F. hepatica*, los Paramphistomidos son más claros y tienen el cigoto localizado en la parte medial posterior (el cigoto de huevo de *Fasciola hepatica* está localizado en posición medial anterior). La cubierta es delgada e incolora y las células embrionarias se encuentran completamente

delimitadas. En el polo posterior se observa una protuberancia.

Miracidio: Es la forma infectiva para el hospedador intermediario. Es ancho en su parte anterior con una papila móvil y una glándula apical, que permiten la penetración en el caracol (hospedero intermediario). Su tegumento se halla recubierto de cilios que permiten su desplazamiento en el agua (Cordero y col., 1999).

Esporocisto: Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del molusco, es de forma sacciforme de 93 por 53 u, al cabo de 11 días los esporocistos ya están maduros y contienen cada uno de ellos un máximo de 8 redias (Cordero y col., 1999).

Redia: Miden de 1.2 por 0.15 mm de tamaño, los cuales después de 20 días post infección, se liberan y producen las redias hijas, y alrededor de los 39 días, a nivel de las glándulas del intestino medio producen redias nietas (Cordero y col., 1999).

Cercaria: Las cercarias maduras son de color marrón oscuro y poseen 2 manchas oculares. Miden de 350 x 280 u (cercarias pigmentadas), que poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50 u.

Las cercarias abandonan los caracoles en los momentos de gran claridad, en condiciones óptimas durante las horas de mayor intensidad solar nadan cerca de la superficie del agua de un lado para otro y se fija a las plantas (Cordero y col., 1999).

Metacercaria: Forma quística infectiva, que son ingeridas por los animales que pastan. Los quistes, miden 250 μ y están rodeados de unas membranas resistentes, una externa de estructura fibrosa y otra interna (Cordero y col., 1999).

Paranfistomidos adultos: El color de los ejemplares adultos vivos es rojo claro o rosado (Barriga, 2002), de cuerpo piriforme, ligeramente cóncavo ventralmente y convexo dorsalmente (Soulsby, 1987). Así también, el cuerpo está recubierto por un tegumento con papilas distribuidas por todas las regiones. Los vermes miden alrededor de 5 a 13 por 2 a 5 mm de diámetro (Dirksen y Dierter, 2005). Menciona rangos de 5 a 10 mm de largo y 2 a 4 mm de ancho. Poseen una ventosa ventral terminal más grande y más potente que la oral (Cordero y Rojo, 1999). La ventosa oral se encuentra en el polo anterior más delgado (Barriga, 2002).

La abertura genital o poro genital se encuentra al final del primer tercio del cuerpo (Soulsby, 1987). Los testículos son ligeramente lobulados, localizados en la mitad posterior del cuerpo y anteriores al ovarios (Olsen, 1977).

c. CICLO BIOLÓGICO

Cuando los huevos son eliminados, mezclados con las excretas del hospedador definitivo, se encuentran en los primeros estadios de la segmentación. El tiempo de desarrollo varía según la temperatura, aprox. de 12 a 21 días. Cuando los miracidios abandonan el huevo, nadan en el agua y penetran en un molusco a través del neumostoma

posterior de la cavidad del manto; también pueden penetrar por las partes expuestas del caracol. Al respecto, los caracoles jóvenes son más receptivos que los mayores, porque la cavidad del manto está completamente llena de agua y la abertura pulmonar está siempre abierta. Posteriormente, los miracidios pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 12 horas, se forma un esporocisto alargado de 93 por 53 μ (Borchert, 1964).

El desarrollo en el caracol en condiciones favorables (26 – 30° C) puede completarse en cuatro semanas, existe un gran desarrollo de los esporocisto al cabo de 11 días, encontrándose ya maduros y conteniendo cada uno de ellos un máximo de 8 redias, éstas se liberan y experimentan un notable crecimiento y al cabo de unos 21 días post infestación, miden entre 0.5 y 1 mm de longitud, y contienen entre 15 y 30 cercarias. Son eliminadas de las redias, aún son inmaduras y necesitan un tiempo de maduración en los tejidos de molusco antes de ser eliminadas. Este período a 27° C es de 13 días (Soulsby, 1987).

Las cercarias están activas por algunas horas, y luego se enquistan en la vegetación u otros objetos que se encuentran en el agua. Al cabo de 10 minutos, el enquistamiento se ha completado y las nuevas metacercarias se oscurecen hasta ser casi negras. La viabilidad de esta fase se mantiene por un periodo de tres meses (Borchert, 1964).

Después de la ingestión de las metacercarias enquistadas con la hierba, todo el desarrollo en el hospedero definitivo

tiene lugar en el tracto digestivo. Después de desenquistarse en el duodeno, las fases juveniles se fijan y alimentan en dicha localización durante aproximadamente seis semanas antes de desplazarse hacia los pre estómagos donde alcanzan la madurez. El periodo de prepatencia oscila entre 7 y 10 semanas (Soulsby, 1987).

d. **PATOGENIA**

La enfermedad clínica aparece solo cuando hay enormes cantidades de parásitos inmaduros y las que emigran producen enteritis aguda. Los trematodos inmaduros se incrustan en la mucosa del duodeno – yeyuno y nódulos linfáticos del mesenterio (Soulsby, 1987).

Aparece infiltración edematosa en la pared intestinal, existiendo también enteritis hemorrágica y destrucción de las células glandulares y nerviosas. Hay necrosis tisular debido a la destrucción celular y a la reabsorción de sustancias tóxicas. La acción mecánica llega a la submucosa destruyendo las glándulas digestivas del intestino delgado y del abomaso ocasionando un síndrome de mala digestión y mala absorción. Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica con impregnación de tejidos linfoides y la formación de anticuerpos. La gravedad que ocasiona la acción exfoliativa está en la relación directa a la cantidad de parásitos pues su alimentación está basada en líquidos y células del lugar donde se albergan. Además producen daño traumático, tanto los trematodos adultos e inmaduros, por la fijación de su ventosa ventral succionando parte de la mucosa y perturbando la irrigación sanguínea, con pérdida

de sangre, lo que puede explicar la anemia de estas parasitosis. Los animales infestados pueden desmejorar rápidamente. Suele aparecer edema debajo del maxilar inferior (quijada de botella) y presentarse diarrea negra y de olor fétido (Lapage, 1984).

Debido a que la enfermedad aguda es provocada por la forma inmadura, usualmente no se encuentran huevos en las heces. En la necropsia, las fases juveniles aparecen apiñada, de color rosa pardo y unidas a la mucosa duodenal, ocasionalmente también se encuentran en el yeyuno, abomaso y en el rumen las formas maduras se encuentran bien adheridas a la mucosa (Soulsby, 1987).

e. SÍNTOMAS

Las primeras manifestaciones clínicas se ponen de manifiesto a las 2 semanas de la infección como diarrea fétida y profusa, anorexia importante, pérdida de peso e incluso muerte. Los trastornos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa del rumen son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en animales jóvenes (Cordero y col., 1999).

En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más evidente es de diarrea acompañada por anorexia y sed intensa. En ocasiones, se produce hemorragia rectal. La mortalidad en los brotes agudos puede alcanzar el 90% (Urquhart y col., 2001).

Durante la Paramphistomosis crónica, la principal manifestación como consecuencia de la mala digestión de los alimentos es el retardo del crecimiento y deficiente estado nutricional del animal. Otras veces hay formación de edema intermaxilar y ascitis (Radostis y col., 2002).

f. LESIONES

Los parásitos adultos adheridos al epitelio del rumen las papilas aparecen anémicas, de color pálido, comparado con el color verde grisáceo que rodea el tejido; hay zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del trematodo al estar fijados en la base de papilas; éstas se encuentran frecuentemente atrofiadas en sus puntas o cuando los Paramphistomidos se desprenden, quedan unos botones prominentes en la mucosa que marcan el sitio donde estaban fijados. En el intestino, las formas juveniles provocan enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café, rojo oscuro y sangre o el contenido de color viscoso. Puede haber presencia de edemas, la evidencia de anemias en varios órganos depende de la duración del problema y la cantidad de parásitos, los cadáveres pueden estar extremadamente emaciados. En otros casos la grasa corporal sufre atrofia serosa, hay hidrotórax, hidropéricardio y ascitis (Quiroz, 1986).

En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos están edematosos; los que están en los primeros 2 ó 3 metros del intestino están hiperémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los Paramphistomidos jóvenes pueden

perforar la pared del intestino y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados y la vesícula biliar distendida. Las formas jóvenes pueden encontrarse en la mucosa del rumen y abomaso, la pared del abomaso está edematosa con erosiones y pettequias provocadas por el parásito. En las lesiones microscópicas en el rumen hay proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas que muestran signos de degeneración. También se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y sub mucosa del rumen (Quiroz, 1986).

En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Liberjahn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionadas, distendidos y algunas veces rotos, en general, la necrosis es superficial; sin embargo, algunas veces llega a la muscular de la mucosa. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas, además pueden encontrarse Paramphistomidos embebidos en la glándula; las musculares de la mucosa o en la mucosa con congestión alrededor del parásito (Quiroz, 1986).

g. EPIDEMIOLOGÍA

La morbilidad en los grupos de animales infestados masivamente puede llegar a 90 %. La mayor parte de los brotes ocurre al final del verano, otoño y principios de invierno, época en que los pastos se encuentran muy

contaminados por cercarías enquistadas. Pueden afectarse los rumiantes de cualquier edad. La endemidad de la Paramphistomosis depende de acúmulos de agua permanente, presentes en lagos y estanques, de los cuales los caracoles se diseminan a zonas anteriormente secas como consecuencias de las inundaciones durante las lluvias intensas. La producción posterior de cercarías, generalmente coinciden con el retroceso de las aguas por los que resultan accesibles al pastoreo de los rumiantes (Urquhart, 2001).

h. FORMAS DE PRESENTACIÓN

La enfermedad desarrolla una forma intestinal, provocada por trematodos inmaduros migratorios y una forma ruminal determinada por trematodos maduros (Dirksen y Dierter, 2005).

PARAMPHISTOMOSIS AGUDA O INTESTINAL

Es causada por paramphistomidos migratorios. Presenta mayor riesgo de infección en rumiantes y en menor escala los monogástricos. Se observa solamente en infecciones masivas, especialmente en animales jóvenes; mientras que los animales mayores que son capaces de soportar las exposiciones masivas a las formas parasitarias; contaminan los pastos con huevos (Soulsby, 1987).

La evolución es de 2-3 semanas en el ganado vacunos, los síntomas principales: diarrea, anorexia, sed, anemia, hipoalbuminemia, edema y emaciación. En este caso la mortalidad puede ser elevada (Cordero y col., 1999)

PARANFISTOMOSIS CRÓNICA

Los trematodos adultos sexualmente maduros no están asociados con la enfermedad clínica (Dirksen y Dierter, 2005).

En la forma típica de la infección. Los trematodos adultos fijados a la mucosa del rumen y retículo son bien tolerados y habitualmente no se observan síntomas. Se puede desarrollar inmunidad, que proporciona protección parcial frente infecciones posteriores, especialmente en ganado vacuno, aunque los trematodos adultos continúan produciendo huevos (Kassai, 2002).

i. DIAGNÓSTICO

El diagnóstico se basa en los signos, siendo los más característicos: Anorexia, polidipsia y diarrea con olor fétido, así también es basado en la historia de exposición a pastos sospechosos (Urquhart y col., 2001). Como el daño lo producen las formas inmaduras a menudo no se encuentran huevos en las heces de los animales enfermos. La necropsia puede mostrar el daño típico de la mucosa y los parásitos juveniles (Barriga, 2002).

En el diagnóstico de laboratorio para confirmar las formas juveniles se necesita un examen coproparasitológico, se recomienda un homogenizado de 100 g de heces, lavadas en tamiz. El residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre un recipiente con fondo negro

en donde aparecen trematodos, observándose como puntos de color rosa y su gran acetábulo (Quiroz, 2000).

DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con fasciolosis. Los resultados de la coprología podrían inducir a error por la similitud de los huevos de ambos trematodos.

j. CONTROL

Ya que los hospedadores intermediarios son los caracoles acuáticos, los animales deben de rotar en pasturas altas; se deben cercar las zonas en las que exista agua, o bien tratar los hábitats de los caracoles con molusquicidas así también el drenaje de estanques y charcas constituye una medida de control más permanente (Sonsino, 1995).

Aunque carece de utilidad tratar a los portadores, eliminar la población de amfistomas dentro de ellos puede tener el inconveniente de que, junto con los parásitos, desaparezca la inmunidad y se presenta la Paramphistomidos en los animales adultos, lo cual rara vez ocurre (Dunn, 1983).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LOCALIZACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en el distrito de Cajamarca, ubicados en los diferentes puntos de cría de caballos criollos. Se recolectó las muestras y el procesamiento se llevó a cabo en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias, de la Universidad Nacional de Cajamarca cuyas características geográficas y meteorológicas son (*):

- 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 %

* Fuente: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología (SENAMHI) 2014.

3.2. MATERIALES

3.2.1. BIOLÓGICO

Se trabajó con un total de 237 muestras de heces de caballos criollos, mayores de un año edad.

3.2.2. EQUIPO Y MATERIAL DE LABORATORIO

- Microscopio.
- Placas petri.
- Vasos de vidrio de base cóncava de 250 ml.
- Vasos de plástico de 80 ml.
- Embudos con tamices de 86 hilos/pulgada.
- Baguetas.
- Guantes descartables.
- Mascarillas.
- Cucharita de metal.
- Lugol parasitológico.
- Cronómetro.
- Cámara digital fotográfica.

Material de Campo

- Mameluco.
- Botas de jebe.
- Bolsas de polietileno.
- Cajas de tecnoport.
- Jabón carbólico.
- Cámara fotográfica digital.
- Lapiceros y Lápiz marcador.
- Papel Bond para las fichas de control.

3.3. METODOLOGÍA

La investigación consistió en tomar muestras de heces directamente del recto de los caballos criollos (237 animales) que se encuentran distribuidos por todo el territorio del distrito de Cajamarca, aproximadamente 100 g de heces, previa protección de la mano con guante obstétrico, para luego ser transportados al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, donde se realizó el análisis coproparasitológico respectivo.

NÚMERO DE ANIMALES A MUESTREAR

TAMAÑO MUESTRAL

$$n = \frac{NZ^2pq}{d^2(N-1) + Z^2pq}$$

Fuente: Aguilar, 2005.

$$n = \frac{637 (1.96)^2 \times (0.44 \times 0.56)}{(0.05)^2 (636) + (1.96)^2 \times (0.44 \times 0.56)}$$

$$n = 237.29$$

N = Número de animales totales.

Z = Nivel de confianza

d² = Precisión esperada

p = 43.62; Prevalencia de Fasciolosis en Equinos. (Caicedo, 2000).

q = (1 - p)

De la toma de muestra

La toma de la muestra se realizó a animales mayores de un año de edad, no dosificados al menos tres meses; en horas de la mañana entre las 6.00 am y en otros casos 3.00 pm, hora en que los animales estaban en sus respectivos corrales y/o potreros, contando con la presencia del personal que los cuida.

Se recolectó aproximadamente 100 g de heces por cada animal directamente del recto; para lo cual se utilizaron bolsas de polietileno y luego las muestras fueron correctamente identificadas y trasladadas posteriormente al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias, para el análisis coproparasitológico respectivo.

CONSIDERACIONES DE LA TOMA DE MUESTRA

Unidad epidemiológica de interés o clúster: Se define como "agregados de animales o de rebaños semejantes contiguos y bajo las mismas condiciones de riesgo, los cuales serían afectados por el agente infeccioso si este es introducido en el grupo", cada unidad epidemiológica está constituido de 7 – 10 animales, Ver anexo 04: (SENASA, 2013).

Unidad primaria de muestreo (UPM): Describe a los predios seleccionados durante la fase del diseño estadístico inicial (SENASA, 2013).

Unidades elementales de muestreo (UEM): Define a los animales que se encuentran dentro de las UPM o predios seleccionados (SENASA, 2013). Hay que considerar que inicialmente cualquier predio, es potencialmente un clúster y se procede a la selección de las UPM en base a un listado de predios originado del censo agropecuario

del año 1994, proporcionado por el Instituto Nacional de Estadística e Informática del Perú-INEI, ahora en actual uso del SENASA (SENASA, 2013).

3.3. ANÁLISIS DE LABORATORIO

Examen Coproparasitológico, método de sedimentación natural técnica y protocolo usado en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias. De la Universidad Nacional de Cajamarca (Ver Anexo 1).

Prevalencia

Una vez que se determinó el número de muestras fecales positivas, se calculó la prevalencia de la enfermedad haciendo uso de la siguiente fórmula (Thrusfield, 1990):

$$P = \frac{\text{Número de casos positivo}}{\text{Total de muestras}} \times 100$$

3.4. DISEÑO ESTADÍSTICO

Se utilizó la prueba Z de diferencias de una población (Ver Anexo 2 y 3).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

Cuadro 01. Prevalencia de *F. hepatica* y Paramphistomidos al análisis coproparasitológico en caballos del Distrito de Cajamarca 2014.

ÁREA MUESTREADA	N° PREDIOS	N° ANIMALES	<i>F. hepatica</i>		PARAMPHISTOMIDO	
			Positivos	%	Positivos	%
DISTRITO DE CAJAMARCA	24	237	09	3.79	00	00

Dónde: ± es intervalo de confianza al 95 %.

Cuadro 02. Número de animales positivos a *F. hepatica* al análisis coproparasitológico según las unidades epidemiológicas del Distrito de Cajamarca 2014.

ÁREA MUESTREADA	N° DE PREDIOS	N° DE ANIMALES	POSITIVOS	PREVALENCIA %
DISTRITO DE CAJAMARCA	24	237	09	3,79

La prevalencia es menor a la proporción propuesta (43,62%) prueba de Z de proporciones.

Cuadro 03. Número de animales positivos a Paramphistomidos al análisis coproparasitológico según las unidades epidemiológicas del Distrito de Cajamarca 2014.

ÁREA MUESTREADA	N° DE PREDIOS	N° DE ANIMALES	POSITIVOS	PREVALENCIA %
DISTRITO DE CAJAMARCA	24	237	00	00

La prevalencia es menor a la proporción propuesta (> al 0%) prueba de Z de proporciones.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

En la Tabla 01, se observa los resultados de 237 muestras analizadas, donde se observa 3.79 % prevalencia para *F. hepatica* y 0.0 % prevalencia para Paramphistomidos. Ésta disminución significativa de la prevalencia puede deberse a que los caballos se encuentran en una escala mayor en cuanto a la resistencia de infección de estas parasitosis.

En la Tabla 02, de 237 muestras de heces analizadas, 9 muestras salieron positivas a huevos de *F. hepatica* representando una prevalencia de 3,79 %, durante octubre y noviembre del 2014; siendo inferior a lo encontrado por Caicedo (2000) cuya prevalencia fue 43,62 %, trabajo que fue realizado en épocas de lluvia, lo cual es favorable para el desarrollo de las formas larvarias de *F. hepatica*. Además, es posible que el bajo porcentaje de *F. hepatica* en caballos criollos también puede deberse a la forma de alimentación (pastos henificados, consumo de pasturas alto andinos, etc) y de alguna otra manera a que la forma infectiva de este parásito, la metacercaria se encuentra enquistada en el pasto que es consumido a primera instancia por el ganado vacuno, seguido de los caballos y otros.

En la Tabla 03, de 237 muestras de heces analizadas, ninguna de las muestras salieron positivas a la presencia de huevos de Paramphistomidos, cuya prevalencia fue 0.0 %, lo cual puede deberse a que el órgano definitivo en los vacunos es el rumen a comparación de los caballos que no presentan dicha estructura. Posiblemente el órgano de destino en los caballos sea el colón mayor o el ciego.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

De 237 caballos criollos muestreados en el distrito de Cajamarca durante los meses de octubre y noviembre del 2014, se concluye que:

1. La prevalencia de *F. hepatica* del ganado equino (caballos) en el distrito de Cajamarca, al análisis coproparasitológico mediante el método de Sedimentación Natural modificada por el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, fue de 3,79 %, al 95% de confiabilidad.
2. La prevalencia de Paramphistomidos en el ganado equino (caballos) en el distrito de Cajamarca al análisis coproparasitológico mediante el método de Sedimentación Natural modificada por el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, fue de 0,0 %, al 95% de confiabilidad.

CAPÍTULO VII

BIBLIOGRAFÍA

- **Aguilar, S. 2005.** Fórmula para el cálculo de la muestra en investigación de salud en Tabasco. Vol 11. México. Pág. 333 – 338.
- **Alcaino, H. y Apt, W. 1989.** Algunos antecedentes sobre las fasciolosis animal y humana. Monografía. Vet; 11: 14 – 29.
- **Barriga, O. 2002.** Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América Latina. Segunda Edición. Santiago: Germinal. 146 – 155 p. España. 85 p.
- **Benavides, O. y Romero, N. 2001.** Manejo integrado de plagas y enfermedades. El control de parásitos internos del ganado en los sistemas de pastoreo en el trópico de Colombia. Disponible en: <http://www.fedegan.gob.com/71manual.html>. Consultado el 13 de junio del 2014.
- **Boray. 1983.** *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos y su infección mixta en Cajamarca. Importancia del control de estas parasitosis radica en el uso de fármacos.
- **Borchert, A. 1964.** Parasitología Veterinaria. Tercera Edición. Editorial: Acribia. Zaragoza.

- **Burga, J.; Gamarra R.; Oblitas, F.; Campos, J; Diaz, M. y Mego, J. 1996.** Incidencia de Fasciolosis en Equinos Beneficiados en el Camal Industrial S.A. Cajamarca.
- **Caicedo. 2000.** Efectividad del análisis coproscópico en el diagnóstico de la Fasciolosis, comparado con la necropsia en caballos (*Equus equs*) y asnos (*Equus asinus*) procedentes de Cajamarca y sacrificados en el camal de equinos en Trujillo. Tesis para optar al Título Profesional de Médico Veterinario de la Universidad Nacional de Cajamarca.
- **Cordero, M.; Rojo, F. 1999.** Parasitología veterinaria. McGraw Hill México. Primera edición. Editorial Edigrafos. Madrid, España. P 225 – 228.
- **Dirksen, J.; Dierter, M. 2005.** Medicina Interna y cirugía del bovino. Cuarta Edición. Argentina: Intermedica: 632 p.
- **Dunn, A. 1983.** Enfermedades Parasitarias de los Bovinos. Tercera Edición. Editorial Manual Moderno S.A. de C.V. 564 p.
- **Espino, A; Borges, A; Dumenigo, B. 2000.** Fecal Antigens of *Fasciola hepatica* Potentially Useful in the Diagnosis of Fasciolosis. Rev. Panam. Sal. Pub; 7:225 – 231.
- **Gorman, T.; Wenzel, J.; Lorca, M.; Ibarra, L.; San Martín, B.; Alcaino, H. 1990.** Pruebas de inmunoprecipitación y hemoaglutinación indirecta en el diagnóstico de la fasciolosis ovina. Parasitología. 14; (3 – 4): 51 – 56.

- **Hasslinger, M., El – Seify, M. 1996.** Paramphistomid infestation in equids in Egypt. MunchenTierärztl. Wochenschy. Vol. 109, Pag. 224 – 226
- **INEI 2004.** Censo de producción pecuaria 2004 – Cajamarca.
- **Kassai, T. 2002.** Helmintología Veterinaria. Primera edición. Editorial Acribia S.A. Zaragoza, España. 258 - 259 p.
- **Lapage, G. 1984.** Parasitología Veterinaria. Novena Edición. 236 – 239 p.
- **Linnaeus, 1758.** Descripción de la ubicación del *G. aegyptiacus* en caballos.
- **Manga, 1999.** Capítulo VIII (trematodos), extraído de Cordero del Campillo.
- **Mayo, P. 1989.** Diagnóstico situacional de la realidad pecuaria en los caseríos Shaullo Chico y Shaullo Grande – Cajamarca. Tesis para optar al Título Profesional de Médico Veterinario de la Universidad Nacional de Cajamarca.
- **Minchán, J. 1989.** Diagnóstico situacional de la realidad pecuaria de los caseríos de Santa Úrsula y Chin Chin Chuquipuquio – Cajamarca. Tesis para optar al Título Profesional de Médico Veterinario de la Universidad Nacional de Cajamarca.
- **MINAG, 2004.** Dirección General de Información Agraria. INEI – PERÚ. Compendio Estadístico. p 305.

- **Nanse, 1974.** Prevalencia de Fasciola hepatica en Equinos infectados, obtenidos en el matadero Municipal de San Bernardo, Región Metropolitana – Chile.
- **Olsen, O. 1977,** Parasitología Animal. Tercera Edición. Aedos. Barcelona 719 p.
- **Ortiz, P.; Cabrera, M.; Lenis V. y Velásquez, T. 2010.** Calicophoron microbothioides. Un agente causal de la paramphistomosis en Cajamarca, Perú. XXII-PANVET-2010-253-PER-P.
- **Plasencia, N. 1989.** Diagnóstico situacional de la realidad pecuaria de los caseríos de Chaquil y Rosa de Chaquil. Tesis para optar al título Profesional de Médico Veterinario de la Universidad Nacional de Cajamarca.
- **Quiroz, H. 1986.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Primera edición. Editorial Limusa – México. 875p. 273 – 275.
- **Quiroz, H. 2000.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Segunda edición. Editorial Limusa – México. Pag. 151 -153.
- **Radostis, O., Gay, C., Blood, D., Hinchelift, K. 2002.** Medicina Veterinaria. Novena Edición. Madrid: Mc Graw – Hill. 215 p.
- **Rangel, L., Albores, S., Gamboa, J. 2003.** Seasonal trends of Paramphistomun cervi in Tabasco, México. Vet Parasitol.
- **SENAMHI 2013.** Datos climatológicos de Cajamarca.
- **SENASA, 2012.** VI Censo Agropecuario – Cajamarca

- **SENASA, 2013.** Servicio Nacional de Sanidad Agraria, Informe Anual.
- **Sonsino, L. 1995.** Redescription of *Pseudodiscus* Hawcks. Disponible en: [Http://www.eurekamag.com/keyword/d/0797identificada.hpdestadosunidos](http://www.eurekamag.com/keyword/d/0797identificada.hpdestadosunidos). Consultado el 14 de abril del 2014.
- **Soulsby, 1987.** Helminths, Arthropods and Protozoa of domesticated Animal. P 23 – P 64 – 68.
- **Tantaleán, M.; Martínez, R. 1974.** Estudio de algunos trematodos del Perú Rev. Parasitología Medicina Tropical. 3 – 4; 46 – 56.
- **Thrusfield, M. 1990.** Epidemiología Veterinaria. Primera Edición. Editorial Acribia. España. P 355.
- **Ueno y Goncalves. 1998.** Manual para el diagnóstico de los Helminths de Rumiantes, 4° Edición, Editorial Japan International Cooperation Agency (JICA), Tokio, Japón.
- **Urquhart, G.; Armour, J.; Duncan, J.; Dunn, A.; Jennings, F. 2001.** Parasitología Veterinaria. Segunda edición Acribia S.A. Zaragoza – España.

ANEXO

ANEXO 01. MÉTODO DE SEDIMENTACIÓN NATURAL (Técnica y protocolo usado en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca).

- Pesar y colocar 50 g de heces en un vaso de plástico.
- Utilizando una bagueta, homogenizar las heces con agua.
- Con ayuda de un agitador eléctrico (batidora) homogenizar por 10 – 15 segundos.
- Filtrar a través de un embudo con malla metálica de 86 hilos/pulgada.
- Llenar con agua del caño el recipiente de vidrio y dejar reposar 5 minutos, después eliminar cuidadosamente el sobrenadante, dejando aproximadamente 15 a 20 ml de sedimento.
- Una vez obtenido el sedimento, colocar el contenido en una placa petri, que previamente rayada en celdas de 1 cm, agregar 3 o 5 gotas de lugol parasitológico.
- Ver presencia o ausencia de huevos de estos trematodos.

ANEXO 02. Hipótesis *Fasciola hepática*.

$$H_0: P=P_0$$

$$H_1: P>P_0$$

$$Z \text{ prueba} = \frac{\frac{x}{n} - \rho_0}{\sqrt{\frac{\rho_0(1-\rho_0)}{n}}}$$

Donde $n=237$

$X=$ ocurrencias

$$P_0=43,62$$

$$Z = -8,64$$

Prueba de $z = 1,96$

Aceptamos la hipótesis nula.

ANEXO 03. Hipótesis *Paramphistomun*.

$$H_0: P=P_0$$

$$H_1: P>P_0$$

$$Z \text{ prueba} = \frac{\frac{x}{n} - \rho_0}{\sqrt{\frac{\rho_0(1-\rho_0)}{n}}}$$

Donde $n=237$

$X=$ ocurrencias

$$P_0=0$$

$$Z=0$$

Prueba de $z = 1,96$

Aceptamos la hipótesis nula.

ANEXO 04. Número de animales positivos a *F. hepatica* al análisis coproparasitológico según las unidades epidemiológicas del distrito de Cajamarca 2014.

PREDIO MUESTREADO	ANIMALES MUESTREADOS	N° DE ANIMALES POSITIVOS A <i>F. hepatica</i>	PREVALENCIA
P: 01	10	-	
P: 02	10	-	
P: 03	10	-	
P: 04	10	-	
P: 05	10	-	
P: 06	10	01	
P: 07	10	-	
P: 08	10	-	
P: 09	10	-	
P: 10	10	-	
P: 11	10	-	
P: 12	10	-	
P: 13	10	-	
P: 14	10	-	
P: 15	10	02	
P: 16	10	-	
P: 17	10	01	
P: 18	10	02	
P: 19	10	01	
P: 20	10	-	
P: 21	10	-	
P: 22	10	-	
P: 23	10	02	
P: 24	07	-	
TOTAL:	237	09	3.79%

Se observa que la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* se halla en los predios P: 06 (1/10), P: 15 (2/10), P: 17 (1/10), P: 18 (2/10), P: 19 (1/10) y P: 23 (2/10).

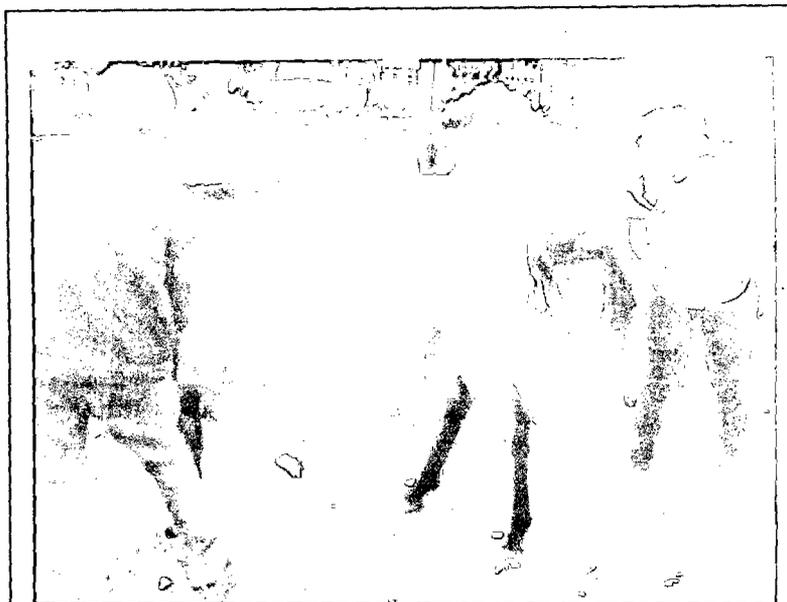
ANEXO 05. Número de animales positivos a Paramphistomidos al análisis coproparasitológico según las unidades epidemiológicas del Distrito de Cajamarca 2014.

PREDIO MUESTREADO	ANIMALES MUESTREADOS	Nº DE ANIMALES POSITIVOS A PARANFISTOMIDO	PREVALENCIA
P: 01	10	-	
P: 02	10	-	
P: 03	10	-	
P: 04	10	-	
P: 05	10	-	
P: 06	10	-	
P: 07	10	-	
P: 08	10	-	
P: 09	10	-	
P: 10	10	-	
P: 11	10	-	
P: 12	10	-	
P: 13	10	-	
P: 14	10	-	
P: 15	10	-	
P: 16	10	-	
P: 17	10	-	
P: 18	10	-	
P: 19	10	-	
P: 20	10	-	
P: 21	10	-	
P: 22	10	-	
P: 23	10	-	
P: 24	07	-	
TOTAL:	237	00	00%

No se observa presencia de huevos de Paramphistomidos.

ANEXO 06. Tabla de propietarios y unidades epidemiológicas muestreadas en el Distrito de Cajamarca 2014 (10 animales/predio).

PROPIETARIO	PREDIO MUESTREADO	ANIMALES MUESTREADOS
María Neyra	P: 01	10
Elena Jave Chávez	P: 02	10
María Ilmán Chávez	P: 03	10
Marco Vilela	P: 04	10
Mirtha Carrión Carrión	P: 05	10
Gregoria Huamán Mattos	P: 06	10
Consuelo Llanos Rojas	P: 07	10
Juan Sánchez Rojas	P: 08	10
Antonio Ramírez Bacón	P: 09	10
Esther Carrión Imán	P: 10	10
Wilder Palomino Sánchez	P: 11	10
Jorge vasquez	P: 12	10
Napo Guerra	P: 13	10
María Manyá	P: 14	10
José Pajares	P: 15	10
María Aguilar Chumacero	P: 16	10
Beraida Peña Huamán	P: 17	10
Ceesar Aguilar Guevara	P: 18	10
Buenaventura Huaccha Dilas	P: 19	10
Juan Moro Bautista	P: 20	10
Milthom Jiménez Acuña	P: 21	10
Luis Llanos Pérez	P: 22	10
Carlos Cacho Culqui	P: 23	10
José Cacho Culqui	P: 24	07
TOTAL	24	237

ANEXO 07. Fotografías del trabajo de tesis.**DE LA TOMA DE MUESTRA**

FOTOGRAFÍA 01. Obtención de la muestra, extraída directamente del recto del animal.

DEL PROCESAMIENTO EN LABORATORIO

	
FOTOGRAFÍA 02. Se pesan las muestras de heces, para después homogenizar con una batidora eléctrica.	FOTOGRAFÍA 03. Tamizamos y agregamos agua para después decantar cada una de las muestras.

	
FOTOGRAFÍA 04. Esperamos la sedimentación de cada una de las muestras.	FOTOGRAFÍA 05: Se deposita el sedimento en una placa Petri, para ser observada.

DE LOS RESULTADOS