

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



**PREVALENCIA DE TREMÁTODOS EN GANADO  
VACUNO EN LA ZONA DE HUACARÍZ DEL VALLE DE  
CAJAMARCA, 2016**

**TESIS**

Para optar el Título Profesional de  
**MÉDICO VETERINARIO**

Presentada por la Bachiller  
**MARÍA JAKELINE DE LOS MILAGROS SILVA FERNÁNDEZ**

Asesor  
**Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES**

**Cajamarca - Perú**  
**2017**

## **DEDICATORIA**

La tesis está dedicada a Dios, por haberme permitido llegar hasta este punto y brindarme salud para lograr mis objetivos, además de estar conmigo a cada paso que doy y guiarme por un buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no desmayar ante los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad, ni desfallecer en el intento.

A mis padres Segundo y Teresa, por haberme brindado mucho amor y cariño, por su apoyo incondicional, por sus esfuerzos, por los sacrificios que han hecho por mí para que este sueño hoy fuera una realidad.

A mis hermanos Nila, José Luis y Tania; por todo el apoyo tanto económico como moralmente, por toda la confianza, paciencia y amor que pusieron en mí para seguir adelante con sus palabras de aliento.

A mi asesor Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares, que me encaminó en todo el tiempo del trabajo de investigación, por su carisma, comprensión y paciencia.

A todos mis amigos, que estuvieron presentes y me apoyaron en la recolección y análisis de las muestras adquiridas de cada zona de Huacaríz.

A mi Facultad de Ciencias Veterinarias, por compartir todos los conocimientos y aprendizajes que se necesita para enfrentarse en el mar de la competencia que es el mundo.

**LA AUTORA**

## **AGRADECIMIENTO**

En primer lugar agradecer a Dios, el cual ha colmado mi vida de bendiciones, gracias a él, soy lo que soy y estar donde estoy; porque me permitió y fue mi guía durante todo este largo proceso en mi desarrollo académico.

A la Universidad Nacional de Cajamarca, a mi querida y respetada Facultad de Ciencias Veterinarias, por haberme dado la anhelada formación profesional.

Este trabajo es un esfuerzo, en el cual, directa o indirectamente participaron varias personas: leyendo, opinando, corrigiendo, teniéndome paciencia, dando ánimo y acompañándome en todo momento.

A mis amigas Rojana y Gina, que me apoyaron en la recolección y observación de muestras.

Agradezco al Doctor Teófilo Severino Torrel Pajares, por haber confiado en mi persona, por la paciencia y por la dirección en este trabajo investigativo.

Al M.Cs. Juan de Dios Rojas, por el apoyo y el ánimo que me brindó en el laboratorio de parasitología veterinaria.

Al Doctor Abel García Bazán, por sus comentarios y sus atinadas correcciones.

Al Doctor Fernando Coronado León, por guiarme en la estadística de dicha investigación.

**LA AUTORA**

## RESUMEN

El presente trabajo de investigación, tiene como objetivo determinar la prevalencia de trematodos (*Fasciola hepática* y *Calicophoron microbothrioides*) e infección mixta en el ganado vacuno en la “zona de Huacaríz”, que comprende: Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria y Huayrapongo; cuyo trabajo de investigación se realizó en el periodo de enero y febrero del 2016. En la metodología se utilizó la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel, dicha técnica se realizó en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, donde se trabajó con un tamaño muestral de 380 vacunos, la muestra de heces se obtuvo directamente del recto del animal, aproximadamente 100 g. Los resultados fueron las siguientes Prevalencias: 53,16% para *Calicophoron microbothrioides*, 34,21% para *Fasciola hepatica*; 18,95% para infección mixta. Se concluye que en la Zona de Huacaríz el *Calicophoron microbothrioides* presenta mayor prevalencia que la *Fasciola hepática*, además hay presencia de infección mixta.

**Palabras claves:** *Fasciola hepatica*, *Calicophoron microbothrioides*, infección mixta, prevalencia.

## ABSTRACT

The present study aims to determine the prevalence of trematodes (*Fasciola hepatica* and *Calicophoron microbothrioides*) and mixed infection in cattle in the "Huacaríz zone", which includes: Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria and Huayrapongo; Whose research work was carried out in the period of January and February of 2016. In the methodology was used the Technique of Natural Sedimentation Modified by Rojas and Torrel, this technique was carried out in the Laboratory of Veterinary Parasitology of the Faculty of Veterinary Sciences of the National University of Cajamarca, where we worked with a sample size of 380 cattle, the stool sample was obtained directly from the rectum of the animal, approximately 100 g. The results were the following Prevalences: 53.16% for *Calicophoron microbothrioides*, 34.21% for *Fasciola hepatica*; 18.95% for mixed infection. It is concluded that in the Huacaríz Zone the microbothrioid *Calicophoron* presents a higher prevalence than the hepatic *Fasciola*, in addition there is presence of mixed infection.

**Key words:** *Fasciola hepatica*, *Calicophoron microbothrioides*, mixed infection, prevalence.

## ÍNDICE

DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTO	
RESUMEN	
ABSTRACT	
<b>CAPÍTULO</b>	
<b>INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....</b>	<b>2</b>
1.1.OBJETIVO GENERAL.....	2
1.2.OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	2
<b>CAPÍTULO II</b>	
<b>MARCO TEÓRICO.....</b>	<b>3</b>
2.1. ANTECEDENTES.....	3
2.2. BASES TEÓRICAS.....	4
2.2.1. FASCIOSIS.....	4
2.2.2. PARAMPHISTÓMIDOS.....	15
<b>CAPÍTULO III</b>	
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>34</b>
3.1. UBICACIÓN.....	34
3.2. MATERIALES.....	35
3.3. METODOLOGÍA.....	36
3.4. ANÁLISIS DE LABORATORIO.....	40
3.5. DISEÑO ESTADÍSTICO:.....	40
<b>CAPÍTULO IV</b>	
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>41</b>
<b>CAPÍTULO V</b>	
<b>DISCUSIÓN.....</b>	<b>43</b>
<b>CAPÍTULO VI</b>	
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>44</b>
<b>CAPÍTULO VII</b>	
<b>REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>45</b>
<b>ANEXO.....</b>	<b>51</b>

## CAPÍTULO I

### INTRODUCCIÓN

La región de Cajamarca destaca por ser la tercera cuenca lechera en producción y la más importante del país; en el subsector pecuario, la producción de leche fresca en el 2014 fue de 28 mil 78 toneladas siendo mayor en 2,5% en relación a lo informado en mayo 2013, que totalizó 27 mil 397 toneladas. Asimismo, la producción de peso vivo del ganado vacunos fue de 5 mil 42 toneladas presentando un crecimiento de 7% en comparación a mayo del año anterior que fue 4 mil 712 toneladas (INEI, 2014).

En el Perú, las pérdidas económicas anuales por *Fasciola hepatica* son de 50 millones de dólares por decomiso de hígados en el camal, baja ganancia de peso, menor fertilidad y costos asociados al tratamiento (Espinoza *et al.*, 2010). En Cajamarca, 230 mil dólares por decomisos en camales de la Región; correspondiendo el 77% de bovinos (Rojas, 2008 citado por Rojas, 2012).

En la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria y Huayrapongo), del valle de Cajamarca en la última investigación realizada se obtuvieron prevalencias para Paramphistómidos de 55,17%; *Fasciola hepatica* 40,31% y para infección mixta 20,95% (Plascencia, 2011).

Los principales síntomas de Fasciolosis y Paramphistomosis son retraso en el crecimiento, síndrome de mala digestión y mala absorción, desnutrición, problemas reproductivos, enflaquecimiento progresivo, lo que causa que el animal se torne inmunodeprimido y pueda ser atacado por otros agentes patógenos, ocasionando problemas de morbimortalidad (Cordero, 2002).

## 1.1. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

### 1.1.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar la prevalencia de tremátodos en ganado vacuno en la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria y Huayrapongo) del valle de Cajamarca

### 1.1.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica*, en el ganado vacuno en la zona de Huacaríz del valle de Cajamarca. Empleando la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel.
- Determinar la prevalencia de *Calicophoron microbothrioides*, en el ganado vacuno en la zona de Huacaríz del Valle de Cajamarca. Empleando la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel.
- Determinar la prevalencia mixta de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides* en la zona de Huacaríz, mediante el análisis coproparasitológico. empleando la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel.



## CAPÍTULO II

### MARCO TEÓRICO

#### 2.1. ANTECEDENTES

Cajamarca, es una de las cuencas lecheras más importantes del Perú, se señala una prevalencia a Paramphistómidos de 13% a la necropsia, en vacunos beneficiados en camales municipales de la zona (Torrel, 2008, citado por Pinedo, 2010).

En la zona de Huacaríz, Cajamarca de 377 muestras de ganado vacuno, realizado mediante el Método de Sedimentación Natural se obtuvo una prevalencia de 55,17% a paramphistomosis; 40,31% para *Fasciola hepatica* y 20,95% para una infección mixta (Plascencia, 2011).

Investigaciones llevadas en el Camal Municipal de Cajamarca y Camal Municipal de Baños del Inca se determinó la prevalencia para *Fasciola hepatica* de 75% en vacunos y 53% en ovinos (Huamán, 2011; chuquiruna, 2011).

En la zona de Tres Molinos, Huambocancha, El Milagro y el centro poblado de Tual se encontró una prevalencia a paramphistomosis de 29,17% y 47,21%, respectivamente (Vera, 2011 y Oblitas, 2011).

En el trabajo realizado en ganado vacuno sacrificado en el camal de Cajamarca se obtuvieron 30 muestras, cuyos resultados de caracterización molecular determinaron que *Calicophoron microbothrioides* es la única especie de paramphistómido que afecta al

ganado vacuno; siendo este el primer reporte sobre caracterización molecular de paramphistómidos registrado en el Perú (Manrique, 2013).

Trabajos realizados en la Zona Norte de Cajamarca que comprenden los caseríos de Cerrillo, Cristo Rey, El Triunfo, Las Mercedes y Tres Molinos indican prevalencias de 51,4% para *Fasciola hepatica*; 54,6% para Paramphistomosis y 28,9% para infección mixta (*Fasciola hepatica* y Paramphistomosis) (Cusquisibán, 2014).

## 2.2. BASES TEÓRICAS

### 2.2.1. Fasciolosis

También llamada Distomatosis hepática, es una de las parasitosis más difundidos e importantes a nivel mundial en ganado al pastoreo. Aunque el término incluye todas las infecciones causadas por especies del género *Fasciola*, las dos especies más importantes son *Fasciola hepatica* localizada en zonas templadas y zonas frías de elevada altitud en los trópicos y subtrópicos y *F. gigantica*, la que predomina en zonas tropicales (Urquhart y Armour, 2001).

#### a) Etiología

*Fasciola hepatica* es un tremátodo 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 cría de ganado ovino y bovino donde las condiciones para el desarrollo del hospedero intermediario, un caracol de la familia Lymnaeidae, es propicia (Espino *et al.*, 2000).

**b) Clasificación taxonómica**

Phylum	:	Plathelminthes
Subphylum	:	Cercomeria
Superclase	:	Cercomeridea
Clase	:	Trematoda
Subclase	:	Digenea
Orden	:	Fascioliformes
Superfamilia	:	Fascioloidea
Familia	:	Fasciolidae
Subfamilia	:	Fasciolinae
Género	:	<i>Fasciola</i>
Especie	:	<i>hepatica</i> (Travassos <i>et al.</i> , 1969)

**c) Morfología**

El parásito adulto mide de 18 a 50 mm de largo por 4 a 13 mm de ancho. Es un parásito hermafrodita aplanado en forma de hoja de simetría bilateral siendo su parte anterior más ancha que la posterior, la coloración en fresco es pardo grisáceo o gris cuando se conserva en formol, está revestido por pequeñas espinas y posee dos ventosas muy próximas donde la ventral es más grande que la oral. Debajo de la ventosa ventral se abre el poro genital (Romero, 1994). 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). El ovario y el útero están localizados anteriormente a los testículos, las glándulas vitelógenas formadas por finos folículos, ocupan márgenes laterales del tremátodo. Los conductos de los

folículos se unen formando los 2 conductos transversales que drenan en la glándula Mehlis, desde la cual se comunican con el ootipo (Cordero, 1999).

Los huevos de la *Fasciola*, se caracterizan por su gran tamaño que varía de 130 a 150 micras de largo por 70 a 90 micras de ancho, son de forma ovalada, segmentados, operculados, teñidos por los pigmentos biliares en tonos amarillos hasta ligeramente pardos. Se deben diferenciar de los huevos de *Paramphistomum spp.*, por su mayor tamaño no teñidos de amarillo, opérculo netamente visible y células embrionadas bien definidas (Soulsby, 1987).

#### **d) Ciclo biológico**

*Fasciola hepatica* tiene un ciclo biológico indirecto, lo que significa obligatoriedad de un hospedador intermediario, a nivel del cual se desarrollan y multiplican las etapas asexuadas; a este nivel la especificidad hospedador- parásito es estricta (Morales y Pino, 2004).

Los parásitos adultos de la *Fasciola hepatica* habitan en los conductos biliares de los rumiantes y otros mamíferos. Cuando depositan los huevos son arrastrados hacia la luz del intestino con la bilis y posteriormente al exterior con las heces. Luego cuando caen al agua, se desarrolla el primer estadio larvario llamado miracidio, el cual está cubierto de cilios y posee una papila cónica en su extremo anterior, la cual permite perforar la piel del caracol (por cada miracidio que penetra el caracol, se producen de 500 a 600 cercarias). El miracidio estará totalmente desarrollado y listo para la eclosión después de 2 a 4 semanas con temperatura de 26 °C

en época de verano, este abandona el huevo por el opérculo y se va nadando en busca del hospedero intermediario, ya que no puede sobrevivir más de 24 horas en vida libre. La acción Fototrópica positiva de la mancha ocular atrae al miracidio a la superficie del agua donde nada hasta encontrar a un caracol del género *Lymnaea* (Quiroz, 2000). Si el miracidio penetra el caracol pierde su envoltura de cilios y se dirige hacia las gónadas o la glándula digestiva donde se formará el segundo estadio larvario denominado esporocisto (Dwight y Randy, 2004).

Cada célula germinal se convierte en una esfera germinal y mediante un proceso de crecimiento y varias divisiones alcanza la fase de redias, dando lugar en condiciones favorables a una segunda generación de redias la cual sigue evolucionando a un tercer estadio larvario conocido como cercaria. Las cercarias abandonan el caracol nadando en busca de las hojas de los pastos a las orillas de los vallados, estanques, charcos o los abrevaderos donde se enquistan y después de 3 días de maduración pierden la cola para transformarse en metacercaria, que es la fase infectante (Las metacercarias pueden permanecer viables hasta ocho meses si se mantienen en buenas condiciones de humedad) (Salazar *et al.*, 2006).

La cronología de los estados evolutivos de *Fasciola* se pueden resumir así: eclosión de los huevos 2 a 4 semanas, emisión de cercarías por los caracoles 5 a 12 semanas, periodo prepatente en grandes mamíferos 10 semanas. El desarrollo de miracidio hasta cercaria a una temperatura de 15 a 20 °C: tres meses. La sequía es mortal para las metacercarias y los huevos (Quiroz, 2000).

### e) Patogenia

El poder patógeno de la *Fasciola hepatica* varía de acuerdo con algunos factores como el huésped, especie, humedad y a la cantidad de metacercarias ingeridas, si es una infestación o reinfección. Las metacercarias son más patógenas para ovinos y conejos, la temperatura en la que su desarrollo oscila entre 22 - 24 °C, mientras que a 15 o 32 °C son menos patógena (Quiroz, 2011).

La patogenia tiene dos fases: la primera se produce durante la migración en el parénquima hepático y está asociada con las lesiones y hemorragias hepáticas. La segunda se produce cuando el parásito se localiza en los conductos biliares donde se presenta una actividad hematófaga de los tremátodos adultos, los cuales causan lesiones de la mucosa biliar producida por las espinas de su cutícula (Romero, 1994).

La Fasciolosis aguda ocurre de cinco a seis semanas después de la ingestión de una gran cantidad de metacercarias y es consecuencia de la invasión del hígado. Puede destruir suficiente parénquima para causar insuficiencia hepática aguda. La Fasciolosis crónica se desarrolla lentamente y se debe a la presencia de los estados adultos en los conductos biliares. Estas causan colangitis, obstrucción biliar, destrucción del tejido hepático, fibrosis y anemia. La infección crónica limita el ritmo de desarrollo y la conversión alimenticia en vaquillas en crecimiento y toretes para carne. La ingestión de alimentos es menor, lo que provoca merma en la eficacia de la utilización de energía metabólica y descenso en el depósito de Ca y proteína de la carne en la canal. La Fasciolosis en vacunos causa anemia y lesión hepática (Radostits *et al.*, 2002).

## f) Síntomas y lesiones

La presencia de unos pocos ejemplares de *Fasciola*, exclusivamente en los conductos biliares, no provoca ninguna manifestación importante, pero las infestaciones masivas causan enfermedades que son particularmente graves en los animales jóvenes pudiendo morir repentinamente por daño hepático o por invasión secundaria clostridial. Si el animal sobrevive a las lesiones, la regeneración de hígado se produce con producción de tejido fibroso nuevo, con distorsión del órgano por las múltiples cicatrices. En este estado puede aparecer anemia, debilidad, emaciación y edemas (submandibular, cuello, pecho y abdomen).

Cuando las fasciolas jóvenes migran, producen con su cubierta espinosa, una inflamación aguda en el tejido hepático situado en la zona de los conductos de perforación, en cuya génesis también participan los productos metabólicos tóxicos del verme y los de desintegración de las células del tejido. Por intervención de focos de supuración, pueden producirse en el hígado procesos purulentos (Leguía, 1988; Acha y Szyfres, 2003).

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, los túneles y las hemorragias se hacen más grandes; la pared de los túneles muestra hepatocitos destruidos, sangre, y células inflamatorias. Posteriormente, las áreas afectadas se fibrosan (Leguía, 1988; Cordero, 1999).

A la necropsia, los hallazgos son dependientes del número de parásitos y del tiempo de infección. Se pueden apreciar las

marcas de perforación hepática, inflamación y focos hemorrágicos que muestran un cuadro de hepatitis aguda en infestaciones recientes. En casos crónicos, los animales están anémicos o caquéticos, hay colecciones serosas en peritoneo y engrosamiento de los conductos biliares del hígado con alteraciones cirróticas (Olaechea, 2004).

#### **g) Epidemiología**

El estudio de la epidemiología de la Fasciolosis en el ganado involucra los factores que afectan la prevalencia y la intensidad de la infección y como éste impacta en los animales (Torgerson y Claxton, 1999). La epidemiología de la enfermedad depende de la susceptibilidad de las especies de hospedadores definitivos, dada por la resistencia natural y/o adquirida y por el estado nutricional, la edad y otros factores que condicionan la fisiología de cada especie y también de la presión de infección en el ambiente. La presión de infección, a su vez, está fuertemente influenciada por factores abióticos, que modulan la presencia y el desarrollo de los hospedadores intermediarios y del parásito (Torgerson y Claxton, 1999). La epidemiología de la Fasciolosis también depende de una gran variedad de factores topográficos, biológicos y de manejo ganadero (Boray, 1985).

En el Perú afecta a todos los pisos altitudinales del país, con menos frecuencia en selva baja y con más frecuencia en la región quechua (Rojas, 1990).



## **h) Inmunidad**

### **❖ Inmunidad natural**

Se ha observado bajo condiciones de campo y de laboratorio que los vacunos muestran un moderado a alto grado de resistencia natural a infecciones por distomas, en comparación con ovinos, caprinos y alpacas que son muy susceptibles. Estas diferencias se han tratado de explicar en términos anatómicos e histológicos, ya que el hígado de vacuno además de ser de mayor tamaño, contiene mayor cantidad de tejido conectivo, lo que le permite soportar infecciones altas y una mayor reacción de fibrosis que tiende a encapsular a los conductos biliares, produciendo la muerte y posterior eliminación de sus productos. En el vacuno el distoma generalmente vive de 9 a 12 meses, en relación con el ovino donde puede vivir hasta 11 años (Leguía, 1988; Acha y Szyfres, 2003).

### **❖ Inmunidad adquirida**

Tanto en animales de laboratorio (conejos, ratas, cobayos, etc.) como en terneros se ha demostrado altos niveles de resistencia adquirida a *Fasciola hepática*, a través de la producción de anticuerpos específicos; sin embargo, éstos por si solos no contienen inmunidad (Leguía, 1988). Por otro lado, se ha logrado producir inmunidad pasiva ya sea inoculando células linfoides o suero hiperinmune a animales susceptibles sometidos posteriormente al desafío respectivo. Sin embargo, la forma como estos mecanismos operan es poco entendido, ya que cuando hay altos niveles de inmunidad son transferidos a través de sueros hiperinmunes,

los parásitos de la dosis de desafío son destruidos antes que ellos alcancen el hígado; de otro lado, un similar nivel de protección mediante la inoculación de células linfoides está invariablemente asociado con una infiltración celular y muerte de los parásitos inmaduros en el parénquima hepático. En base a esto, algunos investigadores sostienen que un tipo de inmunidad celular inmediata operaría a nivel del hígado, en tanto que la inmunidad humoral actuaría a nivel de la cavidad peritoneal, siendo ésta la primera línea defensiva. Al respecto, existen “factores no específicos” aún no bien conocidos que intervienen en la respuesta inmune (Leguía, 1988).

#### **i) Diagnóstico**

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 (Quiroz, 2000).

Los exámenes hematológicos también son de utilidad para estimar el nivel de enzimas plasmáticas liberadas. Habitualmente se analizan dos enzimas. La glutamato deshidrogenasa (GLDH), esta es liberada cuando las células parenquimatosas están dañadas y se incrementa durante las primeras semanas post-infección. La gamma glutamil transpeptidasa (GGT), indica lesión en las células epiteliales que tapizan los conductos biliares y se incrementa especialmente una vez que las fasciolas alcanzan los conductos biliares, manteniendo niveles elevados durante un período de tiempo más prolongado (Urquhart *et al.*, 2001).

### ❖ Diagnóstico diferencial

Es importante establecer el diagnóstico diferencial, fundamentalmente, con los huevos de Paramphistomidos. Que son más grandes, de tonos más claros y de estructura más gruesa que los de *Fasciola hepatica* de color amarillo marrón (Borchet, 1964).

### j) Control

El solo diagnóstico de *Fasciola hepática*, puede no ser razón suficiente para iniciar la lucha contra el parásito. La decisión final tendrá que estar relacionada con el riesgo de que incida económicamente, el riesgo de dispersión en un área o la decisión de limpiar un potrero o ambiente contaminado. El control de la Fasciolosis, en un área endémica debe estar orientado a proveer o limitar el contacto entre el parásito y su huésped definitivo, tratando en principio, de ofrecer pasturas “seguras” para las categorías de animales más susceptibles (Olaechea, 2004).

El control de la Fasiolosis, debe reposar sobre una estrategia combinada con miras a destruir las infrapoblaciones de *Fasciola hepatica* presentes en el hospedador definitivo, lo que requiere el uso de antihelmínticos, así como de la implementación de medidas ecológicas, químicas o de biocontrol, tendientes a la reducción de las poblaciones del hospedador intermediario; y consecuentemente, de las infrapoblaciones de las larvas de *Fasciola hepática*, que lo parasitan y la reducción de las posibilidades de infestación de los rumiantes mediante la implementación de medidas que impidan el acceso de los animales a las zonas afectadas (Morales y Pino, 2004).

### k) Tratamiento

Dentro de la gama de fasciolicidas existentes en el mercado nacional, existen drogas que matan a los estadios adultos, mientras que otras destruyen el trematodo a partir de los estadios juveniles hasta las formas adultas, en la Tabla 1 se muestra la eficacia de alguno de los más usados en nuestro medio.

**Tabla 1. Fasciolisidas disponibles en la actualidad.**

Fasciolicidas disponibles en el mercado actual					
Fasciolicidas	Dosis mg/Kg		Actividad contra <i>Fasciola</i>		
	Ovinos	Bovinos	1-4 sem	5-8 sem.	Adulto
Nitroxinil	10 s.c.	10 s.c.	-	+/-	+
Dianfetidina	105	N.D	+	+	+/-
Oxiclonaxida	15	10	-	+/-	+
Brotianida	5.6	N.D.	-	+/-	+
Rafoxanide	7.5	7.5	-	+/-	+
Closantel	10	5	-	+/-	+
Albendazol	7.5	10	-	-	+
Netobimin	20	20	-	-	+
Triclabendazole	10	12	+	+	+
Clorsulon	N.D.	2 s.c.	-	+/-	+

Fuente: Becerra, 2001.

Donde:

N.D.: No disponible

S.C.: Subcutáneo

(-) : Indica resultado no eficaz

(+) : Indica resultado eficaz

(+/-) : Puede ser o no, el resultado eficaz

## 2.2.2. Paramphistómidos

### A. Familia Paramphistomidae

Los paramphistómidos presentan similitudes con *Fasciola hepatica*, ya que tienen un ciclo evolutivo indirecto en el que interviene un caracol anfibio como hospedador intermediario, del género *Lymnea* (en Cajamarca se ha comprobado la presencia de *Lymnea viatrix*). Los paramphistomidos también utilizan otros moluscos acuáticos como *Bullinus*, *Planorbis*, *Indorbis* o *Fossaria*. Los últimos estudios en esta región demuestran que existen asociación entre *Fasciola hepatica* y *Paramphistomum* (Torrel y Paz, 2015).

Las formas adultas de los Paramphistomidos, se localizan en el rumen e intestino delgado de los rumiantes como: bovinos, ovinos, cabras, búfalos y antílopes. Ocasionalmente, se registran formas erráticas en el hígado (Benavides y Romero, 2001).

La enfermedad está caracterizada por epidemias de gastroenteritis parasitaria aguda y pérdida de la producción asociada con alta mortalidad y morbilidad particularmente en animales jóvenes. Los trematodos de la familia Paramphistomidae incluyen varios géneros como *Paramphistomum*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Explanatum*, *Ugandocotyle* y *Gigantocotyle* (Soulsby, 1987). Es de distribución mundial, pero de escasa importancia veterinaria, excepto la forma intestinal aguda que es importante en áreas de clima tropical y subtropical (Kassai, 2002).

**B. Taxonomía**

REINO	:	Animal
PHYLUM	:	Platelminto
CLASE	:	Trematoda
SUBCLASE	:	Digeneo
ORDEN	:	Amphistomida
FAMILIA	:	Paramphistomidae
SUBFAMILIA	:	Paramphistominae
GÉNERO	:	<i>Paramphistomum</i> Cotylophoron Calicophoron
ESPECIES	:	<i>cervi</i> <i>microbothrioides</i> <i>liarchis</i> <i>ichikawai</i> <i>microbothrium</i>
• Género	:	Cotylophoron
Especie	:	<i>cotylophoron</i> <i>estreptocoelium</i>
• Género	:	<i>Calicophoron</i>
Especie	:	<i>calicophoron</i> <i>ijimai</i> <i>microbothrioides</i> <i>daubneyi</i>

Fuente: (Torrel y Paz, 2015)

## C. Características, Morfología y Biológicas

### ❖ Morfológicas

Morfológicamente, los Paramphistomidos se caracterizan por ser cilíndricos, de un espesor de 2 a 5 mm y de aproximadamente 1 cm de largo según la especie, a semejanza de una pera y de un color rojo claro a un rosado, en especímenes adultos frescos (Soulsby, 1987; Barriga, 2002; Dirksen y Dierter, 2005). Presentan una ventosa ventral denominada acetábulo en posición terminal y carecen de una armadura de espinas en el cuerpo, la cual es reemplazada frecuentemente por unas papilas tegumentales (Quiroz, 2005).

### ❖ Biológica

Los tremátodos adultos están presentes generalmente en el rumen, y raramente en omaso y abomaso en estos lugares depositan huevos incompletamente embrionados, los cuales son excretados al exterior junto con las heces (Cordero, 1999).

- **Huevos:** Los huevos de *Paramphistomum* son similares a los de *Fasciola hepatica*, estos son grandes y operculados (Urquhart *et al.*, 2001); sin embargo, son de color claro, a diferencia de *Fasciola hepatica* que son de color amarillo, lo cual se adquiere por la localización de los parásitos adultos. Asimismo, los huevos son de mayor tamaño (115 a 175 x 75 a 100 micras) que los de *Fasciola hepatica*. Los huevos salen al exterior con las heces del hospedador

definitivo y se liberan en el intestino del hospedador intermediario (Barriga, 2002).

- **Miracidio:** Es la forma infectiva para el hospedero intermediario, tiene forma ovoide y alargada, tiene cilios en su extremo anterior que le permiten su desplazamiento en el agua, posee una papila móvil y una glándula apical, que permite la penetración en el caracol (hospedero intermediario) (Cordero, 1999).
  
- **Esporocisto:** Una vez en el caracol, el miracidio pierde los cilios y migra a través de los vasos sanguíneos o canales linfáticos a lugares donde el alimento es abundante, transformándose en esporocisto madre o de primer orden, el cual da lugar a una generación de redias. Los esporocistos hijos, desarrollan en su interior la cercaría (Cordero *et al.*, 2002). Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del hospedador intermediario, es de forma sacciforme de 93 por 53  $\mu$ . Al cabo de 11 días los esporocistos ya maduros contienen, cada uno de ellos, un máximo de 8 redias (Soulsby, 1987).
  
- **Redia:** Miden de 1.2 por 0.15 mm de tamaño, los cuales después de 20 días, se liberan y producen redias hijas, y a los 39 días, a nivel de las glándulas del intestino medio producen redias nietas. Esta fase larvaria se forma de las masas germinales que se encuentran en el interior de la cámara de incubación de los esporocistos. Las redias pueden alimentarse de los tejidos del molusco hospedador, tomando hemolinfa y tejidos, especialmente de las células glandulares digestivas, por lo que disponen de hidratos de carbono y proteínas (Cordero, 1999).



- **Cercarias:** Las cercarias maduras son de color marrón oscuro y poseen dos manchas oculares. Miden de 350 a 280  $\mu$  (cercarias pigmentadas), poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50  $\mu$ . Las cercarias abandonan los caracoles en momentos de gran claridad, en condiciones óptimas en horas de mayor intensidad nadan cerca de la superficie del agua de un lado para otro y se fijan a las plantas (Cordero *et al.*, 2002).
  
- **Metacercaria:** La cercaria pierde la cola y se enquista en el medio externo transformándose en metacercaria, que es una réplica juvenil del adulto, las gónadas no son funcionales. Forma quística infectiva, estos quistes, miden 250 micras, y están rodeados de unas membranas resistentes, una externa de estructura fibrosa y otra interna. Los hospedadores definitivos se infectan cuando ingieren metacercarias maduras, que están enquistadas en las plantas (Cordero, 1999).
  
- **Parasito adulto:** El color de los ejemplares adultos vivos es rojo claro o rosado (Barriga, 2002). El cuerpo es piriforme, ligeramente cóncavo ventralmente y convexo dorsalmente (Soulsby, 1987). Estos tremátodos de la familia Paramphistomidae; en general son gruesos y circulares en sección transversa. La ventosa ventral está situada cerca del extremo posterior y puede estar muy desarrollada; a veces presenta una bolsa grande ventral. La ventosa anterior algunas veces tienen un par de bolsas; no hay laringe, pero si hay faringe y el ciego intestinal es simple. La cutícula no tiene espinas; el poro genital se abre en la cara ventral sobre la línea media del tercio anterior. Los testículos son lobulados anteriores a los pequeños

ovarios; las diferencias morfológicas se utilizan para clasificar especies. Las glándulas vitelogenas son letales y en general están muy desarrolladas. El útero es visible desde la cara dorsal del parasito y esta enrollado (Piña, 2012).

### ❖ Ciclo biológico

Cuando los huevos son eliminados, mezclados con las excretas del hospedero definitivo, se encuentran, en los primeros estadios de la segmentación. El tiempo de desarrollo varía según la temperatura, pero se ha demostrado invitro que es de aproximadamente de 44 días a 16 °C (Torrel y Paz, 2015).

Cuando los miracidios abandonan el huevo, nadan en el agua y penetran en un caracol acuático 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 los géneros más frecuentes son *Bulinus*, *Lymnaea* y *Fossaria* (Torrel y Paz, 2015).

Posteriormente, los miracidios pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 12 horas, se forma un Esporocisto alargado de 93 por 53  $\mu$  (Borchet, 1981; Cordero, 1999).

El desarrollo en el caracol en condiciones favorables (26–30 °C), puede completarse en cuatro semanas. Existe un gran desarrollo de los Esporocistos al cabo de 11 días,

encontrándose ya maduros y conteniendo cada uno de ellos un máximo de ocho redias, éstas se liberan y experimentan un notable crecimiento, al cabo de unos 21 días post infestación, miden entre 0.5 y 1 mm de longitud y contienen entre 15 y 30 cercarías. En ciertas condiciones se forman redias hijas. Cuando las cercarías son eliminadas de las redias, aún son inmaduras y necesitan un tiempo de maduración en los tejidos del molusco antes de ser eliminadas. Este periodo a 27 °C es de 13 días (Soulsby, 1993). Las cercarias son eliminadas del caracol cuando se estimulan con la luz. Las cercarias liberadas son fácilmente reconocibles como “anfistoma”, por la presencia de la ventosa oral y la posterior. Son activas por algunas horas, luego se enquistan en la vegetación u otros objetos que se encuentran en el agua. Al cabo de unos 10 minutos, el enquistamiento se ha completado, y las nuevas metacercarias se oscurecen hasta ser casi negras. La viabilidad de esta fase se mantiene durante un periodo de alrededor de tres meses (Borchet, 1981; Cordero, 1999).

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 preestómagos donde alcanzan la madurez. El periodo de prepatencia oscila entre 7 y 10 semanas (Soulsby, 1993; Urquhart *et al*, 2001).

Los huevos aparecen en las heces a los 56 días en los bovinos, en los 69 días en las cabras y a los 71 días en ovinos. El huésped intermediario de *Paramphistomum*

*Ichikawaien* y *Paramphistomum cervi*. Caracoles de los géneros: *Bulinos*, *Glyotanusis*, *Indoplanorbis*, *Lymnea*, *Norbis*, *Pseudosuccinea*, *Fossaria*, *Phygmanisus* y *Glyptanusis* (Quiroz, 2005).

#### ❖ Patogenia

Los trastornos clínicos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa del rumen son menores que los originados por las fases juveniles migrantes (Borchert, 1981; Urquhart *et al*, 2001) por lo cual los efectos patógenos están asociados con la fase intestinal de la infección. Las fases juveniles son histiófagas, lo que origina graves erosiones en la mucosa del duodeno. En infecciones masivas provocan enteritis caracterizada por edema, hemorragias y úlceras. En la necropsia, las fases juveniles aparecen apiñadas, de color rosa pardo y unido a la mucosa duodenal y ocasionalmente en el yeyuno y abomaso. Los parásitos adultos situados en el preestómago son bien tolerados, incluso aunque existan varios miles de tremátodos adultos y se alimentan de la pared del rumen o retículo (Urquhart *et al*, 2001).

Los tremátodos adultos e inmaduros se fijan en su ventosa ventral, succionan parte de la mucosa y bloquean la irrigación sanguínea, algunas veces con pérdida de sangre lo que explica la anemia existente en esta parasitosis (Radostits *et al.*, 2002). Estas lesiones provocan pérdida de proteínas plasmáticas con perturbaciones en el equilibrio proteico. Las formas adultas en el rumen destruyen gran parte de la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados; la caracterización patológica de la Paramphistomosis bovina de 20 bovinos positivos muestran

que en el 80 % de animales presentaron caída de papilas ruminales con mucosa ruminal pálida; el 45 % queratinización de la mucosa ruminal y solamente el 20% presentaron el rumen aparentemente normal y un 5 % el omaso aparentemente normal (Torrel, 2009). Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide y generan la formación de anticuerpos (Quiroz, 2005).

#### ❖ Síntomas clínicos

Luego de pastar durante 1-2 semanas en praderas infestadas, aparecen en animales jóvenes síntomas de gastroenteritis grave con diarrea acuosa, maloliente y persistente, pérdida de apetito, apatía, exicosis, deshidratación. Experimentalmente, el suministro de 160,000 metacercarias es mortal. Durante el curso de varias semanas de enfermedad los animales adelgazan hasta la caquexia, anemia leve ( $4-4,5 \times 10^6$  eritrocitos/ $\mu$ l), eosinofilia y monocitosis, formación de edemas en el espacio submandibular y palidez de las mucosas (Dirksen y Dierter, 2005).

En el intestino, las formas juveniles provocan enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café o rojo oscuro y sangre en el contenido de aspecto viscoso. Puede haber presencia de edemas. La evidencia de anemia 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, hidropericardio y ascitis. En casos crónicos hay atrofia del bazo y atrofia

muscular. La principal manifestación como consecuencia de la mala digestión de los alimentos es retardo en el crecimiento y deficiente estado nutricional del animal, diarrea (Quiroz, 2005).

La muerte se suele producir unos 15-20 días después de la aparición de los primeros signos durante la Paramfistomosis crónica, la principal manifestación como consecuencia de la mala digestión de los alimentos, es el retardo en el crecimiento y deficiente estado nutricional del animal. Otras veces hay formación de edema intermaxilar y ascitis. La mortalidad en animales con infestaciones graves puede ser alta (Radostits *et al.*, 2002).

La caracterización clínica de los animales positivos a la Paramphistomidosis bovina muestra que el 100 % de animales presentaron diarrea y pelo hirsuto; el 80 % mucosa bucal pálida; 45 % emaciación, el 35 % caquexia y solo el 5 % presentaron edema subglociniano (Torrel, 2009).

#### ❖ **Formas de presentación**

La enfermedad desarrolla dos tipos de infección: una forma intestinal, producida por tremátodos inmaduros migratorios y una forma ruminal producida por trematodos maduros.

##### **- Paranfistomosis Aguda o Intestinal.**

Tiene mayor patogenicidad, debido a que las formas migratorias del parásito se adhieren a la mucosa y se insertan hasta llegar a la submucosa, produciendo un efecto traumático e irritativo que va acompañado de petequias, erosiones y necrosis. Provocando lesiones

intestinales que conllevan a la pérdida de apetito del animal y en ocasiones, a una total anorexia. En casos graves pueden desarrollar anemia, hipoproteínenia, edemas y emaciación (Pinedo *et al.*, 2010).

La diarrea se desarrolla de 2 a 4 semanas después de la infestación; las heces se expulsan con fuerza, los miembros posteriores aparecen sucios; la diarrea es fétida con sangre (Quiroz, 2005). Los síntomas principales: diarrea, anorexia, sed, anemia, hipoalbuminemia, edema y emaciación. En este caso la mortalidad puede ser elevada (Cordero *et al.*, 2002).

#### - **Paranfistomosis Crónica o Ruminal**

Los trematodos adultos sexualmente maduros no están asociados con la enfermedad clínica y han sido descritos como comensales que viven en el contenido ruminal del hospedador (Dirksen y Dieter, 2005). Es la forma típica de la infección. Los tremátodos 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 a infecciones posteriores, especialmente en ganado vacuno, aunque los tremátodos adultos continúan produciendo huevos (Kassai, 2002).

Los parásitos adultos, localizados en los pre-estómagos, en infestaciones graves se han asociado a adelgazamiento, anemia, un pelaje seco y áspero y una disminución de la producción.

## ❖ Lesiones

Las lesiones dependen del número de tremátodos migratorios y su gravedad varía desde una enteritis local, atrofia de las vellosidades, hasta una grave destrucción de la mucosa (Urquhart *et al*, 2001).

Los efectos clínicos dependen de la extensión de las lesiones ya que en el tramo distal del intestino delgado no lesionado se puede producir un fenómeno de compensación de las deficiencias funcionales, es aquí donde las formas juveniles de los parásitos producen enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café o rojo oscuro y sangre en el contenido de aspecto viscoso (Cordero, 1999). Se produce pérdida de proteína plasmática, desarrollándose hipoalbuminemia. Esta pérdida proteica unida a la reducción del apetito causa importantes consecuencias fisiológicas. La baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de edemas generalizados. De esta manera se observan hidropericardio, hidrotórax, edema pulmonar, ascitis y edema submandibular (Cordero, 2002).

En cuanto a las lesiones microscópicas, en el rumen hay proliferación de epitelio en las zonas que rodean al parásito y una evidente proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas, así como signos de degeneración. Asimismo, se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces el epitelio de las criptas de Lieberkühn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionadas, distendidas y algunas veces rotas. Las glándulas Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas (Quiroz, 2000).



## ❖ Inmunidad

Observaciones de campo han puesto de manifiesto que infecciones anteriores en animales adultos provocan un grado de inmunidad capaz de proteger contra reinfecciones posteriores. Esta inmunidad es parcial en rumiantes menores y completa en ganado vacuno. No obstante, existe en todos los animales una protección frente a los efectos letales desencadenados en esta parasitosis. Los factores que influyen en la inmunidad son, el número de metacercarias ingeridas, así como la presencia de vermes adultos en el rumen, independientemente del número de los mismos (Cordero, 1999). La inmunidad tiene como resultado no sólo una marcada reducción del número de parásitos, sino también una protección del efecto letal que esta parasitosis ejerce sobre el hospedero (Urquhart *et al.*, 2001).

En el ganado vacuno se desarrolla una buena inmunidad, por lo que los brotes de la enfermedad están habitualmente restringidos a los animales jóvenes. Sin embargo, los animales mayores albergan un escaso número de parásitos adultos. Por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart *et al.*, 2001).

Se han usado metacercarias irradiadas, que producen infestación intestinal pero no ruminal, dando lugar a una fuerte respuesta inmune a la reinfección (Quiroz, 2005).

## ❖ Diagnóstico

### - Diagnóstico clínico

Se basa en el estudio de los antecedentes epidemiológicos locales y en los signos clínicos de la enfermedad. El hallazgo de hospedadores intermediarios en pastos y aguas será un importante factor de sospecha (Cordero, 2002).

El diagnóstico presuntivo puede realizarse por la historia clínica y los signos. Los más característicos son anorexia, polidipsia y diarrea expulsada con fuerza con olor fétido. La observación de caracoles hospedadores intermediarios en potreros o en abrevaderos ayuda al diagnóstico (Quiroz, 2005).

### - Diagnóstico por necropsia

La historia de los animales en los pastos y los síntomas clínicos, pueden conducir a la sospecha de Paramphistomidos, cuya confirmación la proporcionará la necropsia en la que se observan las lesiones típicas y gran número de distomas inmaduros de 0,5 mm, localizados en los primeros metros del intestino delgado (FAO, 1994).

Los parásitos inmaduros yacen incrustados en la mucosa del duodeno y del yeyuno, hasta en la muscularis mucosae, así como en los folículos linfáticos. Infiltrados gelatinosos aparecen en la pared intestinal y en el mediastino, existiendo también enteritis hemorrágica y destrucción de las células glandulares y nerviosas (Borchert, 1981).

### - Diagnóstico coproparasitológico

Estos análisis coprológicos tienen sus limitaciones. En el caso de la Paramphistomosis, la aparición de huevos del tremátodo en las heces implica que los parásitos han alcanzado el estado adulto (8-12 semanas post-infestación) y la mayoría de las alteraciones (a nivel intestinal) ya se han producido y no han sido detectadas.

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con la Fasciolosis. Los resultados de la coprología podrían inducir a error por la similitud de los huevos de ambos trematodos; por otro lado, en las pruebas serológicas se producen reacciones cruzadas. Por todo ello, la interpretación de lesiones y sobre todo el hallazgo de los tremátodos durante la necropsia resultan ser definitivos (Cordero, 1999).

Los huevos se deben diferenciar de los otros tremátodos como los de mayor tamaño de los Paramphistómidos. Los huevos de *Fasciola hepatica* tienen cáscara amarilla, no se distingue claramente el opérculo y las células embrionarias no están diferenciadas, a diferencia de los huevos de los Paramphistómidos que son de cáscara clara o transparente y el opérculo es muy evidente, se distinguen fácilmente las células embrionarias y tienen una pequeña prominencia en el polo posterior del huevo, siendo por lo general de mayor tamaño que las de *Fasciola hepatica* (Soulsby, 1987).

- **Pruebas bioquímicas**

En sangre demuestran una disminución significativa de las proteínas plasmáticas totales, debido a una disminución de la albúmina plasmática (Radostits *at al.*, 2002).

- **Pruebas serológicas**

“Extractos antigénicos de gusanos adultos e inmaduros y de metacercarias, se pueden utilizar en pruebas intradérmicas. Una reacción cutánea de color rojo oscuro, rodeada de una zona edematosa dentro de los 30 minutos que sigue a la inoculación en la región axilar de los antígenos mencionados, denota signos de positividad. Se usa también la fijación del complemento y pruebas de precipitación alrededor de parásitos vivos. La inmunofluorescencia y el enzimoimmunoensayo (ELISA), utilizando como antígeno extracto de vermes adultos, ofrecen resultados aceptables” (Cordero, 2002).

- **Diagnóstico diferencial**

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con la Fasciolosis. Los resultados de la coprología podrían inducir a error por la similitud de los huevos de ambos tremátodos; por otro lado, en las pruebas serológicas se producen reacciones cruzadas. Por todo ello, la interpretación de lesiones y sobre todo el hallazgo de los tremátodos durante la necropsia resultan ser definitivos (Cordero, 1999).

### ❖ Epidemiología

La mortalidad en 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 (Torrel y Paz, 2015).

La paranthistomosis es una enfermedad parasitaria emergente que afecta a rumiantes salvajes y domésticos, como los bovinos, ovinos y porcinos, causada por parásitos de la familia Paranthistomidae dentro de los que también se incluye *Gastrodiscus aegyptiacus* y *G. secundus*, que se localizan en el intestino delgado del porcino y equino, *pseudodiscus* en el colon del equino, y *gastrodiscoides hominis* en humanos y porcinos, ocasionando graves problemas de salud pública (Torrel y Paz, 2015).

### ❖ Prevención y control

El control debe integrar las acciones quimioterapéuticas, con la prevención de la entrada de los animales a los lugares poblados por hospederos intermediarios, especialmente en las épocas que determinan los patrones locales de transmisión, lo que se puede conseguir con el establecimiento de simples barreras mecánicas o rotación de pasto (Dirksen y Dieter, 2005).

Hasta el momento, no se han desarrollado esquemas de tratamientos profilácticos contra los Paramphistomidos como existe para la Fasciolosis. El control consiste en evitar la exposición de los rumiantes a pastos sospechosos, tratarlos

periódicamente o en controlar los caracoles (Barriga, 2002). Debido a que el hospedero intermediario son caracoles, las ovejas y vacas deben pastar en pastos altos; se deben vallar las zonas en las que haya agua, o bien tratar el hábitat de los caracoles con molusquicidas. El drenaje de estanques y chacras constituye una medida de control más permanente (Soulsby, 1993).

Cuando aparece un brote es fundamental alejar a los animales de los pastos infestados, ya que las metacercarias pueden persistir viables en los pastos hasta 2 ó 3 meses después de que el agua se haya secado en zonas inundadas y los animales susceptibles se deben mantener alejados durante el período de riego (Quiroz, 2000).

En las zonas donde *Paramphistomum sp.* es un problema constante, la administración de un tratamiento entre los picos máximos estacionales de metacercarias debería reducir la cantidad de huevos que caen a los pastos y reducir así las posibilidades de infección de los caracoles. Sin embargo, este sistema aún no se ha llegado a probar sobre el terreno (Radostits *et al.*, 2002).

#### ❖ Tratamiento

La quimioterapia se dirige al tratamiento de gusanos adultos localizados en el rumen y a la actuación contra los brotes agudos de la enfermedad ocasionados por vermes jóvenes. Los fármacos más utilizados para el tratamiento de paramphistomosis son:

**Tabla 2. Fármacos que actúan sobre vermes de acuerdo a su madures.**

Fármaco	Vermes inmaduros (rumiantes menores)	Vermes inmaduros (bovinos)	Vermes maduros (rumiantes)
Hexaclorofeno			+
Hexacloro paraxileno			+
Bitionol	+	+	+
Bitionol sulfóxido			+
Niclofolán	+		
Niclosamida	+	+	
Oxiclozamida sola o con levamisol	+	+	+
Resorantel	+	+	+
Rafoxanida		+	+
Closantel	+	+	+

Fuente: (Torrel y Paz, 2015).

Dónde: (+) = Indica que el fármaco actúa de manera eficaz.

## CAPÍTULO III

### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. UBICACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria y Huayrapongo) del Valle de Cajamarca. Producto de la investigación se tomaron muestras de heces del ganado vacuno, las cuales se procesaron en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

La zona de Huacaríz presenta las siguientes características geográficas y meteorológicas:

- Latitud: 07°11'11.10"
- Longitud: 78°29'27.98"
- Altitud: 2696 msnm
- Temperatura media anual: 15.2 °C
- Temperatura mínima promedio anual: 8.4 °C
- Temperatura máxima promedio anual: 20 °C
- Precipitación pluvial: 629.2 mm
- Presión Barométrica: 740.5 milibares
- Humedad relativa promedio anual: 62.58%



### 3.2. MATERIALES

#### a) Material biológico

Se trabajó con 380 muestras de bovinos mayores de un año de edad, de diferente raza.

#### b) Material de campo

- Bolsas de polietileno de 12 X 15 (cm)
- Caja de tecknoport
- Naricera y soga
- Hielo
- Guantes quirúrgicos
- Formatos
- Libreta de apuntes
- Bolígrafos
- Lapicero de tinta indeleble

#### c) Materiales del Laboratorio

- Kit de la Técnica Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel (Rojas *et al.*, 2013).
- Agua
- Lápiz de tinta indeleble
- Detergente
- Guantes
- Tijera
- Papel toalla

**d) Material Químico**

Lugol parasitológico: Compuesto por 5 g yodo metálico más 10 g de Yoduro de potasio más 100 ml de agua.

**e) Material de escritorio**

- Papel bond A4
- Impresora
- USB, CDs
- Cámara fotográfica

**3.3. METODOLOGÍA**

Para la presente investigación se trabajó con un tamaño muestral de 380 vacunos de la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, la Victoria, La Colpa, Huayrapongo). La toma de muestra de heces se realizó directamente del recto del ganado vacuno, cuya cantidad fue de 100 g. Para obtener la muestra se utilizó guantes quirúrgicos, posteriormente, se trasladó en una caja de tecknoport al Laboratorio de Parasitología Veterinaria

+de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, donde se realizó el análisis coproparasitológico respectivo.

**A) DEL NÚMERO DE MUESTRAS**

Para la determinación del número de muestras requeridas, se aplicó la fórmula según (Thrusfield, 1990).

$$N = \frac{Z^2 P (1-Pes.)}{d^2}$$

Dónde:

N = número de muestras requeridas.

Z = constante 1,96 (al 95%)

P = prevalencia (55.17%)

d = precisión deseada (5%)

Tenemos:

$$N = \frac{(1,96)^2 \times 0,55 (1 - 0,55)}{(0,05)^2}$$

$$N = \frac{3.8416 \times 0,55 (0.45)}{0.0025}$$

$$N = \frac{0,9508}{0,0025} = 380,32$$

**N= 380 muestras**

**Tabla 3. Distribución de animales por caserío de la zona Huacaríz 2016.**

<b>Caserío</b>	<b>N° de productores</b>	<b>N° de bovinos</b>
Huacaríz	19	118
Huacaríz Chico	24	151
La Victoria	47	654
La Colpa	94	943
Huayrapongo	86	334
<b>TOTAL</b>	<b>270</b>	<b>2200</b>

Fuente: SENASA Cajamarca 2015. Elaboración propia.

**Tabla 4. Número de animales a muestrear de acuerdo al porcentaje en la zona de Huacaríz 2016.**

$$\% \text{ de números de muestra} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de animales}}{\text{Total de bovinos}} \times 100$$

$$\% \text{ de números de muestra} = 5$$

<b>Caserío</b>	<b>N° de muestras</b>	<b>% a muestrear</b>
Huacaríz	19	5
Huacaríz Chico	27	7
La Victoria	114	30
La Colpa	163	43
Huayrapongo	57	15
<b>TOTAL</b>	<b>380</b>	<b>100</b>

**Fuente:** Resultados de la investigación.

Elaboración propia.

## **B) DE LA TOMA DE MUESTRA**

La toma de muestras se realizó durante los meses de enero y febrero del año 2016, en el muestreo respectivo se consideró la edad de cada vacuno que sean mayores de un año; y que además no hubiesen sido dosificados al menos tres meses antes del realizar el muestreo.

Las muestras se recolectaron en horas de tarde de 3-6 pm, hora en que los animales están en los respectivos potreros o en el momento de finalizar el ordeño.

Se recolectó aproximadamente 100 g de heces de cada animal, directamente del recto captadas en bolsas de polietileno. Posteriormente, dichas muestras fueron trasladadas al Laboratorio de

Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinaria para el análisis coproparasitológico respectivo, donde se utilizó la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel.

### **Consideraciones en la toma de muestra**

- ✓ **Unidad Epidemiológica de Interés o Cluster:** 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.
- ✓ **Unidad Primaria de Muestreo (UPM):** Describe a los predios seleccionados durante la fase del diseño estadístico inicial.
- ✓ **Unidades Elementales de Muestreo (UEM):** Define a los animales que se encuentran dentro de las UPM o predios seleccionados.

Hay que considerar que inicialmente cualquier predio, es potencialmente un cluster 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. En el caso en que el predio seleccionado o UPM no contenga el número mínimo de animales requeridos (10 animales por unidad epidemiológica), se deberá buscar en la vecindad del mismo, otro predio semejante al seleccionado que conformará el cluster o UPM (SENASA-PERÚ, 2009).

### 3.4. ANÁLISIS DE LABORATORIO

Una vez obtenida las muestras y llevadas al laboratorio se procedió al análisis coproparasitológico en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la U.N.C mediante la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel. (Anexo 1).

#### **Prevalencia**

Una vez determinado el número de muestras fecales positivas, se calculó la prevalencia de tremátodos, a través de la fórmula (Thrusfield, 1990).

$$P = \frac{\text{Número de casos positivos}}{\text{Total de muestras}} * 100$$

### 3.5. DISEÑO ESTADÍSTICO

Mediante la prueba Z de proporciones (Anexo 4).

## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS

**Cuadro 01. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en el ganado vacuno de la zona de Huacaríz del valle de Cajamarca, 2016.**

Población estudiada	Positivos	Prevalencia
380	130	34,21 ± 5 %

**DONDE: ±** Es el intervalo de confianza al 95%

**Cuadro 02. Prevalencia de *Calicophoron microbothrioides* en el ganado vacuno de la zona de Huacaríz del valle de Cajamarca, 2016.**

Población estudiada	Positivos	Prevalencia
380	202	53,16 ± 5 %

**DONDE: ±** Es el intervalo de confianza al 95%

**Cuadro 03. Prevalencia de infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides*) en el ganado vacuno de la zona de Huacaríz del valle de Cajamarca, 2016.**

Población estudiada	Positivos	Prevalencia
380	72	18,95 ± 5 %

**DONDE: ±** Es el intervalo de confianza al 95%



## CAPÍTULO V

### DISCUSIÓN

En el Cuadro 01, se observa que de 380 muestras de heces 130 resultaron positivas a *Fasciola hepatica*, la cual representa una prevalencia de 34,21% durante los meses de enero y febrero del 2016; resultados que fueron inferiores a la investigación realizada por (Plasencia, 2010) durante los meses de octubre 2010 - enero 2011, cuya prevalencia fue de 40,31%.

En el Cuadro 02, se observa que de 380 muestras de heces 202 resultaron positivas a *Calicophoron microbothrioides*, lo que representa una prevalencia de 53,16% durante los meses de enero y febrero del 2016; resultados que fueron inferiores a la investigación realizada por (Plasencia, 2010) durante los meses de octubre 2010 - enero 2011, cuya prevalencia fue de 55,17%.

En el Cuadro 03, se observa que de 380 muestras de heces 72 resultaron positivas a Infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides*), la cual representa una prevalencia de 18,95% durante los meses de enero y febrero del 2016; resultados que fueron inferiores a la investigación realizada por (Plasencia, 2010) durante los meses de octubre 2010 - enero 2011, cuya prevalencia fue de 20,95%.

Los resultados de prevalencia del presente trabajo en *Fasciola hepática*, *Calicophoron microbothrioides* e infección mixta, son menores a los reportados por Plasencia, 2010; cuyos resultados pueden deberse a las siguientes causas: Muestreo en otras unidades pecuarias, la población estudiada fue dosificada y se tomó la muestra antes de 3 meses y cambios climáticos constantes en los últimos años.

## CAPÍTULO VI

### CONCLUSIONES

En la presente investigación de 380 muestras de heces analizadas, se concluye que:

- 6.1. La prevalencia de *Fasciola hepatica* del ganado vacuno de la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria, Huayrapongo) del Valle de Cajamarca 2016, es de  $34,21 \pm 5\%$ .
- 6.2. La prevalencia de *Calicophoron microbothrioides* del ganado vacuno de la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, La Victoria, Huayrapongo) del Valle de Cajamarca, es de  $53,16 \pm 5\%$ .
- 6.3. La prevalencia de infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides*) del ganado vacuno de la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Colpa, la Victoria, Huayrapongo) del Valle de Cajamarca, es de  $18,95 \pm 5\%$ .

## CAPÍTULO VII

### REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- **Acha, P. y Szyres, B. 2003.** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3<sup>ra</sup> Edición. Washington: OPS. 413p.
- **Barriga, O. 2002.** Las Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos en la América latina. 2<sup>ra</sup> Edición. Santiago: Germinal. 247 – 260p.
- **Becerra, M. 2001.** Consideraciones sobre estrategias sostenibles para el control de *Fasciola hepatica* en Latinoamérica. Universidad de Pamplona, Colombia. Rev Col Cienc Pec Vol. 14(1):31-32 p.
- **Benavidez, O. y Romero, N. 2001.** Manejo Integrado de plagas y Enfermedades. El Control de los Parásitos Internos del Ganado en los Sistemas de Pastoreo en el Trópico Colombiano. UR. [Sitio en internet]. [Consultado, 12/11/2015]. Disponible en: <http://www.fedegan.org.co/71manual.html>.
- **Borchert, A. 1964.** Parasitología Veterinaria. Zaragoza España. Editorial Acribia. 45-48p.
- **Borchert, A. 1981.** Parasitología Veterinaria, 3<sup>ra</sup> Edición. Editorial Acribia. Zaragoza-España. 745 p.
- **Boray, J. 1985.** Flukes of Domestic Animals. En: Parasites, pests and predators, S. M. Gaafar, W. Howard and R. Marsh (Ed). Amsterdam, Elsevier, 179-218p.
- **Chuquiruna, M. 2011.** Frecuencia de Fasciolosis y Cisticercosis en Animales Beneficiados en el Camal Municipal de Baños del Inca. Tesis para optar el Título profesional de Médico Veterinario, Universidad Nacional de Cajamarca- Perú. 25p.

- **Cordero, M. 1999.** Parasitología Veterinaria. España. Editorial McGraw Hill- Interamericana. 1<sup>ra</sup> Edición. 225-228p; 260-271p.
- **Cordero, M. 2002.** Parasitología Veterinaria. 2<sup>da</sup> Edición, Mc Graw Hill – Interamericana. España. 225- 228p.
- **Cordero, M., Rojo, F. Vásquez F., Acedo M., Hernández O., Rodríguez S. y López, I. 2002.** Parasitología Veterinaria. 3<sup>ra</sup> ed. España: Editorial Mc Graw- Hill- Interamericana, 87- 88, 97-98, 103, 225-228p.
- **Cusquisiban, N. 2014.** Tremátodos en el ganado vacuno en la zona norte del Valle De Cajamarca 2014. Tesis para optar el Título profesional de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. 38p.
- **Dirksen, O. y Dierter, M. 2005.** Medicina Interna y Cirugía del Bovino. 4<sup>a</sup>Edición. Vol 1. Argentina: Intermédica. 63 y 1172p
- **Dwight, B., Randy, C. 2004.** Parasitología para veterinarios. 8<sup>va</sup> Edición. 121-128p.
- **Espino, A., Borges, A. y Duménigo, B. 2000.** Coproantígenos de *Fasciola hepatica* de posible utilidad en el diagnóstico de la fascioliasis. Rev. Panam. Salud Pública. 7(4): 225-231p.
- **Food and Agriculture Organization, FAO, (1994).** Enfermedades de los animales domésticos causadas por distomas, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Red de Helmintología para América Latina y el Caribe. [Sitio en internet]. [Consultado, 15/11/2015]. Disponible en: [http://www.fao.org/fileadmin/templates/essezess\\_test\\_folder/World\\_Census\\_Agriculture/Country\\_info\\_2010/Reports/Reports\\_4/PER\\_SPA\\_PRE\\_REP\\_2012.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/templates/essezess_test_folder/World_Census_Agriculture/Country_info_2010/Reports/Reports_4/PER_SPA_PRE_REP_2012.pdf)
- **Huamán, N. 2011.** Frecuencia de Fasciolosis y Cisticercosis en animales beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca. Tesis para Optar el Título Profesional de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca-Perú p. 3-12.

- **INEI.** 2014. Perú. Panorama económico departamental. [Sitio en internet]. [Consultado, 2/11/2015]. Disponible en: [http://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/boletines/panorama-economico-departamental-mayo-2014\\_2.pdf](http://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/boletines/panorama-economico-departamental-mayo-2014_2.pdf)
- **Kassai, T. 2002.** Helmintología Veterinaria. 1<sup>ra</sup> Edición. Editorial Acribia. España-Zaragoza. 258p.
- **Leguía, G. 1988.** Distomatosis hepática en el Perú: Epidemiología y Control. Ciba Geigy – Hoesch. Lima-Perú .42p.
- **Manrique, N. 2013.** Caracterización molecular de parásitos de la familia Paramphistomidae en ganado vacuno sacrificado en el camal de Cajamarca. Tesis para Optar el Título Profesional de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca-Perú.
- **Morales, G. y Pino, L. 2004.** *Fasciola hepatica* y Distomatosis hepática bovina en Venezuela. Instituto de Investigaciones Agrícolas. Contribución a la Conferencia Electrónica 2004.y Red de Helmintología de FAO para América Latina y el Caribe.
- **Oblitas, I. 2011.** Prevalencia de Paramphistomosis bovina en la zona norte del Valle de Cajamarca. Tesis para Optar el Título Profesional de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca-Perú 36p.
- **Olaechea, F. 2004.** *Fasciola hepatica*. Comunicaciones técnicas N° 449 área de producción animal. Ediciones instituto Nacional de tecnología Agropecuaria. Argentina.
- **Pinedo, R., Chávez, A., Casas, E., Suárez, F. y Sánchez, N. 2010.** Prevalencia de Trematodes de la familia Paramphistomidae en bovinos del distrito de Yurimaguas, Provincia de Alto Amazonas, Loreto- Perú. Revista Investigaciones Veterinarias del Perú. 21 (2): 161-167p. [Sitio en internet]. [Consultado, 10/11/2015]. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v21n2/a03v21n2.pdf>

- **Piña, X. 2012.** Paramphistomosis bovina. Tesis para obtener el Título de Médico Veterinario. Facultad de Ciencias Pecuarias, Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria. Universidad de Cuenca- Ecuador. 20-22p. [Sitio en internet]. [Consultado 10/11/ 2015]. Disponible en: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/431/1/TESIS.pdf>
- **Plasencia, O. 2011.** Prevalencia de Paramphistomosis bovina en la zona de Huacariz del Valle de Cajamarca. Tesis para Optar el Título Profesional de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca-Perú 35p.
- **Quiroz H. 2000.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de animales domésticos. Editorial Uteha. México. 875p.
- **Quiroz, H. 2005.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos 2<sup>da</sup> Edición. Editorial Limusa, S.A. de C.V. Grupo Noriega Editores. México. 273-274p.
- **Quiroz, H. 2011.** Parasitología y Enfermedad Parasitarias de los Animales Domésticos. 4<sup>ta</sup> Edición. Editorial Limusa México. 232 - 244 p.
- **Radostits, M., Gay, C. y Hincheliff, W. 2002.** Medicina Veterinaria. Tratado de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. 9<sup>a</sup> ed. España: Editorial Mc Graw- HillInteramericana, 1642-1644. p.
- **Rojas, J. 1990.** Parasitología de los rumiantes domésticos: terapia, prevención y modelos para su aprendizaje. 1<sup>a</sup> Edición. Editorial Maijosa. Lima- Perú. Rca. 52-112 p
- **Rojas, J. 2012.** Resistencia de la Fasciola hepatica al Triclabendazol en bovinos de la campiña de Cajamarca- Perú. [Sitio en internet]. [Consultado, 20/01/2016]; Disponible en: <http://www.perulactea.com/2012/04/10/resistencia-de-fasciola-hepatica-al-triclabendazol-en-bovinos-de-la-campina-de-cajamarca-peru/>
- **Rojas, J., Torrel, S. y Raico, M. 2013.** Validación de la Técnica de sedimentación natural Modificada por Rojas y Torrel en el diagnóstico de fasiolasis crónica en bovinos, Cajamarca Perú. (Resúmenes de la XXIII sección de la Asociación Latinoamericana de Producción Animal. La Habana- Cuba 2013).

- **Romero, H. 1994.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. 233-250 p.
- **Salazar, L., Estrada, V. y Velázquez, H. 2006.** Efect of the exposure to *Fasciola hepatica* (Trematoda: Digenea) on life history traits of *Lymnaea cousini* and *Lymnaea columella* (Gastropoda: Lymnaeidae). En: *Experimental Parasitology*. 77–83p.
- **Servicio Nacional de Sanidad Agraria Perú (SENASA). (2009).** “Subdirección de Control y Erradicación de Enfermedades”. PRO-UCDSA/Eve-01, Procedimiento: Colecta y Remisión de Muestras de Campo para el diagnóstico de enfermedades vesiculares. 42 pg.
- **Soulsby, E. 1987.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. México. 4<sup>ta</sup> Edición. Nueva Editorial Interamericana. 823 p.
- **Soulsby, E. 1993.** Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. 7<sup>a</sup> Edición. México. 65 p.
- **Torgerson, P. y Claxton, J. 1999.** Epidemiology and control. En: *Fasciolosis*. J. P. Dalton (Eds). London, UK, CABI International, 544p.
- **Torrel, T. 2009.** Caracterización Clínica Patológica de Paramphistomosis Bovina en Cajamarca: Sensibilidad y Especificidad del Análisis Coproparasitológico y Respuesta al Control con Closantel. Tesis Doctoral Cajamarca.
- **Torrel, T. y Paz, A. 2015.** Paramphistomosis en bovinos y ovinos en Cajamarca. 1<sup>a</sup> Edición. Escuela de Post Grado, Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca (UNC)- Perú.
- **Travassos, L., Freitas, J. y Kohn, A. 1969.** Trematodeos do Brasil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 67p.
- **Thrusfield, M. 1990.** Epidemiología Veterinaria. Primera Edición. Editorial Acribia. España. p 228-230.
- **Urquhart, G., Arnour, J., Dunn. A. y Jennings, F. 2001.** Parasitología Veterinaria. 2<sup>da</sup> Edición. Editorial Acribia. S.A. Zaragoza- España. 116-127 y 355 p.

- **Vera, Y. 2011.** Prevalencia de Paramphistomosis bovina en la zona de Tres Molinos del valle de Cajamarca. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. Perú. 35 p.



## ANEXO

**ANEXO 1.** Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel, realizara en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias - Universidad Nacional de Cajamarca.

- Homogenizar la muestra de heces en un mortero de madera.
- En un vaso de plástico de 400 ml de capacidad pesar 1g de heces.
- Agregar aproximadamente 200 ml de agua de caño, homogenizar la muestra con un agitador eléctrico (batidora eléctrica) por aproximadamente 10 segundos.
- Pasar por un embudo metálico de 80 hilos hacia otro vaso de vidrio de forma cónica de 250 ml de capacidad, agregar más agua de caño hasta llegar a 1 cm del borde del vaso.
- Dejar reposar por 5 minutos.
- Decantar el sobrenadante, dejando aproximadamente 15 ml de sedimento en el vaso.
- Colocar 3 gotas de lugol fuerte y esperar 5 minutos para colorear los huevos.
- Vaciar el sedimento en una placa Petri rayada y observar al estereoscopio a 16 aumentos o al microscopio a menor aumento.
- Lectura, la presencia de uno o más huevos de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides* será positivo y la ausencia como negativa.

**ANEXO 2. Ejecución de la Investigación.**

**LUGARES MUESTREADOS**



Fig. 1. Caserío de Huacaríz.



Fig. 2. Huacaríz Chico.



Fig. 3. La Victoria.



Fig. 4. Huayrapongo.



Fig. 5. La Colpa.

## Recolección de muestras



Fig. 6. Caserío de Huacaríz.



Fig. 7. Caserío de Huacaríz.

**Trabajo de laboratorio:** Características morfológicas de los huevos, teniendo en cuenta los extremos y la coloración según la técnica (Anexo 1).

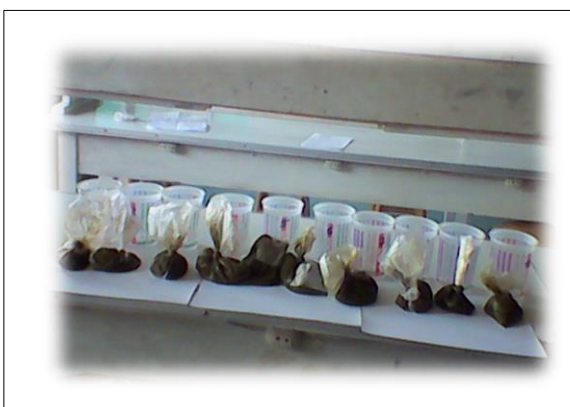


Fig. 8. Identificación de muestras.



Fig. 9. Administración y homogenización de muestra.



Fig. 10. Vaso cónico y administración de agua.



Fig. 11. Decantar el sobrenadante.



Fig. 12. Observación de la muestra en placa Petri.

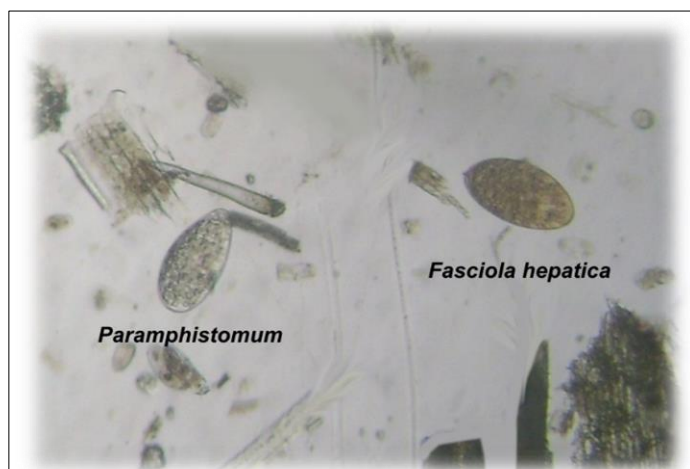


Fig. 13. Muestra positiva a trematodos en microscopio a un 10X objetivo.

**ANEXO 3. Prevalencia del total de positivos a tremátodos de la zona de “Huacaríz” del valle de Cajamarca 2016.**

Área muestral	Población estudiada	N° positivos	Prevalencia
Zona de Huacaríz	380	260	68,42 ± 5%

**DONDE: ±** Es el intervalo de confianza al 95%

#### ANEXO 4. Prueba de Z de proporciones de conformidad.

##### Para *Calicophoron microbothrioides*

H0: es mayor 55,17

Ha: no es mayor a 55,17

$$Z = \frac{p_0 - p}{\sqrt{\frac{pq}{n}}}$$

El valor de proporción observada es 0,5316

Reemplazando se obtiene:

$$z = \frac{|0,5316 - 0,5517|}{\sqrt{\frac{0,5316 * 0,4684}{380}}} = -0,79$$

Valor de comprobación de Z es 1.96

-0,79 es menor que 1.96

**Conclusión:** Se rechaza la hipótesis nula y se concluye que la prevalencia observada en la presente investigación experimental es menor a la prevalencia estimada, por lo que existe diferencia significativa.

##### Para *Fasiola hepatica*:

H0: es mayor 40,31

Ha: no es mayor a 40,31

$$Z = \frac{p_0 - p}{\sqrt{\frac{pq}{n}}}$$

El valor de proporción observada es 0,3421

Remplazando se obtiene:

$$Z = \frac{|0,3421 - 0,4031|}{\sqrt{\frac{0,3421 * 0,6579}{380}}} = -2,51$$

Valor de comprobación de Z es 1.96

-2,51 es menor que 1.96

**Conclusión:** Se rechaza la hipótesis nula y se concluye que la prevalencia observada en la presente investigación experimental es menor a la prevalencia estimada, por lo que existe diferencia significativa.

**Para infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides*):**

H0: es mayor 20,95

Ha: no es mayor a 20,95

$$Z = \frac{p_0 - p}{\sqrt{\frac{pq}{n}}}$$

El valor de proporción observada es 0,1895

Remplazando se obtiene:

$$z = \frac{|0,1895 - 0,2095|}{\sqrt{\frac{0,1895 * 0,8105}{380}}} = -0,96$$

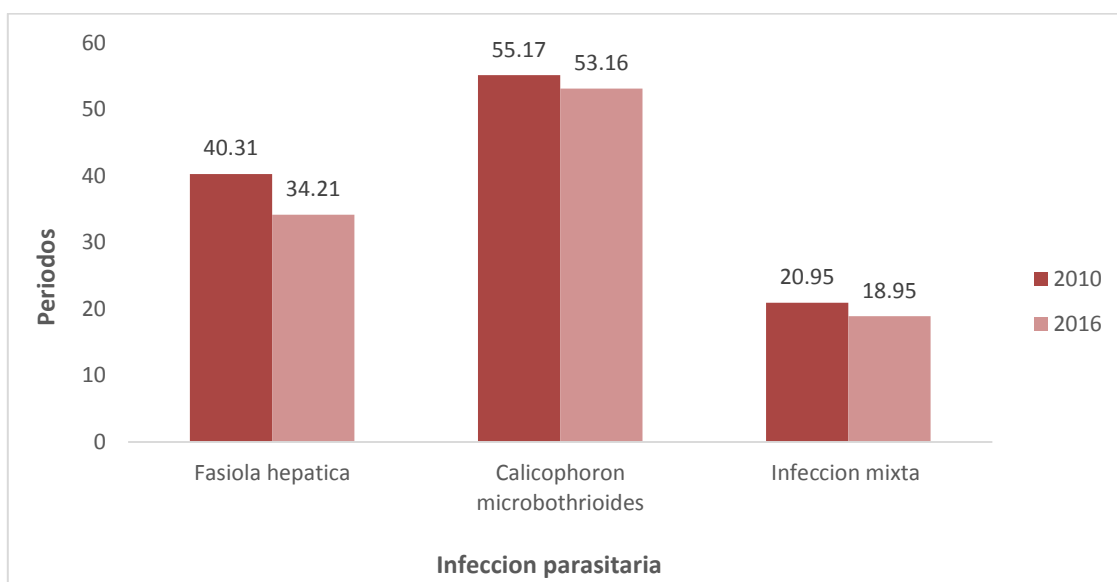
Valor de comprobación de Z es 1.96

-0,96 es menor que 1.96

**Conclusión:** Se rechaza la hipótesis nula y se concluye que la prevalencia observada en la presente investigación experimental es menor a la prevalencia estimada, por lo que existe diferencia significativa.



**ANEXO 5.** Prevalencia de tremátodos en la zona de Huacaríz (Huacaríz, Huacaríz Chico, La Victoria, La Colpa, Huayrapongo) para los periodos 2010 y 2016.



**Gráfico 01: Prevalencia de tremátodos en la zona de Huacaríz.**

**Fuente:** Tesis de pregrado (Plascencia, 2010) y resultados obtenidos en la presente investigación.

Como se observa en el gráfico anterior, la prevalencia de tremátodos obtenida en la zona Huacaríz para el año 2010 fue mayor en relación al año 2016; donde se deduce que para el año 2016 se ha obtenido menor prevalencia; puede deberse a que las muestras se tomaron en diferentes periodos de tiempo (octubre 2010 a enero 2011 y enero a febrero 2016), factores climáticos cambiantes y los propietarios informaron que han realizado desparasitaciones 3 meses antes de la toma de muestras (en el periodo enero a febrero 2016).

**ANEXO 6. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en el ganado vacuno por caseríos de la zona de Huacaríz (enero y febrero - 2016).**

Lugares (caseríos)	Población	<i>Fasciola hepatica</i>	Prevalencia %
HUACARÍZ	19	6	31,58
HUACARÍZ CHICO	27	7	29,9
LA VICTORIA	114	31	27,19
LA COLPA	163	13	7,98
HUAYRAPONGO	57	1	1,75

Fuente: Resultados de la investigación

**ANEXO 7. Prevalencia de *Calicophoron microbothrioides* en el ganado vacuno por caseríos de la zona de Huacaríz (enero y febrero - 2016).**

Lugares(caseríos)	Población	<i>Calicophoron microbothrioides</i>	Prevalencia%
HUACARÍZ	19	7	36,8
HUACARÍZ CHICO	27	2	7,4
LA VICTORIA	114	20	17,5
LA COLPA	163	70	42,9
HUAYRAPONGO	57	31	54,3

Fuente: Resultados de la investigación

**ANEXO 8. Prevalencia de infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides*) en el ganado vacuno por caseríos de la zona de Huacaríz (enero y febrero -2016).**

Lugares(caseríos)	Población	Mixta	Prevalencia%
HUACARÍZ	19	1	5,26
HUACARÍZ CHICO	27	14	51,8
LA VICTORIA	114	26	22,8
LA COLPA	163	15	9,2
HUAYRAPONGO	57	16	28,0

Fuente: Resultados de la investigación

Del total de muestras realizadas (380) se consideró para el caserío de Huacaríz muestrear a 19 animales, de los cuales 6 fueron positivos a huevos de *Fasciola hepatica* con una prevalencia de 31,58%; seguido por el caserío de la victoria con 114 animales, de los cuales 31 fueron positivos a huevos de *Fasciola hepatica* con una prevalencia de 27,19%; el caserío con menor presencia de *Fasciola hepatica* fue Huayrapongo, donde se logró muestrear a 57 animales, siendo 1 positivo con una prevalencia de 1,75%.

Del total de muestras realizadas (380) se consideró para el caserío de Huayrapongo muestrear a 57 animales, de los cuales 31 fueron positivos a huevos de *Calicophoron microbothrioides* con una prevalencia de 54,39%; seguido por el caserío de la Colpa con 163 animales, de los cuales 70 fueron positivos a huevos de *Calicophoron microbothrioides* con una prevalencia de 42,94%; el caserío con menor prevalencia de *Calicophoron microbothrioides* fue Huacaríz Chico, donde se logró muestrear a 27 animales, siendo 2 positivos con una prevalencia de 7,40%.

Del total de muestras realizadas (380) se consideró para el caserío de Huacaríz Chico muestrear a 27 animales, de los cuales 14 fueron positivos a huevos de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides* con una prevalencia de 51,85%; seguido por el caserío de Huayrapongo con 57 animales, de los cuales 16 fueron positivos a huevos de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides* con una prevalencia de 28,07%; el caserío con menor prevalencia de *Fasciola hepatica* y *Calicophoron microbothrioides* fue la Colpa, donde se logró muestrear a 163 animales, siendo 15 positivos con una prevalencia de 9,20% de ambos trematodo.