

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



PREVALENCIA DE TREMATODOS EN GANADO VACUNO
DE LA CAMPIÑA DEL DISTRITO DE SAN JUAN -
CAJAMARCA, 2017

TESIS

Para Optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO

Presentada por la Bachiller
Rocío del Pilar Cadenillas Rumay

Asesores
Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares
M.Cs. Jorge Eduardo Burga León

Cajamarca - Perú
2017

DEDICATORIA

Esta tesis se la dedico a mi Dios, quién supo guiarme por el buen camino, darme fuerzas para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, enseñándome a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad, ni desfallecer en el intento.

A la memoria de mi padre: Cristo Cadenillas Lescano, a quien le debo la vida y todo lo alcanzado, por haberme inculcado respeto, confianza, admiración y enseñanza.

A mi madre: Lili Rumay, por su apoyo, consejos, comprensión, amor, por ayudarme en los momentos difíciles, y por ayudarme con los recursos necesarios para estudiar. Me ha dado todo lo que soy como persona, mis valores, mis principios, mi carácter, mi empeño, mi perseverancia, mi coraje para conseguir mis objetivos.

A mis hermanos: Jhon y Flor, por estar siempre presentes con su amor infinito, por su ejemplo, dedicación y sus palabras de aliento.

R.P.C.R.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por bendecirme para llegar hasta donde he llegado, porque hizo realidad este sueño anhelado.

A la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca, por acogerme en sus prestigiosas aulas y a los docentes por sus enseñanzas y consejos que hicieron de mí persona una gran profesional.

A mis amigas Noemí y Analí, quienes me apoyaron en la recolección y observación de muestras.

Al Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares, muchas gracias por su tiempo dedicado a la realización del presente trabajo de investigación

Al M.Cs. Jorge Eduardo Burga León, por el apoyo incondicional y su tiempo dedicado a esta investigación

Al M.Cs. Juan de Dios Rojas Moncada y por su ayuda incondicional para la realización del presente trabajo de investigación.

Al Dr. Abel García Bazán, gracias por su apoyo desinteresado para la redacción del presente trabajo de investigación y por la calidad de persona que es. Dios le bendiga.

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

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional, y a las que me encantaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Algunas están aquí conmigo y otras en mis recuerdos y en mi corazón. Sin importar donde estén, quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

R.P.C.R.

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó durante los meses de Marzo y Abril del 2017, teniendo como objetivo determinar la prevalencia de: *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos e infección mixta, en el ganado vacuno de la campiña del Distrito de San Juan, Cajamarca; que comprende los caseríos de: La Huaylla, Rosamayo, Pampa Grande y San Juan. Para lo cual se trabajó con 380 muestras de heces de vacunos mayores de un año de edad, las muestras fueron analizadas mediante el Método de Sedimentación Natural, Modificada por Rojas y Torrel; en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de Cajamarca. Las prevalencias encontradas fueron: 44,21% para *Fasciola hepatica*; 5,79 % a Paramphistomidos y el 2,10 % para infección mixta. Así mismo, el caserío que presentó mayor número de animales positivos a *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos e infección mixta fue La Huaylla con 76,27%, 10,16% y 5,59%, respectivamente. El número total de animales infectados, por algún tipo de parásito estudiado, fue 190, representando el 50 % de prevalencia para trematodos en ganado vacuno del Distrito de San Juan, Cajamarca.

Palabras clave: *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos, prevalencia, bovinos.

ABSTRACT

The present research was carried out during the months of March and April of 2017, aiming to determine the prevalence of: *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos and mixed infection, in the cattle of the District of San Juan, Cajamarca. That includes the hamlets of: La Huaylla, Rosamayo, Pampa Grande and San Juan. For this purpose, 380 samples of faeces from cattle older than one year of age were analyzed using the Natural Sedimentation Method, modified by Rojas and Torrel; in the Laboratory of Parasitology of the Faculty of Veterinary Sciences, National University of Cajamarca. The prevalences found were: 44.21% for *Fasciola hepatica*; 5.79% for Paramphistomidos and 2.10% for mixed infection. Likewise, the hamlet that presented the highest number of positive animals to *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos and mixed infection was La Huaylla with 76.27%, 10.16% and 5.59%, respectively. The total number of infected animals, by some type of parasite studied was 190, representing the 50% prevalence for trematodes in cattle of the District of San Juan, Cajamarca.

Key words: *Fasciola hepatica*, Paramphistomidos, prevalence, cattle.

ÍNDICE

DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTO	
RESUMEN	
ABSTRACT	
	Pág.
CAPÍTULO I	
INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	4
CAPÍTULO II	
MARCO TEÓRICO	5
2.1. Antecedentes	5
2. 2.Bases Teóricas	6
2. 2.1. Fasciolosis	6
2.2.2 Paramphistomidos	18
2.3. Prevalencia	31
CAPÍTULO III	
MATERIALES Y MÉTODOS	33
3.1. Ubicación	33
3.2. Materiales	34
3.3. Metodología	35
3.4. Análisis de Laboratorio	39
3.5. Diseño estadístico	39
CAPÍTULO IV	
RESULTADOS	40

CAPÍTULO V	
DISCUSIÓN	42
CAPÍTULO VI	
CONCLUSIONES	44
CAPÍTULO VII	
REFERENCIAS	45
ANEXO	52

LISTA DE TABLAS

	Pág.
Tabla 01: Distribución de animales muestreados por caserío	36
Tabla 02: Porcentaje de número de muestras de acuerdo a la población de bovinos en el caserío de San Juan.	37
Tabla 03: Distribución de animales muestreados por caseríos	37
Tabla 04: Prevalencia del total de positivos de ambos tremátodos (<i>Fasciola hepatica</i> , Paramphistomidos e infección mixta) en ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca	40
Tabla 05: Prevalencia de <i>Fasciola hepatica</i> en ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, 2017.	40
Tabla 06: Prevalencia de Paramphistomidos en ganado vacuno de la campaña del Distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, 2017.	41
Tabla 07. Prevalencia mixta de <i>Fasciola hepatica</i> y de Paramphistomidos en el ganado vacuno de la campaña del Distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, 2017.	41

CAPÍTULO I

INTRODUCCION

La población de ganado vacuno en el Perú es de 5 156 000, según el censo del año 2012, predominando el vacuno criollo, que representa el 63,9% del total, seguido por la raza Brown Swiss con el 17,6%, la Holstein con el 10,3 % y otras razas con el 4,8%. Este ganado se concentra en la región de la Sierra, con una población de 3 774 300 de cabezas (73,2%) (INEI, 2012).

La región Cajamarca destaca por ser la tercera cuenca lechera en producción y una de las más importantes del país; en el subsector pecuario, la producción de leche fresca en el 2016 fue de 30 756 toneladas. Asimismo, la producción de peso vivo del ganado vacunos fue de 4 886 toneladas (INEI, 2014).

En el valle de Cajamarca, los centros de cría de ganado lechero ven limitada su productividad por enfermedades de origen parasitario, tales como Fasciolosis y Paramphistomosis, debido probablemente a que, tanto en Cajamarca, como en otras zonas de la sierra del Perú, cuentan con las condiciones climatológicas y medio ambiente favorables para el desarrollo de los hospedadores intermediarios, en el ciclo biológico de *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos (MINAG, 2004).

La Fasciolosis, en animales, es la segunda enfermedad de importancia parasitaria en el Perú, y afecta una amplia gama de especies, tales como vacunos, ovinos, equinos, caprinos, conejos y porcinos; incluso humanos (Leguía y Casas 1999). Es económicamente importante, debido a la reducción de la producción de leche, carne, decomisos de hígado y gastos

derivados en su tratamiento antihelmíntico (Cordero *et al.*, 1999; Nari y Fiel, 2001). La Paramphistomosis, es una enfermedad parasitaria, que afecta principalmente al ganado vacuno (Sanabria, 2006). El Paramphistomun es un parásito que provoca una disminución en la productividad de los rebaños, y la enfermedad es considerada como una parasitosis endémica, en todos los continentes donde las infecciones intensas pueden provocar una gastroenteritis aguda; acompañada de alta morbilidad y baja mortalidad (Taylor *et al.*, 2008).

Durante los últimos años, las cifras de prevalencia de estas parasitosis han experimentado un notable incremento en su presentación. Este incremento puede estar relacionado a una mejor sensibilidad en la prueba diagnóstico de los Paramphistomidos y *Fasciola hepatica*, así como a la no disponibilidad de fármacos eficaces en el tratamiento de la Paramphistomosis (Pinedo *et al.*, 2010).

Estudios realizados en el valle de Cajamarca, demuestran que la prevalencia de infección por Paramphistomidos y *Fasciola hepatica*, en 100 vacunos durante los meses de febrero a mayo del 2010, fue de 20,25% y 23,25 %, respectivamente (Moreno, 2011). Del mismo modo, en otro trabajo de investigación realizado en la zona de Tartar (Cajamarca), se presentó infección mixta por la asociación de *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos, con una frecuencia de 21,75% (Huamán, 2011). Asimismo, se encontró prevalencias del 59,5 % para Paramphistomidos, del 43,5 % para *Fasciola hepatica* y 26,4% para la infección mixta, por asociación de Paramphistomidos y *F. hepatica* (Torrel *et al.*, 2014). En la Zona de Huacariz, del Valle de Cajamarca; se encontró 34,21% para *Fasciola hepatica*; 53,16% para Paramphistomidos y el 18,95% para infección mixta (Silva, 2017). En el Distrito de la Encañada, Cajamarca, se encontró prevalencias del 62,8% para *Fasciola hepatica*, 17,9% para Paramphistomidos y 13,1% para infección mixta (Saldaña, 2016).

Lo más importante de esta parasitosis es que, se ha convertido en un problema en salud pública, ya que viene afectando, cada vez en mayor grado, a la población humana (Ortiz *et al.*, 2000). A ello, se suma la Paramphistomidosis que también ocasiona un fuerte impacto económico en las explotaciones pecuarias, especialmente en Cajamarca, provocando disminución en la productividad de los rebaños, con prevalencias que rodean el 47,21% (Oblitas, 2011).

1. OBJETIVOS

1.1. Objetivo General

Determinar la prevalencia de tremátodos en el ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan – Cajamarca, mediante la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel - 2017.

1.2. Objetivos Específicos

- Determinar la prevalencia de *Fasciola hepatica*, en el ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan.
- Determinar la prevalencia de Paramphistomidos, en el ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan.
- Determinar la prevalencia mixta de *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos en el ganado vacuno de la campaña del distrito de San Juan.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES

La Fasciolosis es una de las parasitosis más importantes que afectan a la ganadería lechera bovina en el valle interandino de Cajamarca. Varios estudios realizados demuestran una alta prevalencia de Fasciolosis bovina, tales como: 80,8% (Rojas, 2009), 80,6% (Chuquiruna, 2011) en el Camal Municipal de Baños del Inca-Cajamarca, y 40,58% (Huamán, 2011) en la zona de Tartar – Cajamarca.

Paramphistomosis es una infección parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies de tremátodos de la familia Paramphistomidae, alojados en el rumen, retículo, abomaso e intestino de los bovinos, ovinos y caprinos en pastoreo (Quiroz, 2000). El cuadro clínico que produce esta enfermedad está caracterizado por la desnutrición, epidemias de gastroenteritis parasitaria aguda y pérdida de la producción asociada con alta mortalidad y morbilidad particularmente en animales jóvenes. Los tremátodos de la familia Paramphistomidae incluyen varios géneros como: *Paramphistomun*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Explanatum*, *Ugandocotyle* y *Gigantocotyle* (Soulsby, 1988). Son considerados como parásitos importantes de un número de especies de rumiantes, especialmente en las zonas tropicales y subtropicales (Taylor *et al.*, 2008).

Estudios realizados en el valle de Cajamarca, que comprende la zona de tres Molinos, se trabajó con 377 muestras de heces de vacuno, en

los meses de octubre del 2010 a enero del 2011, arrojaron una prevalencia del 29,17% para Paramphistomosis (Vera, 2011). Del mismo modo, la prevalencia encontrada en Paramphistomosis bovina en la zona norte del valle de Cajamarca, que comprende los caseríos de Huambocancha, el Milagro y el Centro Poblado Menor de Tual, dio una prevalencia de 47,21% (Oblitas, 2011).

Durante los meses de octubre del 2010 a enero del 2011, se realizó trabajo en la zona de “Huacariz” mediante el método de sedimentación natural, con 377 muestras de vacuno, se obtuvo una prevalencia de 55,17% (Plasencia, 2011). Así mismo, trabajos de investigación realizados en el valle de Cajamarca se presentó infecciones mixtas por la asociación entre *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos (25,20%), esto debido a que ambos tremátodos utilizan los mismos hospederos intermediarios (caracol del género *Lymnaea*) (Rasco, 2007). En trabajos realizados en la zona norte del valle de Cajamarca que comprenden los caseríos de Cerrillo, Cristo Rey, El Triunfo, Las Mercedes y Tres Molinos indicó una prevalencia de 51,4% de *Fasciola hepática*, de 54,6% de Paramphistomosis y 28,9% de una infección mixta (Cusquisiban, 2014).

2.2. BASES TEÓRICAS

2.2.1. FASCIOLOSIS

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*, las dos especies más importantes son: *Fasciola hepatica* localizada en zonas templadas y zonas frías de elevada altitud en los trópicos y subtrópicos, y *Fasciola gigantica* la que predomina en zonas tropicales (Urquhart *et al.*, 2001).

a) Etiología

Fasciola hepatica es un trematodo digenético y hermafrodita más común del hígado, prevalente en áreas templadas, en regiones de gran altitud, en los trópicos y sub trópicos. Los hospedadores son, en su mayoría, mamíferos herbívoros y entre ellos también los humanos (Kassai, 2002).

b) Clasificación taxonómica. (Travassos *et al.*, 1969)

Phylum	:	Platyhelminthes
Subphym	:	Cercomeria
Superclase	:	Cercomeridea
Clase	:	Trematoda
Sub clase	:	Digenea
Orden	:	Fascioliformes
Superfamilia	:	Fasciolidae
Familia	:	Fasciolidae
Subfamilia	:	Fasciolinae
Género y especie	:	<i>Fasciola hepatica</i>

c) Morfología

La fasciola juvenil tiene forma de lanceta y una longitud de 1 a 2 mm cuando penetra en el hígado (Urquhart *et al.*, 2001). La *Fasciola hepatica* adulta mide 30 x 13 mm, es de color marrón grisáceo y aplanado dorsalmente en forma de hoja (Minter *et al.*, 1981). Su extremo anterior tiene una prolongación cefálica de 3-4 mm de longitud, que hacia atrás se ensancha formando a modo de hombros, luego el cuerpo propiamente dicho, a partir del primer tercio se estrecha, para terminar algo romo (Borchert, 1981). Su cuerpo esta profusamente revestido de espinas dirigidas hacia atrás (Urquhart *et al.*,

2001). Sus órganos internos (aparato digestivo y reproductor) son ramificados, especialmente los ciegos, que son largos y con numerosos divertículos laterales; los dos testículos ocupan la parte media corporal; el cirro también está bien desarrollado y la bolsa del cirro incluye también a la próstata y la vesícula seminal. El ovario y el útero están localizados anteriormente a los testículos, las glándulas vitelógenas formadas por finos folículos, ocupan márgenes laterales del trematodo.

Los conductos de los folículos se unen formando dos conductos transversales que drenan en la glándula Mehlis, desde la cual se comunican con el ootipo (Cordero *et al.*, 1999).

Los huevos de *Fasciola hepatica* miden de 130 a 150 μm por 63 a 90 μm y no están embrionados cuando son eliminados con las heces (Soulsby, 1987). La ventosa anterior algunas veces tiene un par de bolsas; no hay laringe, pero sí 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 vitelógenas son laterales y en general están muy desarrolladas. El útero es visible desde la cara dorsal del parásito y está enrollado (Quiroz, 2003).

d) Ciclo biológico

El ciclo de vida de *Fasciola hepatica* es indirecto. Es decir necesita de un hospedador Intermediario como el caracol. Los parásitos adultos, localizados en los conductos biliares del

hígado producen huevos fecundados los cuales abandonan el trematodo y llegan por los conductos biliares a la vesícula biliar, allí es donde pasan al duodeno con la bilis y salen del huésped con las heces al exterior sin embrionar (Borchert, 1981). Para continuar con su desarrollo es necesario un medio hídrico, como charcos, canales de curso lento, etc. (Quiroz, 2011). Para continuar con su desarrollo los huevos requieren de su separación de la masa fecal y a una temperatura ambiente que oscila entre 10°C y 30°C, por ello es indispensable estar recubierto de una fina capa de agua (Cordero *et al.*, 1999), el nacimiento y desarrollo del Miracidio ocurre a los 9 días a una temperatura de 26°C, el miracidio es ciliado y tiene una medida de 150 x 40 micras, abandona el huevo por el opérculo (Quiroz, 2011). Su desarrollo anterior tiene lugar en un hospedador 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; nada de un lado a otro hasta que llega a un caracol del género *Lymnaea* (Quiroz, 1986), las cercarías son vermes jóvenes provisionadas de una larga cola, salen del caracol, y nadan hasta alcanzar la vegetación, pierden la cola y se enquistan, dando lugar a la metacercaria que es la forma infectante (Urquhart *et al.*, 2001).

El desarrollo en el caracol, en condiciones favorables (26°C a 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 ocho redias, éstas se liberan y experimentan un notable crecimiento y, al cabo de unos 21 días post infestación, 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 cercarías son eliminadas del caracol cuando se estimulan con la luz. Las cercarías liberadas son fácilmente reconocibles como “anfistoma” por la presencia de la ventosa oral y la posterior. Son activas por algunas horas, y 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 (Cordero *et al.*, 1999).

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

e) Patogenia

El poder patógeno de *Fasciola hepatica*, varía de acuerdo con algunos factores, como la especie y humedad (por ejemplo los

ovinos son más susceptibles que los bovinos), la cantidad de cercarías ingeridas y si es una infección o son reinfestaciones. La patogenicidad de las cercarías también varía de acuerdo con la temperatura en las que se desarrollan, por ejemplo entre 22- 24 °C, las metacercarias son más patógenas para ovinos y conejos, mientras que a 15 o 32 °C son menos patógenas (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 trematodos adultos, los cuales causan lesiones de las mucosas biliares producidas por las espinas de su cutícula (Romero, 1994).

La forma aguda y crónica producida por diferentes estadios de *Fasciola hepatica* en el hígado es de la siguiente manera. La forma aguda se puede presentar de 5 - 6 semanas de haberse producido una ingesta de gran cantidad de metacercarias desencadenando una invasión rápida de fasciolas jóvenes en el hígado (Blood y Radostis, 1992); esto causa una destrucción del parénquima hepático dando lugar a una insuficiencia hepática aguda, hepatitis traumática hemorrágica aguda, a los que hay que añadir los efectos de la hemorragia de la cavidad peritoneal, presencia de exudado serofibrinoso y disminución en la síntesis de albúmina. Las fasciolas inmaduras se alimentan de tejido hepático pero accidentalmente pueden ingerir una pequeña cantidad de sangre lo que produce una discreta anemia durante las 4 a 5 semanas de infestación. La Fasciolosis crónica se desarrolla lentamente debida a la actividad de las fasciolas adultas en

los conductos biliares, estas producen colangitis hiperplasia, obstrucción biliar, destrucción del tejido hepático, fibrosis hepática y anemia (Blood y Radostis, 1992; Quiroz, 1986).

En el ganado vacuno, la reacción orgánica es más enérgica que en el ganado ovino, produciéndose una intensa reacción tisular, fibrosis y calcificación de los conductos biliares, que actuando como una barrera mecánica, confieren una significativa resistencia frente a futuras reinfecciones. Se ha demostrado que una infección única suele resolverse espontáneamente, con un periodo de patencia no superior a 30- 40 semanas (Cordero *et al.*, 1999).

f) Síntomas y Lesiones

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. Los animales afectados se muestran poco vivaces e incluso letárgicos. 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 en la región hepática. Los animales afectados muestran una intensa diarrea acompañada con pérdida de peso y anemia (Cordero *et al.*, 1999).

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 *et al.*, 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 *et al.*, 1999).

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, 2003).

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). En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos se encuentran edematosos y los grandes vasos sanguíneos se encuentran congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal (Urquhart *et al.*, 2001). 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, 2003).

g) Epidemiología

La epidemiología de la Fasciolosis depende de la presencia del caracol *Lymnaea*, condiciones idóneas de humedad y temperatura, factores topográficos y sistemas de pastoreo utilizados (Cordero y Rojo, 1999). Su distribución enzoótica, en EE.UU. a lo largo del Golfo de México, la costa occidental, la región de las Montañas rocosas; se encuentran presente en Canadá, Colombia británica, sur América, Australia y Nueva Zelanda (Merck *et al.*, inc.2000).

En el Perú afecta todos los pisos altitudinales del país, con menos frecuencia en la selva baja y con más frecuencia en la región quechua (Rojas, 1990). Se han reportado tasas de infección hasta el 100% a lo largo de la sierra que constituye una zona enzoótica de la enfermedad. Caprinos y porcinos son importantes como reservorios domésticos en algunas áreas de la región quechua (Zaldívar, 1990).

h) Inmunidad

Inmunidad natural

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, 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 hepatica* a través de la producción de anticuerpos específicos; sin embargo, estos por si solos no contienen inmunidad (Leguía, 1988). Por otro lado, se ha logrado producir inmunidad pasiva ya sea inoculando células linfoides o suero hiperinmunes, a los 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 desafío son destruidos antes que alcancen el hígado; de otro lado, un similar nivel de protección mediante la inoculación de células linfoides, esta invariablemente asociado con una infiltración celular y muerte de los parásitos inmaduros en el parénquima hepático. En base a esto algunas investigaciones sostiene que un tipo de inmunidad celular inmediata operaria a nivel del hígado en tanto que la inmunidad humoral actuaría a nivel de la cavidad peritoneal, siendo esta la primera línea defensiva. Al respecto

existen “factores no específicos” aun 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. En bovinos, la sensibilidad de la prueba es del 70% con un solo examen; mientras, un examen seriado de tres eventos aumenta a 93%. En ovinos es también del 70% en un evento y sube a 97% con tres. Los resultados encontrados no reflejan el 100% del total de animales infectados, teniendo un adicional porcentaje significativo de falsos negativos (Quiroz, 2003).

Los exámenes hematológicos también son de utilidad para estimar el nivel de enzimas plasmáticas liberadas como consecuencia de la lesión de las células hepáticas. 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).

Los tests serológicos como ELISA (Urquhart *et al.*, 2001; Cordero *et al.*, 1999 y Blood y Radostis, 1992). Han sido de gran ayuda en el diagnóstico de la fasciolosis. Un aumento de la tasa de anticuerpos puede ser detectado dos semanas

después de la infección pero no es válido para el diagnóstico hasta pasadas de 6 a 8 semanas (Blood y Radostis, 1992).

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 (Borchert, 1964).

j) Control

El solo diagnóstico de *Fasciola hepatica* 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).

Las medidas de control de *Fasciola hepatica* deben ir destinadas idealmente a eliminar los trematodos de los animales afectados, reducir la población de los caracoles que son huéspedes intermediarios, e impedir el acceso del ganado a los pastos infestados por estos caracoles. Los caracoles tienen ser eliminados del pasto por medio de los drenajes y la aplicación del sulfato de cobre (Minter *et al.*, 1981). Prevenir el acceso del ganado a los pastos infestados por los caracoles

no es práctico, muchas veces por las dimensiones de las zonas afectadas y el consiguiente coste del vallado adecuado de las mismas (Merck *et al.*, inc.2000).

k) Tratamiento

La terapéutica de la *Fasciola hepatica* debe ir dirigida tanto contra las fasciolas adultas localizadas en los conductos biliares, como contra las formas inmaduras en migración por el parénquima hepático, con el fin de restaurar la función hepática. En la Fasciolosis aguda y subaguda se puede utilizar el Triclabendazol, por su alta eficacia sobre fasciolas inmaduras, también puede utilizarse el Clorsulón, Closantel, Albendazol, etc. La Oxiclosanida es el único fasciolicida utilizable durante la lactación ya que no es necesario el periodo de supresión (Cordero *et al.*, 1999).

2.2.2. PARAMPHISTOMIDOS

A. Etiología

Los Paramphistomidos presentan similitudes con *Fasciola hepatica* ya que tiene un ciclo evolutivo indirecto en la que intervienen un caracol anfibio como hospedador intermediario, del genero *Lymnaea* (en Cajamarca se ha comprobado la presencia de *L. viatrix*). Los Paramphistomidos también utilizan otros moluscos acuáticos como *Bullinuos*, *Planorbis*, *Indorbis* o *Fossaria*. Los últimos estudios en esta área de la región demuestran que existen asociación con *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos (Torrel y Paz, 2015).

Los Paramphistomidos (Tremátodo: Digenea) son organismos endoparásitos con ciclo de vida indirecto, en el que interviene un

hospedador intermediarios (molusco) y uno definitivo, generalmente un mamífero. Los Paramphistomidos son de distribución mundial, pero en las regiones tropicales y subtropicales tienen mayor impacto sobre la salud de bovinos y ovinos. 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 familia Paramphistomidae está constituida por un amplio grupo de tremátodes digenéticos, albergando varios géneros. Estos parásitos que han sido descritos, particularmente en rumiantes, como *Paramphistomum*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Ugandocotyle*, *Orthocoelium*, *Balanorchis* y *Gastrothylax*. Comúnmente se les denomina como paramphistomidos. Su identificación requiere de un estudio morfológico de especímenes adultos, basados principalmente en las características de la faringe, acetábulo y atrio genital (Eduardo, 1982; Barriga, 2002).

B. Clasificación Taxonómica. (Cordero *et al.*, 1999)

Reino	: Animal
Phylum	: Platyhelmintho
Clase	: Tremátoda
Subclase	: Digeneo
Orden	: Amphistomida
Familia	: Paramphistomidae
Subfamilia	: Paramphistominae
Género	: <i>Paramphistomun</i> <i>Cotylophoron</i> <i>Calicophoron</i>
Especies	: cervi <i>microbothrioides</i>

liarchis
Ichikawi
microbotrium

C. Características morfológicas y biología

❖ Morfológicas

Los huevos miden de 140 a 150 μm (micrometro) por 65 a 85 μm (142.6 μm de largo por 67 μm de ancho), tienen forma ovalada (el polo operculado es más fino que el opuesto). A diferencia de los huevos de *Fasciola hepatica*, los Paramphistomidos son más claros y tiene el cigoto localizado en la parte medial posterior (en la *Fasciola hepatica* se localiza en la 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. Se aprecia descenso notable de las proteínas del plasma debido a la disminución de la albúmina plasmática (Cruz, 2003). La ventosa ventral denominada acetábulo en posición terminal y carecen de una armadura de espinas en el cuerpo, la cual es reemplazada frecuentemente por una papilas tegumentales (Quiroz, 2005).

❖ Biología

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 *et al.*, 1999).

- **Huevos:** Los huevos de Paramphistomun son similares a los de *Fasciola hepatica*, grandes y operculados, aunque son claros y no amarillentos (Urquhart *et al.*, 2001). La posición del cigoto permite la diferenciación con *F. hepatica*, el cual tiene posición medio posterior, mientras que en *Fasciola* es medio anterior (Quiroz, 2003). Los huevos son de mayor tamaño (115

a 175 x 75 a 100 micrometro) 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 hospedador intermediario. El Miracidio es ancho en su parte anterior con una papila móvil y una glándula apical, que permiten la penetración en el caracol (hospedador intermediario). Su tegumento se halla recubierto de cilios que permiten su desplazamiento en el agua (Cordero *et al.*, 1999).
- **Esporocisto:** Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del hospedador intermediario, es de forma sacciforme de 93 por 53 μm . 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 *et al.*, 1999).
- **Cercarias:** Las cercarias maduras de color marrón oscuro y poseen dos manchas oculares. Miden de 350 a 280 μm (cercarías pigmentadas), poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50 μm . Las cercarías 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*, 1999).

- **Metacercarias:** Forma quística infectiva, que son ingeridas por los animales que pastan, miden 250 μm y están rodeadas de unas membranas resistentes, una externa de estructura fibrosa y otra interna (Cordero *et al*, 1999).
- **Parásito 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, 1988). 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 *et al.*, 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, 1988). Los testículos son ligeramente lobulados, localizados en la mitad posterior del cuerpo y anteriores al ovario (Olsen, 1977).

D. 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 *in vitro* que es de aproximadamente de 44 días a 16°C (Torrel y Paz, 2015). Cuando los miracidios abandonan al 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 esta siempre abierta. Los géneros más frecuentes son *Bulinus*, *Lymnaea* y *Fossaria* (Torrel y Paz, 2015).

El tiempo de desarrollo varía según la temperatura, aproximadamente de 12 a 21 días. Posteriormente, los miracidios pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 12 horas, se forma un Esporocisto alargado de 93 por 53 μ (Borchet, 1964). El desarrollo en el caracol en condiciones favorables (26°C a 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 ocho 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 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).

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 (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. Los huéspedes intermediarios de *Paramphistomum Ichikawaien* y *Paramphistomum cervi*, son caracoles de los géneros: bulinos, glyotanusis, indoplanorbis, lymnea, norbis, pseudosuccinea y fossaria (Quiroz, 2003).

E. Patogenia

La Paramphistomosis tiende a desarrollar dos tipos de infección en el tracto digestivo del animal: La intestinal, provocada por tremátodos inmaduros migratorios, y la ruminal, producida por tremátodos maduros (Dirksen y Dierter, 2005). La forma intestinal tiene mayor patogenicidad, debido a que las formas migratorias del parásito tienden a adherirse a la mucosa e insertarse hasta llegar a la submucosa, causando un efecto traumático e irritativo que va acompañado de petequias, erosiones y necrosis. Además, producen lesiones intestinales que conllevan a la pérdida de apetito del animal, en ocasiones, una total anorexia (Cordero *et al.*, 1999). En casos graves pueden desarrollar anemia, hipoproteinemia, edemas y emaciación. Por el contrario, los tremátodos adultos fijados a la mucosa del rumen originan trastornos clínicos menores que las fases juveniles migrantes (Borchert, 1981). La enfermedad clínica aparece sólo cuando hay enormes cantidades de parásitos inmaduros en duodeno y abomaso, y las que emigran producen enteritis aguda. Los trastornos clínicos producidos por los tremátodos adultos fijados a la mucosa del rumen, son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, las cuales provocan gastroenteritis aguda o crónica. En el ganado joven muchas veces tiene curso mortal, aunque en el mayor número de los casos el cuadro clínico se caracteriza por diarreas sanguinolentas. En infestaciones intensas, los tremátodos adultos provocan una lesión de la capa superficial y de los tejidos subyacentes del rumen. Las formas adultas en el rumen llegan a destruir gran parte de la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados. Los tremátodos inmaduros se incrustan en la mucosa del duodeno-yeyuno y nódulos linfáticos del mesenterio (Soulsby, 1988).

F. Síntomas clínicos

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 animales beben agua frecuentemente producto de la deshidratación. En los animales adultos disminuye la producción láctea. Los trastornos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa de la panza son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en el ganado vacuno joven (Cordero *et al.*, 1999). En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más evidente es diarrea acompañada por anorexia y sed intensa. En ocasiones, en el ganado vacuno se produce hemorragia rectal. La mortalidad en los brotes agudos puede alcanzar el 90 % (Urquhart *et al.*, 2001).

Un factor importante, desde el punto de vista patogénico, es la actividad ejercida por los estados inmaduros del parásito en la primera parte del intestino delgado. Las formas inmaduras salen del quiste en el intestino delgado y penetran en la mucosa causando erosiones, petequias y necrosis. Estas lesiones causan trastorno intestinal con pérdida de apetito que en ocasiones llega a anorexia completa. Al mismo tiempo se produce una pérdida plasmática, desarrollándose una hipo albuminemia. Esta pérdida proteica unida a la reducción del apetito causa importantes consecuencias fisiopatológicas. Además la baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de edemas generalizados. De esta manera se observa diarrea, reducción del apetito a tal grado que puede llegar a anorexia completa; como consecuencia de la anorexia hay pérdida de peso y disminución de la condición corporal, hidropericardio, hidrotórax, edema sub mandibular, atrofia de la grasa corporal y ascitis, entre otros

signos. Finalmente puede ocurrir la muerte, o de lo contrario, el animal sobrevive con cierto grado de atrofia muscular (Cordero *et al*, 1999).

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 subglosiano (Torrel, 2009).

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, 2003).

G. Formas de Presentación

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

▪ Paramphistomosis 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, hipoproteïnemia, 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, 2003). Los síntomas principales: diarrea, anorexia, sed, anemia, hipoalbuminemia, edema y emaciación. En este caso la mortalidad puede ser elevada (Cordero *et al.*, 1999)

▪ **Paramphistomosis Crónica o Ruminal**

Los tremátodos 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 Dierter, 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).

H. Lesiones

Las lesiones dependen del número de trematodos migratorios y su gravedad varía desde una enteritis local; atrofia de las vellosidades, hasta una 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 *et al.*, 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 *et al.*, 1999).

I. Inmunidad

Esta 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. 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 adultos 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).

J. Diagnóstico

• Diagnóstico clínico

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, 2003).

• 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).

- **Diagnóstico coproparasitológico**

Los huevos se deben diferenciar de los otros trematodos como los de mayor tamaño de los Paramphistomidos. 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).

K. 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 (Cordero *et al.*, 1999).

L. 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 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 *et al.*, 1999).

M. 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. Pueden afectarse los rumiantes de cualquier edad, pero se encuentran especialmente expuestos los bovinos jóvenes de un año de edad. Los Paramphistomidos dependen 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 cercarias, generalmente coinciden con el retroceso de las aguas por lo que resultan accesibles al pastoreo por los rumiantes. El ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart *et al.*, 2001).

N. Prevención y control

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 o 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, 2003).

No se han evaluado diferentes métodos de control específicos para la Paramphistomosis. Se sugiere, en primer lugar, el tratamiento regular a fin de reducir las posibilidades de infestación de los caracoles. El control de los caracoles mediante el uso de métodos de drenaje, tratamientos químicos, uso de depredadores

y realizar prácticas de manejo de los potreros y bebederos para evitar al máximo posible la ingestión de metacercarias (Quiroz, 2005); para el control se debe integrar las acciones quimioterapéuticas con la preservación de la entrada de los animales a los lugares poblados por moluscos 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 traslado de pastos (Cordero *et al.*, 1999).

a. Tratamiento

Para el tratamiento de Paramphistomosis se han utilizado Resorantel, Rafoxanida, Oxiclozanida, Niclofolán y otros antihelmínticos, aunque su eficacia es variable frente a los estadios maduros e inmaduros. Por ejemplo, la Niclosamida (90 mg/kg) tiene en las ovejas, una eficacia del 99.9% frente a los estadios inmaduros, pero solo de un 18% frente a los maduros (Boray, 1969).

La eficiencia de Oxiclozanida al 10% por vía oral en dosis de 17 mg/kg peso vivo como tratamiento para el control de Paramphistomosis bovina del fundo "Tartar" de la campiña de Cajamarca fue 80.77% a los 8 días y de 86.81% a los 16 días post-dosificación, resultados que llevan a considerarla como moderadamente eficaz (Chunqui y Torrel, 2012).

2.3. PREVALENCIA

En función de la prevalencia, una enfermedad se considera alta cuando alcanza el 20%, si la prevalencia está entre 10 y 20 es moderada, y menor del 10% se considera baja (Torrel y Paz, 2015).

Respecto a la Paramphistomidosis, en el año 2007, se realizó la determinación de la prevalencia de Paramphistomidos en 11 fundos de la campiña de Cajamarca, encontrándose una prevalencia de 43,63% en el ganado vacuno tipo leche (Rasco, 2007).

En un estudio realizado en la zona de Tres Molinos del valle de Cajamarca en los meses de octubre del 2010 a enero del 2011, se encontró una prevalencia de 29,17% (Vera, 2011), en la zona de "Huacariz", la prevalencia encontrada fue 55,17% (Plasencia, 2011). Y en los caseríos de Huambocancha, el Milagro y el Centro Poblado de Tual fue 47,21 % (Oblitas, 2011).

En la zona El Milagro de 377 muestras de heces de vacuno recogidas entre los meses de julio y octubre del 2011. Se encontró una prevalencia de 47,21% para Paramphistomosis, 52,8% a Fasciolosis y 26,5% de infección mixta. En la zona de tatar de 377 muestras de heces de ganado vacuno, recolectadas entre los meses de octubre 2010 a enero 2011, se obtuvo una prevalencia de 59,42% para Paramphistomosis, 40,85% a Fasciolosis y 21,76% para infección mixta. En la zona de tres Molinos del valle de Cajamarca en los meses de octubre del 2010 a enero del 2011, se analizaron 377 muestras de heces de vacuno, donde se encontró una prevalencia de 61,80% para Paramphistomosis, 38,2% a Fasciolosis y 29,17% de infección mixta. Y en la zona de Huacariz en 2010 fue de 59,69% para Paramphistomosis, 40,31% a Fasciolosis y 20,95% de infección mixta (Torrel y Paz, 2015).

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LOCALIZACIÓN

El presente trabajo de investigación se realizó en la campiña del Distrito de San Juan, cuyas muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca.

La campiña del distrito de San Juan presenta las siguientes características geográficas y meteorológicas:

Latitud	: 07°22' 94.7"
Longitud	: 78°49'74"
Altitud	: 2224 msnm
Temperatura	: 17°C
Humedad	: 75%
Temperatura media anual	: 13,0°C
Temperatura mínima promedio anual	: 5,0° C
Temperatura máxima promedio anual	: 21,0° C

3.2. MATERIALES

a. Material biológico

Se trabajó con 380 muestras de heces de vacunos de diferente raza, sexo y mayores de un año de edad.

b. Material de campo

- Bolsas de polietileno de 12 X 15 (cm)
- Caja de tecknoport
- Naricera y Soga
- Hielo
- Guantes quirúrgicos
- Mameluco
- Botas de jebe
- Libreta de apuntes
- Bolígrafos
- Lapicero de tinta indeleble (marcador)

c. Material de laboratorio

- Kit de la Técnica de Sedimentación Natural de Rojas y Torrel (Rojas *et al.*, 2013)
- Guantes
- Detergente
- Lapicero
- Cuaderno de apuntes
- Tijera
- Cronómetro
- Papel toalla

d. Material Químico

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

e. Material de escritorio

- Papel bond A4
- Impresora
- USB y CDs.
- Cámara fotográfica.

3.3. METODOLOGÍA

Para la presente investigación se tomó 380 muestras de heces de ganado vacuno de la campiña del distrito de San Juan, que comprende los caseríos de: San Juan, La Huaylla, Rosamayo y Pampa Grande. Para tomar la muestra se utilizó guantes obstétricos, cuya cantidad fue aproximadamente 100 g; 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. Número de muestras

El número de animales muestreados será de 380 muestras, mediante la siguiente fórmula (Thrusfield, 1990).

$$n = \frac{z^2 pq}{e^2}$$

Dónde:

- N** = número de muestras requeridas
Z = nivel de confianza = 1.96
P = proporción (prevalencia 0.5517)
Q = 1- p, probabilidad en contra = 0.4483
D = error estimado (5%) = 0.0025

$$N = \frac{(1,96)^2 \times 0.5517 \times 0.4483}{(0,0025)}$$

$$N = \frac{3.8416 \times 0.2473271}{0.0025}$$

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

Tabla 1. Distribución de animales por caserío: “San Juan, La Huaylla, Pampa Grande y Rosa Mayo”.

Nº DE CASERÍOS	Nº DE BOVINOS
San Juan	200
La Huaylla	240
Pampa grande	196
Rosa Mayo	129
TOTAL	765

Elaboración propia.

Tabla 2. Porcentaje de número de muestras de acuerdo a la población de bovinos en el caserío de San Juan.

$$\% \text{ de número de muestras} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de animales}}{\text{Total de Bovinos}} \times 100$$

$$\% \text{ de número de muestras} = \frac{200}{765} \times 100 = 26$$

CASERÍOS	N° DE BOVINOS	% A MUESTREAR
San Juan	200	26
La Huaylla	240	31
Pampa grande	196	26
Rosa Mayo	129	17
TOTAL	765	100

Tabla 3. Distribución de animales muestreados por caseríos.

LUGAR	TOTAL DE ANIMALES POR CASERÍO	PORCENTAJE DE ANIMALES POR CASERIOS
SAN JUAN	99	26.05%
LA HUAYLLA	118	31.05%
PAMPA GRANDE	98	25.78%
ROSAMAYO	65	17.10%
TOTAL	380	100%

b. 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 a 8 am, hora en que los animales estaban en sus respectivos corrales y en los potreros, para el ordeño.

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 trasladarlas al Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias, para el análisis coproparasitológico respectivo, donde se utilizó la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel (Rojas *et al.*, 2013).

Consideraciones para 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.

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 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, 2007).

3.4. ANÁLISIS DE LABORATORIO

Se realizó mediante Método de sedimentación natural modificado por Rojas y Torrel, con equipo y protocolo del Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca (Ver Anexo1).

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).

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

3.5. DISEÑO ESTADÍSTICO

Tabla de frecuencias, prueba de z de proporciones de intervalo de confianza al 95%. (Anexo 3).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

Tabla 4. Prevalencia del total de positivos de ambos tremátodos (*Fasciola hepatica*, paramphistomidos e infección mixta) en ganado vacuno de la campiña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca,

Población Estudiada	Positivos	Prevalencia ± IC (%)
380	190	50±5

IC= Intervalo de confianza al 95%

Tabla 5. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en ganado vacuno de la campiña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, 2017.

Población Estudiada	Positivos a <i>Fasciola hepatica</i>	Prevalencia ± IC (%)
380	168	44,21±5

IC= Intervalo de confianza al 95%

Tabla 6. Prevalencia de Paramphistomidos en ganado vacuno de la campiña del Distrito de San Juan - Cajamarca, 2017.

Población Estudiada	Positivos a Paramphistomidos	Prevalencia ± IC (%)
380	22	5,79±2,3

IC= Intervalo de confianza al 95%

Tabla 7. Prevalencia mixta de *Fasciola hepatica* y de *Paramphistomidos* en el ganado vacuno de la campiña del Distrito de San Juan- Cajamarca, 2017.

Población estudiada	Positivos mixtos	Prevalencia ± IC (%)
380	8	2,10±1,4

IC= Intervalo de confianza al 95%

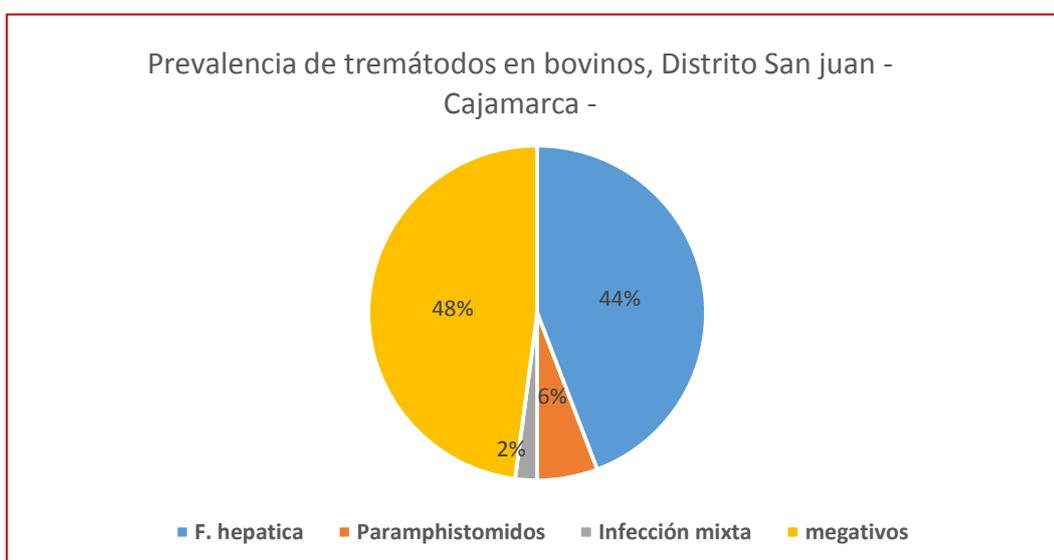


Fig. 1. Prevalencia de trematodos, en bovinos del Distrito San Juan, Cajamarca – 2017.

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

De 380 muestras de heces de bovinos, analizadas por el método de sedimentación natural, modificado por Rojas y Torrel; 168 salieron positivas a huevos de *Fasciola hepatica*, representando una prevalencia del $44,21 \pm 5\%$, durante marzo y abril del 2017. Esta prevalencia es semejante a Plascencia (2011) con el 40,21%, Torrel y Paz (2015) con el 40,31%, y Torrel *et.al.* (2014) con el 43,5% para el Valle de Cajamarca. Estas diferencias matemáticas no son significativas, ya que caen dentro del rango del intervalo de confianza (39,21% – 49,21%). Es superior a lo reportado por Oblitas (2011) con el 28.91%, quien trabajó durante los meses de julio y octubre para la zona Norte del Valle de Cajamarca; Silva (2017) con el 34,21% trabajando durante los meses de enero y febrero para la zona de Huacariz, Cajamarca; Moreno (2011) con el 23,25%. Estas diferencias, posiblemente se deben a las prácticas de manejo, por parte del ganadero, ya que en el trascurso del trabajo de campo se ha podido observar en ciertas zonas el pastoreo mixto, aguas estancadas y riego por inundación; lo cual favorece grandemente el desarrollo del hospedador intermediario del caracol *Lymnaea* (*Viatrix, Columella, Truncatula*); permitiendo continuar el ciclo biológico del parásito. Asimismo, esta prevalencia (44,21%) resulta inferior a lo reportado por Cusquisiban (2014) con el 51,5% durante los meses de agosto y para la zona Norte del Valle de Cajamarca y Saldaña (2016) con el 62,8% durante los meses de setiembre y octubre para la Encañada; posiblemente debido a las condiciones meteorológicas del año en que se realizó el estudio, la localidad y condiciones de manejo de los animales.

Trabajando con las mismas muestras de heces de vacunos (380), analizadas por el método de sedimentación natural, modificado por Rojas y Torrel; 22 salieron positivas a huevos de Paramphistómidos, representando una prevalencia del $5,79\% \pm 2,3\%$, durante marzo y abril del 2017. Esta prevalencia es inferior a lo publicado por Oblitas (2011) con 47.21% y Cusquisiban (2014) con el 54,6% para la zona Norte del Valle de Cajamarca; Saldaña (2016) con el 17,9% para la Encañada; Moreno (2011) con el 20,25% y Torrel *et.al.* (2014) con el 59,5% para el Valle de Cajamarca; Plascencia (2011) con el 55,17%; Torrel y Paz (2015) con el 59,69% y Silva (2017) con el 53,16% para la zona de Huacariz, Cajamarca. Posiblemente se debe a la baja distribución de esta parasitosis en la zona de San Juan, ya que los bovinos son, en su mayoría, nativos y no se movilizan desde otros lugares con fines de mejoramiento.

Al analizar la infección mixta, se encontró ocho muestras positivas a la presencia de huevos de *Fasciola hepatica* y Paramphistomidos, representando una prevalencia del $2,10\% \pm 1,4\%$. Esta infección resulta inferior a lo encontrado por Oblitas (2011) con 29,95% y Cusquisiban (2014) con el 28,90% para la zona Norte del Valle de Cajamarca; Saldaña (2016) con el 13,1% para la Encañada; Torrel *et.al.* (2014) con el 26,4% para el Valle de Cajamarca; Plascencia (2011) con el 20,21%; Torrel y Paz (2015) con el 20,95% y Silva (2017) con el 18,95% para la zona de Huacariz, Cajamarca. Estas diferencias, posiblemente se deban a los mismos argumentos vertidos para la infección por Paramphistómidos, en el Distrito de San Juan.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES

Luego del análisis coproparasitológico, realizado en 380 muestras de heces de ganado vacuno (*Bos Taurus*), en la campaña del Distrito de San Juan - Cajamarca - 2017, mediante la Técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel; se llegó a las siguientes conclusiones.

- 6.1. La prevalencia de Trematodos fue del 50%
- 6.2. La prevalencia de *Fasciola hepatica* fue del 44,21%.
- 6.3. La prevalencia de Paramphistómidos fue del 5,79%.
- 6.4. La prevalencia de infección mixta (*Fasciola hepatica* + *Paramphistómidos*) fue del 2,10%.

CAPÍTULO VII

REFERENCIAS

Barriga, O. 2002. Las enfermedades Parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Segunda Edición. Santiago: Germinal.pp.247-260.

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: [http:// www. fedegan .org.co/71 manual .html](http://www.fedegan.org.co/71%20manual.html). Consultado 15/12/2016.

Boray, J. 1969. Studies on intestinal Amphistomosis in cattle. Aust. Vet. F35, pp. 282-287.

Blood, D. y Radostis, O. 1992. Enfermedades del Ganado Vacuno, Ovino, Porcino, Equino y Caprino. 7^a Edición. Editorial Interamericana. México 26: pp. 1093 – 1140.

Borchert, A. 1964. Parasitología Veterinaria. Zaragoza España .Editorial Acribia. pp. 45-48

Borchert, A. 1981. Parasitología Veterinaria ,3^o Edición. Editorial Acribia S.A Zaragoza –España. p 47.

Cordero, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P. 1999. Parasitología veterinaria. Madrid: McGraw Hill Interamericana. pp.1000.

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. p.38.

Chunqui, E. y Torrel, S. 2012. Eficacia de la Oxiclozanida al 10% a los 8 y 16 días post dosificación en el control de la infección causada por paramphistómidos en el ganado vacuno tipo lechero del fundo Tartar. Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario, Cajamarca, Perú. p.48.

Chuquiruna, M. 2011. Frecuencia de Fasciolosis y Cisticercosis en Animales Beneficiados en el Camal Municipal de Baños del Inca .p.25.

Cruz, F. 2003. Enfermedades gastrointestinales producidas por tremátodos en bovinos. Primera Edición. Pp.89-93.

Dirksen, G.; Dieter, G.; Stober, M.2005. Medicina Interna y Cirugía del Bovino. 4ª ed. Argentina: Editorial Inter – Médica. p.643.

Eduardo, S. 1982. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fishoeder 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. II. Revision of the genus Paramphistomum Fishoeder, 1901. Syst Parasitol 4:pp. 189-238.

Espino, A., Borges, A., Dumenigo, B. 2000. Coproantígenos de *Fasciola hepatica* de posible utilidad en el diagnóstico de la Fasciolosis. Rev. Panam. Salud Pública. pp. 225-231

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, FAO (1994). Enfermedades de los animales domésticos causadas por dístomas, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Red de Helminología para América Latina y el Caribe. [Sitio en internet]. [Consultado 15/12/2016]. 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.

Huamán, O. 2011. Prevalencia de Paramphistomosis Bovina en la Zona de Tartar en el Valle De Cajamarca. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. p.33.

INEI. 2012. Perú: IV Censo Nacional Agropecuario 2012 [Sitio en internet]. [Consultado, 10/01/2017] Disponible en: http://proyectos.inei.gob.pe/web/Documentos_Públicos/Resultados_Finales_IVCENAGRO.pdf

INEI. 2014. Perú: Panorama Económico Departamental [Sitio en internet]. [Consultado,10/01/2017] Disponible en: https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/boletines/informe-tecnico-n12_panorama-dptal-oct2016.pdf

Kassai, T. 2002. Helmintología Veterinaria. Zaragoza (España). Editorial Acribia. pp.3- 12.

Leguía, G. 1988. Distomatosis hepática en el Perú: Epidemiología y Control. Ciba Geigy – Hoesch. Lima-Perú .p. 42.

Leguía, G. y Casas, E. 1999. Distomatosis hepática. Enfermedades parasitarias y Atlas Parasitológico de Camélidos Sudamericanos. Editorial del Mar, Lima- Perú. Pp.40-63 pp.

Merck más autores. 2000. El Manual Merck de Veterinaria .5^a Edición. Editorial Océano. Barcelona- España. Pp. 218 - 220.

MINAG. 2004 .Dirección General de Información Agraria. INEI-Perú Compendio Estadístico .p.305.

Minter, F., Yakstis, J. y Johnstone, C. 1981. Parásitos de los Bovinos. Editorial MSD AGVET. New Jersey –U.S.A. pp. 50-51.

Moreno, A. 2011. Frecuencia de Infección Mixta por *Fasciola hepatica* y paramfistómidos en ganado vacuno lechero y caracoles del género *Lymnaea sp* en cinco predios lecheros del valle de Cajamarca.p.49.

Nari, A. y Fiel, C. 2001. Enfermedades Parasitarias de importancia económica en Bovinos: Bases epidemiológicas para su prevención y control. Edit. Hemisferio Sur, Montevideo – Uruguay. p 233.

Oblitas, I. 2011. Prevalencia Paramphistomosis Bovina en la Zona Norte del Valle de Cajamarca. Tesis Médico Veterinario. Un. Nac. De Cajamarca. p. 36.

Olaechea, F. 2004. *Fasciola hepatica*. Comunicaciones técnicas N° 449 área de producción animal. Ediciones Instituto Nacional de tecnología Agropecuaria. Argentina.

Olsen, O. 1977. Parasitología animal. 3ª Edición. Aedos. Barcelona.p.719.

Ortiz, P., Cabrera, M., Jave, J., Claxton, J., Williams, D. Human. 2000. Fascioliasis: prevalence and Treatment in a rural area of Peru. Infectious Diseases Review 2:42-6.

Ortiz, P., Cabrera, M., Lenis, V. y Velásquez, T. 2010. Calicophoron microbothioides. Un agente causal de la paramphistomosis en Cajamarca, Perú.

Pinedo, R., Chávez, A., Casas, E., Suárez, F., Sánchez, N., Huamán, H. 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): pp.161-167. [Sitio en internet]. [Consultado, 20/12/2016]. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/s_cielo.php?pid=S160991172010000200003&script=sci_arttext

Plasencia, O. 2011. Prevalencia de paramphistomosis bovina en la Zona de Huacariz del valle de Cajamarca. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. p.35.

Quiroz, H. 1986. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 2^a Edición. Editorial Limusa – México. pp.273-275.

Quiroz, H. 2000. Parasitología y Enfermedades parasitarias de los animales domésticos. Primera Edición. Editorial Limusa. México. pp. 151, 152,153.

Quiroz, H. 2003. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. México. Editorial LIMUSA. S.A.pp.220-259.

Quiroz, H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Editorial Limusa, S.A. de C.V. Grupo Noriega Editores. México, D.F. pp. 273-274.

Quiroz, H. 2011. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos .4^a Edición. Editorial Limusa México. pp. 232-244.

Rasco. M. 2007. Prevalencia de *Paramphistomum sp* en ganado vacuno lechero de Cajamarca. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca p.52.

Rojas, J. 2009. Impacto económico por decomiso de hígados infectados con *Fasciola hepatica* en camales de la Región Cajamarca, 2008. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.p.

Rojas, J. 2009., Torrel, S. y Raico, M. 2013. Validación de la técnica de Sedimentación Natural Modificada por Rojas y Torrel en el diagnóstico de fasciolosis crónica en bovinos, Cajamarca. Perú (Resúmenes de la XXIII Reunión de Asociación Latinoamericana de Producción Animal (ALPA) y IV Congreso Internacional de Producción Animal. La Habana – Cuba, 2013).

Romero, H. 1994. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. pp.233-250 .

Salazar, L., Estrada, V., 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*. pp.77–83.

Saldaña, K. 2016. Prevalencia de Trematodos en Ganado Vacuno en Cuatro Caseríos del Distrito de la Encañada de la Provincia de Cajamarca, 2015. Tesis Médico Veterinario. Un. Nac. de Cajamarca. Pp.32-34.

Sanabría, R. 2006. “Paramphistomosis en los ovinos”. *Revista informativa, Argentina*. pp.36, 2: 56 – 62.

Silva, M. 2017. Prevalencia de Trematodos en Ganado Vacuno en la Zona de Huacariz del Valle de Cajamarca, 2016. Tesis Médico Veterinario. Un. Nac. De Cajamarca. p. 40.

Soulsby, E. 1987. *Parasitología y Enfermedades parasitarias en los Animales Domésticos*. 1° Edición Editorial Interamericana. México .pp.4-44.

Soulsby, E. 1988. *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Séptima Edición. Editorial interamericana S.A México.pp. 64-68

Soulsby, E. 1993. *Parasitología y Enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Séptima Edición .Mexico.p.65.

Tantaleán, M. Martínez. 1974. Estudio de algunos trematodos del Perú. *Rev. Parasitología Medicina Tropical*. pp.3-4, 46-56.

Taylor, M., Foster, A., Oter, A., Sullivan, T., Carnwel, M., Twiney. D. y Milla, M. 2008. Rumen fluke (*Paramphistomosis*) in British cattle *Veterinary Record*. Pp.162: 528.

Torrel, S. 2009. Caracterización clínica patológica de Paramphistomosis Bovina en Cajamarca: sensibilidad y especificidad. Revista Informativa. Perú. Dada del análisis coproparasitológico y respuesta al control con Closantel. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Cajamarca. pp. 35-60.

Torrel, S. y Paz, A. 2015. Paramphistomosis en bovinos y ovinos en Cajamarca. 1° Edición. Escuela de Post Grado, Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. (UNC)-Perú.

Torrel, S., Rojas, M., Rojas, J. y Huamán. O. 2014. Prevalencia conjunta de Parafistomosis y Fasciolosis en bovino lechero del valle de Cajamarca. Investigación realizada en la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca [Sitio en internet]. [Consultado, 20/12/2016]; Disponible en:[http://mrojas.perulactea.com/2014/11/19/prevalencia-conjunta-deparanfistomosis -y -fasciolosis- en- bovino- lechero-del-valle-de-Cajamarca](http://mrojas.perulactea.com/2014/11/19/prevalencia-conjunta-deparanfistomosis-y-fasciolosis-en-bovino-lechero-del-valle-de-Cajamarca).

Travassos, L., Freitas, J., Kohn, A. 1969. Trematodeos do Brasil. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. p.67.

Urquhart, G., Arnour, J., Dunn. A., Jennings F. 2001. Parasitología Veterinaria. Segunda Edición. Editorial ACRIBIA. S.A. Zaragoza- España. p. 355.

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. p.35.

Zaldivar, R. 1990. Zooparásitos de interés Veterinario en el Perú .1ª Edición. Editorial Majjosa. Perú. pp.3-4.

ANEXO

ANEXO 01.

Método de Sedimentación Natural Modificado por Rojas y Torrel con equipo y protocolo del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias-Universidad Nacional de Cajamarca (Rojas *et al.*, 2013).

Procedimiento

- En un vaso de plástico de 400 ml de capacidad pesar 1g de heces.
- Agregar aproximadamente 200ml 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, llenar con 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 Paramphistómidos y *Fasciola hepatica* el resultado será “positivo” y la ausencia como “negativo”

ANEXO 02. Ejecución de la Investigación.**TRABAJO DE CAMPO****Fig. 2.** Animales en sus corrales.**Fig. 3.** Toma de muestra.**Fig. 4.** Animales en pastoreo.**Fig. 5.** Presencia de humedad en la zona.



Fig. 6 y 7. Presencia de humedad en los pastos.

Trabajo de laboratorio: Fotografías que demuestran el Protocolo de la técnica de Sedimentación Natural modificada por Rojas y Torrel del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Veterinarias- Universidad Nacional de Cajamarca:



Fig. 8. Identificación de muestras.



Fig. 9. Se administró 200 ml de agua.



Fig. 10. Homogenizando la muestra con Batidora eléctrica.



Fig. 11. Filtrado de la muestra.



Fig. 12. Decantar el sobrenadante y dejar reposar por 5 minutos.



Fig. 13. Colocando a la placa el sedimento.



Fig. 14. Colocar tres gotas de Lugol en la placa Petri en la placa Petri



Fig. 15. Llevar al estereoscopio para la identificación de huevos de tremátodos.



Fig. 16. Huevo de *F. hepatica*.



Fig. 17. Huevo de paramphistomido.

ANEXO 03. Prueba de Z de proporciones de conformidad.

Para *Fasciola hepatica*

Se desea saber si la prevalencia de *Fasciola hepatica*, en el ganado vacuno del distrito de San Juan es mayor al 40%.

Si la prevalencia fue del 44,21%

Prevalencia obtenida 0.4421%

Se realiza la prueba de hipótesis a una significancia de 0.0

Solución:

Hipótesis nula: $p \leq 0.40$

Hipótesis alternativa $p > 0.40$

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaciones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}$ = desviación estándar de la proporción

$$Z = \frac{\hat{p} - p}{\sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}}} = \frac{0.44 - 0.40}{\sqrt{\frac{0.44 * 0.56}{380}}} = 1,68$$

1.68 es menor que 1.96 entonces aceptamos la hipótesis nula y concluimos que la prevalencia es menor o igual al 40%.

Intervalo de confianza

$$\hat{p} - z_{2/\alpha} \cdot \sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}} \leq \hat{p} \leq z_{2/\alpha} \cdot \sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}} = 0.0499$$

44±5%.

Para Paramphistomidos

Se desea saber si la prevalencia de Paramphistomidos, en el ganado vacuno en el distrito de San Juan es mayor al 55%.

Si la prevalencia fue del 5.79%

Prevalencia obtenida 0.0579%

Se realiza la prueba de hipótesis a una significancia de 0.05

Solución:

Hipótesis nula: $p > 0.55$

Hipótesis alternativa $p \leq 0.55$

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaciones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}$ = desviación estándar de la proporción

$$Z = \frac{\hat{p} - p}{\sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}}} = \frac{0.0579 - 0.55}{\sqrt{\frac{0.55 * 0.45}{380}}} = -19,28$$

-19.28 es menor que 1.96 entonces rechazamos la hipótesis nula y concluimos que la prevalencia es menor al 55%.

Intervalo de confianza

$$\hat{p} - z_{2/\alpha} \sqrt{\frac{pq}{n}} \leq \hat{p} \leq z_{2/\alpha} \sqrt{\frac{pq}{n}} = 0.023$$

5.79±2.3%

Para infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Paramphistomun*)

Se desea saber si la prevalencia Mixta (*Fasciola hepatica* con *Paramphistómidos*), en el ganado vacuno en la campiña del distrito de San Juan es mayor al 20%.

Si la prevalencia fue del 2.1%

Prevalencia obtenida 0.021%

Se realiza la prueba de hipótesis a una significancia de 0.05

Solución:

Hipótesis nula: $p > 0.20$

Hipótesis alternativa $p < 0.20$

$$Z = \frac{\frac{x}{n} - p_0}{\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}}}$$

Donde

X = Ocurrencias

n = observaciones

$\frac{x}{n}$ = proporción de la muestra

p_0 = proporción propuesta

$$\sqrt{\frac{p_0(1-p_0)}{n}} = \text{desviación estándar de la proporción}$$

$$Z = \frac{\hat{p} - p}{\sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}}} = \frac{0.02105 - 0.20}{\sqrt{\frac{0.20 * 0.80}{380}}} = -8.72$$

-8.72 es menor que 1.96 entonces aceptamos la hipótesis nula y concluimos que la prevalencia es menor al 20%.

Intervalo de confianza

$$\hat{p} - z_{2/\alpha} \cdot \sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}} \leq \hat{p} \leq z_{2/\alpha} \cdot \sqrt{\frac{\hat{p}\hat{q}}{n}} = 0.0144$$

2,10±1.4%

Anexo 04. Determinación del número de muestras empleando al siguiente fórmula.

Número de muestras: Para la determinación del número de muestras se utilizó la fórmula de (Thrusfield, 1990).

El número de animales muestreados será de 380 muestras, mediante la siguiente fórmula.

$$n = \frac{z^2 pq}{e^2}$$

n = número de muestras requeridas

z = nivel de confianza = 1.96

p = proporción (prevalencia 0.5517)

q = 1- p, probabilidad en contra = 0.4483

d = error estimado (5%) = 0.0025

$$N = \frac{(1,96)^2 \times 0.5517 \times 0.4483}{(0,0025)}$$

$$N = \frac{3.8416 \times 0.2473271}{0.0025}$$

N = 380 muestras

Anexo 5. Prevalencia de *Fasciola hepatica* en ganado vacuno por caseríos de la campiña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, (Marzo y Abril - 2017).

LUGARES (CASERIOS)	POBLACIÓN	FASCIOLA HEPATICA	PREVALENCIA %
SAN JUAN	99	35	35.35
LA HUAYLLA	118	90	76.27
ROSAMAYO	98	19	19.38
PAMPA GRANDE	65	24	36.92

Anexo 6. Prevalencia de paramphistomidos en ganado vacuno por caseríos de la campiña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, (Marzo y Abril -2017).

LUGARES (CASERIOS)	POBLACIÓN	PARAMPHISTOMIDOS	PREVALENCIA %
SAN JUAN	99	8	8.08
LA HUAYLLA	118	12	10.16
ROSAMAYO	98	0	0
PAMPA GRANDE	65	2	3.07

Anexo 7. Prevalencia de infección mixta (*Fasciola hepatica* y *Paramphistomun* en ganado vacuno por caseríos de la campiña del distrito de San Juan, Provincia de Cajamarca, (Marzo y Abril -2017)

LUGARES (CASERIOS)	POBLACIÓN	MIXTA	PREVALENCIA %
SAN JUAN	99	2	2.02
LA HUAYLLA	118	6	5.59
ROSAMAYO	98	0	0
PAMPA GRANDE	65	0	0