



# UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE MEDICINA

VETERINARIA



CARACTERIZACIÓN MORFOMÉTRICA DE PARAMPHISTOMIDOS  
ENCONTRADOS EN EL RUMEN DE OVINOS SACRIFICADOS EN EL  
CAMAL MUNICIPAL DE CAJABAMBA, DEPARTAMENTO DE  
CAJAMARCA, 2016

## TESIS

Para Optar el Título Profesional de

**MÉDICO VETERINARIO**

Presentado por el Bachiller

**FRANCISCO HERNÁN LLANOS ROMERO**

Asesor:

Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES.

CAJAMARCA – PERÚ

2018



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

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



## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En Cajamarca, siendo las once horas del día primero de agosto del dos mil dieciocho, se reunieron en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Veterinarias “César Bazán Vásquez” de la Universidad Nacional de Cajamarca, los integrantes del Jurado Calificador, designados por el Consejo de Facultad, con el objeto de evaluar la sustentación de Tesis Titulada: **“CARACTERIZACIÓN MORFOMÉTRICA DE PARAMPHISTOMIDOS ENCONTRADOS EN EL RUMEN DE OVINOS SACRIFICADOS EN EL CAMAL MUNICIPAL DE CAJABAMBA, DEPARTAMENTO DE CAJAMARCA, 2016”**, asesorada por el docente: **Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares** y presentada por el Bachiller en Medicina Veterinaria: **FRANCISCO HERNÁN LLANOS ROMERO**.

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

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

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

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

  
Dr. ABEL MELCHOR GARCÍA BAZÁN  
PRESIDENTE

  
Dr. JUAN DE DIOS ROJAS MONCADA  
SECRETARIO

  
M.Sc. M.V. MARÍA MANUELA CABRERA NÚÑEZ  
VOCAL

  
Dr. TEÓFILO SEVERINO TORREL PAJARES  
ASESOR



## DEDICATORIA

### **A Dios.**

Por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

### **A mi tía Magdalena.**

Por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor.

### **A mis padres Néstor y Flor.**

Por los ejemplos de perseverancia y constancia que los caracterizan y que me han infundado siempre, por el valor mostrado para salir adelante y por su amor.

### **A mis familiares.**

A mi hermano Julio por ser el ejemplo de un hermano mayor y de quien aprendí de aciertos y momentos difíciles; a mi tío Manuel, a mis primos Deny y Wilfredo, y a todos aquellos que participaron directa o indirectamente en la elaboración de esta tesis.

**Francisco**



## AGRADECIMIENTOS

A mi asesor Dr. Teófilo Severino Torrel Pajares por su apoyo, comprensión y paciencia en la realización de la tesis.

Un agradecimiento especial para el M.V. Gianfranco Espil Incil y el M.V. Cristian Hobán Vergara, igualmente por su apoyo en la realización de esta tesis.

A mis amigos: Maury Ramírez, Brey Liñán, Omar Moreno, Rosana Tanta, Rojana Neira, Jonathan Terán, Juanita Quispe, Juan Carlos, Jhon Otiniano, Marlon Otiniano, Elvis Otiniano, Yhordi Fernández, Frank Llanos, Walter Espinoza, por el apoyo en las diferentes etapas de la tesis.

**Francisco**



## ÍNDICE

Pag.

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTOS

RESUMEN

ABSTRACT

### CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN.....	01
OBJETIVOS.....	02
1.1. Objetivo General.....	02
1.2. Objetivos Específicos.....	02

### CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO.....	03
2.1. Antecedentes de Investigación.....	03
2.2. Paramphistomosis.....	04
2.3. Morfología.....	04
2.4. Morfometría de Paramphistomidos. Adultos en estado fresco	08
2.5. Morfometría al corte histológico del Calicophoron.....	08
2.6. Morfometría en lámina directa del Calicophoron.....	09
2.7. Hopedadores.....	10
2.8. Patogenia.....	11
2.9. Síntomas.....	12
2.10. Lesiones.....	13
2.11. Inmunidad.....	15
2.12. Prevalencia.....	15
2.13. Epidemiología.....	16
2.14. Diagnóstico.....	17
2.15. Diagnóstico Diferencial.....	18
2.16. Control y Prevención.....	18
2.17. Tratamiento.....	19



<b>CAPÍTULO III</b>	
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>21</b>
3.1. Localización.....	21
3.2. Materiales.....	22
3.2.1. Material biológico.....	22
3.2.2. Materiales y equipos de campo.....	22
3.2.3. Materiales y equipos de laboratorio.....	22
3.3. Metodología.....	22
3.3.1. Obtención del Parásito adulto.....	22
3.3.2. Medición del parásito adulto en estado fresco.....	23
3.3.3. Medición del huevo obtenido del parásito.....	23
3.3.4. Medición del parásito adulto en cortes histológicos	23
<b>CAPÍTULO IV</b>	
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>25</b>
<b>CAPÍTULO V</b>	
<b>DISCUSIÓN.....</b>	<b>32</b>
<b>CAPÍTULO VI</b>	
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>35</b>
<b>CAPITULO VII</b>	
<b>BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>36</b>
<b>ANEXO 1 Medidas del parásito adulto en estado fresco.....</b>	<b>40</b>
<b>ANEXO 2 Medidas del huevo de Paramphistomido (µm).....</b>	<b>43</b>
<b>ANEXO 3 Medidas al corte histológico del Paramphistomido.....</b>	<b>46</b>
<b>ANEXO 4 Procedimiento para la Elaboración de Láminas</b>	<b>51</b>
<b>    Histológicas.....</b>	



## RESUMEN

El presente estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca. El objetivo fue determinar el género de los Paramphistomidos que afectan al ganado ovino beneficiados en el Camal Municipal de la Provincia de Cajabamba mediante el estudio morfométrico, basados en la medición del parásito adulto en estado fresco, del huevo obtenido del parásito y el estudio morfométrico al corte histológico. Para lo cual se recolectaron 100 parásitos de la familia Paramphistomidae, se realizó la ovoposición de 100 huevos a partir de los parásitos adultos y se elaboraron láminas histológicas para el estudio morfométrico. El estudio morfométrico del parásito adulto en estado fresco nos dio los siguientes resultados: Color rojo cárnico, forma cónica no aplanada, cuerpo arqueado,  $4,32 \pm 0,68$  mm de largo y  $1,80 \pm 0,25$  mm de ancho, el extremo anterior  $0,78 \pm 0,28$  mm y el posterior  $1,31 \pm 0,29$  mm. El estudio morfométrico del huevo fue de:  $131,1 \pm 6,6$   $\mu$ m de largo y  $63,6 \pm 2,8$   $\mu$ m de ancho. El estudio morfométrico de los cortes histológicos del parásito adulto se obtuvo las siguientes características, el acetábulo de  $0,47 \pm 0,11$  mm de largo y  $0,46 \pm 0,10$  mm de ancho, sus unidades musculares presentaron en promedio 18 (DEC), 29 (DIC), 21 (MEC), 41 (VIC) y 14 (VEC). La faringe  $0,42 \pm 0,09$  mm de largo y  $0,33 \pm 0,06$  mm de ancho y el esófago  $0,30 \pm 0,04$  mm de largo. Se concluye que el Paramphistomido obtenido del rumen de ovinos sacrificados en el camal municipal de Cajabamba corresponde al género *Calicophoron*

**Palabras clave:** *Calicophoron*, Huevos, Morfometría, Ovinos, Paramphistomido.



## ABSTRACT

The present study was carried out in the Veterinary Parasitology Laboratory of the Faculty of Veterinary Sciences of the National University of Cajamarca. The objective was to determine the gender of the Paramphistomids that affect the sheep benefited in the Municipal Camal of the Province of Cajabamba by means of the morphometric study, based on the measurement of the adult parasite in the fresh state, of the egg obtained from the parasite and the morphometric study of the histological cut. For which 100 parasites of the family Paramphistomidae were collected, the oviposition of 100 eggs was performed from the adult parasites and histological sheets were elaborated for the morphometric study. The morphometric study of the adult parasite in fresh state gave us the following results: Meat red color, conical shape not flattened, arched body,  $4,32 \pm 0,68$  mm long and  $1,80 \pm 0,25$  mm wide, previous end  $0,78 \pm 0,28$  mm and the rear end  $1,31 \pm 0,29$  mm. The morphometric study of the egg was:  $131,1 \pm 6,6$   $\mu$ m long and  $63,6 \pm 2,8$   $\mu$ m wide. The morphometric study of the histological sections of the adult parasite obtained the following characteristics, the acetabulum  $0,47 \pm 0,11$  mm long and  $0,46 \pm 0,10$  mm wide, its muscle units presented on average 18 (DEC), 29 (DIC), 21 (MEC), 41 (VIC) and 14 (VEC). The pharynx  $0,42 \pm 0,09$  mm long and  $0,33 \pm 0,06$  mm wide and the esophagus  $0,30 \pm 0,04$  mm long. It is concluded that the Paramphistomido obtained from the rumen of sheep slaughtered in the municipal slaughterhouse of Cajabamba corresponds to the genus *Calicophoron*

**Key words:** Paramphistomids, *Calicophoron*, Morphometry, Eggs, Sheep.



## CAPÍTULO I

### INTRODUCCIÓN

La población de ovinos en el Perú es de 9 523 128 y en el departamento de Cajamarca es de 275 mil 532 cabezas, mostrando un descenso de 22,5% con respecto al Censo Agropecuario de 1994. Del ganado criollo y por razas, predominan los criollos que representan el 89,2 %, le sigue en orden de importancia la raza Corriedale con el 4,0 %, Hampshire Down 1,6 %, Black Belly 1,1 % y otras razas 4,1 %, respectivamente según el último Censo Nacional Agropecuario (INEI, 2012).

La Paramphistomosis es una infección parasitaria debida a la presencia y acción de varias especies de trematodos de la familia Paramphistomidae; alojados en el rumen, retículo, abomaso e intestino de los bovinos, ovinos y caprinos en pastoreo (Quiroz, 2000; Urquhart *et al.*, 2001).

Los tremátodos de la familia Paramphistomidae en rumiantes incluyen varios géneros como: *Paramphistomum*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Explanatum*, *Ugandocotyle* y *Gigantocotyle* (Soulsby, 1987).

En la campaña de Cajamarca la frecuencia de presentación de Paramphistomidos en ovinos beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca es de 4,92%; lo que demuestra la existencia de Paramphistomidos en el tracto digestivo del ganado ovino, y que posiblemente ocasionan problemas de morbilidad y pérdidas económicas en dicha especie (Burga y Torrel, 2010).

En Cajabamba, una de las provincias del departamento de Cajamarca, aún no se ha determinado el género ni la especie de Paramphistomidos que afectan al ganado ovino; es así que destaca la importancia de introducir el uso de técnicas como la morfometría, para determinar en forma específica los géneros causantes de la Paramphistomosis en los ovinos.



## OBJETIVOS

### 1.1. Objetivo General

Determinar el género de los Paramphistomidos que afectan al ganado ovino beneficiados en el Camal Municipal de la Provincia de Cajabamba mediante el estudio morfométrico.

### 1.2. Objetivos Específicos

- Determinar el género de los Paramphistomidos mediante el estudio morfométrico del parásito en estado fresco.
- Determinar el género de los Paramphistomidos mediante el estudio morfométrico del parásito en estado fresco.
- Determinar el género de los Paramphistomidos mediante el estudio morfométrico por corte histológico.

## CAPÍTULO II

### MARCO TEÓRICO

#### 2.1. Antecedentes de Investigación

La frecuencia de presentación de Paramphistomidos en ovinos beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca es de 4,92%. La mayor frecuencia de presentación de Paramphistomidos se observó en los ovinos de 2 a 2,5 años de edad (Burga y Torrel 2010).

De acuerdo al estudio morfométrico con respecto a la forma, largo, ancho, extremo anterior, posterior y ventosas del parásito al estado fresco; ubicación de esófago, glándulas vitelógenas e intestino en lámina directa; de acuerdo a las fibras y tamaño de acetábulo, tamaño de faringe y esófago en corte histológico; la forma y tamaño de los huevos  $121,51 \pm 7,4$   $\mu\text{m}$  de largo y  $62,77 \pm 4$   $\mu\text{m}$  de ancho; concluyó que el trematodo encontrado en el rumen de ovinos pertenece a la familia de Paramphistomidae y al género *Calicophoron* (Mendoza y Torrel 2013).

En un estudio realizado en 30 ovinos sacrificados en el Camal Municipal de Cajamarca tuvo como objetivo identificar el género y especie de Paramphistomido que afecta a los ovinos en Cajamarca, mediante PCR – RFLP y secuenciamiento para el fragmento ITS2 de ADN ribosomal (ADNr). Se concluyó que el parásito identificado de la paramphistomosis en ovinos es *Calicophoron micobothrioides* (Hobán, 2015).

## 2.2. Paramphistomosis

La Paramphistomosis es una infección parasitaria que afecta bovinos, ovinos, caprinos y otros rumiantes, producida por tremátodos de la familia Paramphistomidae, especialmente por especies de los géneros *Paramphistomum*, *Calicophoron* y *Cotylophoron*. Estas especies se localizan en el rumen y retículo de los rumiantes. En bovinos de Cajamarca, Perú, se viene reportando la infección por estos parásitos, sin que se haya establecido el status taxonómico. El presente estudio describe a *Calicophoron microbothrioides*, como uno de los Paramphistomidos causantes de la enfermedad en esta región (Ortiz et al., 2010).

### ✓ Etiología

Esta enfermedad es producida por tres géneros de importancia en medicina veterinaria, con sus diferentes especies (Quiroz, 2005):

- *Paramphistomum cervi*
- *Paramphistomum ichikawai*
- *Paramphistomum microbothrium*
- *Paramphistomum microbothrioides*
- *Cotylophoron cotylophorum*
- *Calicophoron calicophorum*.

### ✓ Taxonomía

- Reino : Animalia
- Phylum : Platyhelminthes
- Clase : Trematoda
- Subclase : Digenea
- Orden : Echinostomida
- Suborden : Paramphistomata
- Familia : Paramphistomidae
- Géneros : *Paramphistomum*  
*Cotylophoron*  
*Calicophoron*.

Entre las especies registradas con más frecuencia en ovinos podemos señalar las del género *Paramphistomum*:

- *Paramphistomum cervi*
- *Paramphistomum microbothrioides*
- *Paramphistomum liarchis*
- *Paramphistomum ichikawai*
- *Paramphistomum microbothrium*
- *Paramphistomum calicophorum*
- *Paramphistomum streptocoelium*
- *Paramphistomum ijimai*
- *Paramphistomum cotylophorum*

#### ✓ Subclase Digenea

En general, los tremátodos Digenea son parásitos aplastados dorso ventralmente. Algunos son largos y estrechos; otros, foliáceos, y unos pocos como los anfitomas tienen el cuerpo grueso y carnoso. La cutícula, o más correctamente llamada, el tegumento, puede ser lisa o espinosa, pero en ambos casos sirve de cubierta externa. Los órganos de fijación constan de una ventosa anterior (ventosa oral), colocada en el extremo anterior del cuerpo, y una ventosa ventral o acetábulo, normalmente situada en el tercio anterior de la superficie ventral, aunque su posición varía, y en algunas formas puede faltar. El aparato digestivo se abre en la boca, que está rodeada por la ventosa anterior y a continuación, existe una faringe muscular; luego, un esófago que lleva al intestino, el cual normalmente se divide en dos ramas ciegas. El sistema excretor consiste de una vesícula sacciforme en su forma más simple, pero puede tener varias formas y, generalmente, se abre en el extremo posterior del cuerpo (Soulsby, 1987).

El acetábulo está situado cerca del extremo posterior y puede estar muy desarrollado; la cutícula no tiene espinas, el poro genital se abre en la cara ventral sobre la línea media del tercio anterior. Los testículos son lobulares, situados anteriormente al ovario. 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, 2005).

### 2.3. Morfología

Los tremátodos de la familia Paramphistomidae, poseen dos ventosas, una anterior y otra posterior, por lo que se les denomina amfistomas (Angus, 1978).

#### ✓ Características Morfológicas de los Paramphistomidos en sus diferentes estadios.

##### Huevos

Según el estudio morfométrico de los huevos de los Paramphistomidos adultos el tamaño promedio de los huevos, el largo es (121,51  $\mu$ ) y el ancho (62,77  $\mu$ ) y el coeficiente de variación es (6%). La mayor dispersión lo tiene el extremo anterior (14%) comparado con el extremo anterior (14%) comparado con el extremo posterior (11%) (Mendoza y Torrel, 2013).

##### Miracidio

Es la forma infectiva para el hospedero intermediario. El miracidio es ancho en su parte anterior con una papila móvil y una glándula apical, que permiten la penetración en el caracol (hospedero intermediario). Su tegumento se halla recubierto de cilios que permiten su desplazamiento en el agua (Soulsby, 1987; Manga, 1999).

##### Esporocisto

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 (Borchert, 1981; Soulsby, 1987).

##### Redia

Esta fase larvaria, se forma generalmente, de las masas germinales que se encuentran en el interior de la cámara de incubación de los

esporocistos o, en muy escasas ocasiones, directamente del miracidio. Existen una, dos o tres generaciones de redias, dependiendo de las especies y de las condiciones ambientales. Las redias poseen estructuras que se parecen a las del trematodo adulto, como el sistema digestivo, es alargado y tiene una boca en su extremo anterior que se comunica con una faringe musculosa que, a su vez, lo hace con un saco intestinal ciego cuya longitud es variable y, en algunas especies, puede alcanzar el extremo posterior de la redia. Las redias pueden alimentarse activamente de los tejidos del molusco hospedador, tomando hemolinfa y tejidos, especialmente de las células glandulares digestivas. Además, las redias de algunas especies son capaces de llevar a cabo una digestión extracorpórea parcial, mediante enzimas hidrolíticas segregadas por el tegumento, las cuales provocan la lisis de las células del hospedador que rodean la redia (Manga, 1999; Moore y Halton, 1975).

### **Cercaria**

Se desarrolla en la cámara de incubación de los esporocistos, posee, como el adulto, ventosas, ciegos intestinales, aparato excretor, sistema nervioso y primordio genital. Además, tiene cola, estilete, glándulas de penetración y glándulas cistógenas, aunque no en todas las especies. Cuando está madura abandona los esporocistos por el tocostoma o poro obstétrico (o se transforma en metacercaria dentro del Esporocisto), y permanece en el tejido del molusco por un tiempo, después del cual sale al exterior, bien dentro de bolas de mucus (*Dicrocoelium*) o libremente para nadar en el agua (en casi todos los Digenea). Las cercarias maduras son de color marrón oscuro y poseen 2 manchas oculares. Miden de 350 x 280 $\mu$  (cercarías pigmentadas), que poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50  $\mu$ . Las cercarías abandonan los caracoles en los momentos de gran claridad, en condiciones óptimas durante las horas de mayor intensidad solar nadan cerca de la superficie del agua de un lado para otro y se fijan a las plantas (Manga, 1999).

## **Metacercaria**

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

## **Adulto**

Morfológicamente los Paramphistomidos se caracterizan por ser cilíndricos, de un espesor de 2 a 5 mm y de aproximadamente 1cm de largo según la especie, a semejanza de una pera y de un color rojo claro a rosado, en especímenes adultos frescos (Mendoza y Torrel, 2013)

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 (Mattison *et al.*, 1994; Tandon y Maitra 1982).

### **2.4. Morfometría de Paramphistomidos. Adultos en estado fresco**

Los tremátodos de la familia Paramphistomidae tienen forma cónica y al estado fresco presentan un promedio de 5 a 13 mm de largo por 2 a 5 mm de ancho (Quiroz, 1986). La especie *Calicophoron* presenta un cuerpo cónico, de 4,5 a 6,8 mm de largo, 1,8 a 2,5 mm de ancho. Su superficie presenta papilas pequeñas en el extremo anterior alrededor de la abertura oral y papilas más grandes ventralmente alrededor de la región genital del poro (Eduardo, 1983).

Los Paramphistomidos tienen forma de cono, de color rosa, son ventralmente curvos, miden entre 5 y 13 mm por 2 a 5 mm y la ventosa posterior es grande (Ortiz *et al.*, 2010).

### **2.5. Morfometría al corte histológico del *Calicophoron*.**

El acetábulo: Diámetro externo de 1,13 a 1,81 mm en posición dorso ventral. Número de unidades musculares circulares: DEC1, 14 a 19; DEC2, 2 a 12; DIC, 34 a 43; MEC, 15 a 23; VIC, 32 a 48. Faringe: 0,40-



0,68 mm de largo y 0,30-0,59 mm en dirección dorso-ventral. Esófago: 0,22 a 0,88 mm de largo (Eduardo, 1983).

Según el tamaño promedio en corte histológico el acetábulo mide de  $0,52 \pm 0,06$  mm de largo y  $0,31 \pm 0,09$  mm de ancho, en relación a las fibras del acetábulo en promedio tiene 13: DEC, 25: DIC, 30: MEC, 14: VIC y 20: VEC; la faringe de  $0,48 \pm 0,02$  mm de largo y  $0,51 \pm 0,06$  mm de ancho y el esófago tiene un promedio de  $0,34 \pm 0,01$  mm de largo y  $0,26 \pm 0,006$  mm de ancho (Mendoza y Torrel, 2013).

## 2.6. Morfometría en lámina directa del *Calicophoron*.

Dentro de las características en lámina directa el parásito presenta un esófago en forma de embudo, las glándulas vitelógenas en grupos compactos, están muy desarrolladas y se encuentran laterales a ambos lados y el intestino llega hasta la ventosa ventral. Con respecto a las medidas tiene un promedio de  $5,45 \pm 0,44$  mm de largo y  $3,8 \pm 0,58$  mm de ancho; el extremo anterior con un promedio de  $1,8 \pm 0,25$  mm; extremo posterior de  $2,75 \pm 0,26$  mm; ventosa ventral un promedio de  $0,24 \pm 0,02$  mm y ventosa ventral con un promedio de  $0,44 \pm 0,03$  mm (Mendoza y Torrel, 2013).

En la siguiente figura podemos observar al parásito adulto de *Calicophoron microbothrioides*. Vista sagital. Abreviaturas fa: faringe, pg: poro genital, vt: viterarios, ut: útero, ta: testículo anterior, tp: testículo posterior, ov: ovario, oo: ootipo, ac: acetábulo, ve: vesícula excretora (Ortiz *et al.*, 2010).

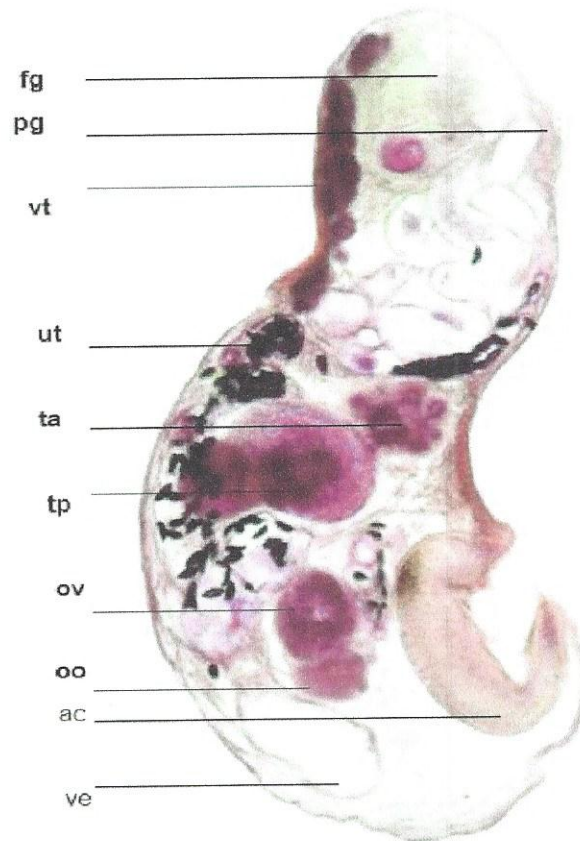


Fig. 1. *Calicophoron microbothrioides* (Ortiz *et al.*, 2010)

## 2.7. Hospedadores

De la misma forma que en *F. hepatica*, el *Paramphistomum sp.* tiene como hospederos definitivos a los rumiantes (vacunos, ovinos y cabras), pero también pueden infectarse los rumiantes silvestres, y como hospederos intermediarios a los caracoles, principalmente del género *Planorbis* y *Bulinus* (Urquhart *et al.*, 2001). Se han realizado estudios sobre Paramphistomidae la infestación natural y experimental de caracoles de la familia Lymnaeidae, por estadios larvarios de la familia Paramphistomidae (Percedo, 1989) destacando la significativa asociación entre la infestación por *F. hepatica* y tremátodos de la familia Paramphistomidae lo que sugiere al mismo hospedador intermediario para ambos (Bouvry y Rau, 1984; Malone, 1986).

En cuanto a la distribución de los caracoles, predominan en África, Asia y Australia, las familias Planorbidae y Bulinidae, y en América y Europa la familia Lymnaeida (Manga, 1999).

Tomando ejemplos de América, en Venezuela (Pino y Morales, 1982) y México (Castro-Trejo *et al*, 1990), *L. cubensis* se comportó como un eficiente hospedero intermediario de *C. cotylophorum* y *Paramphistomun cervi* respectivamente, mientras que en Brasil *Drepanotrema spp.* y *Biomphalaria tenagophila* se mencionan como hospedero intermediario de *Paramphistomum spp* (Tonetto *et al.*, 2001).

## 2.8. Patogenia

La enfermedad clínica solo aparece 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 una diarrea sanguinolenta. 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).

Aparece infiltración edematosa en la pared intestinal, existiendo también enteritis hemorrágica y destrucción de las células glandulares y nerviosas. Hay necrosis tisular debido a la destrucción celular y la reabsorción de sustancias tóxicas. La acción mecánica llega a la submucosa destruyendo las glándulas digestivas del intestino delgado y del abomaso ocasionando un síndrome de mala digestión y mala absorción. Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica con impregnación de tejido linfoide y la formación

de anticuerpos. La gravedad que ocasiona la acción exfoliatriz está en relación directa con la cantidad de parásitos pues su alimentación está basada en líquidos y células del lugar donde se albergan. Además, producen daño traumático, tanto los tremátodos adultos e inmaduros, por la fijación de su ventosa ventral succionando parte de la mucosa y perturbando la irrigación sanguínea, con pérdida de sangre, lo que puede explicar la anemia de esta parasitosis. Los animales infestados pueden desmejorar rápidamente. Suele aparecer edema debajo del maxilar inferior (quijada de botella) y presentarse diarrea negruzca de olor fétido (Lapage, 1984).

Debido a que la enfermedad aguda es provocada por la forma inmadura usualmente no se encuentran huevos en las heces. En la necropsia, las faces juveniles aparecen apiñadas, de color rosa pardo y unidas a la mucosa duodenal, ocasionalmente también se encuentran en el yeyuno, abomaso, y en el rumen las formas maduras se encuentran bien adheridas a la mucosa (Soulsby, 1988).

## 2.9. Síntomas

Las primeras manifestaciones clínicas se ponen a 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 originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en el ganado adulto joven (Manga, 1999).

En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más evidente es diarrea acompañada con 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 de los parásitos 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 hipoalbuminemia. 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 submandibular, atrofia de la grasa corporal y ascitis, entre otros signos. Finalmente puede ocurrir la muerte o de lo contrario, el animal sobrevive en cierto grado de atrofia muscular (Manga, 1999).

El curso agudo en ovinos y cabras es de 5 a 10 días y en bovinos es de 2 a 3 semanas. La morbilidad y la mortalidad son altas. Durante la Paramphistomosis 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 (Radostis *et al.*, 2002).

La caracterización clínica de los animales con Paramphistomosis Bovina, un 100% de animales presentaron diarrea y pelo irsuto; el 80 % mucosa bucal pálida; 45 % emaciación y un 5 % edema sub glotiniiano (Torrel, 2009).

## **2.10. Lesiones**

Los parásitos adultos adheridos al epitelio del rumen, las papilas aparecen anémicas, de color pálido, comparado al color verde grisáceo que rodea al tejido; hay zonas de necrosis debido a la presión ocasionada por el acetábulo del trematodo al estar fijado en la base de



las papilas, estas se encuentran atrofiadas en sus puntas o cuando los Paramphistomidos se desprenden, queda unos botones prominentes que marcan el sitio donde estaban fijados. En el intestino, la forma juvenil provoca enteritis catarral o hemorrágica o con el contenido color café, rojo oscuro y sangre o el contenido de color viscoso. Puede haber presencia de edemas. La evidencia de anemias en varios órganos depende la duración del problema y la cantidad del parásito, los cadáveres pueden estar extremadamente emaciados. En otros casos la grasa corporal sufre atrofia serosa, hay hidrotórax, hidropericardio y ascitis (Quiroz, 1986).

En casos crónicos hay atrofia del bazo, atonía ruminal y atrofia muscular. Los ganglios linfáticos están edematosos; los que están en los primeros 2 o 3 metros del intestino están hiperémicos y los grandes vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los Paramphistomidos jóvenes pueden perforar la pared del intestino y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados y la vesícula biliar distendida. Las formas jóvenes pueden encontrarse en mucosa del rumen y abomaso; la pared del abomaso esta edematosa con erosiones y petequias provocadas por el parásito. En las lesiones microscópicas en el rumen hay proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas que muestran signos de degeneración (Quiroz, 1986).

También se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y sub mucosa del rumen (Quiroz, 2005).

En el duodeno las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionadas, distendido y algunas veces rotos, en general, la necrosis es superficial; sin embargo, algunas veces llega las mucosas musculares. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas; además se

puede encontrar Paramphistomidos embebidos en la glándula, y una congestión de la mucosa al rededor del parásito (Quiroz, 1986).

La característica patológica de la Paramphistomosis Bovina, de 20 muestras positivas el 80 % de animales presentaron caída de papilas ruminales con mucosa ruminal pálida, el 45 % queratinización de la mucosa ruminal, el 20 % presentaron rumen aparentemente normal y el 5 % omaso aparentemente normal (Torrel, 2009).

### 2.11. Inmunidad

Diversos factores determinan o intervienen en la respuesta inmune, por ejemplo, el número de metacercarias en la primo – infestación, el número de parásitos en el rumen y el tamaño de estos. Al respecto, se ha utilizado metacercarias irradiadas que producen infestación intestinal pero no ruminal, dando lugar a una fuerte respuesta inmune a la infestación (Quiroz, 1986).

La Paramphistomosis es una enfermedad de animales jóvenes, en los que pequeñas infecciones sucesivas producen una inmunidad completa. Esto se produce cuando los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa ejercen una acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide, generando así la formación de anticuerpos (Quiroz, 1986).

Esta inmunidad tiene como resultado no solo una marcada reducción del número de parásitos, sino también de una protección del efecto letal que esta parasitosis ejerce sobre el hospedero. En el ganado vacuno se desarrolla una buena inmunidad, porque los brotes de la enfermedad están habitualmente restringidos a los animales jóvenes. Sin embargo, el ganado adulto, albergan un escaso número de parásitos adultos. Por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible en cualquier edad (Urquhart *et al.*, 2001).

### 2.12. Prevalencia

El grado de prevalencia de la Paramphistomosis está basado en las siguientes aproximaciones: cuando la prevalencia de la enfermedad es de 20 % se considera alto, entre el 10 y el 20 % lo consideran moderado

y menor del 10 % es considerado bajo (Brotowidjoyo y Coperman, 1970).

Estudios realizados sobre prevalencia de Paramphistomosis en 138 Bovinos beneficiados en los camales Municipales de Cajamarca y Baños del Inca, indica una prevalencia de 10,86% (Vásquez, 2007).

La prevalencia de Paramphistomosis bovina en la zona Norte del Valle de Cajamarca al análisis coproparasitológico mediante el método de Sedimentación Lenta de Dennis, Stone y Wanson modificada por el Laboratorio de Patología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca fue de 47,21% (Oblitas, 2011).

La prevalencia de Paramphistomosis bovina que se encontró en los caseríos de Huambocancha, El Milagro y el Centro Poblado Menor Tual del Valle de Cajamarca al análisis coproparasitológico fue de 49 %, 58 % y 39 %, respectivamente (Oblitas, 2011).

### **2.13. Epidemiología**

La mortalidad en grupos familiares 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 de un año de edad (Torrel y Paz, 2012).

La endemia de las Paramphistomosis depende de acúmulos de agua permanente, presentes en lagos y estanques, de los cuales los caracoles se diseminan a zonas anteriormente secas como consecuencias de las inundaciones de las lluvias intensas. La producción posterior de cercarías, 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).



## 2.14. Diagnóstico

El diagnóstico se basa en los signos, siendo los más característicos: anorexia, polidipsia y diarrea con olor fétido; así también es basado en la historia de exposición a pastos sospechosos y a la presencia de tremátodos juveniles (rosados y de 1 – 3 mm de largo) en las heces diarreicas (Urquhart *et al.*, 2001).

Como el daño lo producen las formas inmaduras, a menudo no se encuentran huevos en las heces de los animales enfermos. La necropsia puede mostrar el daño típico de la mucosa y los parásitos juveniles (Barriga, 2002).

La presentación en novillos ocasiona una enteritis grave, sin fiebre, en condiciones ambientales favorables a la propagación de los tremátodos en donde se encuentran los caracoles hospederos se debe sospechar una paramphistomosis intestinal. La confirmación de trematodos inmaduros en las heces o en la necropsia debe ser muy cuidadoso ya que es fácil pasar por alto los pequeños parásitos (Radostis *et al.*, 2002).

En el diagnóstico del laboratorio para confirmar las formas juveniles se necesita un examen coproparasitológico; se recomienda un homogenizado de 100 gr de heces, lavados en tamiz de 53 micras de abertura. El residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre un recipiente con fondo negro en donde aparecen trematodo observándose como puntos de color rosa con su gran acetábulo (Quiroz, 2000).

Se han empleado diferentes pruebas serológicas. Extractos antigénicos de gusanos adultos e inmaduros y de metacercarias, pueden emplearse en pruebas intradérmicas. Últimamente la inmunofluorescencia y el enzimo-inmuno ensayo (ELISA), empleado como antígeno extracto de vermes adultos, ofrecen resultados aceptables (Manga, 1999).

El método de elección para la identificación de huevos es la técnica de sedimentación y decantación, mediante el cual se pueden encontrar las duelas maduras que hayan sido expulsadas. Los huevos grandes, claro



operculados se pueden reconocer fácilmente, pero en la Paramphistomosis aguda puede no haber huevos en las heces. La ocurrencia conocida en el área y el examen de las heces líquidas pueden revelar tremátodos inmaduros, muchos de los cuales son evacuados en esos casos. En el laboratorio para confirmar formas juveniles se necesita coleccionar una muestra de 300 gr de heces, se homogeniza con agua y se filtra en un tamiz de 53 micras de abertura, el residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre un recipiente de fondo negro donde aparecen tremátodos color rosa con su gran acetábulo. Para comprobar la existencia de huevos, se realiza el método de Sedimentación de Dennis, Stone y Watson, modificado por Boray (Cruz, 2003).

### **2.15. 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 (Manga, 1999).

### **2.16. Control y Prevención**

Los brotes empiezan cuando el pasto esta poco por falta de agua, en donde los becerros, los caracoles y las metacercarias se concentran en áreas alrededor de los aguajes en cantidades suficientes como para que los animales ingieran grandes cantidades de metacercarias en poco tiempo; otro factor contribuyente de la infección es la presencia de animales portadores (vacas) que pastan en el mismo potrero que los becerros. Aunque parece de utilidad tratar a los portadores, como eliminar la población de Paramphistomidos, dentro de ello puede tener el inconveniente de que junto con los parásitos desaparezca la inmunidad y se presente la Paramphistomosis en los animales adultos. Lo mejor es no dejar que el ganado pastoree cerca de los aguajes durante la época

de sequía. Estas áreas se deben cercar y henificar o ensilar la pastura, además de entubar el agua hasta los tanques de reserva, desde donde se pueda distribuir a los bebederos (Angus, 1978).

Proporcionar un suministro de agua corriente a los bebederos y evitar el acceso de los animales a las fuentes naturales de agua. Incluso así los caracoles pueden acceder a los bebederos, por lo que puede ser preciso el uso de molusquicidas, así como mejorar el drenaje de los potreros (Urquhart. *et al.*, 2001).

### 2.17. Tratamiento

Para el tratamiento contra para la Paramphistomosis se puede hacer el uso de los siguientes fármacos:

Los tremátodos inmaduros de los ovinos son sensibles a la Niclosamida y el Rafoxanide, pero el Resorantel se considera como el agente antihelmíntico de elección ya que es eficaz contra los tremátodos inmaduros y adultos del ganado vacuno y ovino (Khan, 2010).

- **Rafoxanide.**-Es un compuesto salisilamídico halogenado que se presentan como polvo blanco. Disminuye drásticamente la cantidad de fosfoenol piruvato disponible para el parásito con el cual se induce una carencia mortal para este en el lapso de 24 horas en una dosis de 7.5 mg/kg peso vivo vía subcutánea (Boray, 1979). Es efectivo contra las formas adultas de Paramphistomum en dosis de 8-10 mg/Kg (Quiroz, 1986).
- **Oxiclozanida.**- Que se comercializa para el uso en ovinos en muchos países y tiene un periodo de retiro de leche de 3 días, además de una eficiencia del 99,9 % frente a los estadios inmaduros pero solo un 18 % frente a los estadios maduros, en una dosis de 17 mg/kg de peso vivo, durante dos cada tres días (Boray, 1979).
- **Niclosamida.**- En dosis de 90 mg/kg tiene, en las ovejas, una eficacia de 99.9 % frente a los estadios inmaduros, pero solo de un 18% frente a los maduros (Boray, 1969).



- **Triclabendazol.-** Que elimina las fases inmaduras tanto de Paramphistomidos, así como de fasciolas. En vacas lecheras cuya leche se destina para el consumo humano, los anteriores fármacos están prohibidos o tienen periodos de retiro prolongando en la mayoría de países. En una dosis de 12 mg/kg de peso vivo (Manga, 1999 y Omar, 2002).

La eficacia del Oxiclozanida al 3,4% por vía oral en dosis de 12 mg/kg P.V. como tratamiento para bovinos positivos a Paramphistomosis en el Fundo "San Vicente de Paul" de la campiña de Cajamarca fue de 37,13% a los 8 días post-dosificación y de 56,54% a los 16 días post-dosificación eficacia mayor con respecto al octavo día; con la tendencia a que esta eficacia de la oxiclosanida al 3,4% sea mayor conforme pasen los días (Escalante y Torrel, 2012).



## CAPÍTULO III

### MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Localización

La siguiente investigación se realizó en la Provincia de Cajabamba, del Departamento de Cajamarca, en el norte del Perú, que presenta las siguientes características geográficas y meteorológicas\*:

- Altitud : 2612 m.s.n.m.
- Latitud : 07°37'37" Sur
- Longitud : 78°03'02" Oeste
- Precipitación Total anual : 63,65 mm
- Humedad Relativa : 61,49%
- Temperatura mínima promedio anual : 11,3°C
- Temperatura máxima promedio anual : 23,8°C
- Temperatura media anual : 17,55°C

---

(\*) FUENTE: Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú – SENAMHI 2017

## 3.2. Materiales

### 3.2.1. Material biológico.

Se trabajó con 100 parásitos de la familia Paramphistomidae obtenidos por observación directa a la apertura del rumen de 30 ovinos sacrificados en el Camal Municipal de Cajabamba provincia del departamento de Cajamarca.

### 3.2.2. Materiales y equipos de campo

- ✓ Cuaderno de apuntes.
- ✓ Fichas de trabajo.
- ✓ Cámara fotográfica digital.
- ✓ Guantes de látex.
- ✓ Guardapolvo.
- ✓ Frascos de vidrio de 50 ml de capacidad.

### 3.2.3. Material y equipo de laboratorio

- ✓ Microscopio con luz incorporada
- ✓ Estereoscopio binocular con fuente de luz eléctrica
- ✓ Ocular Micrométrico
- ✓ Placas Petri de vidrio
- ✓ Solución de formol al 10%
- ✓ Solución fisiológica de NaCl al 0,9%
- ✓ Regla milimetrada

## 3.3. Metodología

### 3.3.1. Obtención del Parásito adulto

Una vez sacrificados los ovinos se realizó el examen macroscópico, que consistió en la observación minuciosa de la mucosa del rumen con la finalidad de poder visualizar los parásitos adultos, los cuales fueron recolectados en un frasco en solución fisiológica; el sitio predilecto de este parásito es la superficie dorsal del pilar anterior y la posición dorsal y ventral del pilar posterior.



La recolección de los parásitos se llevó a cabo en el periodo de un año, y fue realizada en forma aleatoria y al azar, se recolectaron 100 parásitos adultos del rumen de treinta ovinos beneficiados en el Camal Municipal de Cajabamba.

### **3.3.2. Medición del parásito adulto en estado fresco**

Una vez recolectados los parásitos adultos del rumen de los ovinos, se procedió a transportarlos hasta el laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca para su identificación mediante el estudio morfométrico; se tuvo en cuenta la medida del largo, ancho, extremo anterior y posterior de los parásitos adultos frescos, se utilizó una regla milimetrada para la medición del parásito (Ver Anexo 1).

### **3.3.3. Medición del huevo obtenido del parásito**

Para la obtención de los huevos, fueron separados 20 parásitos del rumen, colocados en solución fisiológica y mantenidos en una estufa a 38°C durante 24 horas para permitir la ovoposición según el protocolo de Dinnik y Dinnik modificado (Dinnik y Dinnik, 1954).

Se tomaron en cuenta las medidas del largo y ancho, de los huevos de los Paramphistomidos, para esto se utilizó un microscopio con ocular micrométrico y se observó a 10x (magnificación objetivo) por 10x (magnificación ocular), la medida obtenida se multiplicó por el factor 6,6 para así obtener la medida final en micras (Ver Anexo 2).

### **3.3.4. Medición del parásito adulto en cortes histológicos**

La elaboración de las láminas histológicas del parásito adulto se llevó a cabo en el Laboratorio de Histología Veterinaria de la Universidad Nacional de Cajamarca.

Para el estudio de la morfología interna (Acetábulo, Faringe y esófago) los parásitos fueron observados en un microscopio en el Laboratorio de Parasitología Veterinaria de la Universidad Nacional de Cajamarca. Se realizaron medidas del acetábulo (largo y



ancho), el conteo de las diferentes fibras del acetábulo; Unidades musculares circulares dorsales (DEC), Unidades musculares circulares interiores dorsales (DIC), Unidades musculares circulares mediales (MEC), Unidades musculares circulares interiores ventrales (VIC) y Unidades musculares circulares exteriores ventrales (VEC); medición de la faringe (largo y ancho) y el esófago (largo) (Ver anexo 3).

El procedimiento para la elaboración de las láminas histológicas se expone en el Anexo 4.

Para el análisis de los resultados se usó una estadística descriptiva basada en media, coeficiente de variación, mínimo y máximo.



## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS

**Cuadro 1.** Estudio morfométrico de Paramphistomidos adultos en estado fresco (mm).

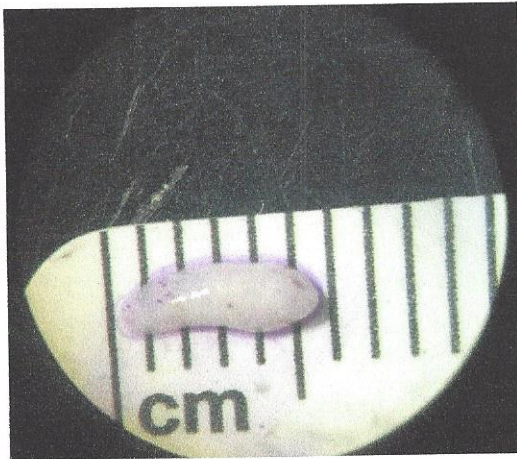
Color	Forma	Medidas	Media	CV%	Mínimo	Máximo
Rojo cárnico	Cónica no aplanada, cuerpo arqueado	Largo	4,32 ± 0,68	16	3	6
		Ancho	1,80 ± 0,25	14	1,5	2
		Extremo anterior	0,78 ± 0,28	36	0,5	1,3
		Extremo posterior	1,31 ± 0,29	22	1	2

CV: Coeficiente de variación; n: 100

El 100% de los parásitos observados presentaban un color rojo cárnico, forma cónica con cuerpo arqueado. Se obtuvieron como medidas promedio: 4,32 mm de largo y 1,8 mm de ancho, el extremo anterior 0,78 mm y el extremo posterior 1,31 mm. La medida del largo del parásito mostró mayor dispersión frente al ancho (16% frente a 14%), mientras que en el caso de los extremos anterior y posterior fue el primero el que mostró mayor dispersión frente al segundo (36% frente a 22%).



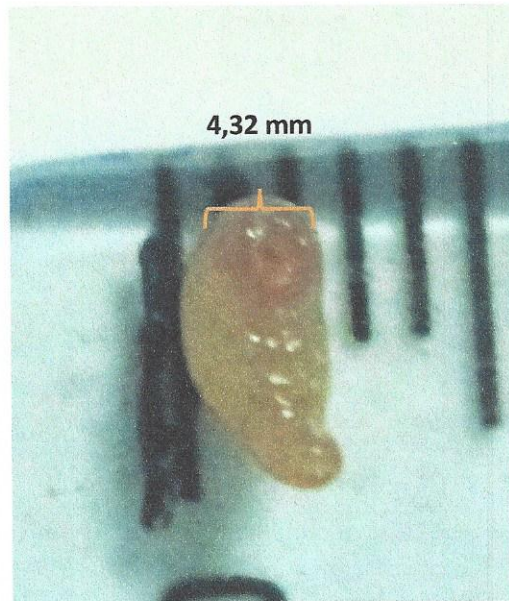
**Fig. 2. Paramphistomidos en estado fresco.** Color rojo cárnico y forma cónica con cuerpo arqueado.



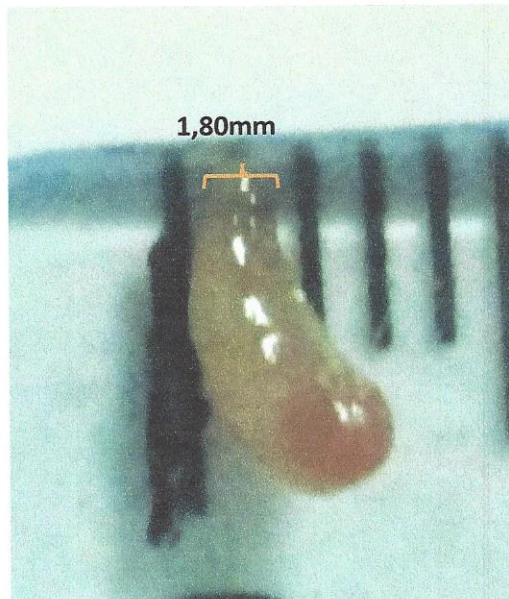
**Fig. 3. Paramphistomidos en estado fresco.** Medida del largo



**Fig. 4. Paramphistomidos en estado fresco.** Medida del ancho



**Fig. 5. Paramphistomidos en estado fresco. Medida del extremo anterior.**



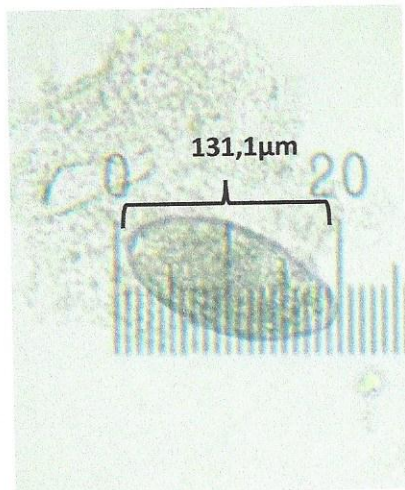
**Fig. 6. Paramphistomidos en estado fresco. Medida del extremo posterior.**

**Cuadro 2.** Estudio morfométrico de los huevos de Paramphistomido ( $\mu\text{m}$ ).

Forma	Color	Medidas	Media	CV%	Mínimo	Máximo
En un 100 % tienen la forma ovalada con el extremo anterior más agudo	Gris	Largo	$131,1 \pm 6,6$	5	115	148
		Ancho	$63,6 \pm 2,8$	4	60	69

CV: Coeficiente de variación; n: 100

Se obtuvieron como medidas de los huevos:  $131,1\mu\text{m}$  de largo y  $63,6\mu\text{m}$  de ancho, el coeficiente de variación obtenido fue de 5 y 4% respectivamente.



**Fig. 7.** Huevo de Paramphistomido. Medida del largo.



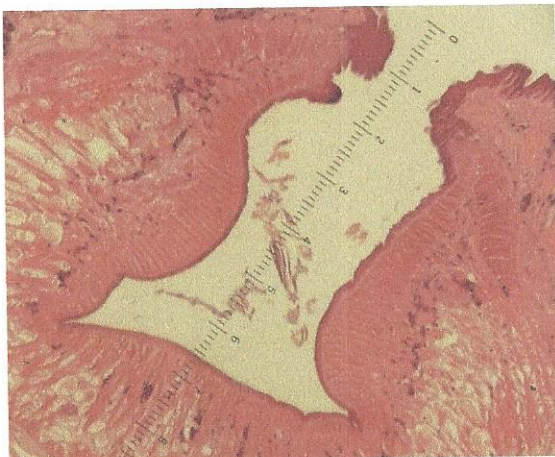
**Fig. 8.** Huevo de Paramphistomido. Medida del ancho.

**Cuadro 3.** Estudio morfométrico al corte histológico de los Paramphistomidos, encontrados en el rumen de ovinos sacrificados en el Camal Municipal de Cajabamba.

Medidas		Media	CV%	Mínimo	Máximo
Acetábulo (mm)	Largo	0,47 ± 0,11	24	0,29	0,67
	Ancho	0,46 ± 0,10	22	0,30	0,57
Número de Fibras del Acetábulo	Unidades Musculares Circulares Dorsales (DEC)	18	-	-	-
	Unidades Musculares Circulares Interiores Dorsales (DIC)	29	-	-	-
	Unidades Musculares Circulares Mediales (MEC)	21	-	-	-
	Unidades Musculares Interiores Ventrales (VIC)	41	-	-	-
	Unidades Musculares Exteriores Ventrales (VEC)	14	-	-	-
Faringe (mm)	Largo	0,42 ± 0,09	21	0,25	0,50
	Ancho	0,33 ± 0,06	18	0,23	0,46
Faringe Mitad (mm)	Largo	0,37 ± 0,13	35	0,14	0,49
	Ancho	0,24 ± 0,06	26	0,16	0,33
Esófago (mm)	Largo	0,30 ± 0,04	14	0,22	0,32

CV: Coeficiente de variación

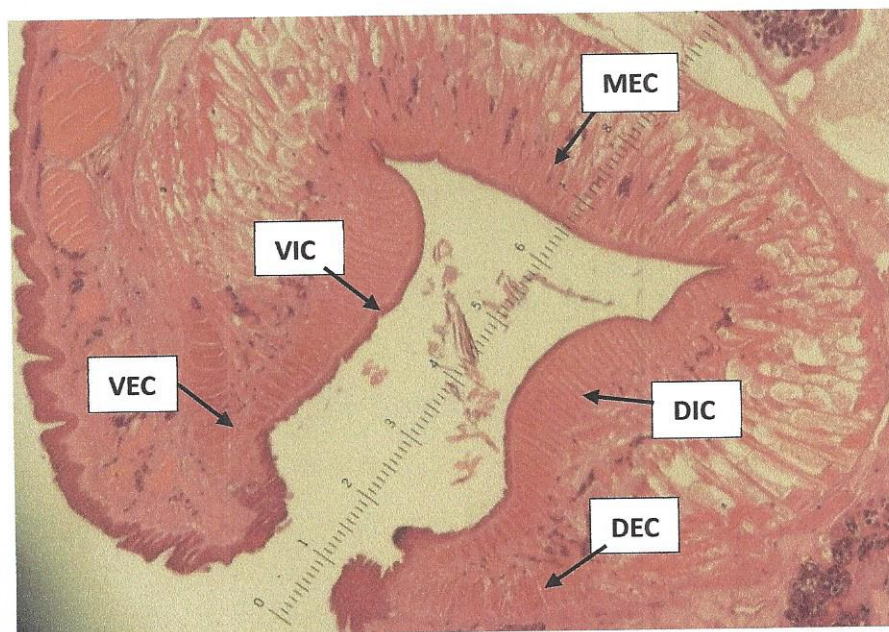
Las medidas obtenidas tras la medición al corte histológico fueron las siguientes: Para el acetábulo 0,47 mm de largo y 0,46 mm de ancho, sus unidades musculares presentaron en promedio 18 (DEC), 29 (DIC), 21 (MEC), 41 (VIC) y 14 (VEC). La faringe mide 0,42 mm de largo y 0,33 mm de ancho. Finalmente, para el esófago se obtuvieron 0,30 mm de largo.



**Fig. 9.** Corte histológico del acetábulo del Paramphistomido. Medida del largo del acetábulo (mm).



**Fig. 10.** Corte histológico del acetábulo del Paramphistomido. Medida del ancho del acetábulo (mm).



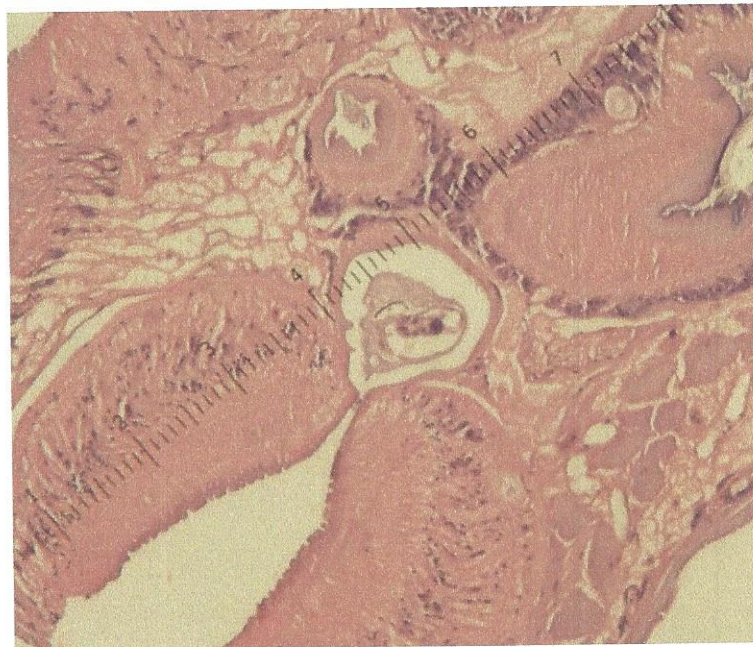
**Fig. 11.** Fibras Musculares del Acetábulo del Paramphistomido. Unidades Musculares Circulares Dorsales (DEC), Unidades Musculares Circulares Interiores Dorsales (DIC), Unidades Musculares Circulares Mediales (MEC), Unidades Musculares Circulares Interiores Ventrales (VIC), Unidades Musculares Circulares Exteriores Ventrales (VEC).



**Fig. 12. Corte Histológico de la faringe del Paramphistomido. Medida del largo de la faringe (mm).**



**Fig. 13. Corte Histológico de la faringe del Paramphistomido. Medida del ancho de la faringe (mm).**



**Fig. 14. Corte Histológico del esófago del Paramphistomido. Medida del largo de la laringe (mm).**

## CAPÍTULO V

### DISCUSIÓN

En el Cuadro 1, se muestra el estudio morfométrico del parásito adulto en su estado fresco observándose que tiene color rojo cárnico, es de forma cónica no aplanada, cuerpo arqueado, sus medidas son:  $1,80 \pm 0,25$  mm de ancho por  $4,32 \pm 0,68$  mm de largo, el extremo anterior  $0,78 \pm 0,28$  mm y el extremo posterior  $1,31 \pm 0,29$  mm; las medidas anteriormente expuestas indican que el parásito encontrado pertenece a la familia Paramphistomidae. Esto debido a que lo observado coincide con lo reportado por Quiroz (1986), quien menciona que los trematodos de la familia Paramphistomidae tienen forma cónica y al estado fresco presentan un promedio de 5 a 13 mm de largo por 2 a 5 mm de ancho. Así mismo Eduardo (1983) menciona que la especie *Calicophoron* presenta un cuerpo cónico, de 4,5 a 6,8 mm de largo y 1,8 a 2,5 mm de ancho. Mendoza y Torrel (2013), determinaron que el trematodo encontrado en el rumen de ovinos beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca pertenecen a la familia Paramphistomidae y al género *Calicophoron*; en su estudio encontraron que el parásito medía  $3,58 \pm 0,7$  mm de largo y  $1,36 \pm 0,3$  mm de ancho en su estado fresco, además el extremo anterior medía  $0,75 \pm 0,2$  mm y el posterior  $1,13 \pm 0,2$  mm; Estas medidas coinciden con las encontradas en este estudio, lo que indicaría que nos encontramos frente al trematodo perteneciente al género *Calicophoron*.

Es necesario mencionar que, en las medidas obtenidas del extremo anterior y posterior del parásito adulto en estado fresco, se obtuvieron coeficientes de variación de 36% y 22% respectivamente; esto pudo ser resultado del método utilizado para realizar la medición, para lo que se utilizó una regla milimetrada, lo que no permitió realizar una medida con mayor precisión.



En el cuadro 2 se muestra el estudio morfométrico de los huevos obtenidos del parásito, lo cual nos arrojó como medidas  $131,1 \pm 6,6 \mu\text{m}$  de largo y  $63,6 \pm 2,6 \mu\text{m}$  de ancho, lo que coincide con lo reportado por Cruz (2003), quien reporta que los huevos de los Paramphistomidos miden de 140 a 150  $\mu\text{m}$  por 65 a 68  $\mu\text{m}$  (en promedio 142,6  $\mu\text{m}$  de largo por 67  $\mu\text{m}$  de ancho). De igual manera Mendoza y Torrel (2013) reportan que los huevos del género *Calicophoron* encontrado en su estudio presentan un tamaño promedio de  $121,51 \pm 7,4 \mu\text{m}$  de largo y de  $62,77 \pm 4 \mu\text{m}$  de ancho. Lo antes mencionado nos hace suponer que el parásito encontrado pertenecería a la familia Paramphistomidae y al género *Calicophoron*.

En el Cuadro 3, que resume el estudio morfométrico al corte histológico del parásito, se muestran las siguientes mediciones: Para el acetábulo  $0,47 \pm 0,11 \text{ mm}$  de largo y  $0,46 \pm 0,10 \text{ mm}$  de ancho, sus unidades musculares presentaron en promedio 18 (DEC), 29 (DIC), 21 (MEC), 41 (VIC) y 14 (VEC). La faringe mide  $0,42 \pm 0,09 \text{ mm}$  de largo y  $0,33 \pm 0,06 \text{ mm}$  de ancho. Finalmente, para el esófago se obtuvieron  $0,30 \pm 0,04 \text{ mm}$  de largo. Dichas medidas se asemejan con lo reportado por Eduardo (1983) quien describe al género *Calicophoron* con las siguientes medidas: Número de unidades musculares circulares: DEC, 14 a 19; DIC, 34 a 43; MEC, 15 a 23; VIC, 32 a 48; VEC, 12 a 16. Faringe: 0,40-0,68 mm de largo y 0,30-0,59 mm en dirección dorso-ventral. Esófago: 0,22 a 0,88 mm de largo. También Mendoza y Torrel (2013) describen al género *Calicophoron* con las siguientes medidas: El acetábulo mide de  $0,52 \pm 0,06 \text{ mm}$  de largo y  $0,31 \pm 0,09 \text{ mm}$  de ancho, en relación a las fibras del acetábulo en promedio tiene DEC, 13; DIC, 25; MEC, 30; VIC, 14; y VEC, 20; la faringe de  $0,48 \pm 0,02 \text{ mm}$  de largo y  $0,51 \pm 0,06 \text{ mm}$  de ancho y el esófago tiene un promedio de  $0,34 \pm 0,01 \text{ mm}$  de largo. Las medidas coinciden en la mayoría de los casos a excepción de las obtenidas en el ancho de acetábulo ( $0,31 \pm 0,09 \text{ mm}$  frente a  $0,46 \pm 0,10 \text{ mm}$  obtenidos en este estudio), en VIC (14 frente a 41 obtenidas en este estudio), MEC (30 frente a 21 obtenidas en este estudio) y VEC (20 frente a 14 obtenidas en este estudio).



## CAPÍTULO VI

### CONCLUSIONES

1. El estudio morfométrico del parásito adulto en estado fresco nos dio los siguientes resultados: Color rojo cárnico, forma cónica no aplanada, cuerpo arqueado,  $4,32 \pm 0,68$  mm de largo y  $1,80 \pm 0,25$  mm de ancho, el extremo anterior  $0,78 \pm 0,28$  mm y el posterior  $1,31 \pm 0,29$  mm.
2. El estudio morfométrico del huevo obtenido del parásito dio como resultado las siguientes medidas:  $131,1 \pm 6,6$   $\mu$ m de largo y  $63,6 \pm 2,8$   $\mu$ m de ancho.
3. El estudio morfométrico de los cortes histológicos del parásito adulto dio los siguientes resultados Para el acetábulo  $0,47 \pm 0,11$  mm de largo y  $0,46 \pm 0,10$  mm de ancho, sus unidades musculares presentaron en promedio 18 (DEC), 29 (DIC), 21 (MEC), 41 (VIC) y 14 (VEC). La faringe  $0,42 \pm 0,09$  mm de largo y  $0,33 \pm 0,06$  mm de ancho. Finalmente, el esófago  $0,30 \pm 0,04$  mm de largo.



## CAPITULO VII

### BIBLIOGRAFÍA

- Angus, D. 1978. Enfermedades parasitarias de los bovinos. Editorial el Manual moderno. S.A. de C.V. p. 369
- Barriga, O. 2002. Enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América Latina. 1° Edición Editorial Germinal Santiago de Chile. p.146-155.
- Boray, J. 1979. Studies on intestinal Amphistomosis in cattle. Aust. Vet. F. 35, p. 282-287.
- Borchert, A. 1981. Parasitología Veterinaria. 3a ed. Zaragoza: Acribia. p. 745.
- Bouvry, M., Rau, M. 1984. *Paramphistomum* sp. In dairy cattle in Quebec. The Canadian veterinary journal 25 (9): p. 353-356.
- Brotowidjoyo, M., Coperman, O. 1970. Abattoir survey of bovine Paramphistomiasis in the north Queensland. Aust. Vet. J. 55, p. 402.
- Burga, J., Torrel, S. 2010. Frecuencia de Paramphistomidos en Ovinos (*Ovis aries*) Beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. p.36-43.
- Castro – Trejo, L., García, Z., Casildo, J. 1990. The susceptibility of Lymnaeid snails to *Paramphistomum cervi* in Mexico. Veterinary Parasitology 35: p. 157-161.
- Cruz, F. 2003. Enfermedades gastrointestinales producidas por tremátodos en bovinos. Primera Edición. p. 89-93.

- Dinnik, J. y Dinnik, N. The cycle life of *Paramphistomum microbothrium* (trematoda Paramphistomidae). Parasitol 1954; 44 (3-4); p- 285-299.
- Eduardo, S. L. 1983. The taxonomy of the family Paramphistomidae Fiscoeder, 1901 with special reference to the morphology of species occurring in ruminants. III. Revision of the genus Calicophoron N ismark, 1937. p. 25-79.
- Escalante, L., Torrel, S. 2012. Eficacia de la Oxiclozanida al 3.4% en el tratamiento de Paramphistomosis bovina en la campiña de Cajamarca, 2011. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 32.
- Hobán, C. 2015. Identificación Molecular de Paramphistomidos de Ovinos (*Ovis aries*) Sacrificados en el Camal Municipal de Cajamarca. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca.
- INEI. 2012. IV Censo Nacional Agropecuario 2012. Sistema de Consulta de Resultados Censales. Cuadros Estadísticos. Disponible en: <http://censos.inei.gob.pe/cenagro/tabulados/>.
- Khan, C. 2010. Scottline (Associate Editor). The Merck Veterinary Manual. 10th Edition. p. 418.
- Lapage, G. 1984. Parasitología Veterinaria. Novena Edición. p. 236-239.
- Malone, J. 1986. Fasciolosis and cestodiasis in cattle. The Veterinary clinics of North America. Food animal practice.2 (2): p. 261-275.
- Manga, M. Capítulo 8 "Trematodos" en: Cordero del Campillo, M., Rojo Vásquez, F., Martínez Fernández, A., Sánchez Acedo, C., Hernández Rodríguez, S., Navarrete López-Cozar, J., Díez Baños, P., Quiroz Romero, H. y Carvalno Valera, M. 1999. Parasitología Veterinaria. Primera Edición en español. Editorial Interamericana-España. pp. 79 - 109.



- Mattison, R., Hanna, R., Nizami, W. 1994. Ultrastructure and histochemistry of the tegument of juvenile paramphistomes during migration in indian ruminants. *Journal of Helminthology* 68: p. 211-221.
- Mendoza, L., Torrel, S. 2013. Caracterización Morfométrica de Paramphistomidos encontrados en el Rumen de Ovinos (*Ovis aries*) Beneficiados en el Camal Municipal de Cajamarca. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 28-36.
- Moore, M., Halton, D. 1975. A histochemical study of rediae and cercariae of *Fasciola hepatica*. *Journal of Parasitology*. 47, p. 45-54.
- Oblitas, B. 2011. Prevalencia de Paramphistomosis Bovina en la Zona Norte del Valle de Cajamarca. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 25-35.
- Omar, B. 2002. Parasitología y enfermedades parasitarias en animales mayores. Tesis. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 35-41.
- Ortiz, P., Cabrera, M., López J., Lenis, C., Velasquez, L. 2010. *Calicophoron microbothrioides*: un agente causal de la paramphistomosis en Cajamarca, Perú. XXII Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias, Lima.
- Percedo, M. 1989. Infestación natural de *Fossaria cubensis*, Pfeiffer, 1839, por estadios larvarios de la familia Paramphistomidae. *Rvta. Cuba. Cienc. Vet.* 20(4) p. 233-238.
- Pino, L., Morales, G. 1982. *Lymnaea cubensis*, Pfeiffer 1839 hospedador intermediario de *Cotylophoron cotylophorum*.
- Quiroz, H. 1986. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. 2ª Edición, Editorial Limusa - Mexico. 875 p. 273-275.
- Quiroz, H. 2000. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. Primera Edición. Editorial Limusa - Mexico. 875-p. 273-275.

- Quiroz, H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de los animales domésticos. 2° edición, editorial Limusa - Mexico. p. 254-259.
- Radostis, O., Gay, C., Blood, D., Hincheliff, K. 2002. Medicina Veterinaria. Novena Edición. Madrid: Me Graw - Hill. p. 215.
- Soulsby, E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7a ed. México: Interamerica. p.64 – 66
- Soulsby, E. 1988. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los Animales Domésticos. Séptima Edición. Editorial interamericana S.A México. p. 64-68.
- Tandon, V., Maitra, S. 1982. Scanning electron microscopic observations on the tegumental surface of two rumen flukes (Trematoda: Paramphistomata). Journal of Helminthology 56(2): p. 95-104
- Tonetto, C., Lovato, M., Correa, M., Albuquerque, V., Noal, S., Gai, T. 2001. Casuística de *Paramphistomum sp.* (Fischoeder, 1901) en rumiantes – una revisao. Revista Brasileña de Medicina Veterinaria. 23(6): p. 250-256.
- Torrel, S., Paz, A. 2012. Paramphistomosis en Bovinos y Ovinos en Cajamarca. Universidad Nacional de Cajamarca. Escuela de Post Grado. Primera Edición. Cajamarca – Perú.
- Torrel, S. 2009. Caracterización clínica patológica de Paramphistomosis Bovina en Cajamarca: sensibilidad y especificidad. Revista Informativa. Perú. Dad del análisis coproparasitológico y respuesta al control con Closantel Tesis. Doctoral. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 35-60.
- Urquhart, G., Armour, J., Duncan, J., Dunn, A., Jennings, F. 2001. Parasitología Veterinaria. 2a ed. Zaragoza: Acribia. p. 368.
- Vásquez, E. 2007. Prevalencia de Paramphistomosis a la necropsia en ganado vacuno beneficiado en los Camales Municipales de Cajamarca y Baños del Inca. Tesis. Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. p. 4.



## ANEXOS

## ANEXO 1

## Medidas obtenidas del parásito adulto en estado fresco

PARÁSITO	Largo (mm)	Ancho (mm)	Extremo anterior (mm)	Extremo posterior (mm)
01	6,0	2,0	-	2,0
02	5,0	-	-	-
03	4,5	-	-	-
04	4,0	-	-	-
05	4,0	2,0	1,0	1,0
06	4,0	2,0	1,0	1,5
07	5,5	2,0	1,0	1,5
08	4,0	1,5	0,5	1,0
09	4,5	1,5	0,5	1,0
10	4,0	1,5	1,0	1,5
11	4,0	2,0	1,0	1,5
12	4,5	1,5	0,5	1,2
13	5,0	2,0	0,5	1,0
14	4,5	2,0	1,0	1,5
15	3,0	1,5	0,5	1,0
16	4,0	2,0	0,5	1,5
17	4,5	1,5	0,5	1,0
18	4,0	1,5	1,3	1,0
19	4,0	2,0	1,0	1,5
20	4,5	1,5	0,5	1,5
21	3,5	2,0	0,5	1,0
22	5,5	-	-	-
23	4,0	2,0	1,0	1,5
24	3,5	-	-	-
25	4,0	2,0	1,0	1,5
26	6,0	2,0	-	2,0
27	5,0	-	-	-
28	4,5	-	-	-
29	4,0	-	-	-
30	4,0	2,0	1,0	1,0
31	4,0	2,0	1,0	1,5
32	5,5	2,0	1,0	1,5
33	4,0	1,5	0,5	1,0
34	4,5	1,5	0,5	1,0
35	4,0	1,5	1,0	1,5
36	4,0	2,0	1,0	1,5
37	4,5	1,5	0,5	1,2
38	5,0	2,0	0,5	1,0



39	4,5	2,0	1,0	1,5
40	3,0	1,5	0,5	1,0
41	4,0	2,0	0,5	1,5
42	4,5	1,5	0,5	1,0
43	4,0	1,5	1,3	1,0
44	4,0	2,0	1	1,5
45	4,5	1,5	0,5	1,5
46	3,5	2,0	0,5	1,0
47	5,5	-		-
48	4,0	2,0	1	1,5
49	3,5	-		-
50	4,0	2,0	1	1,5
51	6,0	2,0		2,0
52	5,0	-		-
53	4,5	-		-
54	4,0	-		-
55	4,0	2,0	1	1,0
56	4,0	2,0	1	1,5
57	5,5	2,0	1	1,5
58	4,0	1,5	0,5	1,0
59	4,5	1,5	0,5	1,0
60	4,0	1,5	1	1,5
61	4,0	2,0	1	1,5
62	4,5	1,5	0,5	1,2
63	5,0	2,0	0,5	1,0
64	4,5	2,0	1	1,5
65	3,0	1,5	0,5	1,0
66	4,0	2,0	0,5	1,5
67	4,5	1,5	0,5	1,0
68	4,0	1,5	1,3	1,0
69	4,0	2,0	1	1,5
70	4,5	1,5	0,5	1,5
71	3,5	2,0	0,5	1,0
72	5,5	-		-
73	4,0	2,0	1	1,5
74	3,5	-		-
75	4,0	2,0	1	1,5
76	6,0	2,0		2,0
77	5,0	-		-
78	4,5	-		-
79	4,0	-		-
80	4,0	2,0	1	1,0
81	4,0	2,0	1	1,5
82	5,5	2,0	1	1,5
83	4,0	1,5	0,5	1,0



84	4,5	1,5	0,5	1,0
85	4,0	1,5	1,0	1,5
86	4,0	2,0	1,0	1,5
87	4,5	1,5	0,5	1,2
88	5,0	2,0	0,5	1,0
89	4,5	2,0	1,0	1,5
90	3,0	1,5	0,5	1,0
91	4,0	2,0	0,5	1,5
92	4,5	1,5	0,5	1,0
93	4,0	1,5	1,3	1,0
94	4,0	2,0	1,0	1,5
95	4,5	1,5	0,5	1,5
96	3,5	2,0	0,5	1,0
97	5,5	-	-	-
98	4,0	2,0	1,0	1,5
99	3,5	-	-	-
100	4,0	2,0	1,0	1,5

## ANEXO 2

Medidas obtenidas del huevo de Paramphistomido ( $\mu\text{m}$ )

HUEVO	LARGO ( $\mu\text{m}$ )	ANCHO ( $\mu\text{m}$ )
01	129	63
02	127	65
03	136	64
04	130	60
05	131	63
06	145	67
07	134	65
08	136	60
09	125	67
10	140	62
11	131	69
12	134	61
13	130	63
14	135	68
15	128	60
16	124	62
17	137	64
18	125	60
19	122	63
20	115	67
21	137	61
22	142	68
23	129	65
24	126	61
25	129	62
26	129	63
27	127	65
28	136	64
29	130	60
30	131	63
31	145	67
32	134	65
33	136	60
34	125	67
35	140	62
36	131	69
37	134	61
38	130	63
39	135	68



40	128	60
41	124	62
42	137	64
43	125	60
44	122	63
45	115	67
46	137	61
47	142	68
48	129	65
49	126	61
50	129	62
51	129	63
52	127	65
53	136	64
54	130	60
55	131	63
56	145	67
57	134	65
58	136	60
59	125	67
60	140	62
61	131	69
62	134	61
63	130	63
64	135	68
65	128	60
66	124	62
67	137	64
68	125	60
69	122	63
70	115	67
71	137	61
72	142	68
73	129	65
74	126	61
75	129	62
76	129	63
77	127	65
78	136	64
79	130	60
80	131	63
81	145	67
82	134	65
83	136	60
84	125	67



85	140	62
86	131	69
87	134	61
88	130	63
89	135	68
90	128	60
91	124	62
92	137	64
93	125	60
94	122	63
95	115	67
96	137	61
97	142	68
98	129	65
99	126	61
100	129	62

### ANEXO 3

#### Medidas del corte histológico del Paramphistomido

Lámina nº 01		Medidas
Acetábulo	Largo	52x9,9=514,8
	Ancho	44x9,9=435,6
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	30
	UMCM	22
	UMCIV	46
	UMCEV	15
Faringe	Largo	49x9,9=485,1
	Ancho	33x9,9=326
Esófago		32x9,9=316,8

Lámina nº 02		Medidas
Acetábulo	Largo	
	Ancho	53x9,9=524,7
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	19
	UMCID	34
	UMCM	23
	UMCIV	42
	UMCEV	13
Faringe	Largo	41x9,9=405,9
	Ancho	32x9,9=316,8
Esófago		320

Lámina nº 03		Medidas
Acetábulo	Largo	68x9,9=673,2
	Ancho	51x9,9=504,9
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	10
	UMCM	18
	UMCIV	45
	UMCEV	16
Faringe	Largo	25x9,9=247,5
	Ancho	23x9,9=227,7
Esófago		317



Lámina nº 04		Medidas
Acetábulo	Largo	29x9,9=287,1
	Ancho	441
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	19
	UMCID	36
	UMCM	19
	UMCIV	43
	UMCEV	15
Faringe	Largo	486
	Ancho	326
Esófago		318

Lámina nº 05		Medidas
Acetábulo	Largo	44x9,9=435,6
	Ancho	
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	19
	UMCID	31
	UMCM	21
	UMCIV	42
	UMCEV	12
Faringe	Largo	44x9,9=435,6
	Ancho	39x9,9=386,1
Esófago		317

Lámina nº 06		Medidas
Acetábulo	Largo	38x9,9=376,2
	Ancho	33x9,9=326,7
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	32
	UMCM	19
	UMCIV	44
	UMCEV	16
Faringe	Largo	488
	Ancho	33x9,9=326,7
Esófago		318

Lámina nº 07		Medidas
Acetábulo	Largo	376
	Ancho	565
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	32
	UMCM	23
	UMCIV	42
	UMCEV	13
Faringe	Largo	51x9,9=504,9
	Ancho	46x9,9=455,4
Esófago		22x9,9=217,8

Lámina nº 08		Medidas
Acetábulo	Largo	376
	Ancho	565
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	33
	UMCM	22
	UMCIV	42
	UMCEV	12
Faringe	Largo	338
	Ancho	316
Esófago		219

Lámina nº 09		Medidas
Acetábulo	Largo	376
	Ancho	57x9,9=564,3
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	19
	UMCID	31
	UMCM	22
	UMCIV	41
	UMCEV	15
Faringe	Largo	34x9,9=336,6
	Ancho	
Esófago		316



Lámina nº 10		Medidas
Acetábulo	Largo	55x9,9=544,5
	Ancho	42x9,9=415,8
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	31
	UMCM	19
	UMCIV	45
	UMCEV	14
Faringe	Largo	485
	Ancho	327
Esófago		316

Lámina nº 11		Medidas
Acetábulo	Largo	56x9,9=554,4
	Ancho	33x9,9=326,7
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	19
	UMCID	
	UMCM	
	UMCIV	
Faringe	Largo	
	Ancho	
Esófago		

Lámina nº 12		Medidas
Acetábulo	Largo	51x9,9=504,9
	Ancho	30x9,9=297
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	18
	UMCID	
	UMCM	
	UMCIV	
Faringe	Largo	
	Ancho	
Esófago		



Lámina nº 13		Medidas
Acetábulo	Largo	59x9,9=584,1
	Ancho	56x9,9=554,4
Fibras del Acetábulo	UMCD (DEC)	10
	UMCID	20
	UMCM	
	UMCIV	19
	UMCEV	16

## ANEXO 4

### PROCEDIMIENTO PARA LA ELABORACIÓN DE LAS LÁMINAS HISTOLÓGICAS

Pasado el tiempo de fijación del parásito en formaldehído al 10% se introdujo en un cassette en el que permanecieron sumergidos en una solución de formol al 10% hasta el momento de su procesamiento.



Fig. 10. (A) Corte de una porción de la muestra. (B) Cassettes en formaldehído al 10%.

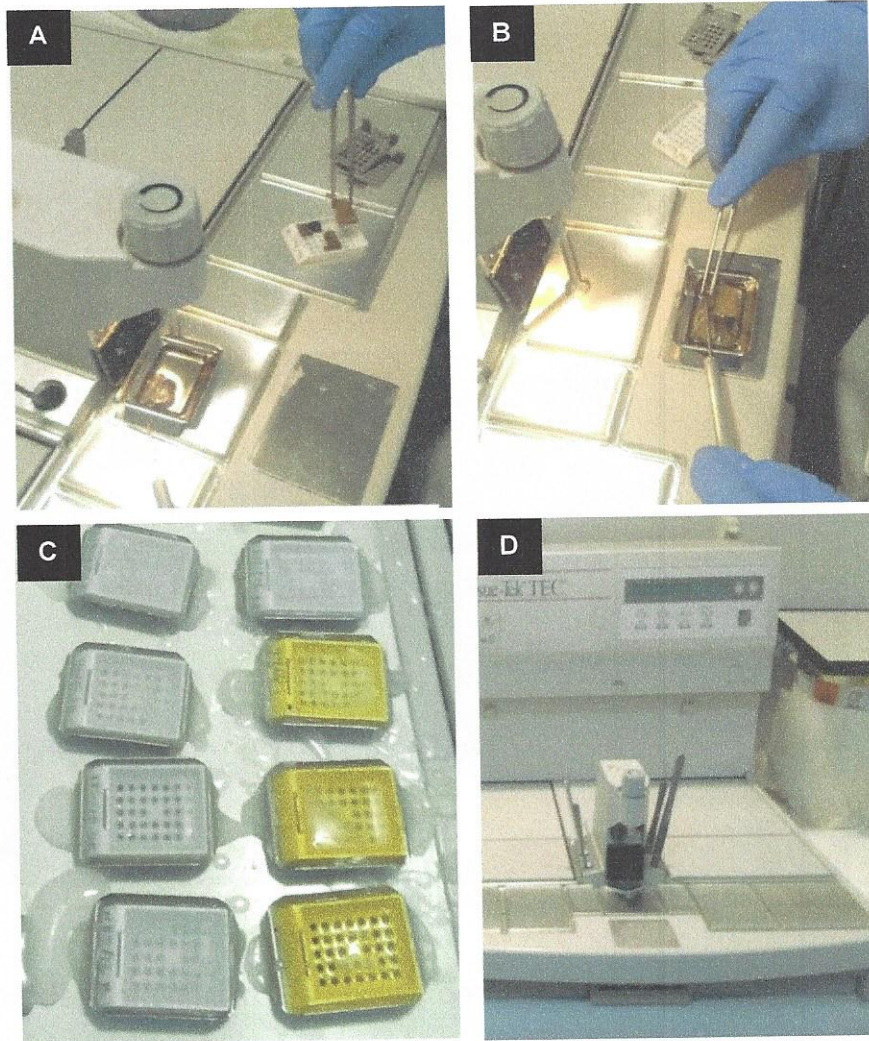
El procesamiento para la inclusión en parafina se realizó mediante un procesador automático y se llevó a cabo mediante un programa de baños sucesivos regulados por un programador horario (Fig. 11). Los baños en los que constó el procesador fueron:

- 2 baños de formaldehído al 10%.
- 1 baño de etanol 70°.
- 1 baño de etanol 80°.
- 1 baño de etanol 96°.
- 3 baños de etanol 100°.
- 2 baños de Xilol.
- 2 baños de parafina líquida



**Fig. 11.** (A) Cestillo del procesador. (B) Cubetas del procesador automático. (C) Procesador automático.

Una vez que los parásitos fueron incluidos en parafina líquida se procedió a pasar los cassettes a la zona caliente de un dispensador de parafina para realizar el montaje del bloque; se sostuvo cada cassette con una pinza para depositarlo en el dispensador, se colocó un molde en el centro del dispensador y se depositó la parafina líquida ( $60^{\circ}\text{C}$ ), se colocó cada muestra en un molde y se procedió a encastrarla. La muestra se encastró pasando el molde a una pequeña zona fría del dispensador y con unas pinzas se presionó suavemente para que quede sujeta al molde. Rápidamente se colocó el cassette encima del molde con la muestra para terminar de rellenar con parafina líquida hasta cubrirlo. Se pasó el bloque a la zona fría del dispensador ( $-10^{\circ}\text{C}$ ) para que la parafina solidifique y quede un bloque compacto (Fig. 12). Al quitar el molde se obtuvo un bloque compacto listo para cortar en el micrótopo.



**Fig. 12. (A)** Depósito de Muestra. **(B)** Encastramiento de muestra. **(C)** Bloques en zona fría del dispensador. **(D)** Dispensador de parafina.

Se introdujo cada bloque en el cabezal del micrótopo (Fig.13.A) y se montó la cuchilla para obtener cortes finos de  $5\mu$  de grosor. A continuación, se cogió la muestra con un punzón y se llevó a un baño de flotación con agua a  $42^{\circ}\text{C}$  (Fig.13.B), con una porta objetos limpio y desengrasado se recogió la muestra del baño de flotación y se llevó a la estufa durante 5 minutos a  $50^{\circ}\text{C}$  y luego a una placa caliente a  $65^{\circ}\text{C}$  durante 2 minutos más para quitar exceso de humedad, facilitar la adherencia y diluir restos de parafina.