

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTONOR ORREGO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



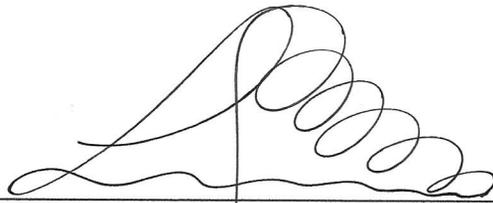
**Análisis morfométrico de los Paramphistomideos en
bovinos beneficiados en el matadero San Francisco,
Distrito de Salaverry – Trujillo, Perú**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

CARINA BETZABE ARANDA EGÚSQUIZA

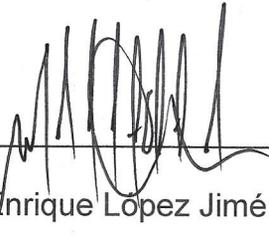
TRUJILLO, PERÚ
2017

La presente tesis ha sido revisada y aprobada por el siguiente Jurado:



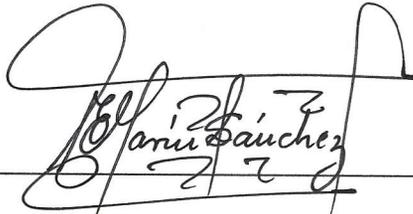
M.V.M.Sc. César Lombardi Pérez

PRESIDENTE



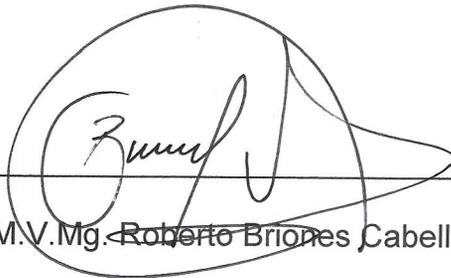
M.V. Enrique López Jiménez

SECRETARIO



Blgo. Ms.C. Edgard Marín Sánchez

VOCAL



M.V.Mg. Roberto Briones Cabellos

ASESOR

DEDICATORIA

A Dios, por haberme dado la bendición de ser madre y de tener una familia que siempre está brindándome su apoyo y cariño incondicional.

A mi hijo Eitan, quien me acompañó los dos últimos años de mi vida universitaria, y me enseñó que la perseverancia y el sacrificio es muy importante para cumplir nuestros objetivos.

A mi padre, que a pesar de las circunstancias siempre está apoyándome, encaminándome y alentándome para ser cada vez mejor como profesional, madre y esposa.

A mi madre y mamá Elvina, porque fueron mis ojos cuidando a mi hijo, y dándome la tranquilidad y bienestar para poder asistir a clases.

A mi hermano Sergio, quien siempre me alienta para seguir esforzándome día a día, siendo un gran ejemplo a seguir como profesional.

A mi esposo Esteban, porque siempre me brinda su apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTO

A mi asesor, M.V. Mg. Roberto Briones Cabellos, por haber depositado su confianza y apoyo en mi persona.

A mis jurados, por haberse tomado tiempo en la revisión y ejecución correcta de mi proyecto de tesis.

A la señorita Deysi Jiménez, encargada del Laboratorio de Parasitología de la escuela profesional de Medicina Humana de la UPAO, por haberme ayudado desinteresadamente en la fijación y coloración de mis láminas de los parásitos, para una correcta medición de sus estructuras internas.

Al doctor Giuseppe Reyna Cotrina, por haberme brindado información valiosa acerca de esta parasitosis.

ÍNDICE GENERAL

| | pág. |
|--|------|
| CARATULA..... | i |
| APROBACIÓN POR EL JURADO DE TESIS..... | ii |
| DEDICATORIA..... | iii |
| AGRADECIMIENTO | iv |
| ÍNDICE GENERAL..... | v |
| NDICE DE FIGURAS..... | vii |
| ÍNDICE DE CUADROS | viii |
| ÍNDICE DE ANEXOS | ix |
| RESUMEN | x |
| ABSTRACT..... | xi |
| I. INTRODUCCIÓN | 1 |
| II. REVISIÓN DE BIBLIOGRAFÍA..... | 3 |
| 2.1. Paramphistomosis | 3 |
| 2.2. Etiología..... | 3 |
| 2.3. Ubicación taxonómica..... | 3 |
| 2.4. Caracteres morfológicos y biológicos de los Paramphistomas..... | 4 |
| 2.5. Ciclo biológico | 8 |
| 2.6. Hospedadores | 9 |
| 2.7. Distribución geográfica | 10 |
| 2.8. Epidemiología..... | 13 |
| 2.9. Patogenia..... | 14 |
| 2.10. Síntomas y signos clínicos | 14 |
| 2.11. Formas de presentación de la enfermedad | 15 |
| 2.12. Lesiones..... | 16 |
| 2.13. Pérdidas económicas | 18 |
| 2.14. Diagnóstico | 19 |
| 2.15. Diagnóstico Diferencial..... | 20 |
| 2.16. Tratamiento animal | 21 |
| 2.17. Control y prevención..... | 23 |

| | pág. |
|--|------|
| III. MATERIALES Y MÉTODOS..... | 24 |
| 3.1. Localización de la zona de estudio | 24 |
| 3.2. Población | 24 |
| 3.3. Método | 24 |
| 3.4. Análisis estadístico | 27 |
| IV. RESULTADOS | 28 |
| 4.1. Observación del color y forma del parásito adulto en estado fresco..... | 28 |
| 4.2. Identificación morfométrica externa del parásito adulto conservado en formol acético tibio. | 29 |
| 4.3. Análisis morfométrico externo del Paramphistomum sp. adulto..... | 31 |
| 4.4. Identificación morfométrica de las estructuras internas del parásito adulto, mediante la técnica de coloración y fijación..... | 32 |
| 4.5. Análisis morfométrico interno del Paramphistomum sp. adulto (μm). | 37 |
| V. DISCUSIÓN | 38 |
| VI. CONCLUSIONES | 40 |
| VII. RECOMENDACIONES..... | 41 |
| VIII. BIBLIOGRAFÍA..... | 42 |
| IX. ANEXOS..... | 50 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | pág. |
|---|------|
| Figura 1. <i>Paramphistomum</i> adulto mostrando su color | 28 |
| Figura 2. <i>Paramphistomum</i> adulto mostrando su forma..... | 28 |
| Figura 3. <i>Paramphistomum</i> adulto con la medición de su longitud. | 29 |
| Figura 4. <i>Paramphistomum</i> adulto con la medición del ancho. | 29 |
| Figura 5. <i>Paramphistomum</i> adulto con la medición de su ventosa oral..... | 30 |
| Figura 6. <i>Paramphistomum</i> adulto con la medición de su ventosa ventral..... | 30 |
| Figura 7. Identificación morfométrica del acetábulo y testículos..... | 33 |
| Figura 8. Identificación morfométrica del útero. | 33 |
| Figura 9. Vista del asa intestinal y testículo posterior..... | 34 |
| Figura 10. Vista de la glándula vitelógena. | 34 |
| Figura 11. Identificación morfométrica del esófago y ventosa oral..... | 35 |
| Figura 12. Identificación morfométrica de ovario. | 35 |
| Figura 13. Identificación morfométrica del poro genital. | 36 |
| Figura 14. Observación del útero con huevos y testículos..... | 36 |

ÍNDICE DE CUADROS

| | pág. |
|---|------|
| Cuadro 1. Medición de <i>Paramphistomum</i> adultos | 31 |
| Cuadro 2. Características morfométricas y morfológicas externas del <i>Paramphistomum</i> sp. adulto | 32 |
| Cuadro 3. Características morfométricas y morfológicas internas del <i>Paramphistomum</i> sp. adulto, observadas en microscopio (40x) y estereoscopio (1.0) | 37 |

ÍNDICE DE ANEXOS

| | pág. |
|--|------|
| Anexo 1. Recolección de parásitos en el matadero San Francisco..... | 51 |
| Anexo 2. Fijación, coloración y montaje de parásitos adultos frescos..... | 54 |
| Anexo 3. Medición externa de parásitos adultos con el vernier digital..... | 57 |
| Anexo 4. Vista de láminas en microscopio..... | 59 |

RESUMEN

El presente estudio se realizó en el matadero particular de abastos “San Francisco” distrito de Salaverry, provincia de Trujillo, departamento La Libertad y en los Laboratorios de Parasitología de las escuelas de Medicina Humana y Medicina Veterinaria de la Universidad Privada Antenor Orrego durante los meses de enero a julio 2017. El objetivo fue determinar la presencia de paramphistomosis bovina, así como su morfología y morfometría de los paramphistomideos.

Se inspeccionaron rumen y retículo de 300 vacunos, de los cuales 6.7% (300/20) fueron positivos. El 90% de los animales positivos provienen de las provincias de Cajamarca (20/18), mientras que el 5 % proviene de Paiján (20/1), y otro 5% de Chao (20/1).

Treinta parásitos adultos frescos fueron colocados con hematoxilina de Delafield y montados con Bálsamo de Canadá, para el examen morfométrico interno. Cincuenta parásitos fueron conservados en formol acético tibio, se tomaron mediciones del largo, ancho, ventosa oral y ventosa ventral utilizando un vernier digital.

Se determinó que el parásito estudiado pertenece a la familia Paramphistomidae, género *Calicophoron*, y especie *microbothrioides*, cuya morfometría interna corresponde a esófago (332.3 μm de largo por 211.5 μm de ancho), ventosa oral (264.2 μm de diámetro), poro genital (86.2 μm de diámetro), ovario (112.2 μm de diámetro), testículo anterior (83.5 μm x 65.0 μm), testículo posterior (123.8 μm x 79.0 μm), útero (437.6 μm de largo) y acetábulo (115.2 μm de diámetro).

ABSTRACT

The present study was carried out in the private slaughterhouse of the "San Francisco" district of Salaverry, province of Trujillo, La Libertad department and in the parasitology laboratories of the schools of human medicine and veterinary medicine of the Private University Antenor Orrego during the months from January to June 2017. The objective was to determine the incidence, morphology and histology of bovine paramphistomosis. Rumen and reticulum of 300 cattle were inspected, of which 6.7% (300/20) were positive. 90% of the positive animals come from the provinces of Cajamarca (20/18), 5% from Paiján (20/1), and other 5% from Chao (20/1). Thirty fresh adult parasites were placed with Delafield's hematoxylin and mounted with Canada Balsam for internal morphometric examination. Fifty parasites were preserved in warm acetic formaldehyde, length, width, oral suction cup and ventral suction cup were measured using a digital vernier. It was determined that the parasite studied belongs to the family Paramphistomidae, genus *Calicophoron*, and microbothrioid species, whose internal morphometry corresponds to esophagus (332.3 μm long by 211.5 μm wide), oral suction cup (264.2 μm diameter), genital pore (86.2 μm diameter), Ovary (112.2 μm in diameter), anterior testis (83.6 μm x 65.0 μm), posterior testis (123.8 μm x 79.001 μm), uterus (437.6 μm in length) and acetabulum (115.2 μm diameter).

I. INTRODUCCIÓN

La paramphistomosis es una enfermedad infecciosa parasitaria causada por tremátodos de la familia paramphistomidae, que afecta a herbívoros, preferentemente a vacunos y ovinos. Causa grandes pérdidas económicas y una mortalidad del 50 al 60%, especialmente en ganado joven. Los daños son atribuidos a la migración de sus formas inmaduras (Shanila y otros, 2005); produciendo enteritis catarral hemorrágica que puede conllevar a la muerte del animal (Dirksen y otros, 2005). Esta parasitosis se encuentra distribuida en todo el mundo y puede constituirse en una zoonosis; en el desarrollo del parásito interviene un caracol como huésped intermediario, el mismo que, ha logrado adaptarse a las regiones tropicales y subtropicales (Cordero del Campillo y otros, 1999).

Según Cringoli y otros (1993), Forlano y otros (1966), Mage y otros (2002), en un estudio retrospectivo realizado en Francia durante el periodo de 1990-1999, la prevalencia de paramphistomosis pasó del 5.2 al 44.7%, en tanto que la de fasciolosis no experimentó variaciones.

Atendiendo a la definición de la OMS, la paramphistomosis estaría categorizada como enfermedad emergente puesto que se ha incrementado su extensión en diferentes países europeos como Italia, Francia y España, y países americanos, como México, Venezuela, Brasil y Argentina, donde además se ha observado que la prevalencia de la paramphistomosis aumentó considerablemente oscilando entre el 11 y el 40% (Mage y otros, 2002).

En nuestro país, Paucar (2008), en un estudio realizado en bovinos de Ceja de Selva, halló una prevalencia de *Fasciola hepática* del 10 % y una prevalencia aún mayor del 28.4% para paramphistómidos, además de señalar una infestación mixta del 8.4% para ambos tremátodos. Así mismo, estudios realizados en la zona del trópico Amazónico de Perú,

particularmente en la región de Yurimaguas, denotan una prevalencia elevada del paramphistómido (44.2%) (Pinedo, 2010).

En Cajamarca, una de las cuencas lecheras más importantes del Perú, los primeros estudios se realizaron en el año 2007, encontrándose una prevalencia de 43.63% en el ganado vacuno de leche (Rasco, 2007). La prevalencia de paramphistomosis en 138 bovinos beneficiados en los camales; Municipal de Cajamarca y Baños del Inca, en los meses de junio a diciembre del 2007, fue del 10.86% y mediante el método de sedimentación 19.33% (Vásquez y Torrel, 2007). En la zona El Milagro del valle de Cajamarca en los caseríos de Huambocancha, el Milagro y el Centro Poblado Menor de Tual, se recogieron 377 muestras de heces de vacuno, entre los meses de julio y octubre del 2011, encontrándose una prevalencia de 47.21% para paramphistomosis, 52.8% a fasciolosis y 26.5% de infección mixta (Oblitas y Torrel, 2011). En la zona de Tartar, se colectaron 377 muestras de heces de vacuno, entre los meses de octubre 2010 a enero 2011, obteniéndose una prevalencia de 59.42% para paramphistomosis, 40.85% a fasciolosis y 21.76% para infección mixta (Huaman y Torrel, 2011). La prevalencia de paramphistomosis bovina encontrada en la campiña de Cajamarca, mediante el análisis coproparasitológico para la zona de Huacaríz en el 2011 fue del 59.69%; 40.31% a fasciolosis y 20.95% para infección mixta (Plascencia y Torrel, 2011).

En el matadero “San Francisco” del distrito de Salaverry, se benefician aproximadamente 1360 bovinos al mes, siendo un promedio de 16320 cabezas de ganado vacuno/año, cuya procedencia comprende las regiones de Amazonas, Cajamarca, San Martín y de los valles de la Región La Libertad; ello implica la necesidad de conocer la presencia de Paramphistomosis en bovinos sacrificados en el matadero San Francisco, así como la evaluación morfométrica e histológica de los Paramphistomideos.

II. REVISIÓN DE BIBLIOGRAFÍA

2.1. Paramphistomosis

Es una gastroenteritis aguda o subaguda, a veces mortal, causada por invasión masiva en la mucosa del cuajar e intestino por estadios juveniles de numerosos géneros de tremátodos de la familia Paramphistomidae, los adultos que parasitan la mucosa de los pre estómagos rara vez producen síntomas de la enfermedad, aun en invasiones masivas (Dirksen, 2005).

2.2. Etiología

La paramphistomosis bovina es ocasionada por tremátodos de la familia Paramphistomidae, la cual está constituida por un amplio grupo de trematodos digenéticos que albergan varios géneros; parásitos que han sido descritos particularmente en rumiantes a nivel mundial como *Paramphistomum cervi*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Ugandocotyle*, *Orthocoelium* y *Balanorchis*; denominándose comúnmente al grupo como paramphistómidos (Eduardo, 1983; Barriga, 2002).

2.3. Ubicación taxonómica

Reino: Animal.
Phyllis: Platelmino.
Clase: Trematodo.
Subclase: Digeneo.
Orden: Amphistomida.
Familia: Paramphistomidae.
Género: *Paramphistomum*.

Especies

- *Paramphistomum cervi*
- *Paramphistomum microbothrioides*
- *Paramphistomum liarchis*
- *Paramphistomum ichikawai*
- *Paramphistomum microbothrium*

Género: *Cotylophoron*.

Especies

- *Cotylophoron cotylophoron*
- *Cotylophoron streptocoelium*

Género: *Calicophoron*.

Especies

- *Calicophoron microbothrioides*
- *Calicophoron calicophoron*
- *Calicophoron ijimai*
- *Calicophoron daubneyi*

(Travassos y otros, 1969, citado por Paucar, 2008).

2.4. Caracteres morfológicos y biológicos de los Paramphistomas

Morfológicamente los paramphistómidos se caracterizan por ser parásitos de forma cilíndrica, 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 un rosado, en especímenes adultos frescos. (Olsen, 1977; Soulsby, 1987; Urquhart y otros, 2001; Barriga, 2002; Dirksen, y otros, 2005). Presentan una ventosa ventral denominada acetábulo en posición terminal y carecen de una armadura de espinas en

el cuerpo, la cual es reemplazada frecuentemente por unas papilas tegumentales (Tandon y Maitra, 1982; Mattison y otros, 1994).

Los parásitos adultos tienen forma de pera, con el extremo anterior más estrecho. Alcanzan los 13 mm de largo y 5 mm de ancho y son de color de grisáceo a rojizo. La sección es casi cilíndrica, es decir, no son aplanados. Tienen dos ventosas: una oral, que está en el extremo anterior y es especialmente grande (Junquera, 2010), y una ventosa ventral denominada acetábulo, en extremo posterior (Tandon y Maitra, 1982; Mattison y otros, 1994, citado por Pinedo, 2010).

2.4.1. Tegumento

Es una capa acelular basófila más o menos homogénea, cuyo espesor varía entre 7 y 16 micras. En la zona externa, de tipo sincitial, se encuentran mitocondrias, retículo endoplasmático, distintos tipos de vacuolas, y en algunos casos gránulos de glucógeno y otras inclusiones.

La zona interna del tegumento está formada por citones, células nucleadas embebidas en las profundidades del parénquima que poseen vacuolas, retículo endoplasmático, mitocondrias, cuerpos de Golgi, depósitos de glucógeno y distintos tipos de vesículas, además de núcleo. Entre ambas zonas existen puentes citoplasmáticos, una capa de fibras de tejido conectivo denominada membrana basal y músculos circulares y longitudinales.

En el tegumento existe glucógeno, polisacáridos, lípidos, mucopolisacáridos, mucoproteínas y enzimas (fosfatasa ácida y alcalina, esterasas y aminopeptidasas).

El tegumento está implicado en la absorción de nutrientes, en la protección contra los efectos de las enzimas y del sistema inmunitario del hospedador y, a veces, en la lisis y digestión extracorpórea de células del mismo (Cordero del Campillo y otros, 1999)

2.4.2. Aparato Digestivo

La ventosa bucal es de 1.08 mm de diámetro, y la ventral, localizada en el extremo posterior, está rodeada de una protuberancia y mide 1-2.5 mm. Hasta ella llegan las dos ramas intestinales en que se bifurca el corto esófago (Borchert, 1975).

La ventosa anterior algunas veces tiene un par de bolsas; no hay laringe, pero si hay faringe y el ciego intestinal es simple (Quiroz, 1986).

2.4.3. Aparato Excretor

El sistema osmorregulador es de tipo proto-nefridial. La unidad funcional es la célula flama, que se caracteriza por tener forma de estrella, con un núcleo grande, citoplasma granuloso y cilios. Varias células flama se unen entre sí formando micro-túbulos que se continúan con túbulos principales y desembocan en una vesícula excretora. Esta se abre al exterior mediante un poro excretor que se encuentra en el extremo posterior del cuerpo (Vignau y otros, 2005).

2.4.4. Sistema Nervioso

Está formado por un anillo periesofágico, del cual se originan una serie de fibras y ganglios que se distribuyen por todo el cuerpo. Este sistema sensorial está presente en los adultos. Sin embargo, las formas de vida libre como los miracidios y las cercarías, pueden estar provistos

de placas o pigmentos fotosensibles. Se han encontrado papilas táctiles en la región de la ventosa bucal, y las placas sensoriales de las formas juveniles desaparecen en los adultos (Quiroz, 1986).

2.4.5. Aparato Genital Masculino

Posee dos testículos, están lobulados y se hallan situados medialmente casi uno detrás de otro (Borchert, 1975), y generalmente se encuentran delante del ovario que es pequeño (Soulsby, 1987).

De cada testículo sale un vaso eferente que se unen en la parte anterior y forman un vaso deferente común, que se ensancha cuando entra en la bolsa del cirro para formar la vesícula seminal (Cordero del Campillo y otros, 1999).

2.4.6. Aparato Genital Femenino

El útero se extiende por la parte dorsal hacia adelante y está enrollado (Soulsby, 1987).

El ovario está en lugar medio o sub medio, delante o detrás de los testículos. El conducto excretor y el canal de Laurer están entrecruzados (Cordero del Campillo y otros, 1999).

Del ovario sale un corto oviducto que termina en una cámara pequeña que recibe el nombre de ootipo. Los óvulos formados dentro del ovario llegan a través del oviducto al ootipo, donde son fecundados por los espermatozoides y comienzan la formación del huevo. El ootipo se comunica dorsalmente con el exterior, mediante el canal de Laurer que actúa como vagina y constituye el órgano copulador femenino, por el que

se introduce el cirro masculino, y en el que se depositan los espermatozoides (Cordero del Campillo y otros, 1999).

2.5. Ciclo biológico

Cuando los huevos son eliminados mezclados con las heces del hospedador definitivo, se encuentran en los primeros estadios de segmentación. El tiempo de desarrollo hasta la fase de miracidio varía según la temperatura, pero se ha demostrado *invitro* que es de aproximadamente 44 días a 16 °C.

Una vez que los miracidios abandonan el huevo, nadan en el agua y penetran en un caracol acuático a través del neumostoma posterior de la cavidad del manto; también pueden penetrar por las partes expuestas del caracol. Al respecto los caracoles jóvenes son más receptivos que los adultos, porque la cavidad del manto está completamente llena de agua y la abertura pulmonar esta siempre abierta.

Posteriormente, los miracidios pierden los cilios superficiales y al cabo de unas 12 horas, se forma un esporocisto alargado de 93 por 53 mm.

El desarrollo en el caracol puede completarse en cuatro semanas en condiciones favorables (26-30 °C). Existe un gran número de esporocistos a los 11 días, los cuales se encuentran maduros y contienen cada uno un máximo de 8 redias. La redias se liberan y experimentan notable crecimiento, y al cabo de unos 21 días post- infección miden entre 0.5 y 1 mm de longitud, conteniendo entre 09 y 32 cercarias. En ciertas condiciones se forman redias hijas, cuando las cercarias son eliminadas de las redias, aún son inmaduras y necesitan un tiempo de maduración antes de abandonar el molusco, que es de 15 días a 27 °C.

Las cercarias salen del caracol estimuladas por la luz y reconocen fácilmente como “anfistomas” por la presencia de la ventosa oral y posterior, desarrollan actividad durante algunas horas y luego se enquistan en la vegetación o en materia orgánica que se encuentran en el agua, al cabo de unos 20 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.

Cuando los hospedadores definitivos ingieren vegetales con metacercarias, se desenquistan en el duodeno y abomaso, y las fases juveniles se fijan y alimentan en esta localización durante aproximadamente seis semanas antes de desplazarse hacia el rumen, retículo y omaso, donde alcanzan madurez. El periodo de pre patencia oscila entre 7 y 10 semanas y los huevos se detectan a las 8 semanas en las heces de los bovinos, y a las 10 semanas en las heces de caprinos y ovinos (Torrel y Paz, 2015).

2.6. Hospedadores

2.6.1. Hospedador definitivo

La mayoría de los paramphistómidos tienen como hospedador definitivo a los rumiantes, entre los bóvidos más comunes, son vacas y búfalos; seguidos de ovejas y cabras. Buen número de especies parasitan también cérvidos, y en menor escala, camélidos y jirafas (Cordero del Campillo y otros, 1999).

Estos parásitos afectan con mayor frecuencia a rumiantes jóvenes: terneros, cabritos y corderos (Del Cura, 2007).

2.6.2. Hospedador intermediario

Los hospedadores intermediarios son moluscos pulmonados de agua dulce. Estos moluscos pertenecen principalmente a las familias Planorbidae (*Planorbis*, *Indoplanorbis*, *Helicorbis*, *Gyraulus*, *Anisus*, *Armiger*, *Segmentina*, etc.), Bulinidae (*Bulinus*) y Lymnaeidae (*Lymnaea*), predominan la primera y segunda en África, Asia y Australia y la tercera en el continente americano y Europa (Cordero del Campillo y otros, 1999).

La infestación por Paramphistomidae depende directamente de condiciones ambientales adecuadas para el hospedador intermediario, fundamentalmente ambientes húmedos (precipitaciones), con abundante vegetación y temperaturas moderadas; como tal, pueden actuar caracoles de los géneros *Bulinus*, *Glyptanisus*, *Indoplanorbis*, *Planorbis* y *Lymnaea*, siendo estos últimos los más frecuentes en Europa y América.

Debido a que tienen un ciclo biológico similar a *Fasciola hepática* comparten hospedador intermediario, principalmente caracoles del género *Lymnaea* (Del Cura, 2007).

En nuestro país los géneros de caracoles más frecuentes son *Bulinus*, *Lymnaea* y *Fossaria* (Torrel y Paz, 2015).

2.7. Distribución geográfica

2.7.1. Mundial

La enfermedad se presenta con mayor frecuencia en regiones más cálidas, especialmente Australia, África y la India. Entre los géneros más comunes tenemos a *Paramphistomum*, con sus especies *Paramphistomum cervi*, *Paramphistomum microbothrioides*,

Paramphistomum liarchis, *Paramphistomum ichikawai*, *Paramphistomum microbothrium*; *Calicophoron* con su especie *Calicophoron calicophoron*; y *Cotylophoron* con sus especies *Cotylophoron streptocoelium* y *Cotylophoron cotylophoron* (Radostis y otros, 2002, citado por Paucar, 2008).

La enfermedad se presenta en el este y sureste de Europa, África y subcontinente índico, teniendo especial importancia en el sureste de Asia y en Indonesia, donde hay al menos 11 especies de paramphistomas (FAO, 1994).

Pinedo (2010), indica que durante los últimos años se ha incrementado el conocimiento de la extensión de *Paramphistomum* spp. En diferentes países europeos como Italia, Francia y España.

2.7.2. América Latina

En países como Venezuela, Brasil y Argentina se ha observado que la prevalencia de la paramphistomosis aumenta considerablemente oscilando entre el 11 y el 40% (Cringoli y otros, 1993; Cringoli y otros, 1996; Forlano y otros, 2001; Mage y otros, 2002; citado por Pinedo y otros, 2010).

2.7.3. Perú

En Perú, Pinedo (2010), cita a Tantaleán y otros (1975), indicando que fueron quienes reportaron por primera vez, procedente de un *Bos taurus*, a tremátodos de la familia Paramphistomidae en la región de Loreto, identificando al *P. cervi*. Posteriormente, el mismo autor indica que Trigueros (2003), notifica la presencia de paramphistómidos sin señalar la especie involucrada, en un grupo de ovinos de un centro

productor de Pucallpa, con cuadros diarreicos los que estuvieron asociados con mortandad. Consecutivamente, menciona a Sánchez y otros (2009); a través de estudios morfológicos de tremátodos adultos colectados en el camal de Maynas, quienes señalan que el principal paramphistómido involucrado en la población bovina de Iquitos -Loreto sería la especie *Cotylophoron cotylophoron*, la cual ha sido reportada en Venezuela, Brasil y Argentina (Pino y Morales, 1982; Racioppi y otros, 1994).

En un estudio realizado en bovinos de Ceja de Selva, halló una prevalencia de *Fasciola hepática* del 10% y una prevalencia aún mayor del 28.4% para paramphistómidos, además de señalar una infestación mixta del 8.4% para ambos tremátodos (Paucar, 2008). Así mismo, estudios realizados en la zona del trópico Amazónico de Perú, particularmente en la región de Yurimaguas, denotan una prevalencia elevada del paramphistómido (44.2%) (Pinedo, 2010).

En Cajamarca, una de las cuencas lecheras más importantes del Perú, donde los primeros estudios se realizaron en el año 2007, encontrándose una prevalencia de 43.63% en el ganado vacuno de leche (Rasco, 2007). La prevalencia de paramphistomosis en 138 bovinos beneficiados en los camales, Municipal de Cajamarca y Baños del Inca, en los meses de junio a diciembre del 2007, fue del 10.86% y mediante el método de sedimentación 19.33% (Vásquez y Torrel, 2007). En la zona El Milagro del valle de Cajamarca, en los caseríos de Huambocancha, el Milagro y el Centro Poblado Menor de Tual se recogieron 377 muestras de heces de vacuno entre los meses de julio y octubre del 2011, encontrándose una prevalencia de 47.21% para paramphistomosis, 52.8% a fasciolosis y 26.5% de infección mixta (Oblitas y Torrel, 2011). En la zona de Tartar, se colectaron 377 muestras de heces entre los meses de octubre 2010 a enero 2011, obtuyéndose una prevalencia de 59.42%

para paramphistomosis, 40.85% a fasciolosis y 21.76% para infección mixta (Huamán y Torrel, 2011). La prevalencia de paramphistomosis bovina encontrada en la campaña de Cajamarca, mediante el análisis coproparasitológico para la zona de Huacaríz en el 2011 fue del 59.69%; para fasciolosis 40.31% y de infección mixta 20.95% (Plascencia y Torrel, 2011).

2.8. Epidemiología

La endemidad de la paramphistomosis frecuentemente depende de acúmulos de agua permanente, tales como lagos y estanques, desde los que los caracoles se diseminan a zonas anteriormente secas como consecuencia de las inundaciones durante las lluvias intensas. 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 adultos albergan un escaso número de parásitos adultos y son reservorios importantes de la infestación para los caracoles, es decir el ganado vacuno es relativamente sensible a temprana edad; por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Junquera, 2010).

La mayor parte de los brotes ocurre al final de verano, otoño y principios de invierno, época en que los pastos se encuentran muy contaminados por metacercarias. La presencia de *Calicophoron microbothrioides* está asociada a ambientes húmedos con abundante vegetación y temperaturas moderadas, que constituyen el hábitat idóneo para el hospedador intermediario (Torrel y Paz, 2015).

2.9. Patogenia

Los tremátodos inmaduros se enquistan en el duodeno o yeyuno medio o proximal. Al migrar se adhieren con gran fuerza a la mucosa y pueden penetrar hasta la capa *muscularis mucosae* (Radostits, 2002).

Los tremátodos adultos e inmaduros se fijan con su ventosa oral, succionan parte de la mucosa y bloquean la irrigación sanguínea, algunas veces con pérdida de sangre lo que explica la anemia existente en esta parasitosis. Estas lesiones provocan pérdida de proteínas plasmáticas, con perturbaciones en el equilibrio proteico. Las formas adultas en el rumen, destruyen gran parte de la mucosa ruminal, en donde se encuentran implantados. Los parásitos jóvenes en contacto con la submucosa, ejercen una acción antigénica, con impregnación de tejido linfoide y generan la formación de anticuerpos (Quiroz, 1986).

2.10. Síntomas y signos clínicos

Las primeras manifestaciones clínicas, inician con la aparición habitual de diversos signos clínicos, como diarrea fétida y profusa, anorexia (por depresión del centro del apetito), importante pérdida de peso e incluso muerte. Los animales beben agua frecuentemente, adoptando una postura con el hocico sumergido durante largos periodos de tiempo, consecuencia de una grave deshidratación. En animales adultos, disminuye la producción especialmente la láctea (Cordero del Campillo y otros, 1999).

Animales jóvenes son más proclives a verse afectados por la infestación. En los adultos se produce inflamación del rumen, aunque el daño no suele ser grave (Junquera, 2010).

2.11. Formas de presentación de la enfermedad

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

2.11.1. Paramphistomosis aguda, subaguda o intestinal

Se observa solamente en infestaciones masivas, especialmente en animales jóvenes; mientras que los animales mayores que son capaces de soportar las exposiciones masivas a las formas parasitarias, contaminan los pastos con huevos (Soulsby, 1993; citado por Páucar, 2008).

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, hipoproteinemia, edemas y emaciación (Pinedo, 2010).

La diarrea se desarrolla de dos a cuatro semanas, después de la infestación; las heces se expulsan con fuerza, y los miembros posteriores aparecen sucios; la diarrea es fétida, con sangre (Quiroz, 1986).

La paramphistomosis intestinal es producida por las fases inmaduras del parásito, debido a su afinidad por el intestino delgado, provocando diarreas sanguinolentas, dolor abdominal, anorexia y deshidratación, debido a la migración masiva en la mucosa y submucosa

de duodeno. La muerte se suele producir unos 15 a 20 días después de la aparición de los primeros signos.

2.11.2. Paramphistomosis crónica o ruminal

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 infestaciones posteriores, especialmente en ganado vacuno, aunque estos continúan produciendo huevos (Kassai, 2002; citado por Páucar, 2008).

2.12. Lesiones

2.12.1. Lesiones macroscópicas

Cuando los parásitos adultos están adheridos al epitelio del rumen, las papilas aparecen anémicas, de color pálido, comparado con el color verde grisáceo que rodea al tejido; hay zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del tremátodo al estar fijados en la base de las papilas; estas se encuentran frecuentemente atrofiadas en sus puntas o cuando los paramphistomas se desprenden, quedan unos botones prominentes en la mucosa que marcan el sitio en donde estaban fijados (Quiroz, 1986).

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 (Quiroz, 1986).

Los ganglios linfáticos están edematosos; los que están en los primeros dos o tres metros del intestino están hiperémicos; los grandes vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal (Quiroz, 1986).

Los paramphistomas jóvenes pueden perforar la pared del intestino, y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados y la vesícula biliar distendida (Quiroz, 1986).

Las formas jóvenes pueden encontrarse en la mucosa del rumen y abomaso; la pared del abomaso está edematosa con erosiones y petequias provocadas por el parásito. Algunos paramphistomas se pueden encontrar en la vesícula biliar (Quiroz, 1986).

2.12.2. Lesiones microscópicas

En lesiones microscópicas en el rumen, hay proliferación de epitelio en la vecindad del parásito, y una evidente proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas. Se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia, y algunas veces en el epitelio y submucosa del rumen (Quiroz, 1986).

En el duodeno, las capas superficiales del epitelio y de las criptas de Lieberkuhn están descamadas y necróticas; los capilares de las vellosidades están congestionados, distendidos y algunas veces rotos. En general, la necrosis es superficial; sin embargo, algunas veces llega a la *muscularis mucosae*. Las glándulas de Brunner están distendidas e

infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas; además pueden encontrarse paramphistomas embebidos en la glándula, la *muscularis mucosae* o en la mucosa con congestión alrededor del parásito.

Además, se observa inflamación catarral y hemorrágica generalizada del duodeno y del yeyuno, con destrucción de las glándulas intestinales, degeneración de los nódulos linfáticos asociados y de otros órganos (Soulsby, 1987).

2.13. Pérdidas económicas

2.13.1. Pérdidas económicas directas

Como consecuencia de los cambios patológicos en el intestino, provocado por migración de fases larvarias jóvenes, las pérdidas productivas se pueden expresar en las fases agudas o crónicas de la enfermedad llegando a causar la muerte de animales jóvenes altamente infestados.

Las pérdidas pueden llegar a cifras importantes si consideramos los decomisos de los intestinos afectados por migración de fases larvarias. En áreas endémicas se registran pérdidas por mortalidad, en especial de animales jóvenes, en menores porcentajes de parición y en mayores costos por el uso de antiparasitarios y reemplazo de animales muertos por anorexia (Cordero del Campillo y otros, 1999, citado por Pinedo, 2010).

Existen pérdidas económicas importantes en regiones tropicales y subtropicales, encontrándose porcentajes de letalidad del 30 al 70% en Israel, Sudáfrica, India, Australia y América (Dirksen y otros, 2005).

2.13.2. Pérdidas económicas indirectas

Estos tremátodos causan pérdidas económicas indirectas debido a un menor índice de conversión a pérdidas de peso, y a una merma de la producción láctea (Cordero del Campillo y otros, 1999; citado por Pinedo, 2010).

Hay que tener presente que los efectos sobre los animales en período de crecimiento son más claros, dado que se desaprovecha su alta capacidad de conversión del pienso, se retrasa su maduración sexual, y muchas veces no se logra posteriormente, un crecimiento compensador en los animales liberados de sus parásitos por el tratamiento oportuno (Cordero del Campillo, 1999).

Los perjuicios indirectos, traducidos en merma de las producciones, pasan desapercibidas muchas veces, cuando se trata de parasitismos subclínicos endémicos, puesto que los ganaderos consideran “normales” los rendimientos habituales. Solo cuando se procede al tratamiento antiparasitario se observa el aumento de los rendimientos (Cordero del Campillo, 1999).

2.14. Diagnóstico

La diagnosis clínica de la paramphistomosis sigue siendo difícil y los métodos inmunológicos y serológicos en la detección de anticuerpo del suero no son concluyentes (Horak, 1967; Alabay, 1981; Singh y otros, 1983).

El diagnóstico presuntivo puede realizarse por la historia clínica y los signos. Los más característicos son: anorexia, polidipsia y diarrea fétida sin fiebre. Algunas veces la enfermedad es provocada por la forma

inmadura, por lo cual generalmente no se encuentra huevos en las heces. El método definitivo para el diagnóstico e identificación de huevos se puede hacer con la técnica de sedimentación y decantación (examen coproparasitológico) como para *Fasciola*, hay que diferenciar los huevos con este parásito por medio de la localización del cigoto. También se han empleado diferentes pruebas serológicas: Inmunofluorescencia y el enzoinmunoensayo (ELISA), empleando como antígeno extracto de verme adultos, los cuales ofrecen resultados aceptables (Cordero del Campillo, 1999).

2.15. Diagnóstico Diferencial

La paramphistomosis debe ser diferenciada de otras enfermedades, las que figuran: deficiencia de cobre de tipo nutricional, infestaciones por gusanos redondos intestinales (verminosis gastrointestinales), enteritis infecciosa (bacteriana o viral), intoxicaciones (incluyendo muchas malezas, arsénico inorgánico, plomo), enfermedad de Johne en animales adultos, infestación por *Fasciola hepática* (Elsheikha y otros, 2011).

Es importante establecer el diagnóstico diferencial fundamentalmente con Fasciolosis. Los resultados del análisis coproparasitológico podrían incluir a error por la similitud entre los huevos de ambos tremátodos, por otro lado, en las pruebas serológicas se producen reactividades cruzadas. Por todo ello, la interpretación de lesiones y sobre todo el hallazgo, identificación y recuento de los parásitos en la necropsia resulta definitiva para valorar el alcance de la parasitosis (Cordero del Campillo, 1999).

2.16. Tratamiento animal

El tratamiento de elección contra los paramphistomidos, es la administración de salicilanilidas, ya que su mecanismo de acción consiste en desconectar las reacciones mitocondriales implicadas en el transporte de electrones asociados con la generación de Adenosin Tri Fosfato (ATP) (Torrel y Paz, 2015).

Rafoxanida

Es un compuesto salicilamídico halogenado que se presenta como polvo blanco. Disminuye drásticamente la cantidad de fosfoenol piruvato disponible para el parásito con lo cual se induce una carencia mortal para este en un lapso de 24 horas. En una dosis de 7.5 mg/kg de peso vivo vía subcutánea (Boray, 1969).

Oxiclozanida

Se comercializa para uso en bovinos lecheros en muchos países y tiene un periodo de retiro de leche de tres días, además de una eficacia de 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 veces cada tres días (Boray, 1969).

Se han publicado informes favorables sobre la eficacia de la Oxiclozanida con Levamisol, frente a los paramphistomidos inmaduros y maduros. En el ganado vacuno la administración de 135 mg/kg p.v. (120 mg/kg de Levamisol más 15 mg/kg de Oxiclozanida) significaron reducciones de 20-73% y 87.91- 99.96% (Georgiev y Gruev, 1979).

Estudios realizados recientemente en la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional de Cajamarca muestran que la eficacia de la Oxiclozanida al 3.4% por vía oral en dosis de 12 mg/kg peso vivo, para el tratamiento de bovinos con paramphistomosis en el fundo “San Vicente de Paul” de la campiña de Cajamarca fue del 37.13% a los 8 días post- dosificación, y de 56.54% a los 16 días post- dosificación, por lo que se considera insuficientemente activa (Escalante y Torrel, 2012).

La eficacia de la Oxiclozanida al 10% por vía oral en dosis de 17 mg/kg peso vivo como tratamiento para el control de paramphistomosis bovina en el fundo “Tartar” de la campiña de Cajamarca fue de 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).

Niclosamida

Eficaz y segura a dosis de 50-100 mg/kg para el tratamiento de paramphistómidos inmaduros en terneros. Es eficaz contra trematodos adultos en ovinos y vacunos. A dosis de 90 mg/kg, se obtiene en ovinos una eficacia del 99.9% frente a los estadios inmaduros, pero solo un 18% frente a los adultos (Torrel y Paz, 2015).

Resorantel

La eficacia del Resorantel (65mg/kg) en los terneros, es de un 100% frente a los parásitos adultos, y de un 63% frente a los estadios inmaduros (Rolfe y Boray, 1987).

2.17. Control y prevención

Las medidas de control pretenden eliminar los parásitos en los animales infectados, reducir la población de hospedadores intermediarios y prevenir el acceso a áreas de pastos infectados (Del Cura, 2007).

Los brotes empiezan cuando hay poco pasto, por falta de agua, en donde los becerros, los caracoles y las metacercarias se concentran en áreas, alrededor de los agujajes, 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. Lo mejor es no dejar que el ganado pastoree cerca de los agujajes durante la época seca. 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 becerros (Augus, 1978).

Se sugiere, un 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, 1986).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización de la zona de estudio

El presente trabajo de investigación se efectuó en el matadero particular de abastos “San Francisco” S.A, ubicado en Carretera Autopista Salaverry - Trujillo.

3.2. Población

La población analizada en este estudio fueron 300 bovinos que se faenaron en el matadero “San Francisco” del distrito de Salaverry- Trujillo, los días lunes, miércoles y viernes; durante los meses de enero- febrero del 2017.

3.3. Método

3.3.1. Trabajo en el matadero

1. Identificación del animal sacrificado para establecer propietario y procedencia.
2. Inspección post mortem de las paredes y papilas del rumen y retículo de los bovinos sacrificados, después de lavarlos tres veces con abundante agua.
3. Recolección de parásitos, los cuales fueron lavados con suero fisiológico, hasta quedar completamente limpios.
4. Los parásitos recolectados se colocaron en frascos con suero fisiológico al 0.9%, para transportarse a los laboratorios de: Parasitología y Microbiología de la escuela de Medicina Humana, y Física 01 de la Universidad Privada Antenor Orrego.

3.3.2. Trabajo en laboratorio

Se ha clasificado en dos etapas: materiales y método para el análisis morfométrico externo, y para el análisis morfométrico interno.

3.3.2.1. Para análisis morfométrico externo

- Preparación del formol acético tibio

Se mezcló 930 mL de suero fisiológico, 50 mL de formol y 20 mL de ácido acético. Luego se calentó sin llegar a que hierva, en la cocina eléctrica (Ibáñez, 1995).

- Metodología

En el Laboratorio de Física 01, se trabajó con el vernier digital para medir el largo, ancho, ventosa oral y ventosa ventral de los 50 parásitos conservados en formol acético tibio, luego se sacó el promedio de sus medidas externas.

3.3.2.2. Para el análisis morfométrico interno

Treinta parásitos frescos, lavados y colocados en un recipiente con suero fisiológico, fueron trasladados al Laboratorio de Parasitología de la escuela de Medicina Humana de la Universidad Privada Antenor Orrego, pasando por 4 procesos, para su fijación, coloración y montaje, permitiendo la observación y medición de sus estructuras internas.

a. Aplanamiento de los parásitos

Utilizando la pinza se extrajo del recipiente un parásito fresco, se colocó sobre una lámina portaobjetos, posteriormente y se cubrió con papel para luego con otra lámina portaobjetos se inmovilizó y aplanó cuidadosamente el parásito. Luego se colocó en un recipiente conteniendo formol al 10% con el propósito de fijarlos por 7 días y realizar el estudio morfométrico.

b. Coloración con hematoxilina de Delafield

Después de la fijación en formol se retiraron los parásitos y se los colocó en una placa Petri se los enjuagó con agua corriente. Paralelamente en otra placa Petri se preparó el colorante, colocando 27 mL de agua destilada y 3mL de hematoxilina y se insertó los parásitos por 1 día.

c. Reposición con otros reactivos y fijación

Los parásitos fueron extraídos de la placa conteniendo hematoxilina y colocados sobre una placa Petri conteniendo alcohol ácido con el propósito de decolorar, posteriormente se sometieron a sucesivos cambios de alcohol al 50%, 70%, 80%, 90% y 96% por 10 minutos en cada solución y finalmente expuestos con etanol absoluto. Después los parásitos se colocaron en una placa conteniendo Creosota de Faia por 2 a 3 horas, con la finalidad de que queden más finos y claros. Luego cada parásito fue fijado sobre una lámina porta objetos adicionando una gota de Bálsamo de Canadá y cubierto con una lámina cubreobjetos. Para el secado se utilizó estufa a 37 °C durante 7 días, para su observación, medición y toma de impresiones fotográficas en microscopio y estereoscopio.

d. Medición de los parásitos fijados en el estereoscopio y microscopio

Las 30 muestras fueron enumeradas y colocadas en una tabla de madera. Con el estereoscopio Stemi 305 y microscopio Primo Star se hizo la observación de todas las muestras e identificación y medición de las estructuras internas del parásito. De esta manera se fue observando primero, en el estereoscopio, todos los parásitos, para seleccionar los mejores. Posteriormente estos fueron observados en el microscopio, para una mejor vista de sus estructuras internas, las cuales fueron medidas y captadas por la cámara.

3.4. Análisis estadístico

Se utilizó la estadística descriptiva, con tablas de frecuencia, promedio con su respectiva desviación estándar y coeficiente de variación.

IV. RESULTADOS

4.1. Observación del color y forma del parásito adulto en estado fresco.

En la Figura 1, se aprecia el característico color rojo cárnico (rosado) a rojo brillante.



Figura 1. *Paramphistomum* adulto mostrando su color.

En la Figura 2, se observa la forma conoide con cara ventral algo cóncava y la dorsal es convexa, cuerpo arqueado; la parte anterior es más estrecha que la posterior.



Figura 2. *Paramphistomum* adulto mostrando su forma.

4.2. Identificación morfométrica externa del parásito adulto conservado en formol acético tibio.

En la Figura 3, se observa el largo del parásito, que corresponde a 6.605 mm.

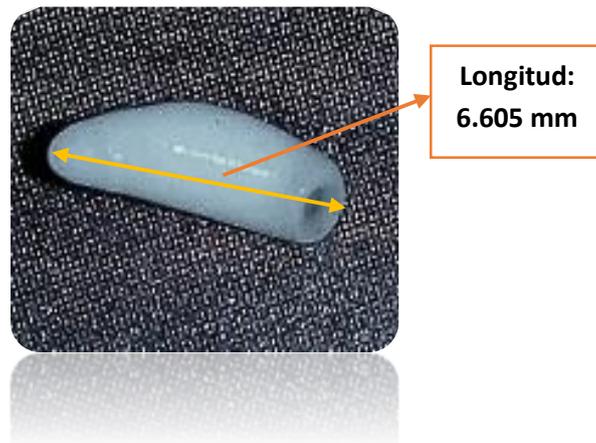


Figura 3. *Paramphistomum* adulto con la medición de su longitud.

En la Figura 4, se observa el ancho del parásito, que corresponde a 1.867 mm.

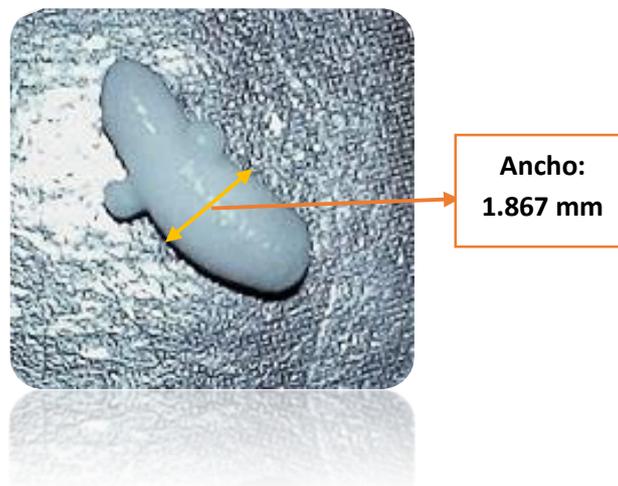


Figura 4. *Paramphistomum* adulto con la medición del ancho.

En la Figura 5, se observa la ventosa oral del parásito, que corresponde a 0.535 mm de diámetro.

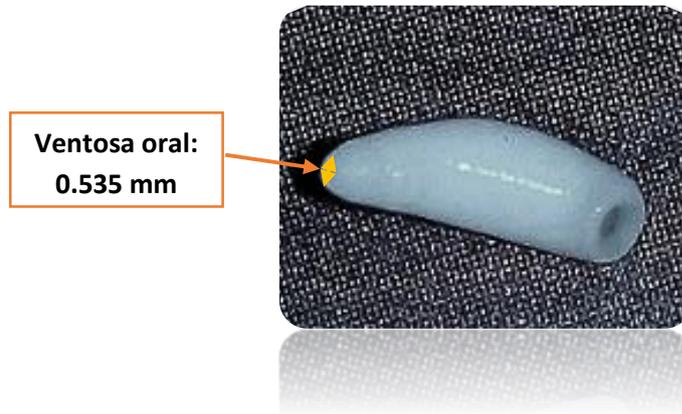


Figura 5. *Paramphistomum* adulto con la medición de su ventosa oral.

En la Figura 6, se observa la ventosa ventral del parásito, que corresponde a 0.89 mm de diámetro.

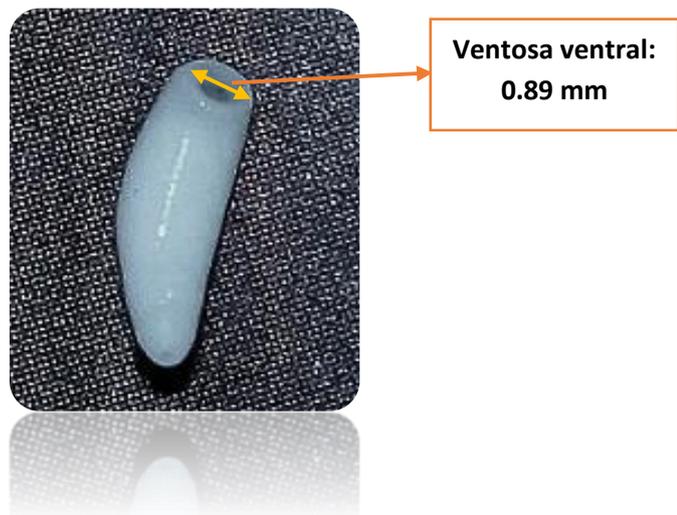


Figura 6. *Paramphistomum* adulto con la medición de su ventosa ventral.

4.3. Análisis morfométrico externo del *Paramphistomum sp.* adulto.

En el Cuadro 1, se detalla las mediciones de 50 parásitos adultos, extraídos del rumen y retículo de vacunos beneficiados en el matadero particular “San Francisco”.

Cuadro 1. Medición de *Paramphistomum* adultos

| N | Largo mm | Ancho mm | Vo. ¹ mm | Vv. ² mm | N | Largo mm | Ancho mm | Vo. ¹ mm | Vv. ² mm |
|----|----------|----------|---------------------|---------------------|-----------------|----------|----------|---------------------|---------------------|
| 1 | 7.34 | 2.17 | 0.47 | 0.95 | 27 | 7.07 | 1.44 | 0.57 | 0.92 |
| 2 | 6.64 | 2.04 | 0.4 | 0.84 | 28 | 7.04 | 1.8 | 0.59 | 0.94 |
| 3 | 7.01 | 1.98 | 0.51 | 0.93 | 29 | 6.42 | 1.78 | 0.48 | 0.93 |
| 4 | 6.22 | 2.14 | 0.42 | 0.86 | 30 | 6.46 | 1.79 | 0.54 | 0.96 |
| 5 | 6.42 | 1.89 | 0.45 | 0.88 | 31 | 6.04 | 1.69 | 0.46 | 0.84 |
| 6 | 6.47 | 1.92 | 0.41 | 0.87 | 32 | 6.99 | 1.63 | 0.57 | 0.87 |
| 7 | 6.13 | 2.09 | 0.39 | 0.8 | 33 | 5.94 | 1.55 | 0.53 | 0.81 |
| 8 | 6.49 | 2.07 | 0.43 | 0.84 | 34 | 6.48 | 2.38 | 0.64 | 0.94 |
| 9 | 7.05 | 1.61 | 0.54 | 0.99 | 35 | 5.96 | 2.36 | 0.63 | 0.93 |
| 10 | 6.46 | 1.89 | 0.44 | 0.82 | 36 | 6.46 | 2.01 | 0.6 | 0.9 |
| 11 | 6.66 | 1.94 | 0.46 | 0.89 | 37 | 6.02 | 1.87 | 0.51 | 0.87 |
| 12 | 6.34 | 1.9 | 0.41 | 0.8 | 38 | 6.01 | 1.99 | 0.49 | 0.85 |
| 13 | 7.15 | 1.81 | 0.48 | 0.87 | 39 | 7.47 | 1.91 | 0.59 | 0.99 |
| 14 | 8.03 | 2.86 | 0.52 | 0.93 | 40 | 6.02 | 1.62 | 0.56 | 0.84 |
| 15 | 7.01 | 1.73 | 0.54 | 0.94 | 41 | 6.01 | 1.73 | 0.63 | 0.94 |
| 16 | 7.02 | 1.61 | 0.5 | 0.83 | 42 | 7.21 | 1.7 | 0.55 | 0.87 |
| 17 | 7.28 | 1.56 | 0.53 | 0.88 | 43 | 6.16 | 1.7 | 0.51 | 0.82 |
| 18 | 5.23 | 2.04 | 0.59 | 0.95 | 44 | 7.26 | 2.41 | 0.66 | 0.85 |
| 19 | 6.47 | 1.74 | 0.48 | 0.82 | 45 | 6.19 | 1.71 | 0.62 | 0.86 |
| 20 | 6.86 | 2.18 | 0.56 | 0.91 | 46 | 6.25 | 1.71 | 0.58 | 0.88 |
| 21 | 7.04 | 1.46 | 0.49 | 0.89 | 47 | 6.95 | 2.03 | 0.61 | 0.91 |
| 22 | 6.59 | 2 | 0.53 | 0.93 | 48 | 6.38 | 1.82 | 0.57 | 0.92 |
| 23 | 7.06 | 1.57 | 0.58 | 0.88 | 49 | 7.32 | 1.52 | 0.49 | 0.96 |
| 24 | 6.42 | 1.58 | 0.51 | 0.86 | 50 | 5.58 | 1.76 | 0.95 | 0.95 |
| 25 | 6.25 | 1.96 | 0.61 | 0.89 | P ³ | 6.605 | 1.867 | 0.535 | 0.89 |
| 26 | 6.94 | 1.71 | 0.55 | 0.9 | SD ⁴ | 0.54 | 0.27 | 0.09 | 0.05 |

Vo¹= Ventosa oral. Vv²= Ventosa ventral. P³= Promedio. SD⁴= Desviación estándar.

En el Cuadro 2, se detalla color, forma y promedio del largo, ancho, ventosa oral y ventosa ventral de 50 parásitos adultos, con su correspondiente desviación estándar y coeficiente de variación; así mismo el valor mínimo y máximo encontrado en cada medición.

Cuadro 2. Características morfométricas y morfológicas externas del *Paramphistomum* sp. adulto

| Características | Medidas (mm) | | | SD ³ (mm) | CV ⁴ (%) |
|----------------------|---------------------------------------|------------------|------------------|-------------------------|------------------------|
| | Promedio | Min ¹ | Max ² | | |
| Morfométricas | | | | | |
| Largo corporal | 6.61 | 5.23 | 8.03 | 0.54 | 8.15 |
| Ancho corporal | 1.87 | 1.44 | 2.86 | 0.27 | 14.61 |
| Diámetro | | | | | |
| Ventosa oral | 0.54 | 0.39 | 0.95 | 0.09 | 16.98 |
| Ventosa ventral | 0.9 | 0.8 | 0.99 | 0.05 | 5.57 |
| Morfológicas | | | | | |
| Color | Rojo cárnico, rojo brillante o rosado | | | | |
| Forma | Cónica y cuerpo arqueado | | | | |

¹ Min= Valor mínimo

² Max= Valor máximo

³ SD= Desviación estándar

⁴ CV= Coeficiente de variación

4.4. Identificación morfométrica de las estructuras internas del parásito adulto, mediante la técnica de fijación y coloración.

En la Figura 7, se observa en estereoscopio con aumento de 1.0, y se obtiene las medidas del acetábulo (115.2266 μm), testículo anterior (83.536 μm de largo x 64.962 μm de ancho), y testículo posterior (123.765 μm de largo x 79.001 μm de ancho).

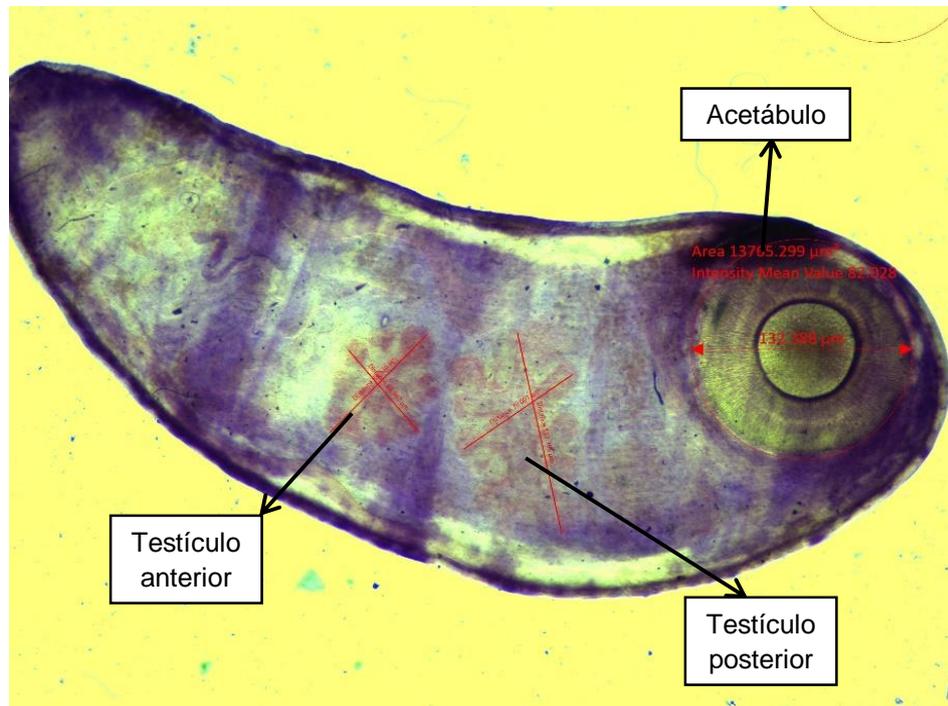


Figura 7. Identificación morfométrica del acetábulo y testículos.

En la Figura 8, se observa en estereoscopio con aumento de 1.0, y se obtiene la medida del útero, que corresponde a 437.551 μm de largo.

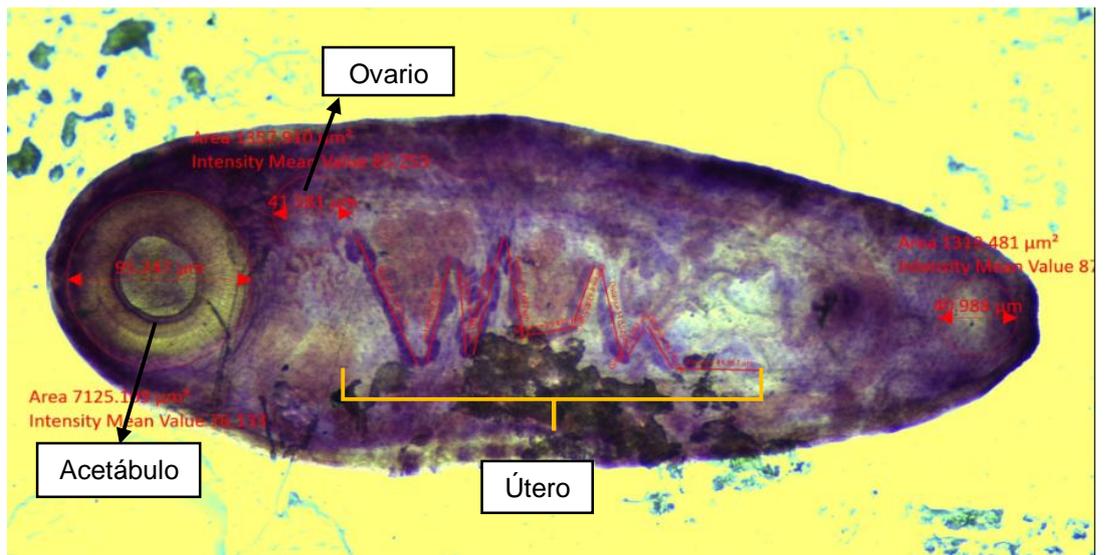


Figura 8. Identificación morfométrica del útero.

En la Figura 9, se observa en microscopio con aumento de 40x, la finalización del intestino.

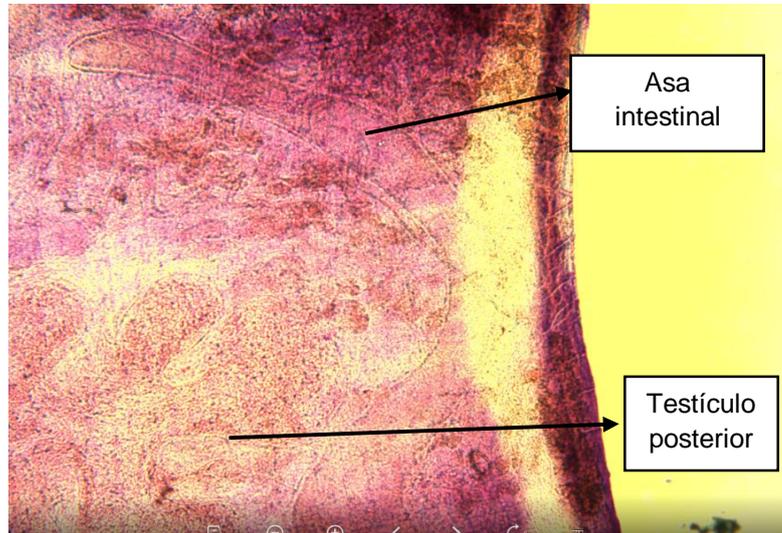


Figura 9. Vista del asa intestinal y testículo posterior.

En la Figura 10, se observa en microscopio con aumento de 40x, la glándula vitelógena al costado del acetábulo.



Figura 10. Vista de la glándula vitelógena.

En la Figura 11, se observa en microscopio con aumento de 40x, y se obtiene las medidas del esófago (332.261 μm x 211.459 μm) y ventosa oral (264.2265 μm).

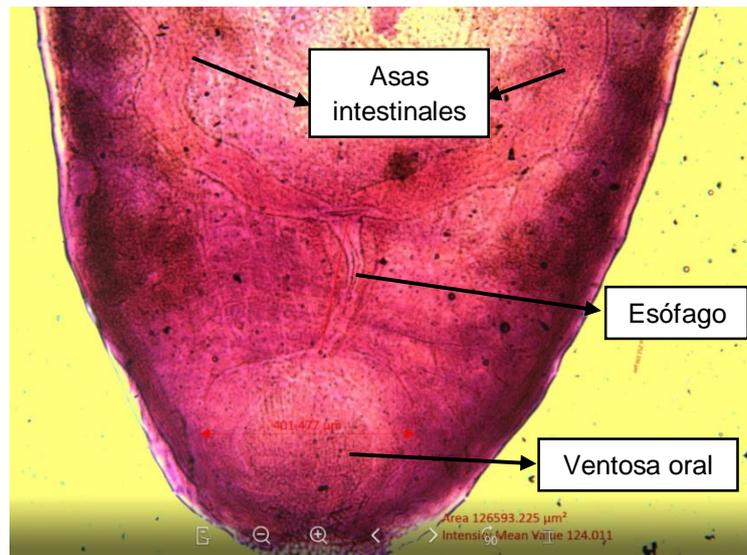


Figura 11. Identificación morfométrica del esófago y ventosa oral.

En la Figura 12, se observa en microscopio con aumento de 40x, y se obtiene la medida del ovario, que corresponde a 112.166 μm de diámetro.

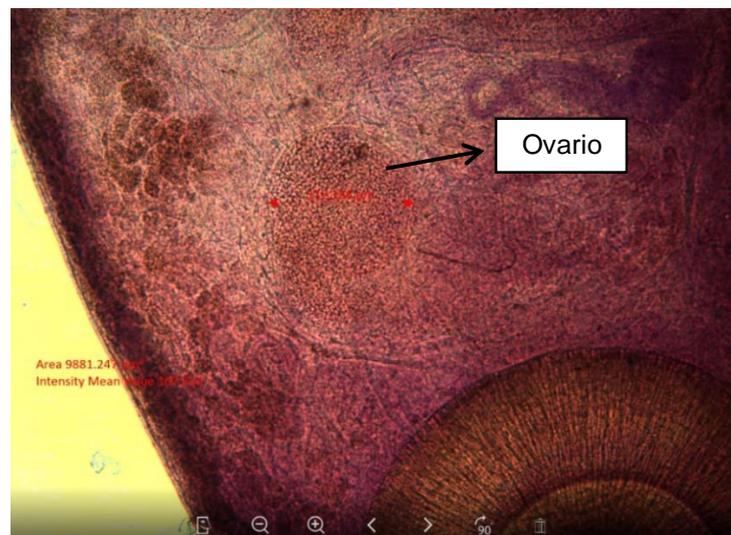


Figura 12. Identificación morfométrica de ovario.

En la Figura 13, se observa en microscopio con aumento de 40x, y se obtiene la medida del poro genital: 103.715 μm de diámetro.

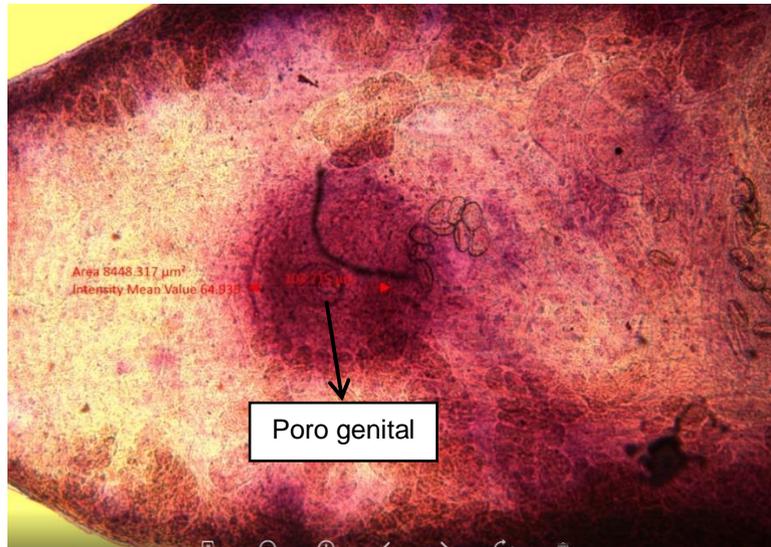


Figura 13. Identificación morfométrica del poro genital.

En la Figura 14, se observa en microscopio con aumento de 40x, el útero con huevos, y testículos anterior y posterior.

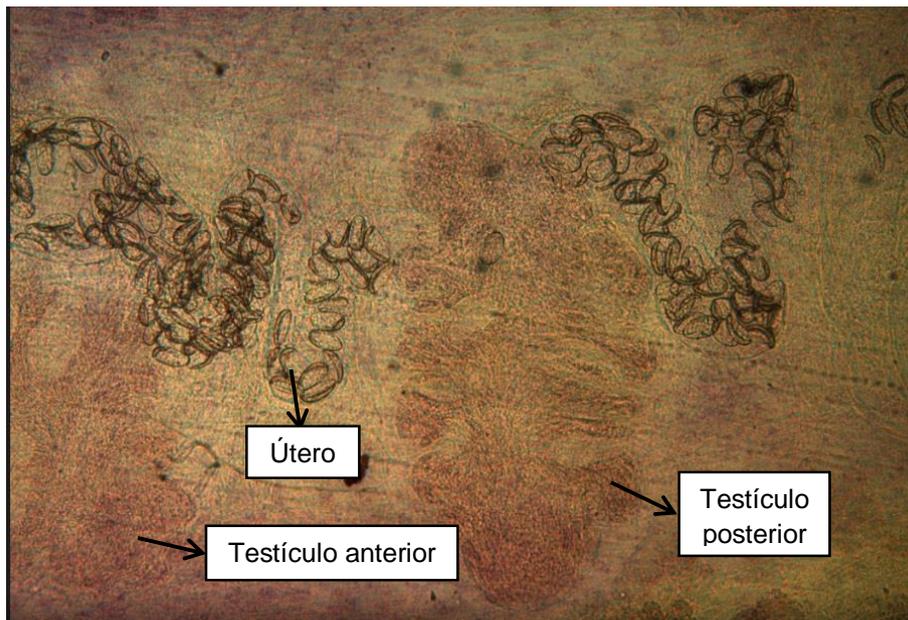


Figura 14. Observación del útero con huevos y testículos.

4.5. Análisis morfométrico interno del *Paramphistomum sp.* adulto (μm).

En el Cuadro 3, se detalla formas y medidas de la ventosa oral, poro genital, esófago, ovario, glándulas vitelógenas, asas intestinales, testículos anterior y posterior, útero y acetábulo; resultado del proceso de fijación y coloración de 30 parásitos adultos frescos encontrados en el rumen y retículo de vacunos beneficiados en el matadero particular “San Francisco” de Salaverry- Trujillo.

Cuadro 3. Características morfométricas y morfológicas internas del *Paramphistomum sp.* adulto, observados en microscopio (40x) y estereoscopio (1.0)

| Estructura | Forma | Diámetro (μm) | Largo (μm) | Ancho (μm) | I.O¹ |
|------------------------------|--------------|--|---|---|------------------------|
| Ventosa oral | ovalada | 264.2 | ... | ... | M |
| Poro genital | circular | 103.7 | ... | ... | M |
| Esófago | embudo | ... | 332.3 | 211.5 | M |
| Ovario | circular | 112.2 | ... | ... | M |
| Glándulas vitelógenas | ramificada | ... | ... | ... | M |
| Asas intestinales | simple | ... | ... | ... | M |
| Testículo anterior | ramificada | ... | 83.5 | 65 | E |
| Testículo posterior | ramificada | ... | 123.8 | 79 | E |
| Útero | ramificada | ... | 437.6 | ... | E |
| Acetábulo | circular | 115.2 | ... | ... | E |

I. O¹= Instrumento de observación: M= Microscopio, E= Estereoscopio

V. DISCUSIÓN

Las características morfológicas del parásito en estudio (Figura 1 y Figura 2), son de color rojo cárnico, rojo brillante o rosado, de forma cónica no aplanada, cuerpo arqueado; esto coincide con lo reportado por Augus (1978), quien describe que los parásitos del rumen de los bovinos son *Paramphistomum*, y tiene forma cónica de color rosado, con ventosas ubicadas en los extremos anterior y posterior respectivamente; Quiroz (1986), menciona que los tremátodos de los bovinos de la familia Paramphistomidae tienen forma cónica, y que al estado fresco es de color rosado; Lapage (1984), describe que los tremátodos de los bovinos presentan una coloración rojo brillante a rosado. De acuerdo a las características morfológicas, podemos decir que pertenecería a la familia Paramphistomidae.

El estudio morfométrico externo de 50 parásitos adultos, recolectados del rumen y retículo de vacunos beneficiados en el matadero particular "San Francisco" de Salaverry, conservados en formol acético tibio (Cuadro 2), tiene un promedio de 6.05 mm de largo, 1.867 mm de ancho, 0.535 mm de ventosa oral, y 0.89 mm de ventosa ventral, coincidiendo con los reportes por Quiroz (1986), quien menciona que los paramphistomidos de los bovinos miden de 5 a 13 mm de largo por 2 a 5 mm de ancho. Eduardo (1983), reporta también que el parásito de los bovinos mide 3.80 a 12.5 mm de largo por 1.16 a 4.20 mm de ancho más amplia en la dirección dorso ventral, con 0.75 ± 0.2 mm de promedio en el extremo anterior, con 1.13 ± 0.2 mm de promedio en el extremo posterior y 0.1 mm en la ventosa oral ubicada en el extremo anterior, y 0.15 ± 0.04 mm en la ventosa ventral ubicada en el extremo posterior. De acuerdo a las características morfométricas mencionadas, se confirmaría que el parásito en estudio pertenece a la familia Paramphistomidae.

En el estudio morfométrico interno del *Paramphistomum* sp. adulto (Cuadro 3), el esófago tiene un promedio de 0.33 mm de largo por 0.21 mm de ancho. Según Alarcón y Velásquez (2009), el esófago de bovinos del género *Cotylophoron* mide 0.74 mm (0.70 a 0.80) de largo y 0.24 mm (0.20 a 0.30) de ancho; Eduardo (1983), menciona que el esófago de bovinos del género *Calicophoron* mide de 0.47- 0.85 de largo; Valle, y otros (2015), reportaron que el esófago del género *Calicophoron* tiene un promedio 0.34 ± 0.01 mm de largo por 0.26 ± 0.00 mm de ancho. De acuerdo a la morfometría del esófago, pertenecería al género *Calicophoron*.

Torrel y Paz (2015), mencionan que las características morfológicas del *Calicophoron microbothrioides* adulto colectados de bovinos, es de 6 mm de largo, 2 mm de ancho, 0.25 mm de ventosa oral y 0.5 mm de ventosa ventral. Además, tiene forma conoide con cara ventral algo cóncava y la dorsal convexa, cuerpo arqueado; la parte anterior es más estrecha que la parte posterior, con color rojo cárnico o rojo brillante. Valle, y otros (2015), reportaron que el estudio morfométrico de *Calicophoron microbothrioides* adulto en estado fresco es de 7.19 ± 1.3 mm de largo, 2.83 ± 0.4 mm de ancho, 0.5 mm de ventosa oral y 0.98 ± 0.04 mm de ventosa ventral. De acuerdo a los datos mencionados podríamos deducir que pertenece a la especie *Calicophoron microbothrioides*.

VI. CONCLUSIONES

La presencia de Paramphistomosis en bovinos beneficiados en el matadero particular "San Francisco", distrito de Salaverry- Trujillo, Perú; proceden de los distritos de Cajamarca.

La clasificación taxonómica corresponde a la familia Paramphistomidae, género *Calicophoron*, y especie *microbothrioides*, en base a su morfometría externa e interna, respectivamente.

VII. RECOMENDACIONES

Determinar la presencia de *paramphistomosis*, en porcinos, ovinos y equinos, así como su procedencia y estudio morfométrico del parásito.

VIII. BIBLIOGRAFÍA

Abrous, M., Rondelaud, D. y Dreyfuss, G. 1999. *Paramphistomum daubneyi* and *Fasciola hepatica*: influence of temperature changes on the shedding of cercariae from dually infected *Lymnaea tuncatula*. *Parasitology Research*, 85: 765 - 769.

Alabay, M. 1981. Comparative diagnostic studies on *Paramphistomum cervi* infection in sheep with the immunoperoxidase (E.L.I.S.A.) and indirect immunofluorescence (I.F.A.T.) techniques. *Veteriner Fakultesi Dergesi Ankara Universitesi in Vet. Bulletin*, 28: 72–88.

Alarcón, E. y Velásquez, L. 2009. Descripción morfológica de *Cotylophoron cotylophorum* (Digenea: Paramphistomidae) hallado en bovinos de Rionegro, Antioquia, Colombia. *Revista Colombia Ciencia Pecuaria*, 22:168-177.

Augus, D. 1978. Enfermedades parasitarias de los bovinos. Editorial El Manual Moderno S.A. de C.U. México.

Barriga, O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago de Chile. Editorial Germinal.

Besné, M., Figueroa, C., Quiroz, R., Ramírez, G. y Ramos, M. 2006. Manual de Prácticas de laboratorio de Parasitología. México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México.

Boray, J. 1969. The anthelmintic efficiency of niclosamide and menichlopholan in the treatment of intestinal paramphistomosis in sheep. *Australian Veterinary Journal*, 45: 133–134.

Borchert, A. 1975. *Parasitología veterinaria*, Editorial Acribia, Zaragoza-España.

Chunqui, E. y Torrel, S. 2012. Eficacia de la oxiclozanida al 10% a los 8 y 16 días post dosificación en el control de paramphistomidos en ganado vacuno tipo leche del fundo Tartar. Tesis para optar el título de Médico Veterinario, Cajamarca. Perú.

Cordero del Campillo, M., Rojo, F., Martínez, A., Sánchez, M., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H. y Carvalho, M. 1999. *Parasitología veterinaria*. Madrid: Mc-Graw Hill Interamericana.

Cringoli, G., Capuano, F., Frisiello, M., Maffucci, R. y Cecio, A. 1993. *Calicophoron* sp (Paramphistomidae) en levantamiento bovino de la provincia de Avelino: Nota 1. *Acta Medicina Veterinaria*, 4: 165–176.

Cringoli, G., Del Vecchio, U., Capuano, F. y Veneziano, V. 1996. Application of geographical information systems (GIS) to parasitology: a case study in southern Italy. *Parassitologia*, 38: 282-284.

Del Cura, A. 2007. Trematodosis en ganado vacuno. Recuperado de: <http://es.scribd.com/doc/14943307/cys242831>.

Dirksen, G., Dieter, M. y Stober, E. 2005. *Medicina interna y cirugía del bovino*. Cuarta edición. Argentina.: Inter- medical.

Eduardo, S. 1983. 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. Systematic Parasitology, 4: 189 – 238.

Elsheikha, A., Hany, M., Khan, N., Naveed, E. y Ahmed, D., 2011. Essentials of Veterinary Parasitology. Great Britain: Caister Academic Press. Recuperado de: http://books.google.com.ec/books?id=A_XDxqc56JQC&pg=PA86&dq=paramphistomosis&hl=es&sa=X&ei=nxvRT6AMoPq8wSvGJ1Q&redir_esc=y#v=onepage&q=paramphistomosis.

Escalante, L. y Torrel, S. 2012. Eficacia de la Oxiclozanida al 3.4% a los 8 y 16 días post dosificación en el control de la infección causada por paramphistomidos en el ganado vacuno. Tesis para optar el título de Médico Veterinario, Cajamarca, Perú.

Forlano, M., Henríquez, R. y Meléndez, R. 2001. Incidence and prevalence of *Cotylophoron* spp (Trematoda: Digenea) in cattle at Asentamiento Campesino “Las Majaguas”, portuguesa State, Venezuela. Gac Veterinary, 7: 51-58.

Georgiev, Y. y Gruev, A. 1979. Efficacy of Levamisole and Oxiclozanide, against *Paramphistomum* in sheff and cattle. Veterinarno Meditsinski Nauki, 16(3):45-51.

Horak, I. 1967. Host parasite relationships of *Paramphistomum microbothrium* in experimentally in-fested ruminants with particular reference to sheep. Onderstepoort Journal of Veterinary Research, 34: 451-540.

Horak, I. 1971. Paramphistomiasis of domestic ruminants. *Advances in Parasitology*, 9: 33 – 72.

Huamán, O. y Torrel, S. 2011. Prevalencia de paramphistomosis bovina en la zona de Tartar del valle de Cajamarca. Tesis para optar el título de Médico Veterinario, Cajamarca, Perú.

Ibañez, N. 1995. Laboratorio de parasitología y microbiología humana de la Universidad Privada Antenor Orrego.

Junquera, P. 2010. *Paramphistomum* spp., gusanos trematodos parásitos del rumen en el ganado bovino, ovino y caprino: biología, prevención y control. *Parásitos del ganado, perros y gatos*.

Lapage, G. 1984. *Parasitología veterinaria. Tremátodos parásitos de los animales domésticos*. Novena edición. Editorial Continental S.A. de C.V., México.

Mage, C., Bourgne, H., Toullieu, J., Rondelaud, D. y Dreeyfuss, G. 2002. *Fasciola hepatica* and *Paramphistomum daubneyi*: changes in prevalences of natural infections in cattle and in *Lymnaea truncatula* from central France over the past 12 years. *Veterinary research*, 33: 439 – 447.

Mattison, R., Hanna, R. y Nizami, W. 1994. Ultrastructure and histochemistry of the tegument of juvenile paramphistomes during migration in indian ruminants. *Journal of helminthology*, 68: 211-221.

Oblitas, I. y Torrel, S. 2011. Prevalencia de paramphistomosis en los caseríos de Huambocancha, El Milagro y el Centro Poblado Menor de Tual. Tesis para optar el título de médico veterinario, Cajamarca, Perú.

Olsen O. 1977. Parasitología animal. Primera edición. Barcelona: Aedos.

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (ONU). 1994. Enfermedades de los Animales Domésticos Causadas por Dístomas. Recuperado de: <http://es.scribd.com/doc/109922435/Enfermedades>.

Paucar, S. y Silvia, E. 2008. Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. Perú. Recuperado de: http://www.cybertesis.edu.pe/sisbib/2008/paucar_ss/pdf/paucar_ss.pdf.

Percedo, M. y Larramendy, D. 1989. Infestación natural de *Fossaria cubensis*, Pfeiffer, 1839, por estadios larvarios de la familia Paramphistomidae. Revista Cuba Ciencia Veterinaria, 20(4): 233-238.

Pinedo, V., Chávez, V., Casas, A., Suarez, A., Sánchez, P. y Nofre, E. 2010. Prevalencia de tremátodes de la familia Paramphistomidae en bovinos del distrito de Yurimaguas, Provincia de Alto Amazonas, Loreto. Revista Investigaciones Veterinarias del Perú. Recuperado de: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v21n2/a03v21n2.pdf>.

Pinedo, R. 2009. Prevalencia de tremátodes de la familia Paramphistomatidae en bovinos en el distrito de Yurimaguas, provincia de Alto Amazonas- Loreto. Tesis de Médico Veterinario. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima.

Pino, L. y Morales, G. 1982. *Lymnaea cubensis* Pfeiffer, 1839, hospedador intermediario de *Cotylophoron cotylophorum* (Fischöeder, 1901) Stiles y Goldberg, 1910, en condiciones naturales. Acta Científica Venezolana, 33: 57-60.

Plascencia, O. y Torrel, S. 2011. Prevalencia de paramphistomosis bovina en la zona de Huacaríz del valle de Cajamarca, Perú. Tesis para optar el título de médico veterinario, Cajamarca, Perú.

Quiroz, H. 1986. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. México: Editorial Linusa S.A. de C.V. Recuperado de: <http://books.google.com.ec/booksor%20quiroz%20romero&f=false>.

Racioppi, O., Lombardero, O. y Moriena, R. 1994. *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) (Trematoda:Paramphistomidae), nuevo parásito del bovino en Argentina. Revista de Medicina Veterinaria (Buenos Aires), 75 (3): 228-229.

Radostits, M., Gay, C. y Hincheliff, K. Medicina Veterinaria. 2002. Tratado de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. Novena edición. España: Editorial Mc Graw- Hill- Interamericana.

Rasco, M. 2007. Prevalencia de Paramphistomum, en ganado vacuno lechero de Cajamarca. Tesis para optar el título de médico veterinario, Cajamarca, Perú.

Rolfe, P. y Boray, J. 1987. Chemotherapy of paramphistomosis in cattle. Australian Veterinary Journal, 64: 328-332.

Sánchez, N., Tantaleán, M., Chávez, A. y Soto, A. 2009. Presencia de *Cotylophoron cotylophorum* (Trematoda, Paramphistomidae) en bovinos de Loreto, Perú. Revista Peru Boil, 16(1): 141- 142.

Shanila, K. y Hafezm, D. 2005. Prevalence of paramphistomosis in cattle in chittor district of Andhra Pradesh, India., Department of Parasitology,

College of Veterinary Science, A, NG. Ranga Agricultural University Tirupati 517 502 A.P., India. Journal of parasitic disease, 29(1): 01-08.

Singh, R., Prasad, K., Ansari, M. y Sahai, B. 1983. Observations on intradermal skin test for diagnosis of *Paramphistomum cervi* in goats. Indian Journal Animal Health, 22: 67–68.

Soulsby, E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Séptima edición. México: Nueva Editorial Interamericana.

Tandon, V. y Maitra, S. 1982. Scanning electron microscopic observations on the tegumental surface of two rumen flukes (Trematoda: Paramphistomata). Journal of helminthology 56(2): 95-104.

Tantaleán, M., Martínez, D. y Juárez. 1975. Estudio de algunos tremátodos del Perú. Revista Peru Medicina Tropical. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, 3(1): 46-56.

Torrel, T. 2008. Paramphistomosis en Cajamarca. Universidad Nacional de Cajamarca. Facultad de Ciencias Veterinarias.

Torrel, T. y Paz, A. 2015. Paramphistomosis en bovinos y ovinos en Cajamarca. Universidad Nacional de Cajamarca. Escuela de Post Grado. Facultad de Ciencias Veterinarias.

Trigueros, A. 2003. Parasitosis gastrointestinal en ovinos pelibuey en trópico húmedo peruano. En: XXVI Reunión Científica Anual de la Asociación Peruana de Producción Animal.

Urquhart, G., Armour, J. y Duncan, J. 2001. *Veterinary parasitology*. Second edition. Blackwell Science. Recuperado de: <http://es.scribd.com/doc/35912638/Veterinary-Parasitology>.

Valle, F., Torrel, S. y Reyna, G. 2015. Identificación morfométrica y molecular de paramphistomideos de vacunos sacrificados en el camal de Florida Pomacochas. Tesis para optar el título de médico veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.

Vásquez, E. y Torrel, S. 2007. Prevalencia de paramphistomosis a la necropsia en ganado vacuno beneficiado en los camales, Municipal de Cajamarca y Baños del Inca. Tesis para optar el título de médico veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca, Perú.

Vignau, M., Venturini, L., Romero, J., Eiras, D. y Basso, W. 2005. *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. Primera edición. Argentina.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Recolección de parásitos en el matadero San Francisco



Figura a. Rumen y retículo infestado, apreciación de zonas rojas e inflamadas.



Figura b. Identificación de zonas infestadas por esta parasitosis.



Figura c. Inspección del rumen y retículo de todos los vacunos sacrificados.



Figura d. Identificación del parásito impregnado en el rumen.



Figura e. Extracción de parásitos adultos encontrados en el rumen de una vaca.



Figura f. Apreciación de los parásitos adultos impregnados en rumen infestado.



Figura g. Parásitos aglomerados en una zona de rumen infestado.

Anexo 2. Fijación, coloración y montaje de parásitos adultos frescos



Figura h. Mezcla preparada de hematoxilina y agua destilada, para reposición de parásitos aplanados.



Figura i. Reactivos utilizados para coloración de parásitos adultos.



Figura j. Extracción de los parásitos, de la mezcla con hematoxilina de Delafield



Figura k. Cálculo de tiempos de los parásitos en cada reactivo.



Figura l. Finalización del proceso de coloración, mediante reposición de parásitos en creosota.

Anexo 3. Medición externa de parásitos adultos con el vernier digital

Figura m. Vernier digital del laboratorio de Física 01 de la UPAO.



Figura n. Vernier digital expresado en mm.



Figura ñ. Medición del largo del parásito.

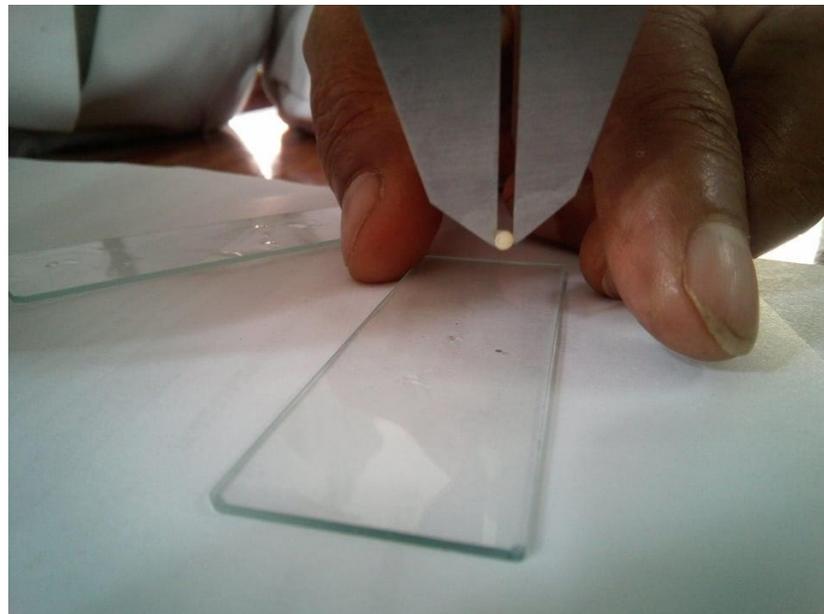


Figura o. Medición de la ventosa oral del parásito.

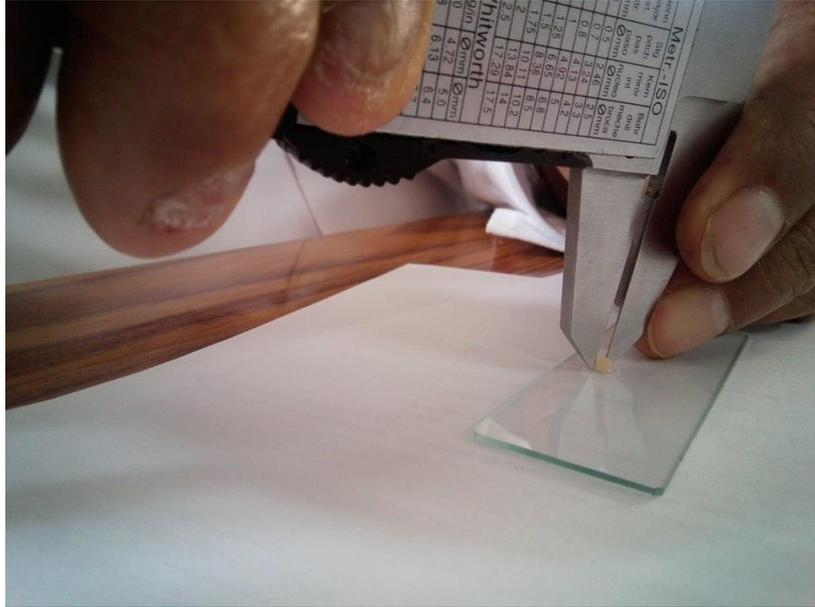


Figura p. Medición del ancho del parásito.

Anexo 4. Vista de láminas en microscopio

En la Figura q, se observa los testículos anterior y posterior, con el asa intestinal.

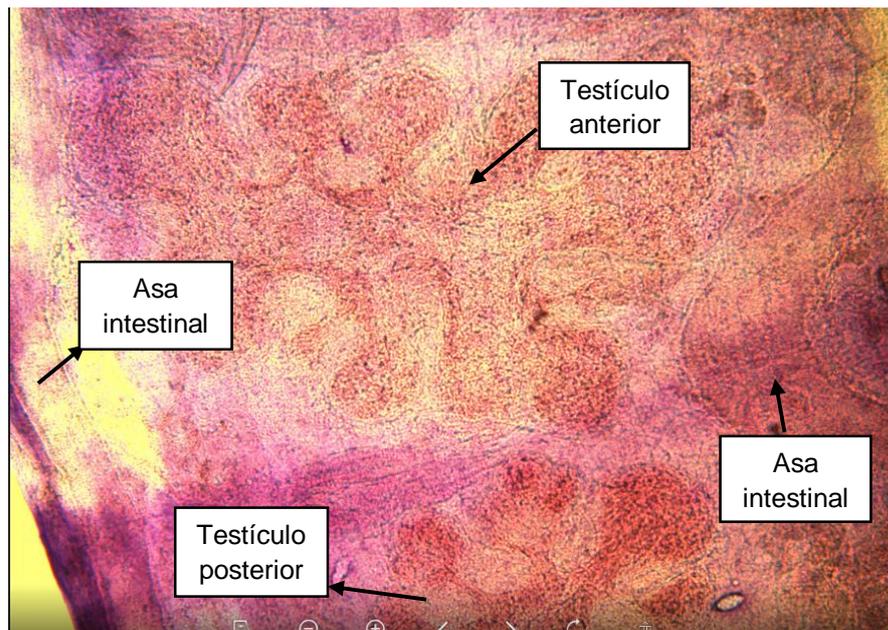


Figura q. Vista de ramificación de testículos en el microscopio

En la Figura r, se observa los huevos dentro del útero.

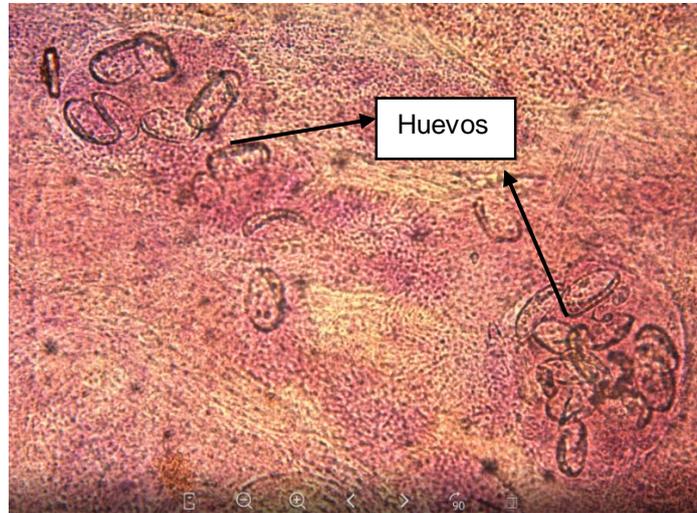


Figura r. Vista del útero con huevos en el microscopio

En la figura s, se observa el útero que envuelve a los dos testículos.

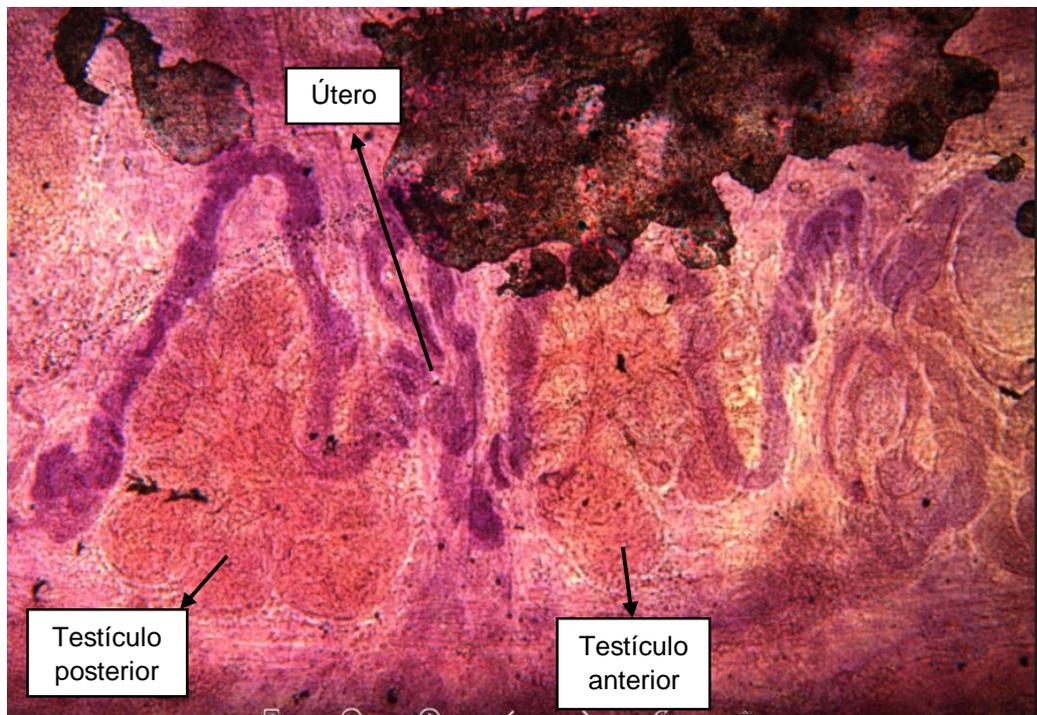


Figura s. Vista de útero y testículos en el microscopio