

**UNIVERSIDAD NACIONAL
TORIBIO RODRIGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS
FACULTAD DE INGENIERÍA ZOOTECNISTA, AGRONEGOCIOS Y
BIOTECNOLOGIA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA ZOOTECNISTA**



**“PREVALENCIA DE PARAMPHISTOMOSIS BOVINA EN
EL DISTRITO DE FLORIDA, PROVINCIA DE BONGARÁ,
AMAZONAS, PERÚ.”**

TESIS

**Para obtener el Título Profesional de:
INGENIERO ZOOTECNISTA**

AUTOR: Bach. JUAN JOSELITO ZAGACETA ZUTA.
ASESOR: M.V. WILLIAM BARDALES ESCALANTE.
CO-ASESOR: M.Sc. ELÍAS ALBERTO TORRES ARMAS.

CHACHAPOYAS – AMAZONAS – PERÚ

2017

**UNIVERSIDAD NACIONAL
TORIBIO RODRIGUEZ DE MENDOZA DE AMAZONAS
FACULTAD DE INGENIERÍA ZOOTECNISTA, AGRONEGOCIOS Y
BIOTECNOLOGIA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA ZOOTECNISTA**



**“PREVALENCIA DE PARAMPHISTOMOSIS BOVINA EN
EL DISTRITO DE FLORIDA, PROVINCIA DE BONGARÁ,
AMAZONAS, PERÚ.”**

TESIS

**Para obtener el Título Profesional de:
INGENIERO ZOOTECNISTA**

AUTOR: Bach. JUAN JOSELITO ZAGACETA ZUTA.
ASESOR: M.V. WILLIAM BARDALES ESCALANTE.
CO-ASESOR: M.Sc. ELÍAS ALBERTO TORRES ARMAS.

CHACHAPOYAS – AMAZONAS - PERÚ

2017

DEDICATORIA

A mi Madre:

María Luzmila Zuta Soplá, quien me dio el apoyo moral y económico para seguir con mis estudios.

A mi Abuelita:

Zoila Rosa Soplá Rojas, quien me impulsó para realizar este trabajo de investigación y esperando que en el futuro empleen este trabajo para fortalecer sus conocimientos.

AGRADECIMIENTO

Agradezco de manera especial a:

Mi Madre, quien me demostró confianza y nunca escatimó en esfuerzos para apoyarme en una de mis metas.

Los docentes de la carrera profesional de Ingeniería Zootecnista, de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, por haber inculcado en mi la cultura de investigación y por todo el aporte de conocimientos, que realizaron a lo largo de nuestra formación universitaria.

Al equipo técnico del Proyecto de Sanidad Animal (PROSAN) y coordinador M.V. Jhony Alberto Gonzales Malca, quienes me ayudaron de manera directa e indirecta en el desarrollo de este trabajo de investigación, así como por haber compartido sus conocimientos con mi persona.

Al equipo técnico de la Estación Experimental Pomacochas, quienes me ayudaron en el desarrollo de actividades programadas del proyecto de investigación, así como por haberme compartido experiencias inolvidables con mi persona.

Al M.V. William Bardales Escalante, asesor del presente trabajo de investigación; por el tiempo asignado en la investigación y desarrollo del trabajo. Así como también por haber impulsado a realizar este trabajo de investigación y haber compartido sus conocimientos con mi persona.

Al M.Sc. Elías Alberto Torres Armas, co-asesor de esta tesis por su valioso tiempo en el desarrollo y ejecución de este trabajo de investigación y haber compartido sus conocimientos y enseñarme a ser un buen profesional.

AUTORIDADES UNIVERSITARIAS

Ph. D. JORGE LUIS MAICELO QUINTANA

RECTOR

Dr. OSCAR ANDRÉS GAMARRA TORRES

VICERECTOR ACADEMICO

Dra. MARÍA NELLY LUJÁN ESPINOZA

VICERECTORA DE INVESTIGACIÓN

Ing. HÉCTOR VLADIMIR VÁSQUEZ PÉREZ

DECANO DE LA FACULTAD DE INGENIERÍA ZOOTECNISTA, AGRONEGOCIOS
Y BIOTECNOLOGÍA

VISTO BUENO DEL ASESOR

Yo M.V. William Bardales Escalante., docente a tiempo completo de la carrera profesional de Ingeniería Zootecnista, hace constar que he asesorado el proyecto de tesis titulado **“PREVALENCIA DE PARAMPHISTOMOSIS BOVINA EN EL DISTRITO DE FLORIDA, PROVINCIA DE BONGARÁ, AMAZONAS, PERÚ”**, presentado por el bachiller Juan Joselito Zagaceta Zuta, egresado de la Facultad de Ingeniería Zootecnista, Agronegocios y Biotecnología de la UNTRM dando el visto bueno a la presente tesis.

Se expide la presente, a solicitud del interesado para los fines que se estimen convenientes.

M.V. William Bardales Escalante.

Asesor

JURADO DE TESIS

Ph.D. ILSE SILVIA CAYO COLCA.

PRESIDENTE

MV. NILTON LUIS MURGA VALDERRAMA.

SECRETARIO

Ing. WIGOBERTO ALVARADO CHUQUI.

VOCAL

RESUMEN

La investigación se realizó con el objetivo de determinar la prevalencia de Paramphistomosis bovina en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Región Amazonas. Para lo cual se trabajó con muestras de heces de 232 bovinos de 23 unidades pecuarias, las que tenían similar régimen de alimentación, manejo y ubicadas en las mismas zonas ecológicas; cuyas condiciones ambientales son adecuadas para la presencia de las especies de parásitos que ocasionan la Paramphistomosis. Las muestras fueron colectadas durante los meses de setiembre del 2015 a enero del 2016. Para determinar la presencia del parásito se utilizó el método de sedimentación. Los resultados encontrados en el estudio nos muestran una prevalencia de Paramphistomosis del 47.8 por ciento; lo que ocasionaría problemas en la ganadería bovina en la zona y lo cual requiere de la implementación de medidas de control específicas por parte de los ganaderos y asesores técnicos.

Palabras clave: *Paramphistomosis*, prevalencia, bovinos.

ABSTRACT

The research was conducted between September 2015 and January 2016 with the objective of determining the prevalence of bovine Paramphistomosis in the district of Florida, province of Bongará, Amazon Region. For this purpose, 232 samples of bovine faeces were obtained from 23 randomly selected livestock units, which have a similar regime of feeding, management and located in the same ecological zones and whose environmental conditions represent a probable risk for the presence of Parasite that causes Paramphistomosis. Samples were analyzed using the sedimentation method. The results found in the study shows us a prevalence rate of 47.8 percent Paramphistomosis within the district district of Florida, Bongará province, Amazonas, Peru.

Keywords: Paramphistómosis, prevalence, cattle

I. INTRODUCCIÓN

Los parásitos gastrointestinales ocasionan un fuerte impacto económico en las explotaciones pecuarias; del mundo y de nuestro país, provocando disminución en la productividad de los rebaños. En los sistemas de explotación de ganado bovino, aumenta de forma notable la posibilidad de que los animales adquieran infecciones de etiología parasitaria como el paramphistomum spp.

La paramphistomosis es una enfermedad de los rumiantes domésticos causada por trematodos de la familia Paramphistomidae, que es causante de varias alteraciones digestivas, principalmente diarrea fétida y profusa, anorexia y la muerte del animal.

Los bovinos son los hospedadores definitivos más importantes, seguidos por los ovinos y caprinos (Cordero del Campillo et al., 1999). Los hospedadores intermediarios son las diversas especies de caracoles acuáticos pulmonados (Cordero del Campillo et al., 1999). Los rumiantes se infectan por vía oral al ingerir las formas infectivas, denominadas metacercarias, que al llegar al abomaso se desenquistan para liberar los parásitos jóvenes que migran hacia el intestino delgado y posteriormente al rumen, donde alcanzan la madurez sexual e inician la liberación de huevos (Soulsby et al., 1987).

La paramphistomosis tiende a desarrollar dos tipos de infección en el tracto digestivo del animal: la intestinal, provocada por tremátodes inmaduros migratorios, y la ruminal producida por tremátodes maduros (Dirksen *et al.*, 2005). La forma intestinal tiene mayor patogenicidad, debido a que las formas migratorias del parásito tienden a adherirse a la mucosa e insertarse hasta llegar a la submucosa, causando un efecto traumático e irritativo que va acompañado de petequias, erosiones y necrosis. Además, producen lesiones intestinales que conllevan a la pérdida de apetito del animal y en ocasiones, a una total anorexia (Cordero del Campillo *et al.*, 1999). En casos graves pueden desarrollar anemia, hipoproteinemia, edemas y emaciación. Por el contrario, los tremátodes adultos fijados a la

mucosa del rumen originan trastornos clínicos menores que las fases juveniles migrantes (Borchert *et al.*, 1981).

En regiones tropicales y subtropicales, la paramphistomosis adquiere una alta importancia económica, pues se reporta altos porcentajes de letalidad (30 al 70%) (Soulsby *et al.*, 1987).

La paramphistomosis es una enfermedad escasamente descrita en el Perú. En 1975, se notificó por primera vez en el Perú la especie *Paramphistomum cervi* en bovinos de Iquitos (Tantaleán *et al.*, 1975), y años después, Trigueros (2003) reportó la presencia de *Paramphistomum sp.* en ovinos de Pucallpa.

Los métodos de diagnóstico; son diversos; dentro de ellos se encuentran los métodos inmunológicos y serológicos para la detección de anticuerpos sin embargo de acuerdo a estos no son concluyente. Singh *et al.* (1983) y Rieu *et al.* (2007). Por consiguiente, el diagnóstico rutinario de la Paramphistomosis en animales vivos todavía depende la observación de huevos en el examen fecal; (Rieu *et al.*, 2007).

El estudio de la Paramphistomosis tiene importancia económica ya que la enfermedad provoca graves pérdidas en las explotaciones ganaderas del Perú. Sin embargo debido al desconocimiento de la existencia de la enfermedad, no se cuenta con un programa o protocolo para el control de las mismas. Por tal motivo el estudio de la prevalencia de la enfermedad contribuye con información fidedigna para ser utilizada en investigaciones futuras para la identificación de las especies involucradas y desarrollo de programas de control y medidas preventivas.

Por tal motivo, el presente estudio fue conducido en la cuenca ganadera de Pomacochas, provincia de Bongará de importancia económica de la región Amazonas, con los siguientes objetivos:

Objetivos generales

Determinar la prevalencia de la *Paramphistomosis* bovina en el distrito de la Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú.

Objetivos específicos

Identificar la prevalencia de la especie de paramphistomosis en la zona de crianza del distrito de Florida y evaluar la presencia del paramphistomosis considerando la edad, raza y sexo.

II. MARCO TEÓRICO

1. Paramphistomosis

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

La enfermedad está caracterizada por epidemias de gastroenteritis parasitaria aguda y pérdida de la producción asociada con alta mortalidad y morbilidad particularmente en animales jóvenes. Los tremátodos de la familia Paramphistomidae incluyen varios géneros como *Paramphistomum*, *Cotylophoron*, *Calicophoron*, *Explanatum*, *Ugandocotyle* y *Gigantocotyle* (Soulsby *et al.*, 1988).

La Paramphistomosis es de distribución cosmopolita, existiendo áreas endémicas en todos los continentes, donde las infecciones intensas pueden provocar en todo tipo de rumiantes domésticos y salvajes una gastroenteritis aguda acompañada de una alta morbilidad y posterior mortalidad (Cordero *et al.*, 1999). Son considerados como parásitos importantes de un número de especies de rumiantes, especialmente en las zonas tropicales y subtropicales (Taylor *et al.*, 2008).

En el país se encuentran diferentes especies de Paramohistomidos; se encuentra el *Paramphistomum cervi*, el *Paramphistomum sp* (Rosa Pinedo *et al.*, 2010) en Pucallpa (Tantalean *et al.*, 1974) y el *Calicophoron microbothrioides* en el valle de Cajamarca (Ortiz *et al.*, 2010).

Diversos reportes indican que existe mayor susceptibilidad en animales jóvenes que llegan a albergar un mayor número de parásitos, a diferencia de los adultos donde se observa cierto grado de inmunidad, convirtiéndose en reservorios importantes de la infección para los caracoles (Urquhart *et al.*, 2001, Radostits *et al.*, 2002; Dirksen *et al.*, 2005).

2. Morfología y Fisiología

2.1 Huevos. Los huevos miden de 140 a 150 μm (micras) por 65 a 85 μm (en promedio 142.6 μ de largo por 67 μm de ancho), tienen forma ovalada (el polo operculado es más fino que el polo opuesto). A diferencia de los huevos de la *Fasciola hepática*, los del *Paramphistomum* son más claros y tienen el cigoto localizado en la parte medial posterior. La cubierta es delgada e incolora y las células embrionarias se encuentran completamente delimitadas. En el polo posterior se observa una protuberancia (Cruz *et al.*, 2003).

2.2 Miracidio. Es la forma infectiva para del 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.

2.3 Esporocisto. Es la primera forma larvaria que se desarrolla dentro del molusco, es de forma sacciforme de 93 por 53mm de tamaño. Al cabo de 11 días los esporocistos ya están maduros y contienen cada uno de ellos un máximo de 8 redias.

2.4 Redia. Miden de 1.2 por 0.15 mm de tamaño, los cuales después de 20 días, se liberan y producen las redias hijas, y alrededor de los 39 días, a nivel de las glándulas del intestino medio producen redias nietas.

2.5 Cercaría. Las cercarías maduras son de color marrón oscuro y poseen 2 manchas oculares. Miden de 350 x 280mm (cercarías pigmentadas), que poseen una cola propulsora más larga que el cuerpo y una faringe de 50 μ . 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.

2.6 Metacercaria. La cercaría pierde la cola y se enquistada en el medio extremo transformándose en metacercaria, que es una réplica juvenil del adulto, las gonadas no son funcionales. Los hospedadores definitivos se infectan cuando ingieren metacercarias maduras, que están enquistadas en las plantas. La forma quística infectiva, son ingeridas por los animales que pastan. Los quistes miden 250 μm y están rodeados de dos membranas resistentes, una externa de estructura fibrosa y otra interna (Cordero *et al.*, 1999).

2.7 Paramphistomido adulto. El color de los ejemplares adultos vivos es rojo claro o rosado (Barriga *et al.*, 2002). El cuerpo es piriforme, ligeramente cóncavo ventralmente y convexo dorsalmente (Soulsby *et al.*, 1988). Así también, el cuerpo está recubierto por un tegumento con papilas distribuidas por todas las regiones. Los vermes miden alrededor de 5 a 13 por 2 a 5 mm de diámetro (Dirksen *et al.*, 2005). Poseen una ventosa ventral terminal más grande y más potente que la oral (Cordero *et al.*, 1999). La ventosa oral se encuentra en el polo anterior más delgado (Barriga *et al.*, 2002).

La abertura genital o poro genital se encuentra al final del primer tercio del cuerpo (Soulsby *et al.*, 1988). Los testículos son ligeramente lobulados, localizados en la mitad posterior del cuerpo y anteriores al ovario (Olsen *et al.*, 1977).

3. Ciclo Biológico

Cuando los huevos son eliminados; mezclados con las excretas del hospedero definitivo, se encuentran en los primeros estadios de la segmentación. El tiempo de desarrollo varía según la temperatura, aproximadamente de 12 a 21 días (Borchet *et al.*, 1964). Cuando los miracidios abandonan el huevo, nadan en el agua y penetran en un caracol acuático a través

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

El desarrollo del caracol en condiciones favorables (26 – 30 °C) puede completarse en 45 días. Existe un gran desarrollo de los esporocistos al cabo de 11 días, encontrándose ya maduros y conteniendo cada uno de ellos un máximo de ocho redias, éstas se liberan y experimentan un notable crecimiento y, al cabo de unos 21 días post infestación, miden entre 0.5 y 1 μm de longitud, y contienen entre 15 y 30 cercarías. En ciertas condiciones se forman redias hijas. Cuando las cercarías son eliminadas de las redias, aún son inmaduras y necesitan un tiempo de maduración en los tejidos del molusco antes de ser eliminadas. Este periodo a 27°C es de 13 días (Soulsby *et al.*, 1993).

Las cercarías son eliminadas del caracol cuando se estimulan con la luz. Las cercarías liberadas son fácilmente reconocibles como "anfistoma" por la presencia de la ventosa oral y la posterior. Son activas por algunas horas, y luego se enquistan en la vegetación u otros objetos que se encuentran en el agua. Al cabo de unos 10 minutos, el enquistamiento se ha completado, y las nuevas metacercarías se oscurecen hasta ser casi negras. La viabilidad de esta fase se mantiene durante un periodo de alrededor de tres meses en condiciones adecuadas de temperatura, humedad y hora de luz (Borchet *et al.*, 1964).

Después de la ingestión de las metacercarías enquistadas con la hierba, todo el desarrollo en el hospedero definitivo tiene lugar en el tracto digestivo. Después de desenquistarse en el duodeno, las fases juveniles se fijan y alimentan en dicha localización durante aproximadamente seis semanas antes de desplazarse hacia los pre estómagos donde alcanzan la madurez. El periodo de prepatencia oscila entre 7 y 10 semanas (Soulsby *et al.*, 1993).

4. Hospedadores

4.1 Hospedadores definitivos

Se considera como hospedadores definitivos a los herbívoros, entre los que encontramos, a los bovinos (toros y búfalos), siendo estos los hospedadoras más comunes, seguidos de los caprinos y ovinos, También se podrían tener en cuenta a los camélidos, aunque en menor escala (Cordero *et al.*, 1999).

4.2 Hospedadores intermediarios:

Los hospedadores intermediarios son los moluscos pulmonados de agua dulce. Estos moluscos pertenecen principalmente a las familias *Planorbidae* (*Planorbis*, *Segmentina*, etc.), *Bulinidae* (*Bulinus*) y *Lymnaeidae* (*Lymnaea*) (Cordero *et al.*, 1999).

En el hospedador intermediario se desarrollan las fases larvarias de esporocisto, redias y cercarías en 34 a 36 días, en la maduración, las cercarías abandonan el caracol, nadan a la superficie del agua dotadas de una cola pulsátil, se enquista y se adhieren a la hierba u otro forma vegetal comestible tomando la forma infectante llamada metacercaria.

5. Epidemiología

Los *Paramphistomum spp.*, están distribuidos en todo el mundo y se consideran como parásitos importantes de un número de especies de rumiantes, especialmente en zonas tropicales y subtropicales. La distribución geográfica, la estacionalidad y el riesgo de la enfermedad, están determinados por la ocurrencia de los hospedadores intermediarios de moluscos. La infección por Paramphistomosis requiere de una temperatura y humedad favorable y la presencia de un huésped intermediario.

La Paramphistomosis se ha descrito en las tierras bajas y fácilmente inundables, áreas de cultivo de arroz y pastos de césped natural con agua lenta, zonas de lagos y pantanos. Los

caracoles se reproducen durante los meses cálidos y lluviosos, cuando su número aumenta y se vuelven vulnerables a la infección por miracidios (Elsheikha *et al.*, 2011)

Los huevos depositados por *Paramphistomum* en áreas donde pastan los animales eclosionan e infectan los caracoles. La posterior producción de cercarías, a menudo coincide con retroceso de los niveles de agua, haciéndolas accesibles a los rumiantes en pastoreo. En otras áreas, la situación se complica por la capacidad de los caracoles de estar en los pastos secos y se reactiva con el retorno de las lluvias.

El ganado desarrolla una buena inmunidad, y los brotes suelen limitarse a los animales jóvenes. Sin embargo, los animales adultos tienen altas cargas de parásitos adultos y son importantes reservorios de infección para los caracoles. Por el contrario, las ovejas y las cabras son relativamente susceptibles a lo largo de sus vidas (Urquhart *et al.*, 2012).

La presencia del *Paramphistomum sp.* está asociada a ambientes húmedos con abundante vegetación, temperaturas moderadas que constituyen hábitat idóneo para el hospedador intermediario, en general el riesgo de infección a lo largo del año está directamente relacionado con las precipitaciones fluviales (Paz *et al.*, 2007).

6. Formas de Presentación

La enfermedad desarrolla dos tipos de infección: una forma intestinal, producida por trematodos inmaduros migratorios y una forma ruminal producida por trematodos maduros (Dirksen *et al.*, 2005).

6.1 Paramphistomosis aguda o intestinal

La paramphistomosis intestinal es causada por Paramfistomas migratorios. Presenta riesgo de infección el ganado bovino y en menor grado el ovino.

Se observa solamente en infecciones masivas, especialmente en animales jóvenes, Mientras que los animales mayores, que son capaces de soportar las exposiciones masivas a las formas parasitarias, contaminan los pastos con huevos (Soulsby *et al.*, 1993).

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

6.2 Paramphistomosis crónica o ruminal

Los tremátodos adultos sexualmente maduros no están asociados con la enfermedad clínica y han sido descritos como comensales que viven en el contenido ruminal del hospedador (Dirksen *et al.*, 2005).

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

7. Síntomas

Las primeras manifestaciones clínicas se ponen de manifiesto a las 2 semanas de la infección como diarrea fétida y profusa, anorexia, pérdida de peso e incluso muerte. Los animales beben agua frecuentemente producto de la deshidratación. En los animales adultos disminuye la producción láctea. Los trastornos producidos por los vermes adultos fijados a la mucosa de la panza son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, que pueden producir gastroenteritis combinadas con diarreas sanguinolentas, sobre todo en el ganado vacuno joven (Cordero *et al.*, 1999).

En infecciones masivas del duodeno, el síntoma más evidente es diarrea acompañada por anorexia y sed intensa. En ocasiones, en el ganado vacuno se produce hemorragia rectal. La mortalidad en los brotes agudos puede alcanzar el 90 por ciento (Urquhart *et al.*, 2001). Cordero y Rojo (1999). Señalan que un factor importante desde el punto de vista patogénico, es la actividad ejercida por los estados inmaduros del parásito en la primera parte del intestino delgado. Las formas inmaduras salen del quiste en el intestino delgado y penetran en la mucosa causando erosiones, petequias y necrosis. Estas lesiones causan trastorno intestinal con pérdida de apetito, que en ocasiones llega a anorexia completa. Al

mismo tiempo, se produce una pérdida plasmática, desarrollándose una hipo albuminemia. Esta pérdida proteica unida a la reducción del apetito, causa importantes consecuencias fisiopatológicas. Además, la baja concentración de proteínas plasmáticas desencadena el desarrollo de edemas generalizados. De esta manera, se observa diarrea, reducción del apetito a tal grado que puede llegar a anorexia completa. Como consecuencia de la anorexia hay pérdida de peso y disminución de la condición corporal, hidropericardio, hidrotórax, edema submandibular, atrofia de la grasa corporal y ascitis, entre otros signos. Finalmente, puede ocurrir la muerte, o de lo contrario, el animal sobrevive con cierto grado de atrofia muscular.

El curso agudo en ovinos y caprinos es de 5 a 10 días y en bovinos 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).

8. Lesiones

Los parásitos adultos adheridos al epitelio del rumen originan las papilas de apariencia anémicas, de color pálido, comparado con el color verde grisáceo que rodea al tejido, presentando zonas de necrosis debido a la presión provocada por el acetábulo del trematodo al estar fijados en la base de las papilas; éstas se encuentran frecuentemente atrofiadas en sus puntas. Cuando los *Paramphistomum* se desprenden, quedan unos botones prominentes en la mucosa que marcan el sitio donde estaban fijados (Quiroz *et al.*, 2005).

En el intestino, las formas juveniles provocan enteritis catarral o hemorrágica con el contenido de color café, rojo oscuro y sangre o el contenido de color viscoso (Cordero, España *et al.*, 2001). Puede haber presencia de edemas. La evidencia de anemias en varios órganos depende de la duración del problema y la cantidad de parásitos. En otros casos la grasa corporal sufre atrofia serosa, hay hidrotórax, hidropericardio y ascitis.

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 presentando vasos sanguíneos congestionados. Un fluido seroso claro reemplaza a la grasa peritoneal. Los *Paramphistomum* jóvenes pueden perforar la pared del intestino y llegar a la serosa; otras veces perforan el intestino y se les ve en el líquido peritoneal. Los conductos biliares pueden estar aumentados y la vesícula biliar distendida.

Las formas jóvenes pueden encontrarse en la mucosa del rumen y abomaso; la pared del abomaso está edematosa con erosiones y petequias provocadas por el parásito (Quiroz *et al.*, 2005). En las lesiones microscópicas en el rumen hay proliferación del epitelio estratificado escamoso de las papilas que muestran signos de degeneración. También se ha encontrado edema en la capa epitelial e infiltración linfocitaria en la lámina propia y algunas veces en el epitelio y sub mucosa del rumen.

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, distendidos y algunas veces rotos, en general, la necrosis es superficial; sin embargo, algunas veces llega a la musculares mucosa. Las glándulas de Brunner están distendidas e infiltradas de eosinófilos, linfocitos y células plasmáticas (Quiroz *et al.*, 2005).

9. Patogenia

La enfermedad clínica aparece sólo cuando hay enormes cantidades de parásitos inmaduros en duodeno y abomaso, y las que emigran producen enteritis aguda. Los trastornos clínicos producidos por los tremátodos adultos fijados a la mucosa del rumen, son menores que los originados por las fases juveniles emigrantes, las cuales provocan gastroenteritis aguda o crónica. En el ganado joven muchas veces tiene curso mortal, aunque en el mayor número de los casos el cuadro clínico se caracteriza por diarreas sanguinolentas. En infestaciones intensas, los tremátodos adultos provocan una lesión de la capa superficial y de los tejidos subyacentes del rumen. Las formas adultas en el rumen llegan a destruir gran parte de la mucosa ruminal en donde se encuentran implantados (Radostits *et al.*, 2001). Los

tremátodos inmaduros se incrustan en la mucosa del duodeno - yeyuno y nódulos linfáticos del mesenterio (Soulsby *et al.*, 1988).

Los animales infestados pueden desmejorar rápidamente. Suele aparecer edema debajo del maxilar inferior (quijada de botella) y presentarse diarrea negruzca de olor fétido (Lapage *et al.*, 1984).

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

10. Inmunidad

Diversos factores determinan o intervienen en la respuesta inmune. Por ejemplo, el número de metacercarías en la primo - infestación, el número de parásitos en el rumen y el tamaño de estos. Al respecto, se han utilizado metacercarías irradiadas que producen infestación intestinal pero no ruminal, dando lugar a una fuerte respuesta inmune a la infestación (Cordero del Campillo *et al.*, 2001).

La Paramfistomosis 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 *et al.*, 1986).

Esta inmunidad tiene como resultado no sólo una marcada reducción del número de parásitos, sino también una protección del efecto letal que esta parasitosis ejerce sobre el hospedero. En el ganado vacuno se desarrolla una buena inmunidad, por lo que los brotes de la enfermedad están habitualmente restringidos a los animales jóvenes. Sin embargo, el

ganado adulto, albergan un escaso número de parásitos adultos. Por el contrario, el ganado ovino y caprino es relativamente sensible a cualquier edad (Urquhart *et al.*, 2001).

11. 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 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 *et al.*, 2002).

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

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

El método de elección para la identificación de huevos es la técnica de sedimentación y decantación, mediante el cual se pueden encontrar las duelas inmaduras que hayan sido expulsadas. Los huevos grandes, se pueden reconocer fácilmente. Sin embargo, 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 el laboratorio; para confirmar formas juveniles se necesita coleccionar una muestra de 300 g de heces. La muestra debe estar homogenizada con agua y

filtrada en un tamiz de 53 μm de abertura. El residuo se puede examinar microscópicamente o macroscópicamente sobre un recipiente de fondo negro donde aparecen trematodos. Para comprobar la existencia de huevos, se realiza el método de Sedimentación de Dennis, Stone y Watson (Cruz *et al.*, 2003).

12. Diagnóstico Diferencial

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

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. Lugar de Ejecución

La investigación se realizó en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, ubicado en las coordenadas 5°50'00"S 77°55'00"O, a una altitud de 2241 msnm, en la Estación Experimental, de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas (UNTRM), entre los meses de setiembre 2015 a enero 2016.

2. Población, muestra y muestreo

La población que se evaluó estuvo conformada por los bovinos del distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, tomando como referencia la base de datos del último CENAGRO, 2012. El muestreo se realizó tomando las muestras de heces directamente del recto de ganado bovino (232 animales), previa protección de la mano con guante obstétrico, y fue transportada al Laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos - Lima, donde se realizó el análisis coproparasitológico respectivo.

Muestra.- Para la determinación del tamaño mínimo de muestra se empleó la ecuación de muestreo aleatorio estratificado por área geográfica del distrito del **Florida, provincia de Bongará, Amazonas**. Las unidades elementales de muestreo son las unidades pecuarias y la unidad de animales son los bovinos. El tamaño de la muestra se determinó:

Para una varianza especificada $V = \left(\frac{E}{Z}\right)^2$ con afijación proporcional de la muestra con $P = 0.68$; con un error máximo de estimación del 10%; un nivel de confianza del 95% y $V=0.002603082$

$$\text{La muestra será: } n_0 = \frac{\sum W_h P_h Q_h}{V}$$

Dónde:

N = tamaño de la muestra (Número de UEM ó Unidades Pecuarias).

E = Precisión- Máximo error de estimación.

P = Probabilidad de encontrar animales con parásitos gastrointestinales y *F. hepática*.

Referencial de 0.68.

Q = Probabilidad de encontrar animales sin parásitos gastrointestinales y *F. hepática*.

Z = Valor de la Distribución Normal, para un nivel de confianza del 95% (1.96).

V = Varianza deseada o especificada.

N = Tamaño de la población

Tabla 01: Distribución de las características de la muestra de estudio

Característica	Valor
P=	0.68
Q= 1-P	0.33
E	0.1
Z=	1.96
V=	0.00260

Fuente: elaboración propia, 2016

La presente investigación de prevalencia de paramphistomosis fue determinado en el CENAGRO 2012 del distrito de Florida, provincia de Bomgará, Amazonas, Perú. Donde se determinó N°=23 unidades pecuarias con un promedio de 10 animales (CENAGRO 2012) por unidad pecuaria.

Tabla 02: Tamaño de la muestra para afijación proporcional

Denominación	descripción o valor
Distrito	Florida
Provincia	Bongará
Unidades Pecuarias	4846
Población Bovina	7742
Muestra de unidades pecuarias	23
Número de vacunos por unidad pecuaria*	10
Muestra de bovinos por distrito	232

Fuente: elaboración propia según muestreo, 2016

Diseño muestral

El tamaño de las muestras fue de 232 muestras a los cuales se tomo muestras de heces directamente del recto, previa protección de la mano con guante obstétrico, para luego ser transportados al Laboratorio de Parasitología de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos - Lima, donde se realizó el análisis coproparasitológico respectivo.

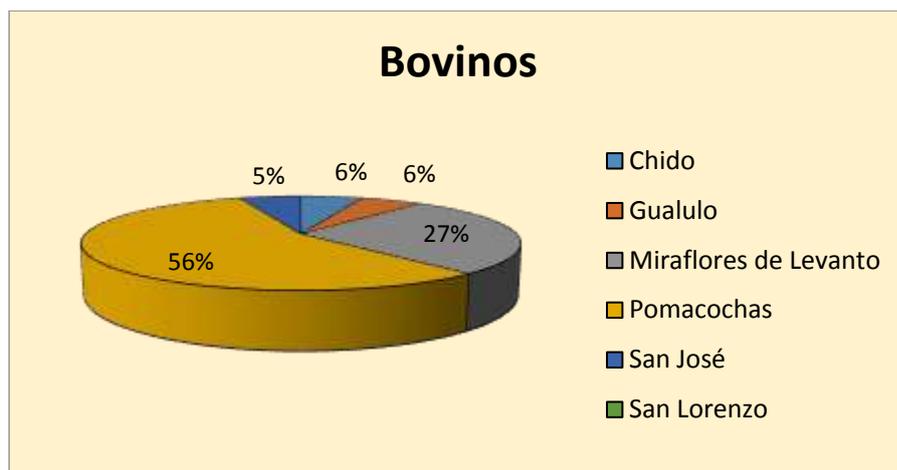


Figura N°01: Distribución de Bovinos según lugar de procedencia, 2015.

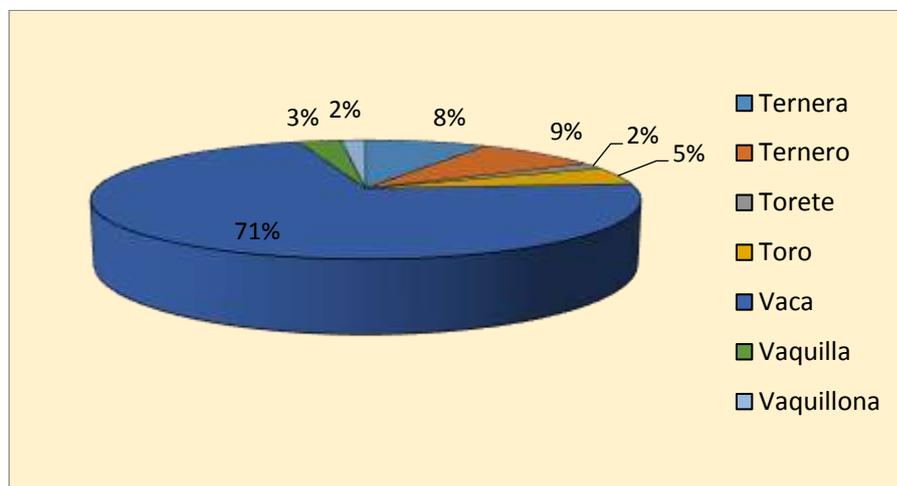


Figura N°02: Distribución de Bovinos según categoría, 2015.

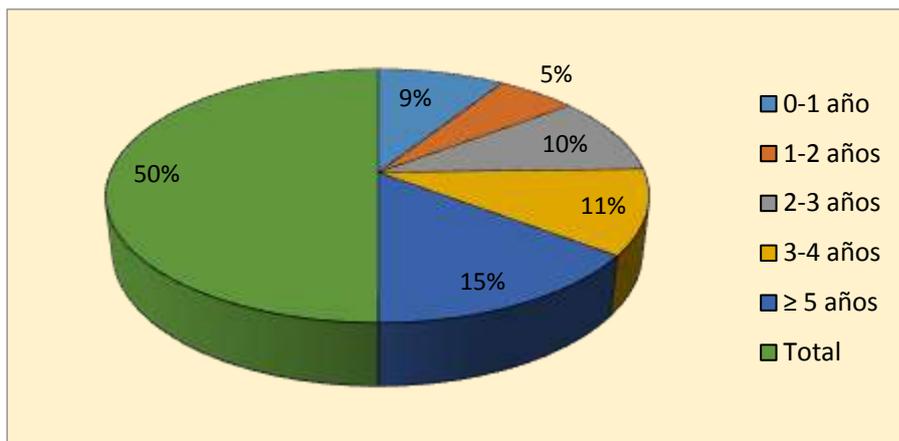


Figura N°03: Distribución de Bovinos según edad, 2015.

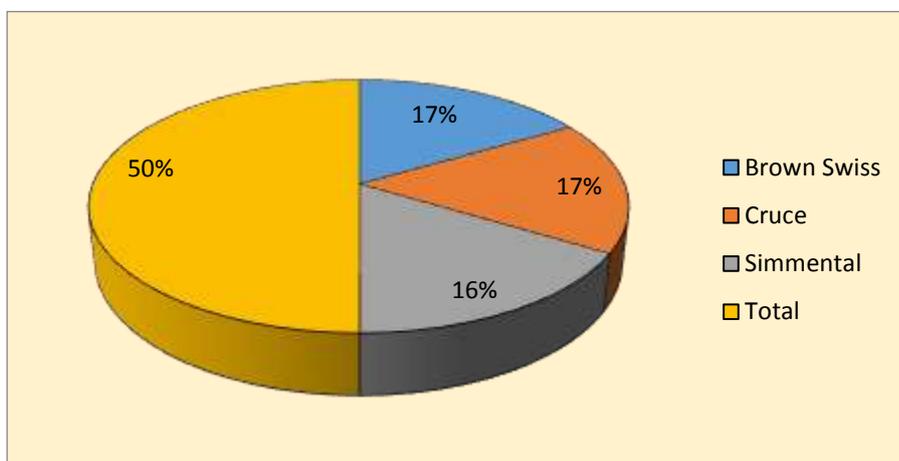


Figura N°04: Distribución de Bovinos según raza, 2015.

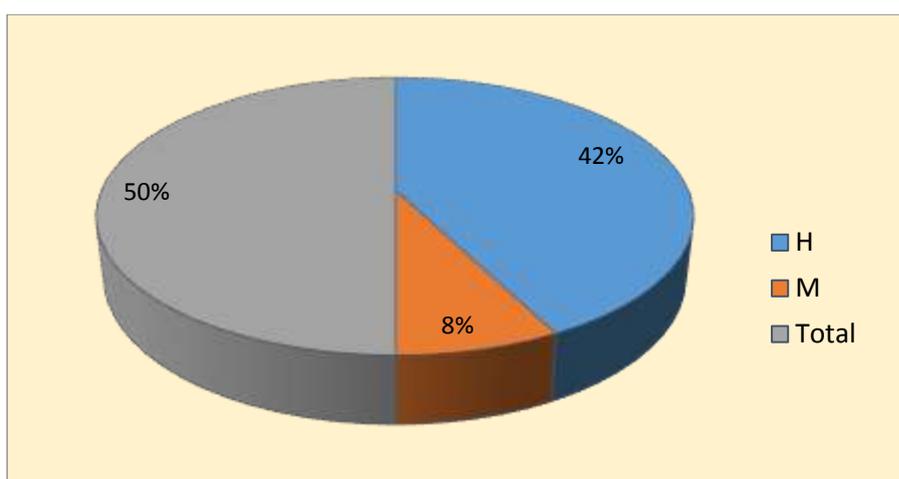


Figura N°05: Distribución de Bovinos según sexo, 2015.

Materiales, métodos, técnicas e instrumentos de recolección de datos.

Tabla 08: Materiales y equipos utilizados, 2015

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Bolsas plásticas, 20x8	Unidad	300
Lapiceros	Unidad	3
Plumones indelebles	Unidad	2
Cinta de embalaje	Unidad	1
Cajas de cartón	Unidad	3
Hojas Bond (A4)	Ciento	½
Memoria USB	Unidad	1
Indumentaria: Botas	Unidad	2
Indumentaria: Paraguas	Unidad	2
Indumentaria: Chubasquero	Unidad	2

Fuente: elaboración propia, 2016

Otros: Computadora e impresora.

Tabla 09: Distribución de los Servicios, 2015

Descripción	Unidad de medida	Cantidad
Exámenes coproparasitologicos	Unidad	232
Envío de muestra	Unidad	7
Gastos/alimentación	Días	60
Redacción de informe final	Global	1
Asesoría análisis estadístico	Mes	1
Foto copias	Global	1
Impresiones	Global	1

Fuente: elaboración propia, 2016

Registro de animales que serán muestreados. Previo a la toma de muestra, se registró los datos de cada animal por unidad agropecuaria, según formato adjunto.

Recolección de materias fecales. Las muestras de materia fecal se tomaron preferentemente en las primeras horas de la mañana y cuando el animal no ha ingerido ningún tipo de alimento. Se tomó directamente del recto por encontrarse libres de elementos extraños que puedan impedir su interpretación. De no lograr extraerlas directamente del recto, se tomó al momento de la deposición o en caso extremo de las

frescas encontradas en el piso, libres de cuerpos extraños, de tierra o de heces de otros animales.

Obtención: Las muestras se o recolectó mediante el uso de guantes quirúrgicos que permitan la introducción completa de la mano o del dedo según la edad del bovino y estimular mediante masaje en el esfínter anal. Se humedeció el guante con agua corriente al igual que la región anal antes de la extracción de la muestra, para no maltratar al animal y se lavará el guante previo a cada colecta dentro de una misma unidad agropecuaria.

Cuando se obtuvo la cantidad suficiente de heces (20 a 40 g) se colocó la muestra en una primera bolsa de polietileno. Luego se colocó una segunda bolsa zic-ploc, se marcó con codificación asignada. Esta codificación consistirá en las primeras letras del nombre de cada distrito y el número de orden correlativo del animal muestreado. A continuación se explica la forma de codificación:

Tabla 10: Conservación y embalaje de muestras, 2015

Descripción	valor o descripción
Distrito	Florida
Abreviatura	FLOR
N° Promedio de bovinos/Unidad Agropecuaria	232
N° Correlativo	Del 01 al 232
Ejemplo de Codificación	FLORIDA

Fuente: elaboración propia, 2016

Previo al recojo de muestras cada estación experimental se prepararon 30 bolsas con agua las que fueron colocadas a congelación de manera plana, que sirvieron para refrigerar durante la colecta de las muestras en campo. Se ordenó las muestras por capas, cada capa contendrá la misma cantidad de bolsas con hielo que la base y así si son necesarias otras capas.

Para el envío de las muestras colectadas al Instituto de Investigación en Chachapoyas, se realizó bajo el mismo procedimiento. Para que estas sean enviadas al Laboratorio en la Ciudad de Lima, las muestras de las 04 Estaciones Experimentales se colocaron en la caja de conservación, la cual contenía los geles refrigerantes, congelados 24 horas previas a su uso. Se ordenó las muestras por capas, cada capa contenía la misma cantidad de geles que la base y así si son necesarias otras capas. La segunda capa la conformó sólo la cantidad de

muestras necesarias, de tal manera que no queden una sobre otra, y que cada una de ellas contacte completa y directamente con los geles refrigerantes. La tercera capa la conformó otra capa de geles refrigerantes en número suficiente que cubran todas las muestras. La cuarta capa la conformó nuevamente los geles refrigerantes, y así sucesivamente hasta que finalmente la última capa fue solo geles. Encima de los geles se colocó pliegos de papel craft o en todo caso papel periódico, esto a manera de aislante para conservar la temperatura al interior de la caja de tecnopor. Se mantuvo la cadena de frío a una temperatura alrededor de los 5 °C, y de esta manera se aseguró la integridad de las muestras hasta que lleguen al laboratorio y sean analizadas.

Finalmente se cerró la caja con cintas de embalaje y se pegó por fuera de la tapa en un sobre conteniendo una copia de la hoja de registros con la identificación de los animales muestreados. Las muestras se enviaron lo más pronto posible al Laboratorio de Microbiología y Parasitología, Sección de Parasitología en la ciudad de Lima.

En el caso que las muestras no se pudieron enviar el mismo día que fueron colectadas, se les guardó en una refrigeradora a 5 °C hasta el día siguiente que fuerón enviadas.

Análisis de los datos. Para determinar la Prevalencia de Paramphistomosis en ganado bovino, en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, se utilizó la siguiente formula:

$$\text{Prevalencia \%} = \frac{\text{Número de animales infestados}}{\text{Población total de bovinos}}$$

II. RESULTADOS Y DISCUSION

En la tabla 11, analizamos según el análisis coproparasitológico según la técnica de sedimentación, se encontró que de 232 bovinos, 11 bovinos (47.8 %) como prevalencia que presentaron *Paramphistomum* en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú, así mismo realizaron diversos estudios en condiciones similares en Amazonas y Cajamarca, donde se encontró una prevalencia de 43,63 %, mediante el método de sedimentación natural (Rasco et al, 2007). Lo que quiere decir que estos resultados se asemejan al nuestro probablemente debido a las condiciones climáticas similares y las técnicas similares de manejo de sus pasturas. También se halló que del total, 121 bovinos (52.2%) no presentaron *Paramphistomum* (NOFP), seguramente por el control y eliminación de hospedadores (caracol), por un calendario de desparasitación, por un buen manejo de sus cunetas de regadío para sus pastos y su topografía.

Tabla 11: Distribución de la muestra del Porcentaje de *Paramphistomosis*, Florida-Bongara Amazonas, 2015

Evidencia de <i>Paramphistomosis</i> según técnica de sedimentación	Bovinos	Porcentaje
NOFP	121	52.20%
<i>Paramphistomosis</i>	111	47.80%
Total	231	100.00%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

En la tabla 12, se encontró que de 232 animales bovinos (100%) estudiados, 10 bovinos que se tomó como sub muestra en el anexo de San José, se encontró una prevalencia del 80% de bovinos que presentaron *paramphistomum* con la técnica de sedimentación, así también en el anexo de Gualulu se tomó una sub muestra proporcional de 10 bovinos y se encontró una prevalencia del 70% de bovinos que presentaron *paramphistomum*, también en el anexo de Miraflores de levanto se tomó una sub muestra de 50 bovinos y se encontró una prevalencia del 60% de bovinos presentaron *paramphistomum*, en Pomacochas se tomó una sub muestra de 102 bovinos y se encontró una prevalencia del 56% que presentaron esta enfermedad, en el anexo de Chido se tomó una sub muestra de 10 bovinos y se encontró una prevalencia del 40% que presentaron la enfermedad y en el anexo de San

Lorenzo una sub muestra de 50 bovinos y se encontró una prevalencia del 10% que presentaron paramphistomum con la técnica de sedimentación. Podemos decir que los lugares con mayor prevalencia fueron San Jose, Gualulo, debido a que estas zonas tienen un bosque húmedo y tienen una hidrografía disponible adecuada para el desarrollo y ciclo biológico del parásito *Paramphistomum* y también la diferencia se debe posiblemente a la condición de los predios, ya que en los predios del caserío San Jose es muy frecuente encontrar charcos sin drenaje.

Tabla 12: Prevalencia de muestreo con la técnica sedimentación, 2015

Lugar de muestreo	N° Bovinos	NOFP	Paramphistomun	% Prevalencia
San José	10	2	8	80 %
Gualulo	10	3	7	70 %
Miraflores de levanto	50	20	30	60 %
Pomacochas	102	45	57	56 %
Chido	10	6	4	40 %
San Lorenzo	50	45	5	10 %
Total	232	121	111	100%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

En la **Tabla 13**, se encontró que de una muestra de 232 bovinos (100%), se tomó una sub muestra de 20 terneras, lo cual hubo una prevalencia del 40% de bovinos que presentaron Paramphistomun, en ternero el 20% una prevalencia del 20%, 25% de toretes presentaron esta enfermedad, 52% de vacas presentaron esta enfermedad, 43% de vaquillas presentaron también esta enfermedad y el 50% de esta sub muestra presentaron también esta enfermedad. Se puede decir que en la sub muestra de vacas se obtuvo la mayor prevalencia con esta enfermedad.

Tabla 13: Categoría de muestreo con la técnica sedimentación, 2015

Categoría	N° Bovinos	NOFP	Paramphistomun	% Prevalencia
Tenera	20	12	8	40 %
Ternero	20	16	4	20 %
Torete	4	3	1	25 %
Toro	11	5	6	55 %
Vaca	166	79	87	52 %

Vaquilla	7	4	3	43 %
Vaquillona	4	2	2	50 %
Total	232	121	111	100%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

En la tabla 14, se determinó que del 100% (232 bovinos), se realizó un análisis coproparasitológico según la técnica de sedimentación y se encontró que de 43 bovinos de 1 año hubo una prevalencia del 33% que presentaron *Paramphistomum*, también de 26 bovinos de 1-2 años se encontró una prevalencia del 46%, de 42 bovinos se encontró una prevalencia del 46% entre bovinos de 1 – 2 años, 52 % prevalencia en 2 – 3 años, 50 % prevalencia en 3 – 4 años y 54 % de prevalencia en ≥ 5 años en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú.

Se determinó que los animales mayores a 5 años) son más susceptibles presentando con un 54 % de prevalencia de *Paramphistomum*, con más riesgo que los animales menores de un año en el distrito de Florida, provincia de Bongara, Amazonas, Peru, 2015; Mientras en el caso del Distrito de Yurimaguas, provincia de alto amazonas, Loreto (Rosa et al, 2010) el análisis indicó que hubo asociación estadística significativa con la edad del animal, siendo los bovinos adultos (>3-5 y >5 años) más susceptibles para la presentación de los paramphistomosis ($p < 0.05$), presentando 2.95 y 5.02 veces más riesgo de infección que los animales menores de un año, estaría influenciado por las condiciones medioambientales favorables presentes en la zona de estudio, así como por la falta de estrategias de prevención y control en la población bovina local.

Tabla 14: Edad de muestreo con la técnica sedimentación

Edades	N° Bovinos	NOFP	Paramphistomun	% Prevalencia
0 – 1 años	43	29	14	33 %
1 – 2 años	26	14	12	46 %
2 – 3 años	46	22	24	52 %
3 – 4 años	49	25	24	49 %
4 -- 5 años	26	11	15	58 %
5 – 6 años	42	20	22	52%
Total	232	121	111	100%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

En la Tabla 15, se encontró que de acuerdo a las razas se halló un 52 % de prevalencia en raza Brown Swiss y siguiendo un 52 % en la raza "Cruce" hallados en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú. En el resultado se puede determinar por el manejo del ganado que no ahí mucha diferencia significativa ya que tienen el mismo sistema y crianza.

Tabla 15: Raza de muestreo con la técnica sedimentación

Raza	N° Bovinos	NOFP	Paramphistomosis	% Prevalencia
Brown Swiss	76	38	38	50%
Cruce	79	38	41	52%
Simmental	77	45	32	42%
Total	232	121	111	100%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

En la tabla 16, se encontró que la presencia de paramphistomosis es 51 % en bovinos hembras que en machos con un 31 % de prevalencia a pesar de que están en similares condiciones de pastoreo y quedando así a los mismo riesgos de infección. Estudios realizados llegaron a la misma conclusión (Kang et al, 1978); Mientras que el distrito de Yurimaguas, provincia de Alto Amazonas Loreto (2006-2007), demuestra también una prevalencia ligeramente mayor en hembras (46.7 ± 5.2) que en machos (31.9 ± 10.8).

Pero también estos resultados pueden atribuirse a que las hembras duran más tiempo en potreros o corrales debido al ciclo reproductivo y por tal motivo tienen más riesgo de infestarse.

Tabla 16: Sexo de muestreo con la técnica sedimentación

Sexo	N° Bovinos	NOFP	Paramphistomosis	% Prevalencia
H	197	97	100	51%
M	35	24	11	31%
Total	232	121	111	82%

Fuente: Laboratorio de Parasitología de la UNMSM - Lima, 2016.

CONCLUSIONES

De 232 bovinos muestreados en la zona del “distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú” se concluye que:

- Se encontró una prevalencia moderada al realizar el análisis coproparasitológico según la técnica de sedimentación con un 47.8 % (111 bovinos) presentando *Paramphistomum* en el distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú.
- El análisis de regresión logística no reportó asociación entre la presencia del paramphistomosis con la categoría; sin embargo, animales mayores de cuatro años presentaron mayor riesgo ($p < 0.05$) de encontrarse infectados que aquellos menores.
- La carga parasitaria en animales parasitados con paramphistomosis resultó ser moderada e independiente a la categoría y edad del animal.
- Los resultados de prevalencia de *Paramphistomum* en relación al sexo se encontraron un 51 % en bovinos hembras y en macho un 31 % de prevalencia, estos resultados pueden atribuirse a que las hembras duran más tiempo en potreros o corrales debido al ciclo reproductivo y por tal motivo tienen más riesgo de infestarse.
- La prevalencia fue heterogénea de trematodos de la familia Paramphistomidae ya que presenta una geografía accidentada en los diferentes lugares que fueron tomadas las muestras del distrito de Florida presentando el 80 % proveniente de San José de una población de 10 bovinos seleccionadas, seguido de un 70 % en Gualulo, 60 % en Miraflores de Levanto, 56 % en Pomacochas, 40 % en Chido y un 10 % de prevalencia en San Lorenzo.
- La topografía del distrito de Florida tiene las condiciones ambientales adecuadas para el hospedador intermediario (caracoles del género *Lymnaea*), como: ambientes húmedos, abundante vegetación y temperaturas moderadas la prevalencia de *Paramphistomum* para poder reproducirse.

VI. RECOMENDACIONES

- Es necesario el drenaje y cercado de las zonas húmedas, que es donde va a vivir el caracol que actúa como hospedador.
- En pequeñas áreas es posible la introducción de patos, gallinas o pavos que se coman los caracoles.
- La utilización de molusquicidas y otros productos químicos para eliminar los caracoles no es viable por su alto costo y por el impacto ambiental que pueden provocar.
- Para control se recomienda poder establecer de simples barreras mecánicas o rotación de pastos.
- La metacercarias pueden persistir en los pastos hasta 2-3 meses después de que el agua de una inundación se haya secado y los animales susceptibles se deben mantener alejados durante el período de riesgo. Los caracoles repueblan con rapidez los pastos en cuanto se mojan y se debe retirar al ganado antes de que el hospedador intermedio empiece a eliminar gran cantidad de cercarias (1-2 meses desde la infestación del caracol, dependiendo de la temperatura). De otro modo, será necesario administrar tratamientos periódicos.
- Cuando aparece un brote es fundamental alejar a los animales de los pastos infestados ya que las metacercarias pueden persistir viables en los pastos hasta 2 o 3 meses después de que el agua se haya secado en zonas inundadas y los animales susceptibles se deben mantener alejados durante el período de riesgo.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AZZIE, M. (2005). *Pathological infection of thoroughbreel horses with Gastrodiscus aegyptiacus*. F.S. Afr. Vet. Med. Ass. 46, 77-78.
- BARRIGA, O. (2002). *Las Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos en la América latina*. (Segunda Edición, 146-155 p.). Santiago: Germinal.
- BLOOD, D., & RADOSTITS, O. (1992). *Enfermedades del Ganado Vacuno, Ovino, Porcino, Equino y Caprino*. (7º Edición, 26: 1093 – 1140.). México, Editorial Interamericana.
- BOURY, M. (1984). *Paramphistomum sp. in dairy cattle in Quebec*. (p. 25(9).353-356).Can. Vet. J.
- BROTOWIDJOYO, M., & COPERMAN, O. (1970). *Abattoir survey of bovine Paramphistomiasis in the north Queensland*. (p. 55, 402). Aust. Vet. J.
- BORAY, J. (1969). *Studies on intestinal Amphistomosis in cattle*. (p. 35, 282-287). Aust. Vet. F.
- BORCHERT, A. (1994). *Parasitología Veterinaria*. (Tercera Edición, 85 p.). Zaragoza, España. Editorial: Acribia.
- CARRERAS, F. (1993). *Tratamiento de las enfermedades parasitarias de los animales doméstico*. (345-350p).Buenos Aires, Argentina.
- CHHABRA, R., & BALL, H. (1996). *Efficacy of some drugs against amphistomes in cattle and buffaloes under field conditions in the Punjab*. (p. 13, 226-231) .F. Res. Pujab Agric. Univ.
- CORDERO., & ROJO, F. (1999). *Parasitología Veterinaria*. Me Graw Hill. México. (Primera Edición, 225-228 p). Madrid, España. Editorial Edigrafos.

- CRUZ, F. (2003). *Enfermedades gastrointestinales producidas por trematodos en bovinos*. (Primera Edición. 89-93 p).
- DIRKSEN., & DIERTER, M. (2005). *Medicina interna y cirugía del bovino*. (Cuarta Edición, 632 p). Argentina: Intermedica.
- DUNN, A. (1978). *Enfermedades parasitarias de los bovinos*. (3ª Edición, 564p). Editorial Manual Moderno, S.A de C.V.
- GAENSSLER, J. (1974). *Further trials of the efficacy of Terenol (Rosantel) in cattle and goats in South Africa*. (p. 24, 94-98). Blue book for the veterinary profession.
- HORAK, I. (1971). *Paramphistomiasis of domestic ruminants*. (p. 9: 33-72). Adv. Parasitol.
- HUAMÁN, O. (2011). *Prevalencia de Paramphistomosis Bovina en la Zona de Tartar del Valle de Cajamarca*. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. 33 p.
- KASSAI, T. (2002). *Helminología Veterinaria*. (Primera Edición, 258 p). Editorial Acribia S.A. Zaragoza, España.
- LAPAGE, G. (1984). *Parasitología Veterinaria*. (Novena Edición. 236-239 p).
- LEGUÍA, G. (1991). *Parasitismo Gastrointestinal y Pulmonar en vacunos, ovinos y alpacas*. (1a Edición, 25p). Ciba Geigy- Hoesch. Lima.
- MAS-COMA, S.; MONTOLIU; VALERO, M. 1984. Metodologic de Study Morphométrique de la Variabilité Intraespécifique Chez les Digeneos de la Famille Brachylaimidae Joyeux et Foley. Bolletin de la Societe Neuchateloide des Sciencies Naturelles. Tome 107. Olsen, O., 1977. Parasitología Animal. Tercera Edición. Barcelona. 719 p.

- MINAG, 2004. Dirección General de Información Agraria. INEI – PERÚ. Compendio estadístico. Pág. 305.
- ORTIZ, O.; CABRERA, N.; LÓPEZ, M.; LENNIS, V.; VELÁSQUEZ, T. 2010. Calicophoron microbothrioides: un agente causal de la Paramphistomosis en Cajamarca, Perú. XXII-PANVET-2010-253-PER-P.
- OLSEN, O. 1977. Parasitología animal. 3ª Edición. Aedos. Barcelona. 719p.
- PAUCAR, E. 2008. Prevalencia de Paramphistomosis en ganado lechero en tres distritos de la provincia de Oxapampa. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima. 53 p.
- AGOSTI, M.; CAVALETTI, E. POZZA. (1980). “Clínica e epizootiología de la Paramphistomosis bovina”. Clin. Vet. 103, 284-296. En la provincia de Milano.
- BROTOWIDJOYO, M.; COPERMAN, O. (1979). “Abattoir Survey of bovine Paramphistomosis” Vet. J. 55, 402. in the Norte Queensland- Australia.
- BURGU, A. (1981). “Studies on the biology of *Paramphistomum cervi* Schrank, 1790 in sheep in the district of Eskisehir Cifteler State farm”. Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Derg 28, 50-71.
- CORDERO, M., ROJO, F. (1999).”Parasitología Veterinaria”. 2ª Edición. Editorial Madrid Mc Graw – Hill Interamericana. 968 pg. España
- CASSET, I. (1989). “Enquete sur la Paramphistomose bovine”: recherche des parasites en abattoir. Revue Medicine Veterinaire, 140: 925-927.
- CRUZ, F. (2003). “Enfermedades gastrointestinales producidas por trematodos en bovinos”. 1ª Edición. 89-93 pg.

- CHENG, T (1986). "General parasitology". 2ª Edición. Editorial Academic Press Inc. Orlando.827 pg.
- DIRKSEN, A.; DIETER, M. (2005). "Medicina interna y cirugía del bovino". 4ª Edición. Intermedica: 632 pg. Argentina.
- TORREL, P. 2009. Caracterización clínica patológica de Paramphistomosis bovina en Cajamarca: sensibilidad y especificidad. Revista Informativa. Perú. Del análisis coproparasitológico y respuesta al control con closantel. Tesis. Doctoral. Cajamarca – Perú.
- 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.
- VÁSQUEZ, L. (2007). "Efectividad de análisis coproparasitológico en el diagnóstico e Paramphistomosis comparado a la necropsia en vacunos beneficiados en los camales Municipales de Cajamarca y Baños del Inca". Tesis Médico Veterinario. Universidad Nacional de Cajamarca. Cajamarca – Perú.
- DURIE, P. (1951). "The Paramphistomies (trematoda) of Australiam Ruminants". Proceeding Linnean society of New Society Wales. 76:41-48. Australia.
- DINNIK, J. A. (1964). "*Paramphistomum sukumum ssp. nov.*, and other stomach-flukes from cattle in the sukumaland area of the lake region, Tanganyika". Parasitology, 54: 201-9. Congo.
- EUZEBY, J. (1971). "Les Maladies Vermineuses des animouxdomestiques", Tome I, II, Edit. Vigot Freres, Paris. Fasc. 1, Cestodes, 1966. Fasc. 2, Trematodes, 1971.

- CORDERO DEL CAMPILLO, M. F.A.; ROJO, VASQUEZ F.A.; SANCHEZ, ACEDO M.C.; HERNANDEZ, RODRIGUEZ S.; NAVARRETE, LOPEZ I. Parasitología Veterinaria. 3ª ed. España: Editorial Mc Graw-Hill- Interamericana, 2002. pp. 87- 88, 97-98, 103, 225-228.
- CRUZ CEBALLOS, FILEMON. Enfermedades Gastrointestinales producidas por trematodos en bovinos, 2012. DEL CURA, ANA. pp. 30-31. 13 de julio de 2012
- DIRKSEN, GERRIT; DIETER, GRUNDER – HANS; STOBER, MATTHAEUS. Medicina Interna y Cirugía del Bovino. 4ª ed. Argentina: Editorial Inter – Medica, 2005. pp. 543.
- DUTRA, FERNANDO. Archivo Veterinario del Este. Publicación trimestral del Laboratorio Regional Este de DILAVE “Miguel C. Rubino”. Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca (MGAP) Uruguay. [Boletín en Internet]. 2010 octubre-diciembre. pp.
- ELSHEIKHA, HANY M.; KHAN, NAVEED AHMED. Essentials of Veterinary Parasitology. Great Britain: Caister Academic Press, 2011. pp. 86.
- GONZALES MONTERO, SILVIA. Parasitología Veterinaria UFSM. 2ª ed. 2007. pp. 156.
- LOPEZ, LAURA P.; ROMERO, JOHANNA; VELASQUEZ, LUZ E.. Aislamiento de Paramphistomidae en vacas de leche y en el hospedador intermediario (*Lymnaea truncatula* y *Lymnaea columella*) en una granja del trópico alto en el occidente de Colombia. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias. [Revista en Internet]. 2008. [Consultado, 20/07/2012].
- LOPEZ MARTINEZ, JESSIKA; VELASQUEZ, LUZ ELENA. Cotylophoron Panamensis (Digenea: Paramphistomidae) en bovinos del Meta y del

Guaviare, Colombia. [Maquetación en Internet]. 2012. [Consultado, 20/07/2012]

MEHLHORN HEINZ. Encyclopedic Reference of Parasitology: Diseases. Treatment Therapy. 2ª ed. Germany: Springer, 2001. pp. 466

ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACION. Enfermedades de los Animales Domésticos Causadas por Distomas. Roma, 1994. pp. 10-25-28. [Sitio en internet]. Disponible en:<<http://es.scribd.com/doc/109922435/Enfermedades-de-los-AnimalesDomA%C2%A9sticos-Causadas-por-Distomas>>. Consultado, 03/07/2012.

OSTROWSKI DE NUÑES, MARGARITA; DAVIES, DORA. Revista Mexicana de Biodiversidad. [Revista en internet]. 2011. [Consultado, 25/06/ 2012].

PAUCAR SINCHE, SILVIA ESMERALDA. Prevalencia de fasciolosis y paramphistomosis en el ganado lechero de tres distritos de la provincia de Oxapampa, Pasco. [Tesis en internet]. Perú. 2008. [En línea]. [Consultado, 20/06 /2012].

PINEDO V., ROSA; CHAVEZ V. AMANDA; CASAS A. EVA; SUARES A. FIDEL; SANCHEZ P. NOFRE; et. al. Prevalencia de Trematodes de la familia Paramphistomidae en Bovinos del distrito de Yurimaguas, Provincia de alto amazonas, Loreto. Revista Investigaciones Veterinarias del Perú. [Revista en internet]. 2010. [Consultado, 02/07/2012]

PINEDO, ROSA YSABEL. Paramfistomosis Bovina: Parasitosis Emergente en el Perú: [revista en internet]. 2011. [Consultado, 13/07/2012].

QUIROZ ROMERO, HECTOR. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de los Animales Domésticos. México: Editorial Limusa S.A. de C.V., 2005. pp. 254-259. [Sitio en internet].

RADOSTITS, OTTO M.; GAY, CLIVE C.; HINCHELIF, KENNETH W. Medicina Veterinaria. Tratado de las UNIVERSIDAD DE CUENCA FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA, Autor: Ximena Piña Pág.61 Tema: Paramphistomosis Bovina. enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. 9ª ed. España: Editorial Mc Graw- Hill- Interamericana, 2002. pp. 1642-1644.

SANABRIA, RODRIGO. Trematodes de los Rumiantes Domesticos. Cursos de Enfermedades de Rumiantes y Cerdos – Clínica y Sanidad de Rumiantes -CEDIVE-Facultad de Cs. Veterinarias. pp. 9.

SUMANO LOPEZ, HECTOR S.; OCAMPO, CAMBEROS LUIS. Farmacología Veterinaria. 3ª ed. México: Editorial Mc Graw- Hill- Interamericana; 2006. pp. 484-498.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.. Veterinary Parasitology. 2ª ed. Blackwell Science. [Sitio en internet]. Disponibles en: <<http://es.scribd.com/doc/35912638/Veterinary-Parasitology>> Consultado; 02/07/ 2012.

VIGNAU, MARIA LAURA; VENTURINI, LUCILA MARIA; ROMERO, JORGE ROBERTO; EIRAS, DIEGO FERNANDO; BASSO, WALTER UBALDO. Parasitología Práctica y Modelos de Enfermedades Parasitarias en los animales domésticos. 1ª ed. Argentina, 2005. pp. 159.

BIBLIOGRAFÍA VIRTUAL

Benavides, O.; Romero, N. 2001. Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades. El control de los Parásitos Internos del Ganado en los Sistemas de Pastoreo en el Trópico de Colombia. Disponible en: <http://www.fedegan.gov.com/71manual.html>. (Consultado el 04 de noviembre del 2011).

FAOSTAT, 2008. Censos producciones e importancia a nivel mundial, de la Unión Europea y de España. P.A.C. en vacuno lechero. Censo de vacunos y producción de leche de vaca en el mundo, la UE y España. Disponible en: http://www.uco.es/cootecniaygestion/img/pictorex/30_11_25_tema_3.pdf. (Consultado el 02 de noviembre del 2011).

FAO, 2009. Arlas ganadero global FAO GLIPHA. Oficina regional de la FAO para América latina y el Caribe. Disponible en: <http://www.ric.fao.org/prioridades/transfron/eeb/pobo.htm> (Consultado el 03 de noviembre del 2011)

INEI, 2011. Informe técnico N° 2 – Febrero 2011, Perú: Panorama Económico Departamental Diciembre 2010. Disponible en: <http://www.inei.gov.org.pe>. (Consultado el 04 de noviembre del 2011).

Paz, A. 2007. Paramphistomosis bovina, enfermedad emergente en el área Mediterránea, Disponible en: <http://www.vet.unibo.et/stcoff/gentile/femesprum/pdf>. (Consultado el 04 de noviembre del 2011).

ANEXOS

A. Figuras referente al desarrollo del trabajo de investigación.



Figura N°01: Estación Experimental distrito de Florida, provincia de Bongará, Amazonas, Perú.



Figura N° 02: Recolectando muestra en la zonas de de levanto



Figura N° 03: Recolección de Muestra en Miraflores Estación de Florida



Figura N°04: Recolección de muestra en la la de Chido.



Figura N°03: Recolección de muestra en zona de San Lorenzo.

Figura N° 06: Muestra codificada



Figura N° 07: Muestras refrigeradas (conservación)



Figura N° 08: Geles Congelantes conservación de muestras en envío a lima.



Figura N° 09: Muestras empaquetadas (envió)

