

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA
FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y
QUÍMICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y
ZOOTECNIA



COMPARACIÓN DE DOS MÉTODOS: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTÍGENO
Giardia ag Y TELEMAN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus*
familiaris) PARA EL DIAGNÓSTICO DE *Giardiasis*, MAYO – JULIO 2016.

COMPARISON OF TWO METHODS: ANTIGEN IMMUNOCHROMATOGRAPHY
Giardia ag. AND TELEMAN MODIFIED IN DOG FECES (*Canis lupus familiaris*)
FOR THE DIAGNOSIS OF *Giardiasis*, MAY - JULY 2016.

Presentado por el bachiller:
MIGUEL ANGEL MORENO MAYCA

PARA OPTAR EL TÍTULO DE MÉDICO
VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

ASESOR:
FERNANDO FERNANDEZ FERNANDEZ

AREQUIPA- PERÚ

2017



DEDICATORIA

A mis padres, por estar a mi lado apoyándome incondicionalmente, por darme ánimos y sobre todo por su constante sacrificio y amor incondicional ya que gracias a ellos pude culminar mi carrera.

A mi hijo Nicolás, por ser mi motivo de superación constante

AGRADECIMIENTOS

A mi alma mater Universidad Católica de Santa María, por haberme formado como un profesional con valores éticos, morales, religiosos.

A mi asesor, Mg. Fernando Fernandez Fernandez; por su tiempo apoyo y orientación en la realización de mi trabajo.

A mis jurados de tesis Mg. Adolfo Raúl Hernández Tori; Mg. Veronica Valdez Nuñez; Dr. Santiago Cuadros Medina; por el interés y consejos que me dieron para realizar este trabajo.

A la bióloga Mary Luz Mamani Barreda, por su apoyo y consejos en relación al trabajo.

Al licenciado Jhon Manuel Hernani Mercado por su conocimiento y paciencia han sido fundamentales para mi formación como investigador.



(51 54) 382038 Fax:(51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

Universidad Católica de Santa María

"IN SCIENTIA ET FIDE EST FORTITUDO NOSTRA"
(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN DE PLAN DE TESIS

Señor Magister:

GUILLERMO VÁSQUEZ RODRÍGUEZ

Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el plan de Tesis Titulado:

"COMPARACIÓN DE DOS METODOS: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTIGENO (*Giardia*
ag) Y TELEMAN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus familiaris*) PARA EL
DIAGNOSTICO DE GIARDIASIS, MAYO – JULIO 2016";
presentado por el (la) Sr.(s)(ita):

MORENO MAYCA, MIGUEL ANGEL;

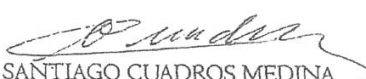
Asesor: Mg. FERNANDO FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ


El jurado dictaminador presidido por el Mg. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el
MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y la MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ
DICTAMINA:

apto para su ejecución

OBSERVACIONES

Arequipa, 20 de agosto de 2016


Dr. SANTIAGO CUADROS MEDINA
Presidente


MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI
Vocal


MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ
Secretaria



Universidad Católica de Santa María

(51 54) 382038 Fax:(51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

INSCRIPCIÓN PLAN DE TESIS 2016

Bachiller: MORENO MAYCA, MIGUEL ANGEL;

El jurado dictaminador presidido por el Mg. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y la MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ; de acuerdo al Reglamento de Grados y Títulos, Título III del Título Profesional de Primera Especialidad, Capítulo III, de la Elaboración, Presentación y Aprobación de un Trabajo de Tesis, Art. 20; el Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia;

DICTAMINA:

Autorizar la inscripción del Plan de Tesis titulado

“COMPARACIÓN DE DOS METODOS: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTIGENO (*Giardia ag*) Y TELEMAN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus familiaris*) PARA EL DIAGNOSTICO DE GIARDIASIS, MAYO – JULIO 2016”;

presentado por el (la) Sr.(ita) Alumno(a) de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia;

MORENO MAYCA, MIGUEL ANGEL;

por un período de seis (06) meses a partir de la fecha; debiendo el (la) recurrente proceder al desarrollo del mismo, teniendo en cuenta las observaciones del jurado dictaminador del Plan de Tesis.

ASESOR: MG. FERNANDO FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ

Arequipa, 25 de agosto del 2016



MGTER. GUILLERMO VASQUEZ RODRIGUEZ
Director de la Escuela Profesional de Medicina
Veterinaria y Zootecnia

GVR/DEPMVZ
Jl.



Universidad Católica de Santa María

(51 54) 382038 Fax:(51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

“IN SCIENTIA ET FIDE EST FORTITUDO NOSTRA”
(En la Ciencia y en la Fe está nuestra fuerza)

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN BORRADOR DE TESIS

Señor Magíster
CARLO SANZ LUDEÑA
Director de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Presente.-

Mediante el presente, comunicamos a usted que se ha procedido a revisar el Borrador de Tesis titulado:

“COMPARACIÓN DE DOS METODOS: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTIGENO (*Giardia*
ag) Y TELEMAN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus familiaris*) PARA EL
DIAGNOSTICO DE GIARDIASIS, MAYO – JULIO 2016”;
presentado por:

MORENO MAYCA, MIGUEL ANGEL;

Asesorado (a) por el Mg. FERNANDO FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ

El jurado dictaminador presidido por el Dr. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el vocal MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y secretaria la MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ;

DICTAMINA:

apto para sustentación

OBSERVACIONES

Arequipa, 24 de Julio del 2017

Dr. SANTIAGO CUADROS MEDINA
Presidente

MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI
Vocal

MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ
Secretaria



Universidad Católica de Santa María

(51 54) 382038 Fax: (51 54) 251213 ✉ ucsm@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe Apartado: 1350

AREQUIPA - PERÚ

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERIAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

DICTAMEN PASE A SUSTENTACIÓN

El jurado dictaminador presidido por el Dr. SANTIAGO CUADROS MEDINA e integrado por el vocal MV. ADOLFO HERNÁNDEZ TORI y secretaria la MGTER. VERONICA VALDEZ NUÑEZ;

DICTAMINA:

Que el Borrador de tesis titulado:

COMPARACIÓN DE DOS METODOS: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTIGENO
(*Giardia ag*) Y TELEMÁN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus familiaris*)
PARA EL DIAGNOSTICO DE GIARDIASIS, MAYO – JULIO 2016”;
presentado por (la) Sr.(s)(ita):

MORENO MAYCA, MIGUEL ANGEL;

Puede ser sustentado públicamente después de tener en cuenta las observaciones del dictamen adjunto. Caso contrario, el (la) Bachiller asume la responsabilidad que pudiera derivarse.

Asesor: Mg. FERNANDO FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ

Arequipa, 01 de agosto del 2017



.....
MAGISTER CARLO SANZ LUDENA
Director de la Escuela Profesional de
Medicina Veterinaria y Zootecnia

CSL/DEPMVZ
JL.

ÍNDICE

RESUMEN	XIII
ABSTRACT	XIV
I. INTRODUCCIÓN	XV
1.1. ENUNCIADO DEL PROBLEMA	1
1.2. DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA.....	1
1.3. JUSTIFICACIÓN DEL TRABAJO	1
1.3.1. ASPECTO GENERAL.....	1
1.3.2. ASPECTO TECNOLÓGICO	2
1.3.3. ASPECTO SOCIAL	2
1.3.4. ASPECTO ECONÓMICO	2
1.3.5. IMPORTANCIA DEL TRABAJO	3
1.4. OBJETIVOS	3
1.4.1. OBJETIVO GENERAL.....	3
1.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	3
1.5. PLANEAMIENTO DE LA HIPÓTESIS.....	4
II. MARCO TEÒRICO.....	5
2.1. ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO	5
2.1.1. <i>GIARDIA SPP</i>	5
2.1.2. TAXONOMÍA	6
2.1.3. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE <i>GIARDIA SPP</i>	9
2.1.3.1. EL TROFOZOÍTO	9
2.1.3.2. EL QUISTE.....	13
2.1.4. CICLO BIOLÓGICO DE <i>GIARDIA SPP</i>	14
2.1.5. EPIDEMIOLOGÍA.....	18
2.1.6. PATOGENIA	18

2.1.7. PREVENCIÓN Y CONTROL	19
2.1.8. DIAGNÓSTICO CLÍNICO.....	21
2.1.9. DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO.....	21
2.1.9.1. EXAMEN DIRECTO MICROSCÓPICO DE HECES EN FRESCO	21
2.1.9.2. MÉTODOS ESPECIALES DE CONCENTRACIÓN	22
2.1.9.3. MÉTODOS DE COLORACIÓN	26
2.1.9.4. PRUEBAS SEROLÓGICAS	28
2.1.9.5. PCR.....	29
2.1.9.6. INMUNOCROMATOGRAFÍA	29
2.1.9.7. TÉCNICA DE BIOPSIA INTESTINAL.....	30
2.1.9.8. TRATAMIENTO Y PROFILAXIS.....	30
2.2. ANTECEDENTE DE INVESTIGACIÓN	31
2.2.1. ANÁLISIS DE TESIS	31
2.2.2. ANÁLISIS DE TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN.....	31
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	33
3.1. MATERIALES	33
3.1.1. LOCALIZACIÓN DEL TRABAJO.....	33
A). LOCALIZACIÓN ESPACIAL	33
B). LOCALIZACIÓN TEMPORAL.....	34
3.1.2. MATERIAL BIOLÓGICO.....	34
3.1.3. MATERIAL DE LABORATORIO.....	34
3.1.4. MATERIAL DE CAMPO	34
3.1.5. EQUIPO Y MAQUINARIA	35
3.2. MÉTODOS.....	35
3.2.1. MUESTREO	35
A). UNIVERSO.....	35

B). PROCEDIMIENTO DE MUESTREO	35
3.2.2. MÉTODOS DE EVALUACIÓN.....	37
3.2.2.1. RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA	37
3.2.2.2. METODOLOGÍA DE LA EXPERIMENTACIÓN	37
3.2.2.3. AJUSTES METODOLÓGICOS	41
3.2.2.4. RECOPIACIÓN DE LA INFORMACIÓN	41
A) EN EL CAMPO	41
B) EN EL LABORATORIO.....	42
C) EN LA BIBLIOTECA.....	42
D) EN OTROS AMBIENTES GENERADORES DE LA INFORMACIÓN CIENTÍFICA:.....	42
3.2.3. VARIABLES DE RESPUESTA.....	42
A). VARIABLES INDEPENDIENTES.....	42
B). VARIABLES DEPENDIENTES	42
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	43
4.1. EVALUACIÓN ESTADÍSTICA.....	43
4.1.1. DISEÑO EXPERIMENTAL.....	43
4.1.1.1. UNIDAD EXPERIMENTAL.....	43
4.1.2. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	43
V. CONCLUSIONES.....	71
VI. RECOMENDACIONES.....	72
VII. BIBLIOGRAFÍA	73
VIII. ANEXOS	78

ÍNDICE DE CUADROS

CUADRO 1	45
CUADRO 2	46
CUADRO 3	48
CUADRO 4	50
CUADRO 5	52
CUADRO 6	54
CUADRO 7	57
CUADRO 8	59
CUADRO 9	62
CUADRO 10	64
CUADRO 11	67

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1	5
FIGURA 2	13
FIGURA 3	14
FIGURA 4	15
FIGURA 5	78
FIGURA 6	79
FIGURA 7	80

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1.....	7
TABLA 2.....	35
TABLA 3.....	36

ÍNDICE DE GRÁFICOS

GRÁFICO 1	45
GRÁFICO 2	47
GRÁFICO 3	49
GRÁFICO 4	51
GRÁFICO 5	53
GRÁFICO 6	56
GRÁFICO 7	58
GRÁFICO 8	61
GRÁFICO 9	63
GRÁFICO 10	66
GRÁFICO 11	70

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en los refugios huellitas en Busca de Amor, Patitas AQP, señora Amalia, ubicados en la ciudad de Arequipa en los meses de mayo – julio 2016 para comparar el test de inmunocromatografía *Giardia ag* y el método de Telemann modificado para el diagnóstico de *Giardiasis* encontrados en 61 muestras fecales de perros de ambos sexos, edades y procedencias.

Se determinó la presencia de *Giardia spp.* por el método de Telemann modificado con un 28.00% donde 17 casos fueron positivos y también se determinó la presencia de *Giardia spp.* por el test de inmunocromatografía “Anigen Rapid *Giardia Ag* test kit” con un 23.00% donde 14 casos fueron positivos.

Dando como resultado final una concordancia del 87.1% demostrado con el coeficiente de Kappa de Cohen en las muestras fecales de perros que fueron diagnosticados con el mismo resultado en el diagnóstico de *Giardia spp.* mediante el test de Inmunocromatografía y el método de Telemann modificado.

Palabras claves: INMUNOCROMATOGRAFIA ANTÍGENO *Giardia ag.*, TELEMAN MODIFICADO

ABSTRACT

The present work was carried out in the shelters: huellitas in Busca de Amor, Patitas AQP, Mrs. Amalia, located in the city of Arequipa in the months of May - July 2016 to compare the *Giardia Ag* immunochromatography test and the modified Telemann method the diagnosis of *Giardiasis* found in 61 fecal samples of dogs of both sexes, ages and provenances.

The presence of *Giardia spp.* by the modified Telemann method with 28.00% where 17 cases were positive and the presence of *Giardia spp* was also determined. by the immunogenic test "Anigen Rapid *Giardia Ag* test kit" with 23.00% where 14 cases were positive.

The final result was a 87.1% concordance with Cohen's Kappa coefficient in the fecal samples of dogs that were diagnosed with the same result in the diagnosis of *Giardia spp.* Through the Immunochromatography test and the modified Telemann method.

Keywords: ANTIGEN IMMUNOCHROMATOGRAPHY *Giardia ag.*, TELEMANN MODIFIED

INTRODUCCIÓN

La *Giardia spp*, es un protozooario flagelado de ciclo directo que puede infectar al hombre y a la mayoría de los animales. Es el parásito intestinal más frecuentemente diagnosticado en los laboratorios de Salud Pública de los E.U.A. (Furness et al., 2000) y es altamente prevalente en muchas regiones del mundo (Stevens, 1982); especialmente donde hay una pobre condición de vida y bajos niveles de higiene (Meloni et al., 1993).

La infección por *Giardia spp* en las mascotas caninas en la región es un problema recurrente causando problemas de salud graves en los animales afectados dado que al infectarse con dicho protozooario el cuadro clínico digestivo cursa entre otras cosas con diarreas y vómitos persistentes, para ello se realizó el estudio de “Comparación de dos métodos: Inmuncromatografía antígeno *Giardia ag* y Telemann modificado en heces de perro (*Canis lupus familiaris*) para el diagnóstico de *Giardiasis*, mayo – julio 2016.

Este trabajo es importante porque le sirve al médico veterinario para un diagnóstico rápido y seguro también es un método que facilita buenos resultados para que el paciente pueda ser atendido con velocidad este trabajo se realizó en la ciudad de Arequipa en tres refugios: Patitas AQP, Huellitas en Busca de Amor y Refugio de la señora Amalia de Cayma.

1.1. ENUNCIADO DEL PROBLEMA

“COMPARACIÓN DE DOS MÉTODOS: INMUNOCROMATOGRAFÍA ANTÍGENO *Giardia Ag* Y TELEMANN MODIFICADO EN HECES DE PERRO (*Canis lupus familiaris*) PARA EL DIAGNÓSTICO DE *Giardiasis*. DE MAYO – JULIO 2016”.

1.2. DESCRIPCIÓN DEL PROBLEMA

La infección por *Giardia spp* en las mascotas caninas en la región es un problema recurrente causando problemas de salud graves en los animales afectados dado que al infectarse con dicho protozooario el cuadro clínico digestivo cursa entre otros síntomas con diarreas y vómitos persistentes con la consiguiente pérdida de líquidos, tal deshidratación, puede llevar hasta la muerte del paciente, si no es detectado a tiempo el agente causal, ya que la deshidratación por vómitos y diarreas pueden ser causados por una variedad de otros patógenos.

1.3. JUSTIFICACIÓN DEL TRABAJO

1.3.1. ASPECTO GENERAL

La prevalencia de *Giardia spp.* en perros puede variar desde un 10% en animales de criaderos, lo que resalta la importancia de esta entidad patógena por la posibilidad de zoonosis parasitaria (Barr, 2000; Kirkpatrick, 1988).

Los estudios expuestos anteriormente sobre prevalencia, son necesarios para evaluar el verdadero impacto que tienen en la salud animal, y se convierten en la base para recomendar medidas de control en futuros programas que ayuden a disminuir la carga parasitaria en el área de estudio.

Con el presente trabajo de investigación se dio a conocer a la población sobre el verdadero impacto sanitario y la magnitud que tiene la prevalencia de *Giardiasis* sobre la salud de la población canina de la calle y de esta manera

tomar las medidas sanitarias que puedan ayudar a mejorar las condiciones sanitarias y ambientales.

1.3.2. ASPECTO TECNOLÓGICO

Con este trabajo de investigación se propone una alternativa al médico veterinario y pueda diagnosticar mediante análisis, la presencia de este protozooario usando métodos parasitológicos que permiten ofrecer resultados confiables para un adecuado tratamiento que restablezca la salud del animal.

1.3.3. ASPECTO SOCIAL

La información obtenida del presente trabajo de investigación se utilizó como un inicio de la campaña de cuidado y protección animal para promover a la ciudadanía a tener un mejor manejo y cuidado de sus mascotas, asimismo promover a una adopción responsable y evitar la diseminación de dicha enfermedad.

Este trabajo de investigación permitió conocer y concientizar la verdadera problemática que causa la *Giardiasis* como una enfermedad de la población canina y de los voluntarios encargados de su supervivencia, con el fin de establecer medidas de control y prevención que ayuden a mejorar la crianza de los mismos evitando contagios de perros a humanos; evitando el inadecuado manejo de los excrementos y previniendo la contaminación ambiental de estructuras parasitarias potencialmente infectadas.

1.3.4. ASPECTO ECONÓMICO

Se tomó en cuenta que en un albergue de perros abandonados se encontraría una variedad de enfermedades parasitarias las cuales acarrearán gastos no

solamente para los encargados de dicho lugar, sino también a las personas que acuden a estas intermediaciones como voluntarios y visitantes, ya que podrían presentar síntomas de la enfermedad que producirán gastos a sus ingresos normales, es por esta razón que se recomienda llevar un monitoreo coparásitológico preventivo para reducir costos en cuanto a medicaciones ya sea de los canes o de los voluntarios.

1.3.5. IMPORTANCIA DEL TRABAJO

La importancia de este trabajo de investigación radicó especialmente en determinar la carga parasitaria de *Giardia spp.* en los perros de los refugios fueron (Huellitas en Busca de Amor, Patitas AQP, Señora Amalia), que se encuentran en la ciudad de Arequipa; asimismo como en la protección de la sociedad civil evitando que las mascotas sean reservorio de dicha enfermedad.

Finalmente, el presente trabajo nos permitió dar información actualizada de la prevalencia de *Giardia spp.* en caninos así como los factores epidemiológicos que condicionan a la aparición de esta parasitosis.

1.4. OBJETIVOS

1.4.1. OBJETIVO GENERAL

Comparar dos métodos: inmunocromatografía antígeno *Giardia ag* y Telemann modificado en heces de perro (*Canis lupus familiaris*) para el diagnóstico de *Giardiasis*, mayo – julio 2016.

1.4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- ✓ Determinar la presencia de *Giardia spp.* por el método del test inmunocromatográfico “Anigen Rapid *Giardia ag* test kit”

- ✓ Determinar la presencia de *Giardia spp.* por el método de Telemann modificado.
- ✓ Evaluar la concordancia entre los resultados del test inmunocromatográfico “Anigen Rapid *Giardia ag* test kit” y el método de Telemann modificado para el diagnóstico de *Giardia spp.* en heces de perro (*Canis lupus familiaris*).

1.5. PLANEAMIENTO DE LA HIPÓTESIS

Dado que los métodos de Inmunocromatografía y Telemann modificado son utilizados para el diagnóstico de *Giardia spp* es posible que al analizar las muestras de heces de perros sean similares para la detección del parásito.



II. MARCO TEÓRICO

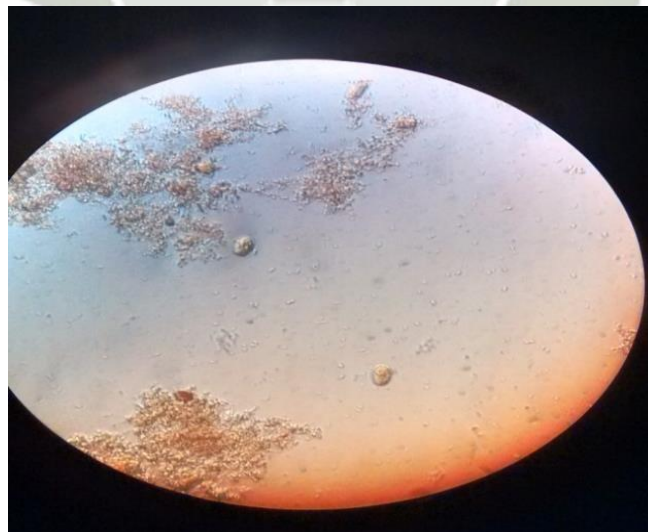
2.1. ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO

2.1.1. *Giardia spp*

Giardia spp. es un parásito protozoo flagelado microaerófilo amitochondriado (no posee mitocondrias) que dentro de la clasificación moderna propuesta, pertenece a una rama divergente temprana dentro de las eucariotas, en el linaje de los metamonadas que junto con microsporidia y parabasalía son los linajes más antiguos de las eucariotas, incluso se considera anterior al origen endosimbiótico de las mitocondrias (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999). Aunque estudios filogenéticos recientes indican que la pérdida de mitocondrias y otros órganos oxidativos podrían ser eventos de segunda evolución posterior.

Tiene dos aspectos morfológicos. La forma parasitaria móvil que habita en la luz del intestino: el Trofozoíto, y la forma infectante de resistencia: el Quiste.

Figura 1



Fuente: Elaboración propia

2.1.2. TAXONOMÍA

Con relación a la taxonomía del género *Giardia spp*, denominado así por Kunstler 1882 que incluye una variedad de especies que parasitan mamíferos, incluyendo al hombre, aves, reptiles, anfibios y peces de acuerdo a la clasificación de la Sociedad de Protozoólogos Clásica, es la siguiente.

- Reino: *Protista*
- Subreino: *Protozoa*
- Phylum: *Sarcomastígophora*
- Subphylum: *Mastigophora*
- Clase: *Zoomastigophorea*
- Orden: *Trichomonadida*
- Familia: *Hexamitidae*
- Género: *Giardia*
- Especie: *Giardia lamblia*

En los últimos tiempos la taxonomía de los protozoos ha sufrido importantes modificaciones y su clasificación sustentada en una filogenia molecular realizada sobre el número de pares de bases de la fracción ribosómica de 18s es así:

- Imperio: *Eukariota*
- Superreino: *Archeoza*
- Phylum: *Metamonada*
- Orden: *Diplomonadida*
- Género: *Giardia*

Dentro del género *Giardia spp* hay seis especies diferentes, basadas en el análisis tanto morfológico y moleculares.

Especies de *Giardia spp* y hospederos involucrados en su ciclo biológico.

Tabla 1

Especies de <i>Giardia</i>	Hospederos
<i>G. intestinalis</i> (<i>G. lamblia</i> , <i>G. duodenalis</i>)	Humano y otros mamíferos
<i>G. agilis</i>	Anfibios
<i>G. muris</i>	Roedores
<i>G. ardae</i>	Aves (garzas)
<i>G. psittaci</i>	Aves (psitácidos)
<i>G. microti</i>	Ratones y ratas almizcleras

Fuente Kunstler 1882.

La taxonomía del género con respecto a la diferenciación de especies aún es objeto de controversia. Como criterios convencionales para diferenciar las especies se consideraba el hospedero animal, algunos caracteres morfológicos y variaciones estructurales. Así se han descrito *Giardia canis* que afectaba canidos, *Giardia cati* Deschiens, para el caso de los felinos, *Giardia bovis* Fanthm, para los bovinos, *Giardia caprae* (Sin. *Giardia ovis*) para el caso de los ovinos y caprinos, etc. Llegándose de esta manera a describir más de 40 especies (Cordero del Campillo y rojo Vazquez, 1999).

Sin embargo, los miembros de este género que aparecen en vertebrados están morfológicamente similares y prácticamente indistinguibles (Merck, 2007; Leib y Zajac, 1997; Atias, 1991) además la especificidad de esta especie no es estricta, lográndose efectuar transmisiones cruzadas entre especies animales esto sumado a los estudios que

demonstraron que *Giardia spp.* Obtenidos de diferentes hospederos mamíferos compartían múltiples isoenzimas, puso en duda la Validez de asignar especies de *Giardia* basándose solamente en la base del hospedero. Así, Filice 1952 sugiere por primera vez y únicamente aparecen en los mamíferos dos especies, lo cual es actualmente aceptado: *Giardia duodenalis* (especie inicialmente descrita en los conejos) (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999), sinónimo de *Giardia lamblia* y *Giardia intestinalis*, la cual es común para casi todos los mamíferos (tales como perros, gatos, bovinos, conejos y caballos) (Leib y Zajaz, 1997; Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999; Merck, 2000; Atias, 1991) y *Giardia muris* que principalmente infecta a ratas, ratones, ratas almizcleras y hámsteres (Atias, 1991; Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

Luego se sumaron a esta lista otras especies identificadas que afectan a otros grupos animales: *Giardia agilis*, descrita para los anfibios (Cordero del Campillo et al. 1999; Atias, 1991) y las recientemente descritas *Giardia ardae*, que ha sido aislada de diversas aves zancudas (orden Ciconiiformes) y *Giardia psitacci*, que se ha descrito en diversas aves Psitacidas y gansos silvestres.

La diferenciación de las especies anteriores descritas se basa principalmente en la morfología ultraestructural al microscopio electrónico de ciertas estructuras microtubulares denominadas actualmente como “cuerpo medio”.

Muchos autores se inclinan a referirse a estas especies como tipos morfológicos que encabezarían grupos de especies, sin darles carácter taxonómico (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

En ese sentido recientes caracterizaciones moleculares de aislados procedentes de humanos u diversos animales han confirmado la gran heterogeneidad de este parásito y su especificidad. Es así que se han identificado diversas cepas genotípicas dentro del grupo *Giardia intestinalis* extendidas por todo el mundo y que infectan tanto animales como al hombre siendo algunas cepas tan diferentes genética y biológicamente que algunos autores las consideran especies separadas o designaciones de subespecie (Adam, 2001) e incluso algunos resultados obtenidos de diversos estudios genéticos apoyan la hipótesis de que *Giardia intestinalis* es en realidad un complejo de varias especies, entre ellas *Giardia microti* que algunos autores consideraban como una especie distinta de *Giardia*.

2.1.3. CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE *Giardia spp.*

2.1.3.1. EL TROFOZOÍTO

Es piriforme de simetría bilateral cuando se observa de frente y lateralmente semeja una coma, con una cara dorsal convexa y la porción anterior de la superficie ventral modificada para formar un disco cóncavo de succión mediante el cual el organismo se adhiere a la superficie de la mucosa intestinal. Tiene un tamaño variable, midiendo de 9 a 21 μm de largo por 5 a 15 μm de ancho.

Es fácilmente identificable a la microscopia de luz por su aspecto de “cara sonriente” formada por dos grandes núcleos en el tercio interior (que constituyen los ojos), los axonemas que pasan en sentido longitudinal entre los núcleos (y forman la nariz) y los cuerpos medianos (que constituyen la boca) situados en sentido transversal en el tercio posterior. El aspecto bastante cómico de

esta estructura se completa por la presencia de cuatro pares de flagelos.

Los núcleos se encuentran en el área del disco suctor en la porción anterior del cuerpo, son esféricos y ovoides y contiene un gran y usualmente central cariosoma.

No existe cromatina periférica y no poseen nucléolos.

El trofozoíto posee un citoesqueleto bien desarrollado y complejo, basado en diversos sistemas microtubulares (Flagelos, disco adhesivo, cuerpo medio, axonemas, funis, husos mitóticos. Los 4 pares de flagelos emergen de organelas superficiales, un par en la superficie ventral y los otros tres pares de la periferia.

Los cuerpos medios, anteriormente denominados cuerpos parabasales que se ubican posteriores al área del disco suctor (Markell et al, 1992) se desconoce su función estricta, desaparece durante la fisión y tendría relación con la formación del disco suctor (Atias, 1991) estos pueden ser observados a través del microscopio de luz y la morfología a la microscopía electrónica de esta estructura ha servido principalmente de base para la Clasificación taxonómica del género; teniendo una forma de “garfio de martillo sacaclavos” en el grupo denominado *Giardia intestinalis*.

En un examen a microscopía electrónica de trofozoítos de *Giardia intestinalis* obtenidos de hámster se observó que el denominado disco adhesivo estaba compuesto por una capa de microtúbulos, desde los cuales se extienden “cintas fibrosas” hacia el interior del citoplasma, estas cintas están unidas por una capa de filamentos entre cruzados, se sugiere que estas estructuras poseen una actividad contráctil responsable del mecanismo de adhesión.

En otros estudios realizados se observó que los trofozoítos además de carecer de mitocondrias, también carecen de peroxisomas, así como de muchas organelas limitadas por membranas y componentes de fosforilación oxidativa; pero tienen un sistema endomembranoso con algunas características de complejo de Golgi y retículo endoplásmico rugoso, presentaron además ribosomas libres.

En un estudio realizado mediante microscopía electrónica se observó la ultra estructura del trofozoíto de *Giardia agilis*, observándose que comparándolos con trofozoítos de *Giardia intestinalis* se pueden ver diferencia también a nivel del denominado borde ventrolateral.

El trofozoíto es móvil, tiene capacidad de traslación con movimiento lento, vibratorio y a la vez rotatorio (Botero y Restrepo, 2006) La motilidad del trofozoíto es errática, este movimiento puede ser observado al microscopio en preparaciones húmedas con solución salina (Examen directo) y se le ha comparado con el movimiento de una hoja al caer, dando pequeños tirones hacia delante y hacia atrás. A través de la video-microscopía se evidencia que 81 trofozoítos nadan hacia delante mediante el “batido” sincronizado de sus flagelos anterior, posterolateral y ventral en el plano del disco adhesivo, mientras que el flagelo caudal perpendicular al disco. El trofozoíto rota en relación al plano del disco adhesivo mediante un movimiento de su “cola” semejante a un timón.

La adherencia de los trofozoítos a las células intestinales es esencial para la colonización del Intestino delgado y es considerado un pre-requisito para la disfunción del

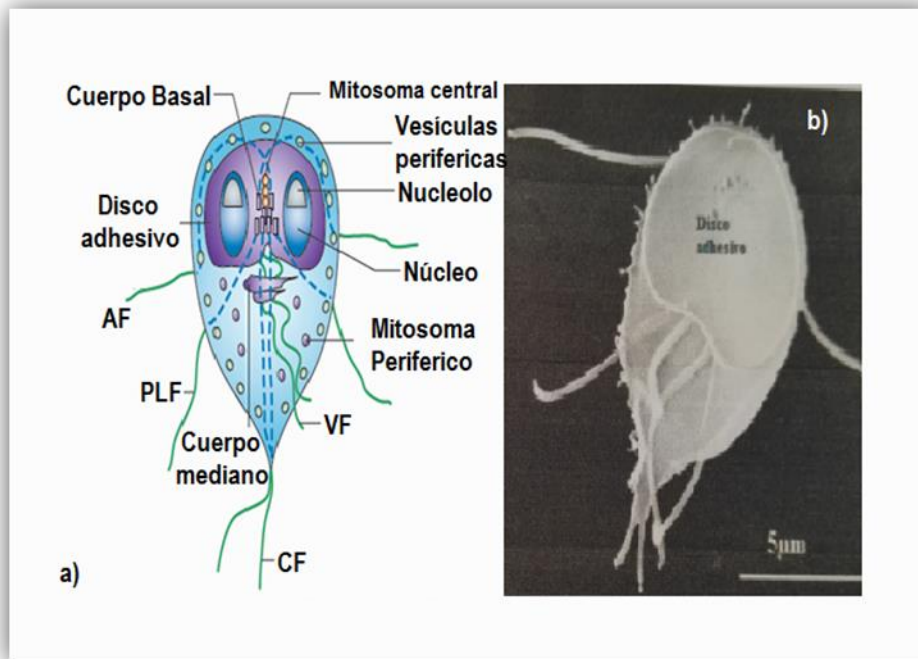
enterocito inducida por el parásito, *Giardia spp.* se adhiere mediante su superficie ventral predominantemente, mediante una combinación de fuerzas mecánicas e hidrodinámicas, tales como la capacidad contráctil del disco (compuesto básicamente por 2 proteínas: tubulina y giardina) (Atias, 1991) El análisis de las bases estructurales de la adhesión de los trofozoítos a nivel de microscopía electrónica proporciona evidencias que el disco ventral así como el borde ventrolateral son las estructuras de adhesión.

El trofozoíto se divide activamente por fisión binaria longitudinal. A través del uso del microscopio tridimensional con focal se observa que el trofozoíto se divide con una simetría de imagen de espejo en el plano del disco de adherencia, de tal manera que el núcleo derecho de la “madre” se convierte en el núcleo izquierdo de la “hija”.

El trofozoíto es lábil y pronto se destruye en el medio ambiente (Atias, 1991), es por eso que se enquistas, como una adaptación para la supervivencia fuera del intestino del hospedero.

Aunque es el quiste el responsable de la infección a un nuevo hospedero, cuando las heces son diarreas se eliminan grandes cantidades de trofozoítos. A pesar de ser destruidos en el estómago de un nuevo hospedero, algunos pueden atravesar la barrera gástrica, fijarse en la mucosa y continuar su desarrollo (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

Figura 2

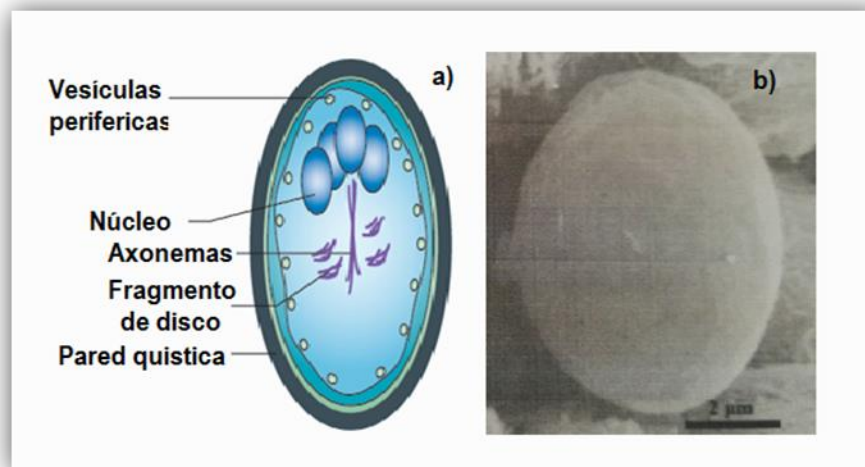


Fuente: Benchimol M (2004)

2.1.3.2. EL QUISTE

Son ovalados y miden 8 a 12 μm de largo por 6 a 10 μm de ancho. Debido a que contienen dos trofozoítos separados de manera incompleta, pero formados, es posible observar en su interior, los axonemas, fragmentos de los discos ventrales y hasta cuatro núcleos todo disperso dando una apariencia “desordenada”. Posee una membrana quística lisa y sin coloración, de doble pared, la cual varía de 0,3 a 0,5 μm de grosor. Por lo general, el citoplasma está replegado en la pared del quiste, lo cual deja un espacio claro debajo de ésta.

Figura 3



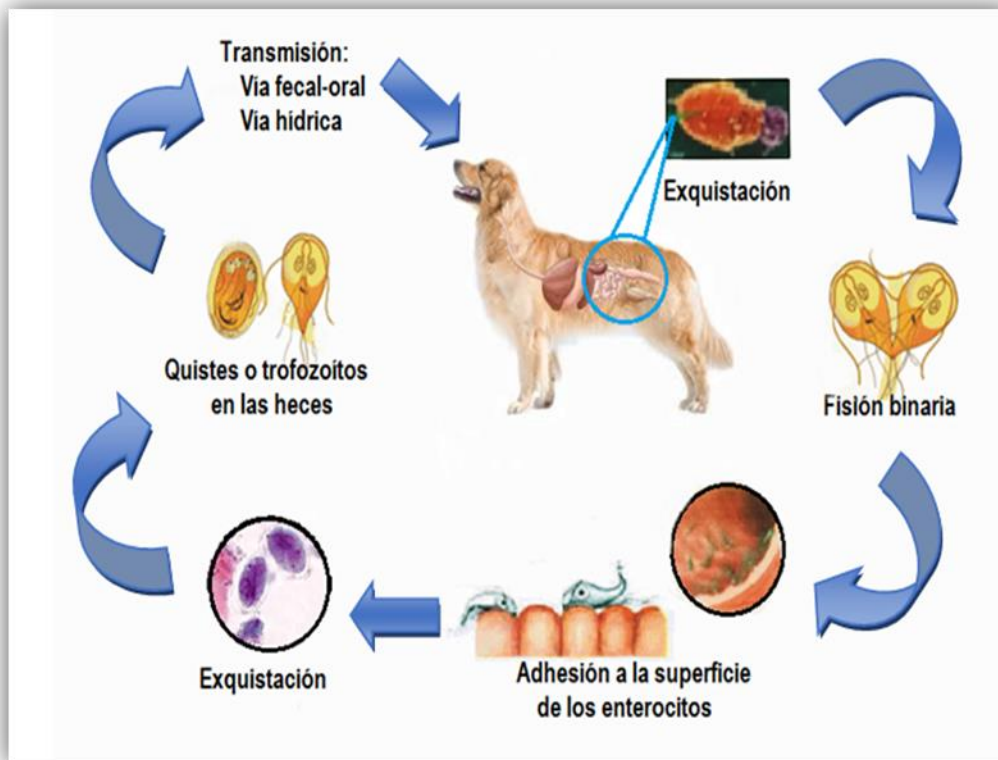
Fuente; Benchimol M (2004)

Los quistes de *Giardia spp* son muy poco resistentes a la desecación. Por el contrario, con buenas condiciones ambientales de temperatura y humedad pueden sobrevivir más de 2 meses. (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

2.1.4. CICLO BIOLÓGICO DE *Giardia spp*.

El ciclo de vida de este parásito es directo. Los animales se infectan al ingerir los Quistes, los cuales son el estadio infeccioso (Barr, 1992; Leib y Zajac, 1997) usualmente de 10 a 25 quistes son suficientes para producir infección.

Figura 4



Fuente: Benchimol M (2004)

Al ser ingeridos por un nuevo hospedero, el proceso de exquistación se inicia en el estómago al exponerse el quiste a los ácidos gástricos, y se completa en el intestino delgado (duodeno) debido a la acción de los componentes biliare, el ácido carbónico y las proteasas pancreáticas (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999; Barr, 2000). El proceso se favorece por la exposición a la alta acidez gástrica, seguida por la brusca elevación del pH, propio del duodeno (Atias, 1991). El trofozoíto tetranucleado liberado rápidamente se separa dando origen a dos trofozoítos "hijos" binucleados (Atias, 1991; Barr, 1992; Leib y Zajac, 1997).

Los trofozoítos liberados, maduran, se fijan a la mucosa y comienzan su replicación activa por fisión binaria dando origen a nuevas poblaciones de trofozoítos (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

En el ser humano los trofozoítos se encuentran en la parte superior del intestino delgado donde viven en contacto muy cercano a la mucosa intestinal, pudiendo penetrar dentro de los túbulos secretores de la mucosa y a veces se encuentran en la vesícula biliar y el conducto de drenaje biliar (Markell et al, 1992; Goldsmith y Heyneman, 1989)

En los animales, la distribución de los trofozoítos dentro del intestino varía según el hospedero y la dieta. En los perros al parecer, *Giardia spp* prefiere el duodeno y el yeyuno pero se ha encontrado desde el íleon hasta el duodeno (Douglas et al, 1988) y ocasionalmente en el intestino grueso (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999), pruebas circunstanciales indican que los trofozoítos ocupan el duodeno en los caninos infectados con síntomas (Kirkpatrick, 1988) y el yeyuno en aquellos asintomáticos (Barr, 1992; Leib, M. y A.M. Zajac et al, 1997); en gatos se han encontrado trofozoítos en todo el intestino.

Los trofozoítos se unen al borde de cepillo de las vellosidades intestinales mediante el disco ventral o de adherencia, por el cual absorben nutrientes y se movilizan a otro sitio de fijación utilizando sus flagelos (Leib y Zajac, 1997; Barr, 1992; Markell et al, 1992; Goldsmith y Heyneman, 1989).

A medida que el trofozoíto se desprende y es arrastrado a lugares más distales del tubo digestivo se va formando el quiste (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

El trofozoíto se enquista cuando las condiciones del medio intestinal le son adversas (Atias, 1991) como pueden ser cambios de pH, deshidratación del contenido intestinal (Goldsmith y Heyneman, 1989; Acha y Szyfres. 2003), exposición a sales biliares y ácidos grasos intraluminales (Kirlcpatrick, 1988; Leib y Zajac, 1997).

El proceso de exquistamiento es aún poco conocido. Pero actualmente se conoce que el trofozoíto se encapsula en un quiste rico en carbohidratos y durante este proceso el parásito regula su aparato de Golgi, se han descubierto proteínas estructurales y enzimas usadas para la síntesis de la pared quística, y la complejidad de las vías secretoras usadas para el transporte de materiales desde citoplasma condensado hacia la pared quística. Se ha identificado que son dos proteínas de la pared quística (CWPS) que forman Heterodímeros unidos por enlaces disulfidos y que son exportados vía vesículas secretoras; así mismo se ha logrado identificar un polisacárido homopolímero de N-acetil-D-galactosamina (GalNac) el cual es el principal componente de los filamentos de la pared quística, y junto con los polipéptidos forma la pared exterior. El quiste es expulsado al medio externo junto con las materias fecales, donde sobrevive por largos periodos en condiciones óptimas, listo para ser ingerido por otro hospedero y reiniciar el ciclo. El ciclo completo presenta una duración de 4 a 5 días (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

Los trofozoítos pueden ser expulsados al exterior a través de heces diarreicas (Barr, 1992). Se han reportado infecciones por ingestión de trofozoítos, pero estas son excepcionales (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

El periodo prepatente de la infección por *Giardia spp* varía de cinco a 12 días (promedio de alrededor de 8 días) en perros y de cinco a 16 días (promedio de casi 10 días) en gatos. El inicio de la enfermedad, cuando sucede, precede en uno a dos días a la eliminación de los quistes (Barr, 1992).

2.1.5. EPIDEMIOLOGÍA

La principal fuente de transmisión es orofecal y el nivel de infección es proporcional estado higiénico sanitario de los animales. La contaminación de alimentos por quistes de *Giardia spp* y la vía hídrica, son los otros elementos que hay que tener en cuenta en la aparición de brotes de *Giardiasis*. (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999; Tananta. 2000).

2.1.6. PATOGENIA

La *Giardia spp*. Ejerce su acción patógena de varias formas:

Por un mecanismo traumático-irritativo, sobre las células intestinales, lo que ocasiona es un acortamiento de micro vellosidades intestinales y la destrucción del borde en cepillo de las células. Como consecuencia hay importantes alteraciones en la digestión y un cuadro general de mal absorción, siendo los ácidos grasos los más comprometidos, así como azúcares, vitaminas y proteínas. Ello se debe también a una menor actividad de las disacaridasas.

Ejercen, asimismo, una acción expoliadora sobre los principales elementos nutricionales, tomando para su propio metabolismo proteínas, hidratos de carbono, grasas del hospedador, e interfiriendo en el metabolismo de este.

Se ha demostrado que la *Giardia spp.* Tienen igualmente una acción vectorial importante, ya que son capaces de transportar en su interior otros agentes patógenos, virus, bacterias, micoplasmas, hongos y recientemente se ha descubierto la presencia del virus VIH-1. Por otro lado, actúan como precursoras y desencadenantes de otras afecciones que padecen perros y gatos, tales como el moquillo, parvovirus, etc. (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

2.1.7. PREVENCIÓN Y CONTROL

Para controlar *Giardia spp.* en animales infectados en ambientes controlados como perreras o criaderos deben utilizarse cuatro conductas principales:

- Descontaminación del ambiente.- Luego de eliminar completamente todo el materia fecal o residuos orgánicos, se asean las jaulas, corredores o el lugar donde habita el animal infectado, con vapor o sustancias químicas a base de fenol, lisol o amonio cuaternario los cuales inactivan los quistes de *Giardia spp.* Es importante el buen secado del ambiente pues los quistes son extremadamente susceptibles al secado.
- Uso de medicamentos para el tratamiento de caninos.- Se recomienda el uso de fenbendazol, por ser el que presenta menos efectos colaterales y puede ser utilizado en hembras gestantes y en cachorros a partir de las 6 semanas de edad. Sin embargo, el albendazol por tener efecto contra nematodos gastrointestinales también es recomendable. Eliminación de quistes del pelaje de los

animales. Un baño con champú normal y un buen enjuague, podría utilizarse un desinfectante a base de amonio cuaternario para la zona perianal durante 3 a 5 minutos, siempre y cuando se realice un enjuague acuoso para evitar la irritación de piel y mucosas. El secado del pelaje del animal es muy importante.

- Evitar que la infección se introduzca nuevamente, evitando la transmisión por fómites y realizando pruebas fecales periódicas a los animales (Barr, 1992; Cordero del Campillo y Rojo Vasquez, 1999).

La introducción de la inmunidad humoral contra *Giardia spp* ha sido motivo de diversos experimentos para llegar a desarrollar una vacuna que sea efectiva en animales de compañía. En ese sentido se ha experimentado en cachorros caninos y felinos administrándoles de forma oral y parenteral vacunas derivadas de trofozoítos enteros de *Giardia spp*, vacunas a base de extractos de trofozoítos de *Giardia spp* y vacunas preparadas con subunidades proteicas que asemejan a los antígenos del parásito obteniendo resultados como protección contra desafíos de campo y hasta resolución de los signos de infección por *Giardia spp* (Barr, 1992; Faubert, 2000; Jenkins, 2009).

Las preparaciones elaboradas a base del citoesqueleto, membrana y principalmente del citosol del trofozoíto son altamente efectivas como vacunas, debido a sus genes antígenos son bastante inmunogénicos. Existe ya en uso comercial una vacuna elaborada a partir de trofozoítos inactivados completos (*Giardia spp*), esta vacuna ha sido desarrollada, proada y efectiva en animales de compañía y está disponible en países europeos y de Norteamérica. Los trabajos de investigación demuestran que la vacuna produce inmunoglobulinas G e inmunoglobulinas A desde

la mucosa del intestino al lumen en cantidades suficientes para ejercer su efecto citolítico sobre los quistes o inactivar a los trofozoítos durante el desenquistamiento (Olson et al. 2010; Fort Dodge Animal Health, 1999).

2.1.8. DIAGNÓSTICO CLÍNICO

Clínicamente es difícil, ya que la sintomatología es similar a la que originan otros enteropatógenos (Cordero del Campillo et al., 1999). Se puede usar un diagnóstico terapéutico sin embargo la supresión de la diarrea después del tratamiento no confirma un diagnóstico definitivo de *Giardiasis* (Leib y Zajac, 1997).

2.1.9. DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO

El diagnóstico etiológico solo puede hacerse por identificación del parásito (Botero y Restrepo, 2006). El medio eficaz para el diagnóstico de la *Giardiasis* es el hallazgo de quistes o trofozoítos en las heces o en muestras obtenidas del intestino mediante el uso de las técnicas coprológicas rutinarias. Un resultado negativo no es excluyente y conviene repetirlo al menos 2 veces en días alternos (Cordero del Campillo et al., 1999). La mayoría de infecciones por *Giardia spp* (quizá hasta el 70%) pueden ser diagnosticadas mediante una rutina de 2 exámenes coprológicos. El parásito es más fácilmente detectable en infecciones agudas que en infecciones crónicas (Goldsmith y Heyneman, 1889).

2.1.9.1. EXAMEN DIRECTO MICROSCÓPICO DE HECES EN FRESCO

Buscar principalmente en muestras frescas, la presencia de formas evolutivas móviles de parásitos de tamaño microscópico (trofozoítos, quistes de protozoos: *Entamoeba histolytica*, *Giardia spp*, *Balantidium coli*,

etc.; así como larvas o huevos de helmintos: *Strongyloides stercoralis*, *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus*, *Trichostrongylus spp.*, *Paragonimus*, *Fasciola*, etc.), (Beltran,1993).

El método más sencillo para detectar quistes o trofozoítos de *Giardia spp* en las heces de los individuos infectados, especialmente los sintomáticos.

Utilizando solución salina fisiológica en este procedimiento es posible apreciar el movimiento característico de los trofozoíto de *Giardia spp*. Adicionando una gota de yodo lugol o azul de metileno a la muestra en el portaobjetos se visualizan mejor las características morfológicas del quiste o del trofozoíto.

El hallazgo del microorganismo en el frotis fecal proporciona un diagnóstico definitivo pero un resultado negativo no lo descarta pues el microorganismo es liberado en las heces intermitentemente, por eso se recomienda un análisis de tres muestras en días alternos (Barr, 1992).

2.1.9.2. MÉTODOS ESPECIALES DE CONCENTRACIÓN

La cantidad de formas parasitarias en muestras de materias fecal, a menudo, es muy escasa y muy difíciles de detectar en preparados directos en fresco o en frotis teñidos; por lo tanto, siempre deben realizarse procedimientos de concentración.

Los trofozoítos, quistes, oquistes, larvas y huevos, pueden concentrarse por diversos procedimientos, lo cual permite corroborar el hallazgo del método directo y conocer la intensidad del enteroparasitismo. Estos procedimientos de concentración pueden ser: flotación, sedimentación, o por combinación de ambos métodos.

La elección de cada procedimiento dependerá de las facilidades del laboratorio, el adiestramiento del personal, la procedencia de la muestra (zona geográfica), el conocimiento de la prevalencia de los parásitos (zona costeña, andina y selvática o área rural o urbana), y la especie del parásito que se desea investigar. (Beltran, 1993)

- **MÉTODOS POR SEDIMENTACIÓN**

La sedimentación concentra las formas parasitarias en el fondo de un medio líquido, generalmente agua. La sedimentación se utiliza fundamentalmente para huevos quistes que presentan una densidad demasiado elevada para poder flotar o que se distorsionan gravemente con las soluciones de flotación.

- **TÉCNICA DE SEDIMENTACIÓN ESPONTANEA EN TUBO**

La técnica de sedimentación espontánea en tubo o Método de sedimentación por gravedad o de Sedimentación simple es un método mucho más simple fácil y económico que utiliza la sedimentación espontánea de los diferentes estadios parasitarios en solución salina fisiológica, es una técnica que ha demostrado resultados sorprendentes en el aislamiento de protozoarios, según diversos estudios realizados en nuestro país el método de la sedimentación espontánea en tubo es el método más sensible para detectar quistes de *Giardia spp.* (91,2%) seguida en eficacia por la técnica de Faust y la de Ritchie (76,5% cada una) y el examen directo (69,1%) (Larragan, 1993). Este método ha sido muy utilizado para diagnosticar *Giardiasis* en humanos en investigaciones realizadas en Brasil incluso utilizando agua destilada y su eficacia ha sido

comparada con el método de Faust y se comprobó su eficacia y economicidad

- **MÉTODO DE FAUST (MÉTODO DE SEDIMENTACIÓN Y FLOTACIÓN POR CENTRIFUGACIÓN CON SULFATO DE ZINC AL 33,3% Y DENSIDAD 1180):**

Se basa en que los quistes y huevos de los parásitos flotan en la superficie por ser de menor densidad que el sulfato de zinc a 33,3%, cuya densidad es 1180. Es útil para la búsqueda de quistes y huevos de parásitos y excepcionalmente se observan larvas. Se recomienda controlar la densidad del sulfato de zinc y usar agua filtrada para el lavado previo de la muestra (Beltran, 1993).

- **MÉTODOS DE CONCENTRACIÓN POR FLOTACIÓN**

En lo referente a los medios de concentración, los medios de flotación de cloruro de sodio, sacarosa o nitrato de sodio son demasiado hipertónicas y causan una distorsión intensa de los quistes (Merck, 2000). Por bastante tiempo se consideró que la técnica de flotación en sulfato de zinc o también llamada técnica de Faust como la prueba diagnóstica de elección, por su precisión y practicidad (Leib y Zajac, 1997; Barr, 2000; Merck, 2000), sin embargo, las técnicas de sedimentación son una buena alternativa (Beltran, 1993).

- **MÉTODO DE PARODI ALCARAZ (MÉTODO DE CONCENTRACIÓN POR FLOTACIÓN SIN CENTRIFUGACIÓN, EN SOLUCIÓN SOBRESATURADA DE AZÚCAR):**

Fundamento. Se basa en la propiedad que tienen los quistes y huevos de flotar en la superficie de una solución saturada de azúcar, debido a su menor

densidad. El método es útil para la detección de quistes de protozoarios y huevos de helmintos (Beltrán, 1993).

▪ **MÉTODOS DE CONCENTRACION POR CENTRIFUGACION**

Los métodos de centrifugación sirven para separar fases de distintas densidades o para precipitar células o moléculas que se encuentran inmersas en una fase líquida.

En parasitología es un método que permite separar las heces en fases o partes que no se mezclan, en una se localizarán restos fecales y en otra (sedimento) los elementos parasitarios. Son de gran utilidad para el clínico, pues pueden informar la presencia de varios parásitos y comensales al mismo tiempo (Beltrán, 1993).

• **MÉTODO DE RITCHIE O DE SEDIMENTACIÓN POR CENTRIFUGACIÓN Y FLOTACIÓN (MIXTO, CON FIJADOR)**

Fundamento. Se basa en la concentración de los quistes y huevos por sedimentación mediante la centrifugación, con la ayuda de formol y éter para separar y visualizar los elementos parasitarios (Atías, 1991).

• **MÉTODO DE TELEMANN O DE SEDIMENTACION POR CENTRIFUGACION CON FORMOL CON ÁCIDO CLORHÍDRICO /ACETATO DE ETILO/ FORMOL ETER/ GASOLINA**

En 1908, Telemann describe su método, el cual es modificado por De Rivas en 1928, quien cambió el ácido clorhídrico por ácido acético.

La utilidad es para concentración de huevos, quistes y larvas, sobre todo aquellas muestras que tienen

elevadas concentraciones de grasas neutras y ácidos grasos libres (Atías, 1991).

- **MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO (MTM) O DE SEDIMENTACIÓN POR CENTRIFUGACIÓN CON FORMOL SIN ÉTER SULFÚRICO**

Este es un método de concentración por sedimentación mediante centrifugación que se caracteriza por su buen rendimiento en el diagnóstico de huevos de helmintos, quistes y trofozoítos de protozoos (Atías, 1991).

La ventaja radica en la calidad de la solución empleada como fijador, que penetra rápidamente en el elemento parasitario permitiendo que las características morfológicas no se alteren e inactiva las formas infectantes que pudieran estar presentes en la muestra.

Este método fue modificado por la Bióloga. Mamani Barreda especialista en parasitología y análisis biológico de la UNSA en 1999 no utiliza el éter sulfúrico como sustancia disolvente de grasas en el laboratorio de análisis clínicos de la facultad de medicina de la UNSA.

Es un método de concentración por centrifugación, de fácil ejecución, de bajo costo y de alto rendimiento, característica que lo hace de mayor preferencia sobre cualquier otro método. Confirma todos los hallazgos sospechosos y sirve para mostrarnos el grado de infección de los sujetos parasitados.

2.1.9.3. MÉTODOS DE COLORACIÓN

Los colorantes recomendados para la observación de preparaciones húmedas en muestras de deposición deben ser capaces de teñir selectivamente las estructuras y permitir identificación de los distintos

elementos parasitarios, con especial interés en la observación de los núcleos, en el caso de los protozoos. Si no se dispone de colorantes y solo en casos de urgencia, la muestra puede ser observada al fresco y sin teñir, sin embargo, esto podría disminuir la sensibilidad y especificidad del método cuando el observador no posee la experiencia adecuada.

Es importante considerar que todos los colorantes requieren un tiempo de acción para la correcta tinción de los elementos. No existen referencias que indiquen estos tiempos, sin embargo, la experiencia a juicio de expertos, recomienda un rango que va entre 5 y 15 min., dependiendo del tipo de colorante, de la dilución, del parásito presente en la muestra y de las estructuras específicas por teñir. Los colorantes reseñados, en este documento, han sido utilizados por distintos laboratorios en Chile, sin embargo, la Tionina es el colorante de elección y el recomendado por Atías, 1991.

Entre los colorantes disponibles se encuentran:

- **Coloración Trichrome (Gomori Wheatley).**

Permite colorear las estructuras internas de los protozoos para su caracterización. Esta técnica utiliza muestras de heces frescas, preservadas con PVA o fijadas con Schaudinn. Es un método rápido y de utilidad en el estudio de Entamoeba, *Giardia*, Balantidium, Cyclospora y otros protozoarios.

- **Coloración de May Grünwald.**

Utilidad.

Colorea protozoarios, principalmente flagelados.

- **Coloración de hematoxilina férrica de Heidenhain.**

Utilidad.

Colorea protozoarios, principalmente amebas y flagelados. (Beltran, 1993).

2.1.9.4. PRUEBAS SEROLÓGICAS

Diversas pruebas basadas en la reacción antígeno-anticuerpo han sido desarrolladas para detectar la presencia de *Giardia spp.* (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

En humanos se dispone de varias pruebas comerciales para la valoración fecal mediante inmunoabsorbancia ligada a enzimas (ELISA) (Barr, 1992). El uso preliminar de una de estas pruebas (ProSpect/ *Giardia* ELISA, AlexonInc, Mountain View, CA) en heces de perros proporciono resultados similares a la técnica de Faust (Leib y Zajac, 1997), en algunos casos el mismo equipo comercial mostró ser menos sensible y con una especificidad relativamente menor que la técnica de Faust, es posible que ELISA en perros sea una prueba ligeramente más eficaz que una técnica de Faust aislada en el diagnóstico de infecciones por *Giardia spp* en perros (Leib, M. y A.M. Zajac. 1997).

Tomando en cuenta que las pruebas con los equipos ELISA son más caros que las técnicas O y P (Ova ad parasite) convencionales, al parecer no ofrecen ninguna ventaja que hacer de estas últimas para el diagnóstico de *Giardiasis* en perros. No se ha valorado de manera adecuada la prueba ELISA en gatos (Barr, 1992).

Igual que los equipos ELISA, la prueba de inmunofluorescencia directa (utilizando anticuerpos monoclonales marcados con fluorescencia para detectar quistes de *Giardia spp* en las heces) es altamente sensible (100%) y específica (99,8%) en personas, incluso se ha probado su eficacia en muestras de heces humanas no fijadas en diversas condiciones de almacenamiento. Aunque se ha probado exitosamente una prueba de inmunofluorescencia directa para la detección de *Giardia spp* en heces de animales cervinos

adultos asintomáticos; la inmunofluorescencia directa aún no ha sido evaluada extensamente en gatos o perros (Barr, 2000).

2.1.9.5. PCR

También se han desarrollado técnicas de biología molecular como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para el diagnóstico de *Giardiasis* intestinal.

2.1.9.6. INMUNOCROMATOGRAFÍA

El principio básico del inmunoensayo de flujo lateral fue descrito por primera vez en literatura 20 años antes de que se hubiera obtenido la primera prueba comercial; tal es el caso de la prueba de embarazo lanzada en 1988. Desde entonces la tecnología se ha utilizado para desarrollar una cantidad de ensayos para la clínica, veterinaria, aplicaciones de biodefensa y de detección de patógenos agrícolas ambientales. El principio de inmunocromatografía es similar al ensayo inmunoenzimático (ELISA). La única diferencia es que la reacción inmunológica se lleva a cabo en papel cromatográfico por medio de la migración capilar. . La Inmunocromatografía se basa en inmunorreacciones; en un anticuerpo etiquetado con un marcador visual como el oro coloidal para la detección de antígenos o anticuerpos específicos en una suspensión. Para la mayoría de los sistemas de ensayo inmunocromatográfico, se utilizan anticuerpos específicos contra un antígeno. Las pruebas inmuno ensayo de flujo lateral (LFA), se realizan regularmente sobre una tira de nitrocelulosa, montadas en un soporte de plástico conocido como dispositivo. Se compone de cuatro partes fundamentales: almohadilla de aplicación de la muestra, almohadilla del conjugado, membrana de

nitrocelulosa y almohadilla de adsorción. (Laboratorio bionote).

2.1.9.7. TÉCNICA DE BIOPSIA INTESTINAL

La aspiración de líquido duodenal a través de endoscopia para el examen microscópico de trofozoítos (método utilizado en el diagnóstico de *Giardiasis* en la especie humana) para descartar de manera específica infección por *Giardia spp* no resulta práctica clínicamente (Barr, 2000) y no debería ser practicada rutinariamente para el diagnóstico de *Giardiasis* en perros (Leib, M. y A.M. Zajac. 1997). El “Enterotest” basado en la recogida de contenido duodenal mediante una cápsula unida a un largo hilo, es un método eficaz de diagnóstico en humanos, pero en los carnívoros se presentan muchas dificultades (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

2.1.9.8. TRATAMIENTO Y PROFILAXIS

En general, todos los productos utilizados para el tratamiento de esta parásitosis tienen alta eficacia (Cordero del Campillo y Rojo Vazquez, 1999).

El oxfendazol a la dosis de 11,3 mg/Kg por día por 3 días fue efectivo en controlar brotes de giardíosis en 4 criaderos de perros.

Se ha comprobado la eficacia de una combinación de Febantel praziquantel pirantel en el tratamiento de perros con *Giardiasis* naturalmente adquirida (Barr , 1992).

2.2. ANTECEDENTE DE INVESTIGACIÓN

2.2.1. ANÁLISIS DE TESIS

- Alviz A. en su trabajo titulado: PREVALENCIA DE *Giardiasis* EN MASCOTAS PERROS (*CANIS FAMILIARIS*) DE LOS ALUMNOS DEL CENTRO EDUCATIVO ESTATAL 40019 CERCADO - AREQUIPA ABRIL - JULIO 2007; concluyó que la prevalencia general de *Giardia spp.* En perros domésticos fue de 3.48% con un total de tres casos positivos de 86 muestras.
- Quispe M. en su trabajo titulado PREVALENCIA DE *Giardia spp.* en PERROS (*CANIS LUPUS*) DEL REFUGIO “HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”, UBICADO EN EL DISTRITO DEL CERCADO, PROVINCIA Y DEPARTAMENTO DE AREQUIPA-2015. Concluyo que la prevalencia general de *Giardia spp.* en perros fue de 16% con un total de 8 casos positivos.

2.2.2. ANÁLISIS DE TRABAJOS DE INVESTIGACIÓN

- Araujo W., en su trabajo titulado: PREVALENCIA DE *Giardia spp.* EN *Canis familiaris* DE LOS DISTRITOS DE LA PROVINCIA CONSTITUCIONAL DEL CALLAO. 2004. Encontró que 36 de los 385 animales evaluados fueron positivos denotando una prevalencia de $9.4 \pm 2.9\%$. En los distritos de La Punta y La Perla se encontraron las frecuencias más altas (16.7%) y más bajas (3.1%), respectivamente.
- Casas E. y Falcón N. en su trabajo titulado: PREVALENCIA DE *Giardia spp.* EN CANINOS (*Canis familiaris*) DE LOS DISTRITOS DEL CONO SUR DE LIMA METROPOLITANA 2003. Cómo resultados generales indicaron que de acuerdo a la prueba de

Examen directo el 8,82% \pm 3,89 (19/204) de las muestras resultaron positivas para *Giardia spp* mientras que mediante la prueba de Sedimentación espontánea, la prevalencia fue de 15,69% \pm 4,99 (32/204). La técnica de Sedimentación espontánea demostró ser más sensible que el Examen directo hallándose diferencia estadísticas significativas mediante la prueba de Kappa-Mc Nemar. No se encontró relación estadística significativa entre la presencia de *Giardia spp* y el nivel socioeconómico al usar la prueba de Regresión logística. No se encontró relación estadísticas entre la presencia de *Giardia spp* y el sexo de los canes.



III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. LOCALIZACIÓN DEL TRABAJO

A). LOCALIZACIÓN ESPACIAL

- La ciudad de Arequipa se encuentra ubicada al suroeste del Perú.
- Altitud 2.328 m.s.n.m en la parte baja a 2.041 m.s.n.m y la parte más alta 2.810 m.s.n.m.

Clima

- Templado cálido

Temperatura

- Temperatura máxima: 32 °C
- Temperatura mínima: 6 °C

Humedad

- Humedad máxima: 68%
- Humedad mínima: 30%

Presión Atmosférica

- Presión máxima: 759 Hpa. (hectopascal).
- Presión mínima: 752 Hpa. (hectopascal).

Precipitación

- Precipitación máxima: 27 mm
- Precipitación mínima: 0mm.

Coordenadas Geográficas:

- Latitud sur 16° 24' 3" y 71° 32' 40" de longitud Oeste del Meridiano de Greenwich.

Fuente: Datos obtenidos del Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología SENAMHI.

El departamento de Arequipa está rodeado por:

- **Al Sur:** Océano Pacífico.
- **Al Oeste:** Océano Pacífico.
- **Al Norte:** Ica, Ayacucho, Apurímac y Cusco.
- **Al Este:** Puno y Moquegua

Fuente: Municipal Provincial de Arequipa, 2016.

B). LOCALIZACIÓN TEMPORAL

El presente trabajo se realizó durante los meses de mayo – julio del 2016.

3.1.2. MATERIAL BIOLÓGICO

Muestras fecales de perros.

3.1.3. MATERIAL DE LABORATORIO

- **Método del kit Inmunocrotografía**
 - ✓ hisopo estéril
 - ✓ tubos de plástico con tapa rosca
- **Método de Telemann**
 - ✓ Colador pequeño metálico
 - ✓ Tubos de centrifuga de plástico de 15 ml de capacidad
 - ✓ Vasos de Vidrio
 - ✓ Lápiz de cera
 - ✓ Gradilla
 - ✓ Pipeta Pasteur
 - ✓ Paletas de Madera
 - ✓ Láminas portaobjetos de 15 x 75”
 - ✓ Cubre objetos de 22 x 22“
 - ✓ Chupón de Goma.

3.1.4. MATERIAL DE CAMPO

- Kit Anigen Rapid *Giardia* Ag
- Frascos estériles
- Plumón indeleble
- Caja térmica

- Guantes de látex de exploración
- Mandil

3.1.5. EQUIPO Y MAQUINARIA

- Microscopio óptico binocular
- Centrifuga
- Cámara digital
- Memoria USB
- computadora

3.2. MÉTODOS

3.2.1. MUESTREO

A). UNIVERSO

El presente trabajo de investigación tuvo como población total a 61 perros sintomáticos y asintomáticos distribuidos de la siguiente manera:

TABLA 2

REFUGIOS	NUMERO DE MUESTRAS
“HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”	25
PATITAS AQP	20
SEÑORA AMALIA	16
TOTAL	61

Fuente: Elaboración Propia

B). PROCEDIMIENTO DE MUESTREO

Los perros en estudio provinieron de tres refugios de la ciudad de Arequipa cumpliendo con los siguientes requisitos.

TABLA 3

CRITERIO DE EXCLUSIÓN	CRITERIO DE INCLUSIÓN
Cachorros de 0-2 meses.	Cachorros de 0-2 meses.
Perros mayores de tres años.	Perros de ambos sexos.
Perros han sido expuestos a medicamentos parasitarios, antibióticos, sulfas, sales de barios, sal de bismuto, kaolin, pectina, kaopectanos y/o laxantes.	Perros menores de 3 años. Perros sintomáticos y asintomáticos.

Fuente: Elaboración Propia

CRITERIOS DE EXCLUSIÓN

- Perros han estado expuestos a medicación antiparasitarios, antibióticos., sulfas, sales de bario (sustancias radioactivas), sal de bismuto, kaolín, pectina o kaopectatos. y/o laxantes.
- Perros de 0 a 2 meses.
- Perros mayores de tres años.

CRITERIOS DE INCLUSIÓN:

- Perros de ambos sexos.
- Perros de 2 a 12 meses.
- Perros de menos de tres años.
- Perros sintomáticos o asintomáticos

3.2.2. MÉTODOS DE EVALUACIÓN

3.2.2.1. RECOLECCIÓN DE LA MUESTRA

Para el Kit Anigen Rapid *Giardia* Ag

- Se extrajo heces del ano del animal con hisopo y se recogió directamente del suelo
- El hisopo empapado con heces fue introducido en un tubo de ensayo con tapa rosca que contiene 1 ml de suero fisiológico previamente rotuladas que contengan datos como: edad, sexo y procedencia del perro. (Dodin A., Fournier J.M. 1992).

Para el Método de Telemann

- Se recolectó las muestras de heces recientemente evacuadas con una baja lengua en una cantidad aproximada de 3-6 gramos los cuales fueron introducidos en frascos con formol salino al 5% (fijador).
- Las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Biología celular de la Escuela de Biología UNSA para su procesamiento y diagnóstico microscópico.

3.2.2.2. METODOLOGÍA DE LA EXPERIMENTACIÓN

Fase de Laboratorio.

La presencia de quistes y/o trofozoítos de *Giardia spp.* se determinó mediante el método de Telemann modificado que consistió en:

- Homogenizar 3 a 6 gramos de heces con la solución de formol salina, en vaso corriente.
- Tamizarla a través de un colador a otro vaso de vidrio corriente.

- Trasvasar la muestra a un tubo de centrifuga, llenar hasta las $\frac{3}{4}$ partes del tubo.
- Centrifugar a 2,500 r.p.m., durante 5 minutos.
- Sacar el tubo, vaciar el sobrenadante y con una pipeta Pasteur extraer una pequeña parte del sedimento.
- Colocar una gota de sedimento en una lámina portaobjeto; añadir una gota de solución iodada, mezclar con una laminilla cobre objeto y luego cubrirla con la misma. Llevar al microscopio.
- Observar con objetivo 10 X todo tipo de estructuras: huevos, quistes, larvas, etc. y verificar con objetivo de 40 X. y en algunos casos con 100 X (Inmersión).

FASE DE CAMPO

Kit de prueba rápida Anigen *Giardia* Ag:

El equipo de pruebas de Anigen rápido *Giardia* Ag es un inmunoensayo cromatográfico para la detección cualitativa de antígeno de *Giardia spp.* En las heces caninas o felinas.

El Kit consta de:

- Placa con una ventana de lectura y otra ventana para colocar la solución.
- Un tubo que contiene un ml. de diluyente estéril.
- Una pipeta en forma de pera.
- Hisopo.

Procedimiento del test

- Recoger las muestras de heces caninas utilizando el hisopo.
- Inserte el hisopo en el tubo de muestra que contiene 1 ml de diluyente de ensayo.
- Mezclar las muestras de hisopo con el diluyente de ensayo para extraer así.

- Retire el dispositivo de prueba de las bolsas de aluminio y colocarlo en una superficie plana y seca.
- Utilizando el gotero desechable proporcionado, tomar las muestras de extraído y mezclado en el tubo.
- Añadir cuatro (4) gotas en el orificio de la muestra con el gotero desechable. El diluyente de ensayo mezclado debe ser exactamente añadió, gota a gota lentamente.
- A medida que la prueba comienza a trabajar, verá el color púrpura movimiento a través de la ventana de resultados en el centro del dispositivo de ensayo. Si la migración no ha aparecido después de 1 minuto, añadir una más gota del diluyente de ensayo mezclado con el pocillo de muestra.
- Interpretar los resultados de la prueba a los 5 y 10 minutos. No interprete después de 20 minutos.

INTERPRETACIÓN DE LA PRUEBA

Una banda de color aparecerá en la sección izquierda de la ventana de resultados para mostrar que la prueba es trabajando apropiadamente. Esta banda es la banda de control. La sección derecha de la ventana de resultados indica los resultados de la prueba. Si otra banda de color aparece en la sección derecha del resultado ventana. Esta banda es la banda de prueba.

1) Resultado negativo

La presencia de una sola banda dentro de la ventana de resultados indica un resultado negativo.

2) Resultado positivo

La presencia de dos bandas de color ("T" y "C") dentro de la ventana de resultados, sin importar la banda en que aparece por primera vez, indica un resultado positivo.

3) Resultado no válido

Si la banda de color púrpura no es visible dentro de la ventana de resultados después de realizar la prueba, el resultado se considera inválido. Si las instrucciones no se han seguido correctamente o el test este deteriorado, se recomienda que sea descartado.

Limitaciones de la prueba

Aunque el kit de prueba rápida Anigen *Giardia* Ag es muy preciso para la detección de *Giardia spp* antígeno, puede ocurrir una baja incidencia de resultados falsos. Otras pruebas clínicas están disponibles requerido si se obtienen resultados cuestionables. Al igual que con todas las pruebas de diagnóstico, una definitiva El diagnóstico clínico no debe basarse en los resultados de una única prueba, pero debe ser sólo realizado por el veterinario después de haber evaluado todos los hallazgos clínicos y de laboratorio.

NOTA:

El equipo de pruebas de Anigen rápido *Giardia* Ag tiene una carta de "T (traza)" y "C (control)" como línea de prueba y la línea de control en la superficie del dispositivo. Tanto la línea de prueba y la línea de control en la ventana de resultados no son visibles antes de aplicar ninguna de las muestras. La línea de control se utilizará para el control del procedimiento. La línea de control deberá aparecer siempre si el procedimiento de prueba se realiza correctamente y los reactivos de prueba de la línea de control están funcionando. Una

línea de prueba púrpura (T) será visible en la ventana de resultados si hay suficiente antígeno de *Giardia spp* en la muestra. Los anticuerpos de *Giardia spp* especialmente seleccionados se utilizan en la banda de prueba ya que ambos materiales son de captura y de detección. Esto permite al equipo de pruebas de Anigen rápido *Giardia Ag* identificar antígeno de *Giardia spp* en heces caninas o felinas con un muy alto grado de precisión (Laboratorio Anigen Bionote).

3.2.2.3. AJUSTES MÉTODOLÓGICOS

En 1908, Telemann describe su método, el cual es modificado por De Rivas en 1928, quien cambió el ácido clorhídrico por ácido acético. El Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina de la UNSA reemplazó estas sustancias por éter sulfúrico. La utilidad de estas sustancias es para concentrar los huevos, quistes y larvas, sobre todo aquellas muestras que tienen elevadas concentraciones de grasas neutras y ácidos grasos libres.

El Laboratorio de Análisis Clínicos de la Facultad de Medicina de la UNSA sección de Parasitología a cargo de la Bióloga Mamani Barreda especialista en parasitología y análisis biológico, no hace uso del éter sulfúrico por ser un disolvente irritante y producto controlado, por lo que el observador debe tener competencias evaluadas y experiencia.

3.2.2.4. RECOPIACIÓN DE LA INFORMACIÓN

A) EN EL CAMPO

La información se obtuvo mediante el inserto del Kit Anigen Rapid *Giardia Ag*

B) EN EL LABORATORIO

La información se obtuvo mediante el uso de atlas y textos de parasitología para el reconocimiento de formas parasitarias compatibles a *Giardia spp.*

C) EN LA BIBLIOTECA

Se analizó y revisó investigaciones previas (tesis), revisión de textos y publicaciones diversas.

En otros ambientes generadores de la información científica, consultas directas a profesionales relacionados con el tema.

D) EN OTROS AMBIENTES GENERADORES DE LA INFORMACIÓN CIENTÍFICA:

- A través de páginas web en internet.
- Consultas personales.

3.2.3. VARIABLES DE RESPUESTA**A). VARIABLES INDEPENDIENTES****CARACTERÍSTICAS DEL PERRO DOMÉSTICO**

- Procedencia
- Edad
- sexo

B). VARIABLES DEPENDIENTES

- Método de Inmunocromatografía:
Presencia o ausencia de la línea purpura en el kit.
- Método de Telemann modificado:
Presencia o ausencia de quistes y trofozoítos de *Giardia spp.*

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. EVALUACIÓN ESTADÍSTICA

4.1.1. DISEÑO EXPERIMENTAL

4.1.1.1. UNIDAD EXPERIMENTAL

Los perros de tres refugios de Arequipa.

4.1.2. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó tablas univariadas y de contingencia para expresar la frecuencia absoluta y relativa y porcentual, así mismo para el contraste de la hipótesis se utilizó el coeficiente de kappa Cohen con la prueba de Z normal con un nivel de significancia del 5 %.

Adicionalmente se representó gráficamente mediante diagramas de barra para mostrar las frecuencias porcentuales, el proceso de la información fue realizado mediante el software estadístico SPSS versión 23.

Cuando el χ^2 calculado es mayor que el χ^2 tabular es significativo de lo contrario no es significativo.

FORMULA DE CHI CUADRADO.

$$\chi^2 = \sum \frac{(o_i - e_i)^2}{e_i}$$

X²= Chi.

O= Observados.

E= Evaluados.

P= Probabilidad.

GL= Grados de libertad.

X_t²= Chi cuadrado de tabla.



CUADRO 1

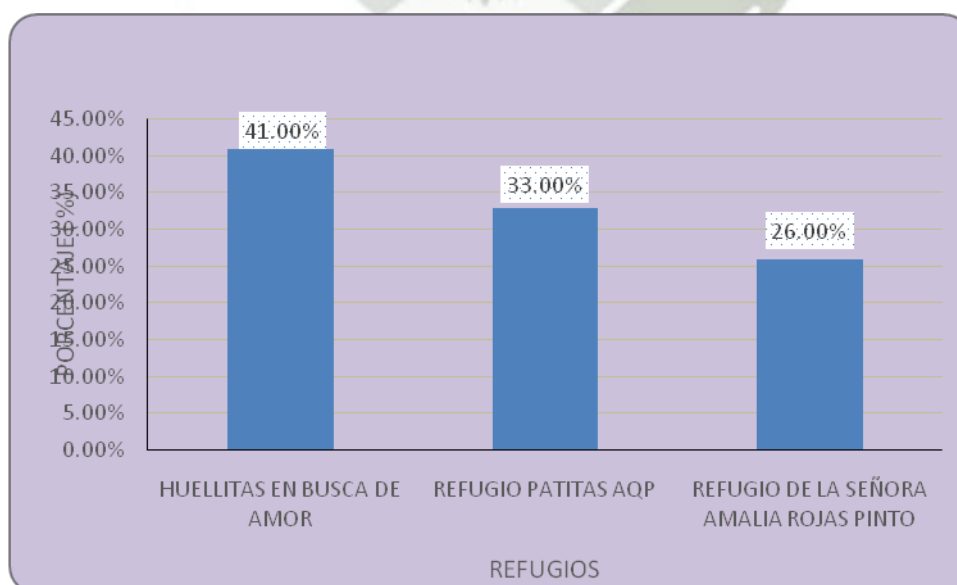
PERROS DISPONIBLES SEGÚN REFUGIO

REFUGIOS	N°	%
REFUGIO “HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”	25	41.00
REFUGIO PATITAS AQP	20	33.00
REFUGIO DE LA Sra. AMALIA ROJAS PINTO	16	26.00
TOTAL	61	100.00

El cuadro N°1 muestra que de una población de 61 perros (100.00%), el 41.00% de ellos pertenecen al refugio “Huellitas en Busca de Amor”, el 33.00% al refugio patitas Aqp y el 26.00 % al refugio de la señora Amalia Rojas Pinto, por lo que podemos concluir que los hallazgos obtenidos en nuestro estudio difieren con los estudios de Alviz (2007) quien realizó un estudio sobre la prevalencia de *Giardiasis* en perro doméstico (*Canis lupus familiaris*) de los alumnos del centro educativo estatal 40019 Cercado-Arequipa evaluando 86 muestras fecales de una población de 110 caninos, Sin embargo Quispe (2015) realizó un estudio sobre prevalencia de *Giardia spp.*, en perros (*Canis lupus familiaris*) del refugio Huellitas en Busca de Amor, evaluando una población total de 50 muestras fecales.

GRÁFICO 1

PERROS DISPONIBLES SEGÚN REFUGIO



CUADRO 2
EDAD DE LOS PERROS SEGUN ETAPA DE VIDA EN LOS TRES
REFUGIOS DE LA CIUDAD DE AREQUIPA

EDAD DE LOS PERROS SEGUN ETAPA DE VIDA	N°	%
CACHORROS	5	8.00
ADULTO	56	92.00
TOTAL	61	100.00

El cuadro N° 2 nos muestra una comparación por edad de los perros según etapa de vida para los cuales se han considerado ciertas características Sin embargo podemos observar que, en nuestro estudio de un total de 61 perros, 5 fueron cachorros (8.00%) y 56 fueron adultos (92.00 %). Los cuales difieren con la población de Quispe, M. (2015) en cuyo estudio utilizo una población de 50 perros de los cuales 12 fueron cachorros, 22 jóvenes, 15 adultos y un veterano, mientras que Alviz, A.(2007) en su estudio utilizo una población total de 86 perros cuyas edades fueron considerados en grupos etareos de los cuales 3 perros se encontraban en el grupo etareo de 0 – 6 meses, 13 perros en el grupo de 7– 12 meses, 69 perros en el grupo de 2 – 10 años y 1 perro en el grupo de > 10 años.

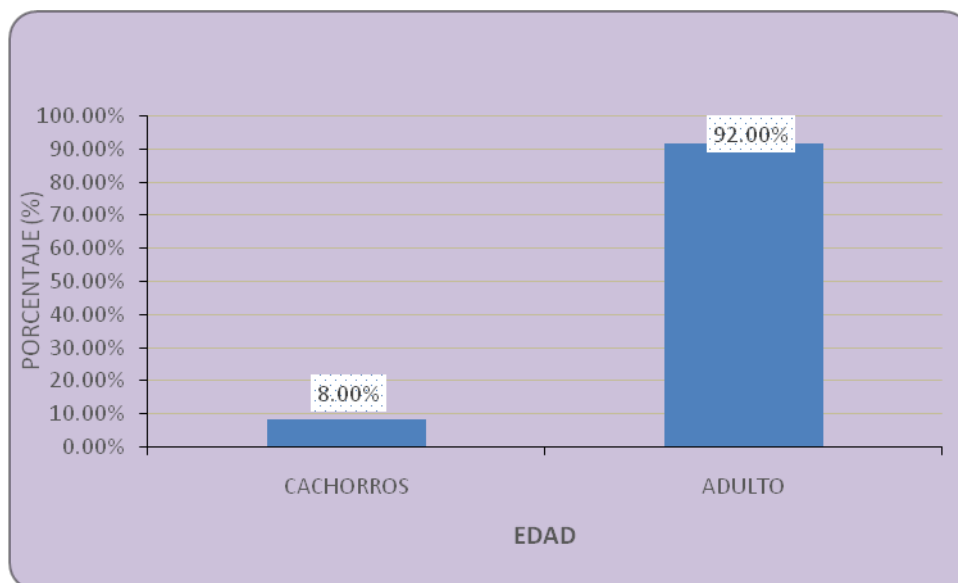
Los perros son considerados cachorros desde su nacimiento hasta aproximadamente un año de edad donde se dan los siguientes periodos:

- Periodo neonatal (0 días – 12 días).
- Periodo de transición (13 días-21 días).
- Periodo de sociabilización (22 días – 84 días).
- Periodo juvenil (12 semana a 1-2 años).

El periodo juvenil se alarga según la raza y en razas pequeñas desde los 8 a 12 meses, para las razas grandes hasta los 18 meses razas gigantes hasta los 24 meses de un año en adelante dejan de ser cachorros y se convierten en adultos este periodo comprende (1 -2 años a 7 -9 años) y el último periodo es la vejes (desde 7-9 en adelante) (Miklosi A. 2015).

GRÁFICO 2

EDAD DE LOS PERROS SEGUN ETAPA DE VIDA EN LOS TRES REFUGIOS DE LA CIUDAD DE AREQUIPA



CUADRO 3

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS POR EL TEST DE
INMUNOCROMATOGRAFÍA SEGÚN EL REFUGIO.

DIAGNÓSTICO INMUNOCROMATOGRAFÍA	“HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”		PATITAS AQP		SRA. AMALIA ROJAS PINTO	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
POSITIVO	1	4.00%	8	40.00%	5	31.25%
NEGATIVO	24	96.00%	12	60.00%	11	68.75%
TOTAL	25	100%	20	100%	16	100%

GL=2

$X^2=5.99$

$X^2=8.99$

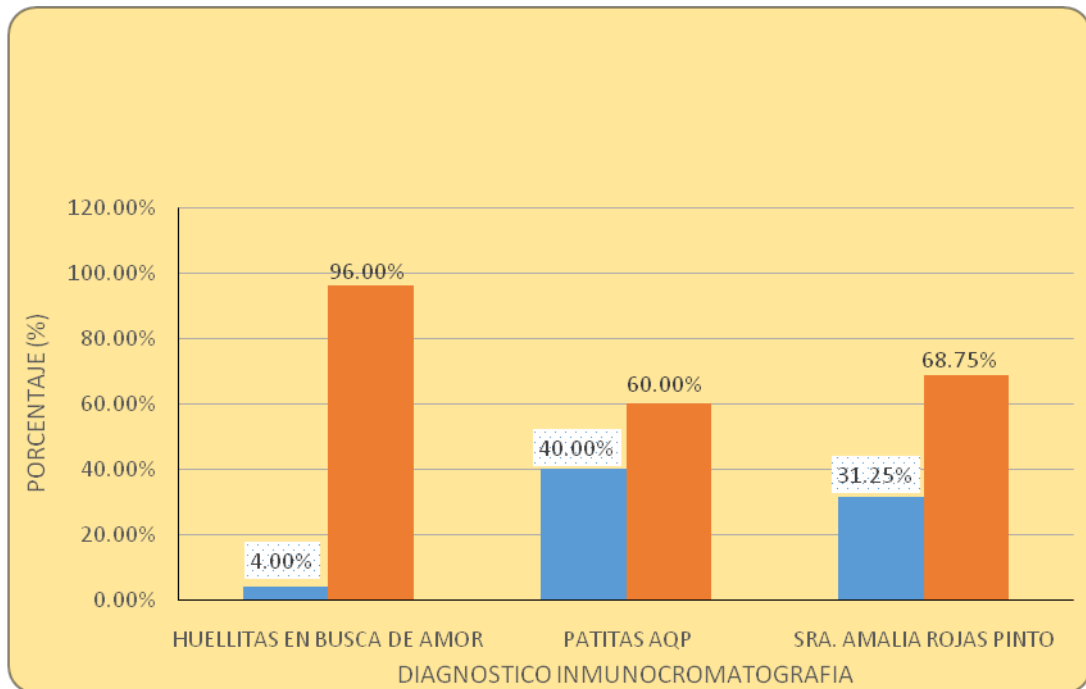
$P<0.05$

El cuadro N° 3 según la prueba de chi cuadrado ($x^2=8,99$) con 2 grados de libertad y con chi cuadrado en tabla ($X^2=5.99$), se muestra que el diagnóstico de *Giardia spp* en los perros en los tres refugios presento diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$).

Asimismo se puede observar que el 4.00 % de los perros de “Huellitas en Busca de Amor” resultaron positivos a *Giardiasis* con el test de Inmunocromatografía frente al 40.00 % de los perros de “Patitas AQP” y el 31.25% de los perros de “Sra. Amalia Rojas Pinto” que también resultaron positivos a *Giardia spp*.

GRÁFICO 3

DIAGNÓSTICO DE *Giardiasis* EN PERROS POR EL TEST DE INMUNOCROMATOGRAFÍA SEGÚN EL REFUGIO.



CUADRO 4

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN EDAD DEL PERRO MEDIANTE EL TEST DE INMUNOCROMATOGRAFÍA.

DIAGNÓSTICO INMUNOCROMATOGRAFÍA	CACHORRO		ADULTO	
	N°	%	N°	%
POSITIVO	5	100.00%	9	16.1%
NEGATIVO	0	0.00%	47	83.9%
TOTAL	5	100%	56	100%

GL=1 $X^2=3.84$
 $X^2=18.28$ $P<0.05$

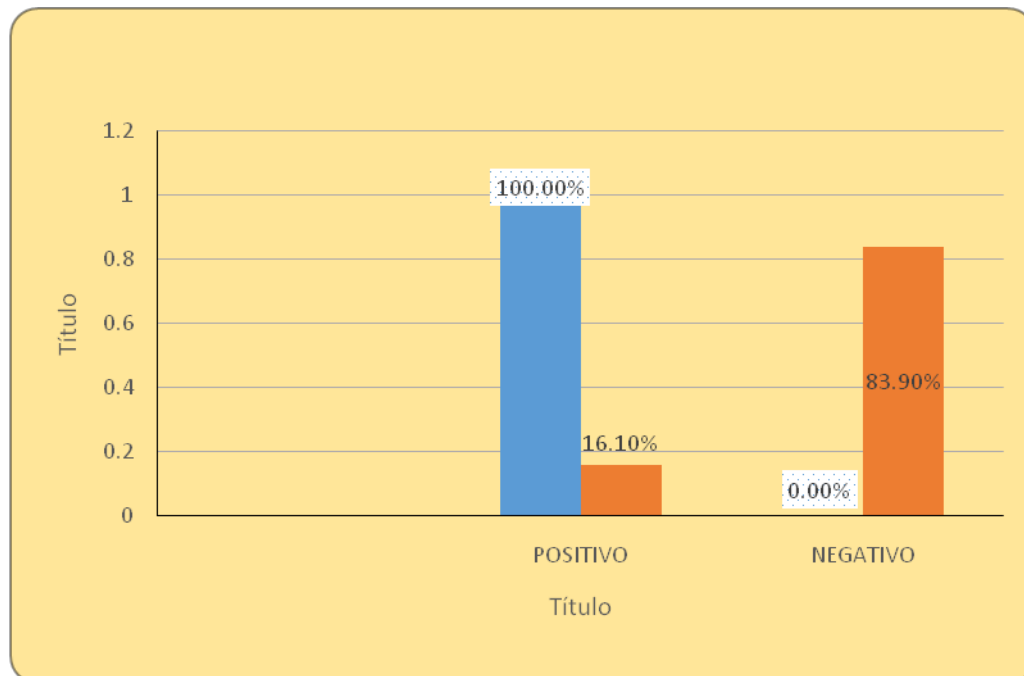
El cuadro N°4 según la prueba de chi cuadrado ($x^2=18.28$) se muestra que el diagnóstico de *Giardiasis* según edad del animal presenta diferencias estadísticas significativas (la probabilidad para calcular el chi cuadrado es menor y da como resultado un grado significativo) ($p<0.05$).

Así mismo se muestra que el 100 % de los cachorros dieron positivo a *Giardiasis* con el test de Inmunocromatografía frente al 16.1 % de los perros adultos también con diagnóstico positivo a *Giardiasis* frente a una estadística negativa de 83.9 %.

Segun Huamancayo, F. y Chávez, A (2015) en su estudio encontró que la edad tampoco fue un factor determinante para la presencia del protozoo; resultados que concuerdan con Labarthe et al. (2008) en Rio de Janeiro, Brasil, quienes trabajaron con canes de hasta 2 años de edad; sin embargo, diversos estudios han demostrado que los individuos menores de 6 meses han sido los más afectados, debido posiblemente a la inmadurez de su sistema inmunológico (Cordero del Campillo et al., 1999; Epe et al., 2010; Sotelo et al., 2013).

GRÁFICO 4

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN EDAD DEL PERRO MEDIANTE EL
TEST DE INMUNOCROMATOGRAFÍA.



CUADRO 5

**DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN SEXO
DEL PERRO MEDIANTE TEST INMUNOCROMATOGRAFÍA**

	HEMBRA		MACHO	
	N°	%	N°	%
POSITIVO	5	17.86%	9	27.27%
NEGATIVO	23	82.14%	24	72.73%
TOTAL	28	100.00%	33	100.00%

$$GL=1 \quad X^2=3.84$$

$$X^2=0.76 \quad P>0.05$$

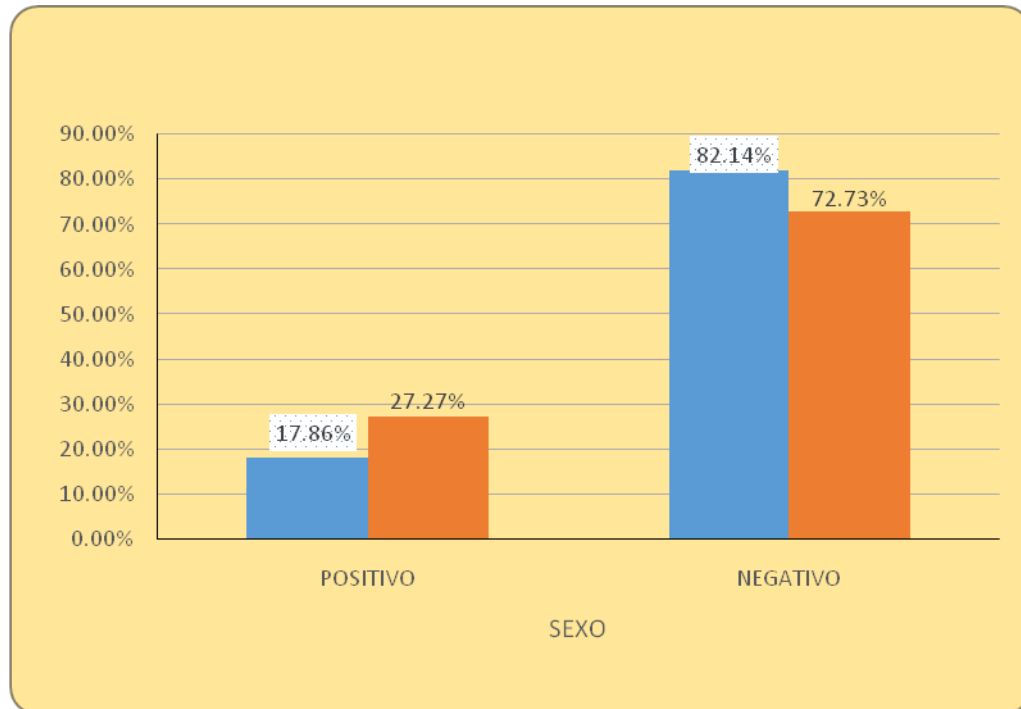
En el cuadro 5, según la prueba de chi cuadrado ($X^2=0.76$) se muestra que la frecuencia de *Giardiasis* en perros hembras y machos no presentó diferencia estadísticas significativas ($p>0.05$).

Así mismo se observa que el 17.86 % de perros hembras presentaron *Giardiasis* frente al 27.27 % de perros machos también con *Giardiasis*.

Huamancayo, F. y Chávez, A (2015), No encontró diferencia significativa en la infección por *Giardia spp* por efecto del sexo, tal y como lo demuestran la mayor parte de la literatura científica (Araujo et al., 2004; Labarthe et al., 2008; Upjohn et al., 2010; Sotelo et al., 2013)

GRÁFICO 5

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN SEXO DEL PERRO MEDIANTE TEST INMUNOCROMATOGRAFÍA



CUADRO 6

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS MEDIANTE EL TEST DE
INMUNOCROMATOGRAFÍA

TEST INMUNOCROMATOGRAFÍA	N°	%
POSITIVO	14	23.00
NEGATIVO	47	77.00
TOTAL	61	100.00

El cuadro N° 6 muestra que de un total de 61 perros cuyas materias fecales fueron diagnosticadas mediante el Test de Inmunocromatografía para la detección del protozoo *Giardia spp*, el 23.00 % de ellos resultaron positivos y el 77.00 % negativos. Sin embargo este test de Inmunocromatografía mediante el kit de prueba rápida Anigen *Giardia Ag* fue utilizado por primera vez en nuestro estudio en perros provenientes de tres refugios de Arequipa, en cuanto a sus limitaciones este kit es muy preciso para la detección de *Giardia spp* antígeno aunque puede tener una baja incidencia de resultados falsos. Al igual que con todas las pruebas de diagnóstico, una definitiva el diagnóstico clínico no debe basarse en los resultados de una única prueba, pero debe ser sólo realizado por el veterinario después de haber evaluado todos los hallazgos clínicos y de laboratorio.

Según Cantón, R. (2003) la Inmunocromatografía es una técnica inmunológica que se fundamenta en la afinidad antígeno-anticuerpo. Siendo el antígeno como aquella molécula estructural o metabólica, reconocida como extraña por el organismo humano y capaz de desencadenar una respuesta inmunitaria. Por otro lado, el anticuerpo es una gammaglobulina sintetizada por las células plasmáticas en respuesta a la estimulación ejercida por un antígeno, con el que reacciona de forma específica gracias a la correspondencia entre sus estructuras. Los anticuerpos específicos empleados en esta técnica son obtenidos por producción in vitro mediante hibridomas con la obtención de anticuerpos monoclonales, estos pueden utilizarse solos o combinando

diferentes anticuerpos dirigidos contra dos o más epítomos diferentes. La principal ventaja de estos es su grado de especificidad.

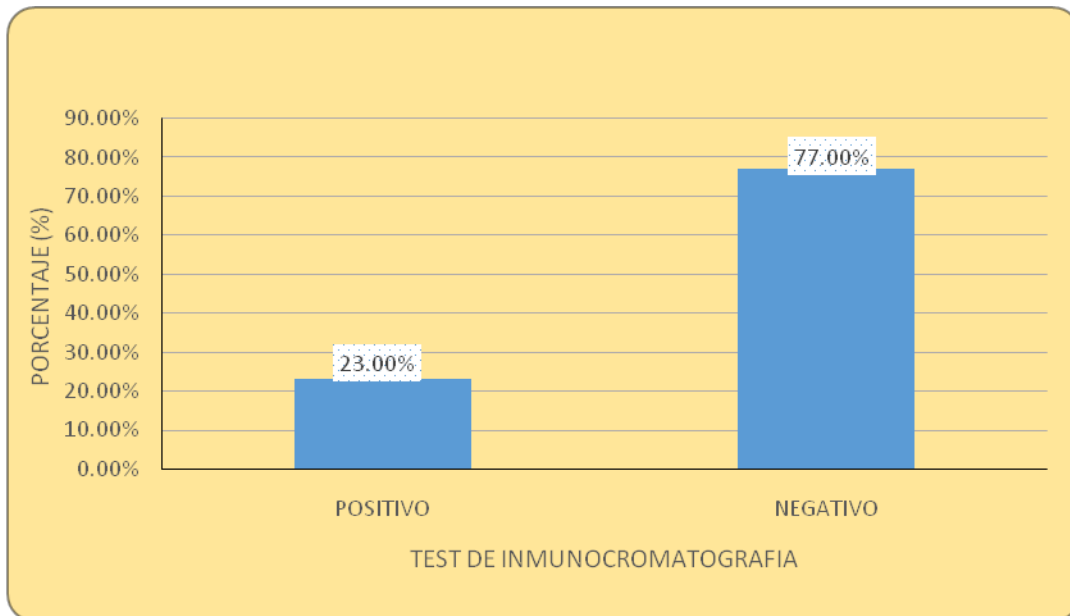
Además de buscar la exactitud de una prueba, se deben contemplar aspectos como economía y simplicidad, eso sí, sin sacrificar la capacidad diagnóstica que ofrezca resultados fiables en poco tiempo y a precios accesibles a los propietarios de los animales.

Según Carvajal, K. y Col. (2007) en un estudio para detectar *Giardia spp.* en caninos, utilizando un método inmunodiagnóstico ELISA de captura SNAP *Giardia* (IDEXX®), reportó una alta sensibilidad (95-96%) y especificidad (99-100%) según el estudio de Groat et al. (2003); asimismo, presenta otras características que le dan beneficio con respecto a las otras técnicas, tal como el rápido tiempo efectivo para la obtención de resultados. Además, se destacó por tener capacidad de detectar el antígeno soluble, tanto en la fase temprana como tardía de la enfermedad, o bien, durante un proceso agudo o crónico (Dryden et al., 2006; Geurden et al., 2008; Liu et al., 2008). Entonces, se puede decir con bastante certeza que las muestras positivas al SNAP *Giardia* (IDEXX®) corresponden a animales con exposición concurrente o previa al parásito.

Un elemento adicional a favor del SNAP *Giardia* (IDEXX®) es que no requiere de grandes cantidades de heces para su ejecución. La simplicidad de esta técnica resultó ser una consideración de importancia, por lo tanto, es una técnica que puede ser fácilmente utilizada en lugares donde no hay disponible personal técnico bien entrenado; por otro lado, se compromete muy poco la objetividad de la lectura del resultado a pesar de que la prueba se realice por diferentes observadores. Finalmente, es una técnica muy segura, porque la utilización de los antígenos vivos no representó el escape de material infeccioso a poblaciones susceptibles o al mismo operador.

GRÁFICO 6

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS MEDIANTE EL TEST DE INMUNOCROMATOGRAFÍA



CUADRO 7

**DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS POR EL MÉTODO DE
TELEMANN MODIFICADO SEGÚN REFUGIO.**

DIAGNÓSTICO MEDIANTE MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO	“HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”		PATITAS AQP		SRA. AMALIA ROJAS PINTO	
	N°	%	N°	%	N°	%
POSITIVO	2	8.00%	9	45.00%	6	37.50%
NEGATIVO	23	92.00%	11	55.00%	10	62.50%
TOTAL	25	100.00%	20	100.00%	16	100.00%

GL=2

 $X_t^2=5.99$ $X^2= 8.57$

P< 0.05

El cuadro N° 7 según la prueba estadística del chi cuadrado ($x^2=8,57$) con 2 grados de libertad y con chi cuadrado en tabla ($X_t^2=5.99$), se muestra que el diagnóstico de *Giardia spp* mediante el método de Telemann modificado en muestras fecales de perros de los tres refugios de Arequipa presentan diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$).

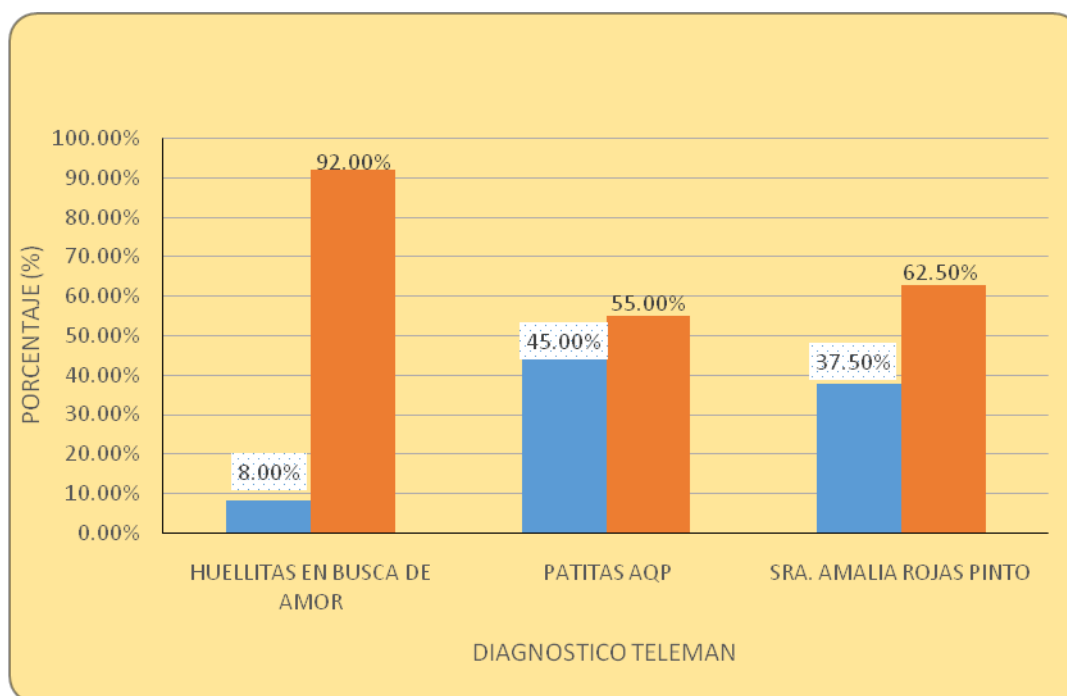
Del mismo modo se puede observar que de un total de 61 perros cuyas muestras fecales fueron analizadas mediante el método de concentración por centrifugación (Telemann modificado) el 8.00 % de los perros del refugio “Huellitas en Busca de Amor” resultaron positivos a *Giardia spp* frente al 45.00 % de los perros de “Patitas AQP” y el 37.50% de la “Sra. Amalia Rojas Pinto” que también resultaron positivos a *Giardia spp*.

Sin embargo, el lugar de donde provienen los perros denominados refugios las condiciones de hacinamiento y medidas de bioseguridad son insuficientes, pueden ser factores de ciclos de transmisión, siendo las heces el vehículo de excreción intermitente, como lo menciona Montoya y Roldán (2007) en su estudio realizado en la ciudad de Medellín.

Adicionalmente la probabilidad de tener contacto con diversos agentes infecciosos es alta, donde se convierten en caminos de transmisión potencial como factor de riesgo latente de contaminación con este tipo de patógenos (Olson et al. 2010).

GRÁFICO 7

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS POR EL MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO SEGÚN REFUGIO.



CUADRO 8

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN EDAD DEL PERRO MEDIANTE EL MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO

DIAGNÓSTICO TELEMANN	CACHORRO		ADULTO	
	N°	%	N°	%
POSITIVO	5	100.00%	12	21.43%
NEGATIVO	0	0.00%	44	78.57%
TOTAL	5	100%	56	100%

GL=2 $X^2=5.99$
 $X^2=14.10$ $P<0.05$

El cuadro N°8 según la prueba de chi cuadrado ($x^2=14.10$) se muestra que el diagnóstico de *Giardia spp*. Según edad del animal presento diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$)

Así mismo se muestra que del total de 5 cachorros que representan el 100 % cuyas muestras fecales fueron analizadas por el método de Telemann modificado todos resultaron positivo a *Giardia spp* frente a 12 perros adultos que representan el 21.43 % con diagnóstico positivo frente a una estadística negativa de 78.57%.sin embargo nuestro resultados obtenidos difieren con los estudios de Quispe, .M (2015) quien realizó un trabajo de investigación sobre prevalencia de *Giardia spp*. según a edad, en perros (*canis lupus familiaris*) del “refugio huellitas en busca de amor”, ubicado en el distrito del cercado-Arequipa teniendo como población de estudio a 50 perros cuyas muestras fecales fueron analizadas en una clínica particular por medio del método de faust o sulfato de zinc. En este estudio se pudo observar que del total de 50 perros 12 fueron cachorros y de estos 12 cachorros 2 resultaron positivos a *Giardia spp*. De 22 perros en etapa juvenil, 2 resultaron positivos a *Giardia spp*, de 15 perros adultos 3 resultaron positivos a *Giardia spp* y el único perro veterano quien resultó positivo a *Giardia spp* en tanto que Alviz, M. (2007) en su estudio sobre prevalencia de *Giardia spp*. en perro doméstico (*canis lupus*

familiaris) procedentes de los hogares de los alumnos del Centro Educativo 40019 Cercado-Arequipa, teniendo como población de estudio a 86 perros cuyas muestras fecales fueron analizadas en el laboratorio de la UNSA por medio del método de Telemann modificado, según grupos etarios la *Giardia spp.*, afecto mayormente a los caninos de 2 a 10 años de edad con 1,16% seguido por el grupo de 7 a 12 meses con 2,32% respectivamente. Según la prueba estadística denota que el grupo etario de los animales muestreados no se asocian significativamente con la presencia de *Giardia spp.*, aunque algunos reportes de *Giardia spp* en animales indican que los individuos jóvenes y los de mayor edad son los más afectados, así por ejemplo Hahn et al (1988); reporto una prevalencia de *Giardia spp* en 35,90% de 117 muestras de heces de cachorros provenientes de perreras y de casa ; en tanto que Araujo (2004), reportaron *Giardia spp.* en 10,80% y 9,52% respectivamente en cachorros de 6 meses de edad y en adultos viejos de una población de 385 caninos; por lo tanto estos datos difieren con nuestros resultados.

Según Hutter 1991, Médico Veterinario sostiene que los parásitos como la *Giardia spp.*, llegan a los cachorros a través de la placenta, durante la gestación y la lactancia y en los adultos, deambulando por veredas, jardines, plazas y calles contaminadas, conviviendo con otros animales parasitados, consumiendo heces de otros animales (*coprofagia*), comiendo alimentos y agua contaminados.

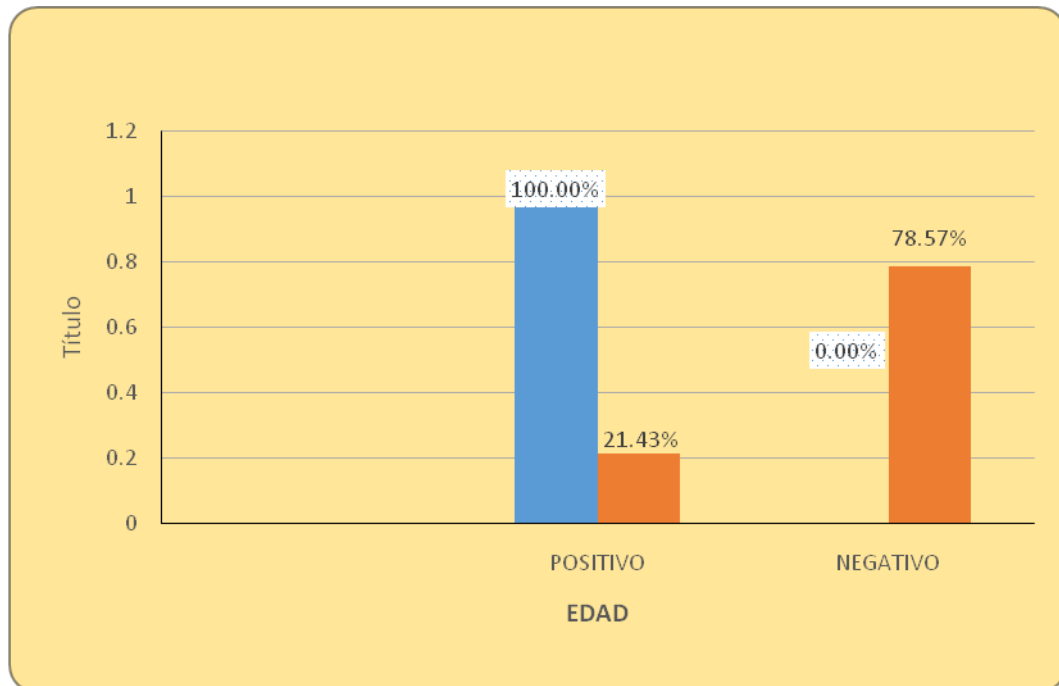
Aunque la prevalencia de *Giardia spp.*, en perros es alta la enfermedad clínica es rara, es decir; los animales con inmunodeficiencia, los animales jóvenes y aquellos alojados en grupos presentan una prevalencia alta de infección.

Por otro lado, se ha encontrado que en perros bien cuidados la prevalencia de *Giardia spp* llega al 10%, en cachorros es de 36 a 50% y en perreras de crianza alcanza el 100% (Barr, S. 1992).

Sin embargo, se describe la frecuencia de *Giardia spp.*, en los animales jóvenes, pero Sierra (2015) no encontró asociación estadística respecto a la edad y la prevalencia de parásitos intestinales ($p > 0,05$).

GRÁFICO 8

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* SEGÚN EDAD DEL PERRO MEDIANTE EL MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO



CUADRO 9

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS SEGÚN SEXO MEDIANTE EL METODO DE TELEMANN MODIFICADO

	HEMBRA		MACHO	
	N°	%	N°	%
POSITIVO	7	25.00	10	30.30
NEGATIVO	21	75.00	23	69.70
TOTAL	28	100.00	33	100.00

GL=1

$X^2=3.84$

$X^2=0.21$ $P>0.05$

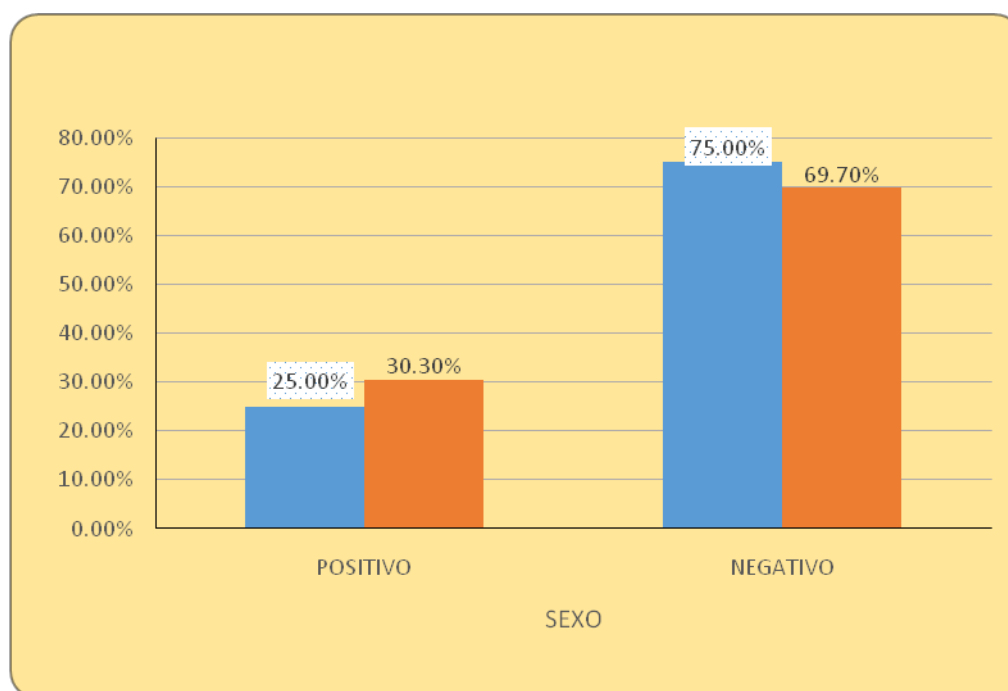
En el cuadro N°9 se observa que que el 25.00 % de perros hembras presentaron *Giardiasis* frente al 30.30 % de perros machos tambien con *Giardiasis*.

Según la prueba de chi cuadrado ($X^2=0.21$) se muestra que la frecuencia de *Giardia spp* en perros hembras y machos no presento diferencias estadísticas significativas ($p>0.05$) . Al comparar con otras investigaciones Alviz, M. (2007) reporto la presencia de *Giardia spp.*, solo en perros machos con 3,48%; según la prueba estadística no encontró diferencia significativa debido a que la mayoría de las personas encuestadas prefieren la crianza de caninos machos que hembras porque los machos no corren el riesgo de preñarse, sin embargo Urrego (1999), reportó una mayor prevalencia de *Giardia spp* en hembras con 67,50% que en machos (57,50%); Tananta (2000) reportó el parásito *Giardia spp.*, en 56,92% en machos y en hembras en 43,08% respectivamente. Koudela (1994), quienes evaluaron heces de perros adultos de ambos sexos de un criadero, reportaron una prevalencia de *Giardia spp.* de 3,40% en machos y 7,00% en hembras; sin encontrar diferencias significativas.

Araujo (2004) en su estudio sobre prevalencia de *Giardia spp.* en la población canina doméstica en los 6 distritos de la Provincia Constitucional del Callao, evaluó a 207 perros machos de los cuales 21 resultaron positivos (10,14%) y de los 178 perros hembras muestreadas 15 resultaron positivas (8,43%). No encontrando asociación estadística significativa entre el hallazgo del parásito y el sexo del animal

GRÁFICO 9

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS SEGÚN SEXO MEDIANTE EL METODO DE TELEMANN MODIFICADO



CUADRO 10

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS MEDIANTE EL MÉTODO DE
TELEMANN MODIFICADO

MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO	N°	%
POSITIVO	17	28.00
NEGATIVO	44	72.00
TOTAL	61	100.00

El cuadro N°10 muestra que de un total de 61 perros provenientes de tres refugios de Arequipa cuyas materias fecales fueron diagnosticadas mediante el método de Telemann modificado para la detección del protozoo *Giardia spp*, el 28.00% resultaron positivos y el 72.00 % resultaron negativos. por lo que podemos concluir que los hallazgos obtenidos en nuestro estudio la prevalencia para *Giardia spp* es alta y difieren con los estudios de Alviz M (2007) quien tuvo como objetivo general, determinar la prevalencia de *Giardia spp*. en caninos domésticos que habitan en las viviendas de los alumnos de 3ro, 4to, 5to y 6to grado del Centro Educativo Estatal 40019 Cercado–Arequipa para tal fin recolecto y evaluó 86 muestras fecales de una población total de 110 caninos cuyas muestras fecales fueron preservadas con formol salino, obteniendo una prevalencia de 3.48% con un total de tres casos positivos.

Sin embargo, la incidencia del parásito es variable pues diversos estudios manifiestan prevalencias que van desde 4% a 90% de la población (Cordero del Campillo y Rojo Vázquez., 1999).

Con respecto al método de Telemann, es preciso aclarar la razón por la cual se utilizó y no las técnicas de sedimentación espontánea y Faust a pesar de ser la más recomendadas por otros investigadores; la explicación de ello se basa en que Telemann Modificado es un método de concentración por centrifugación de fácil ejecución, de bajo costo y de alto rendimiento, característica que lo hace de nuestra mayor preferencia sobre cualquier otro método y porque confirma todos los hallazgos sospechosos y sirve para mostrarnos el grado de infección

de los sujetos parasitados en tanto que la técnica de sedimentación espontánea su fundamento se basa por ser un método de concentración por gravedad pero se usa específicamente para la búsqueda de huevos de *Fasciola hepática*, teniendo estos huevos un mayor peso molecular y gravedad que el agua utilizada en su preparación y la Técnica de Flotación de Faust es un método también de concentración en el cual la materia fecal se diluye en un líquido de alta densidad y los parásitos proporcionalmente quedan livianos y van a la superficie, esta técnica es muy buena para concentrar huevos de helmintos, larvas y quistes de protozoos; el éxito depende en gran parte de contar y chequear la densidad del sulfato de zinc al 33% (de más de 1.180)

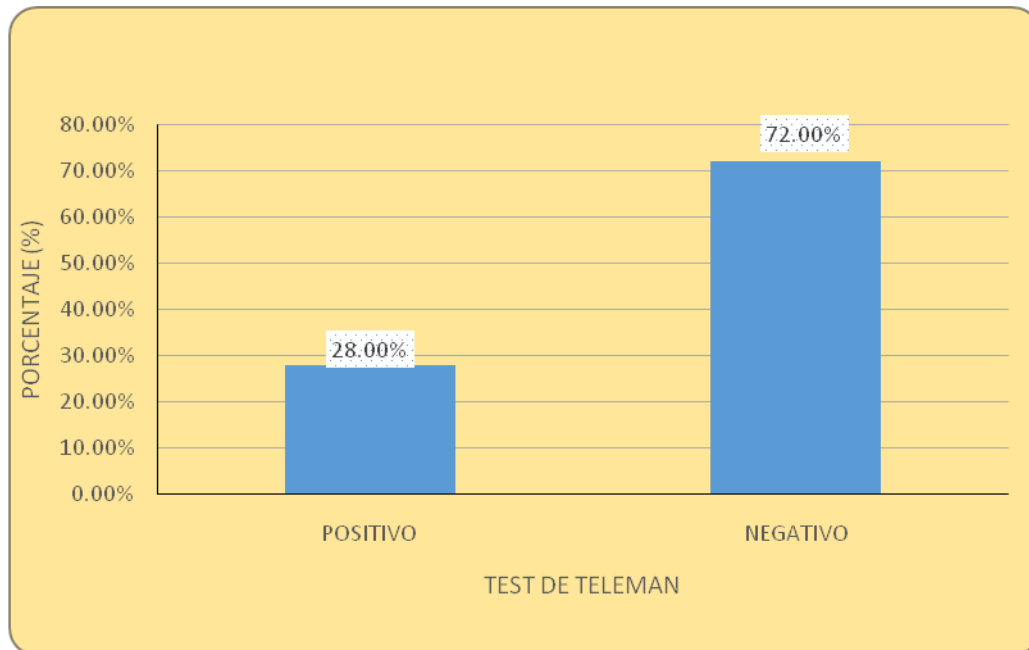
En nuestro país, Vásquez en 1989 realizó un estudio sobre *Giardia spp* en perros procedentes de los distritos del cono Norte de Lima Metropolitana encontrando prevalencias que van desde los 11% de 45 y 29,09% de 55 perros, mediante los exámenes de heces y del contenido intestinal a la necropsia.

En otro estudio, sobre prevalencia de *Giardia spp* en perros del cono sur de Lima Metropolitana realizado por Zarate (2003), recolectaron muestras fecales de 204 perros procedentes de los hogares ubicados en los distritos del Surco, Barranco, Chorrillos, San Juan de Miraflores, Villa María del Triunfo y Villa El Salvador para ello, los hogares fueron estratificados de acuerdo al nivel socioeconómico de los propietarios. Las muestras fecales fueron analizadas mediante las técnicas del examen directo y sedimentación espontánea. La prueba del examen directo arrojó una prevalencia del 8,82% mientras que el examen de sedimentación espontánea del 15,69%, siendo este último el más sensible.

Araujo (2004) en su estudio sobre *Giardia spp* en caninos de la Provincia Constitucional del callao encontró una prevalencia de 9,50% evaluando 385 muestras fecales mediante la técnica de sedimentación espontánea .

GRÁFICO 10

DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS MEDIANTE EL MÉTODO DE
TELEMANN MODIFICADO



CUADRO 11

**CONCORDANCIA DEL DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS DE
TRES REFUGIOS DE AREQUIPA MEDIANTE EL TEST DE
INMUNOCROMATOGRAFÍA Y EL MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO**

		TEST DE INMUNOCROMATOGRAFÍA		TOTAL
		POSITIVO	NEGATIVO	
MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO	POSITIVO	14	3	17
	NEGATIVO	0	44	44
TOTAL		14	47	61

$$K=0.871 =87.1\% \quad P<0.05$$

El cuadro N° 11 según el coeficiente de kappa de cohen ($k=0,871$) muestra que en el 87,1 % de las muestras fecales de perros que fueron diagnosticados con el test de Inmunocromatografía y el método de Telemann modificado coinciden con el mismo resultado, esto quiere decir que existe una concordancia en el diagnóstico para *Giardia spp.* mediante el test de Inmunocromatografía y el método de Telemann modificado en un 87.1 %. (Ato GM, López GJ. 2014.).

En los últimos años, el avance en el estudio molecular de estos parásitos y la investigación de la respuesta inmune específica del hospedero, junto con el empleo de las nuevas metodologías diagnósticas, han posibilitado el desarrollo de sistemas de detección más eficaces que apoyan al clínico, permiten el seguimiento de los tratamientos y facilitan los estudios epidemiológicos. Entre ellos, cabe destacar los métodos de detección de coproantígenos que en general, presentan buena especificidad y sensibilidad y además se desarrollan en formatos sencillos, unas propiedades que los convierten en una herramienta útil en los laboratorios. Sin embargo, Murray, P. y col. (2003) señala que estas pruebas han ganado la aceptación para el diagnóstico de la *Giardiasis*, pruebas inmunológicas como el Inmunoensayo enzimático (EIA) y la

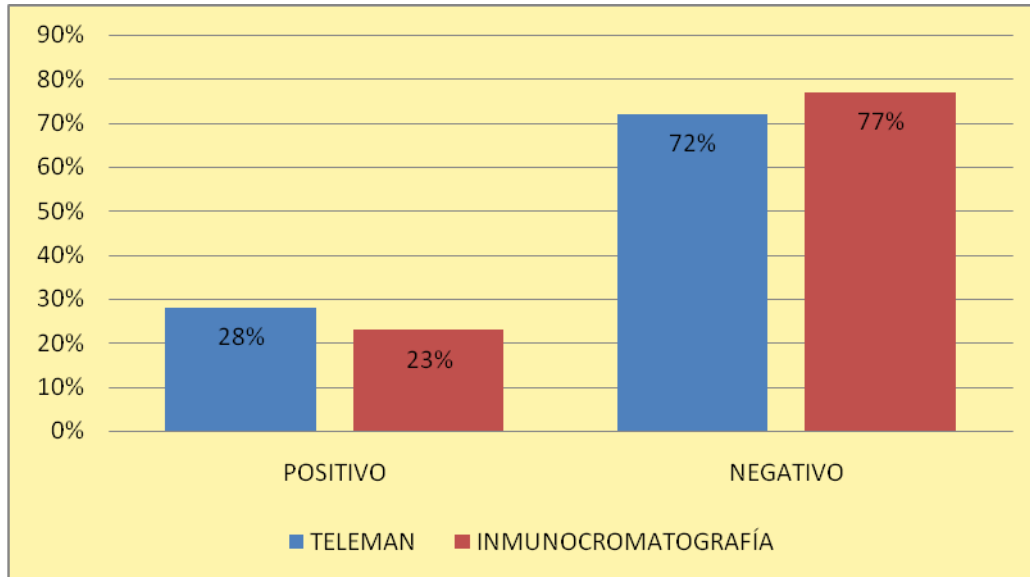
Inmunocromatografía que hacen evidente la respuesta humoral del hospedero ante antígenos parasitarios, y que proveen sensibilidad y especificidad que sobrepasa el 90%. Aunque estos métodos prometen ser más sensibles y específicos que las tradicionales, pueden dejar escapar otros patógenos que se encuentren presentes en la muestra fecal. Por lo general, las pruebas inmunológicas son mayormente útiles en los laboratorios que manejan un gran volumen de muestras.

Carvajal, K. y Col. (2007) realizó un estudio sobre Características diagnósticas de tres métodos coprológicos para detectar *Giardia spp.* en caninos, utilizando un ELISA de captura como prueba de oro, en este estudio analizo las capacidades diagnósticas de tres métodos utilizados en un laboratorio de diagnóstico médico veterinario (microscopía directa, flotación con cloruro de sodio y tinción con hematoxilina férrica de Heidenhain), comparándolos con un ELISA de captura (SNAP® *Giardia* Test Kit (IDEXX®)) como prueba de oro, analizando 115 muestras de heces caninas sospechosas de *Giardiasis* provenientes de clínicas veterinarias del Valle Central, remitidas al laboratorio ACOPSA, localizado en Heredia. Las muestras fecales –una sola por perro sospechoso de *Giardiasis*- se recolectaron entre marzo y agosto de 2005. A todas las muestras se les realizaron las cuatro técnicas. Se determinaron los atributos diagnósticos de las otras pruebas (sensibilidad, especificidad, valores predictivos positivos y negativos) utilizando tablas de 2x2 de las 115 muestras fecales 30 fueron positivas a una o a varias de las técnicas estudiadas, y de ellas 29 fueron positivas al SNAP® *Giardia*. Las tres pruebas mostraron la misma especificidad (98,8%), pero variaron en la sensibilidad: hematoxilina férrica de Heidenhain (58,6%), flotación con cloruro de sodio (48,3%) y microscopía directa 20,7%. Este estudio demuestra que las pruebas coproparasitológicas tradicionales, aplicadas a una sola muestra de heces de un perro sospechoso, no ofrecen resultados fiables que reflejen el estado infeccioso de un perro respecto a la *Giardia spp.*, como si ocurre con el SNAP *Giardia*; sin embargo, en ausencia de ésta, la tinción con hematoxilina férrica de Heidenhain sería el método diagnóstico convencional para el diagnóstico de *Giardia spp.*,

Huamancayo, F. y Chávez, A (2015), realizó un estudio cuyo objetivo fue estimar la frecuencia de infección con *Giardia spp* en caninos menores de tres años que acuden a los parques públicos del distrito de Santiago de Surco de Lima Metropolitana y determinar la concordancia entre tres técnicas de diagnóstico para lo cual recolectaron muestras fecales de 140 caninos aparentemente sanos, menores de tres años de edad, que acudían a los parques públicos acompañados de sus propietarios. Para el diagnóstico de las muestras, utilizaron las técnicas de inmunoensayo de cromatografía (IEC), la técnica de Faust (TF) y la técnica de sedimentación espontánea (TSE), encontrando frecuencias de infección con *Giardia spp* de 25.0, 17.9 y 12.1% con estas técnicas, respectivamente. El análisis de asociación entre la frecuencia de infección y las variables predictoras (sexo, grupo etario, estado de las heces o frecuencia de visitas por día a los parques) en un modelo de regresión logística no demostraron significancia estadística. Los índices de concordancia de Kappa entre las pruebas diagnósticas fueron 0.78 (IEC vs TF), 0.58 (IEC vs TSE) y 0.77 (TF vs TSE) ($p < 0.05$). Los resultados indicaron un moderado nivel de infección con *Giardia spp* evidenciando un potencial riesgo zoonótico para la población humana. Adicionalmente, tanto la IEC como TF demostraron un nivel de concordancia substancial.

GRÁFICO 11

CONCORDANCIA DEL DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp* EN PERROS DE
TRES REFUGIOS DE AREQUIPA MEDIANTE EL TEST DE
INMUNOCROMATOGRAFÍA Y EL MÉTODO DE TELEMANN MODIFICADO



V. CONCLUSIONES

De acuerdo a los objetivos propuestos y resultados obtenidos de *Giardia spp.* en perros (*Canis lupus familiaris*) de los Refugios ““Huellitas en Busca de Amor””, “Patitas AQP” y de “Amalia” de la ciudad de Arequipa, se concluye lo siguiente:

Primera: Se determinó la presencia de *Giardia spp.* Por método de Telemann modificado con un 28% (17 casos positivos).

Segunda: Se determinó la presencia de *Giardia spp.* por el test de inmunocromatografía “Anigen Rapid *Giardia* Ag test kit” con un 23% (14 casos positivos).

Tercera: Se evaluó la concordancia entre los resultados del test inmunocromatográfico “Anigen Rapid *Giardia* Ag test kit” y el método de Telemann modificado para el diagnóstico de *Giardia spp.* en heces de perro (*Canis lupus familiaris*) según el coeficiente de kappa de cohen ($k=0,871$) muestra que en el 87,1 % de las muestras de perros fueron diagnosticados con el mismo resultado esto quiere decir que existe una concordancia en el diagnóstico de *Giardia spp* mediante el test de Inmunocromatografía y el método de Telemann modificado en un 87.1 %.

VI. RECOMENDACIONES

Al haber culminado el presente estudio y observado los resultados y la experiencia obtenida, se recomienda lo siguiente:

Primera: El diagnóstico de *Giardiasis* en perros se puede realizar con ambos métodos aunque la simplicidad del test inmunocromatográfico “Anigen Rapid *Giardia* Ag test kit” resulta ser rápido tiempo efectivo para la obtención de resultados y fácilmente utilizada en lugares donde no hay disponible personal técnico bien entrenado; por otro lado, se compromete muy poco la objetividad de la lectura del resultado a pesar de que la prueba se realice por diferentes observadores por ende esta prueba debe ser potenciada en su agudeza con el método de Telemann a tres muestras tomadas con días de intervalo por lo que aumenta la efectividad y sensibilidad del diagnóstico en las diferentes fases del parásito.

Segunda: Ampliar el estudio utilizando mayor cantidad de muestras de cachorros por haber demostrado con la prueba de Chi^2 que existen diferencias estadísticas entre adultos y cachorros.

Tercera: Se debe considerar el establecimiento de un protocolo de manejo de las condiciones de salubridad que garantice condiciones óptimas de salud de los animales durante el proceso de adopción, tanto por su calidad de vida como por los riesgos para la salud humana

Cuarta: Debido a que se ha obtenido un porcentaje de 23 – 28 % es necesario realizar un tratamiento de animales antes de ser adoptados.

Quinta: Generar un registro de animales dentro y fuera de los refugios para su control parasitario.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. **Acha PN, Szyfres B. 2003.** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª ed. Washington: OPS. 398 p
2. **Adam, R. D. 2001.** Biology of *Giardia lamblia*. Clin Microbiol Rev. Jul, 14 (3): 447-75
3. **Araujo, W. 2004.** Prevalencia de *Giardia* en *Canis familiaris* de la Provincia Constitucional del Callao. Tesis Médico Veterinario. UNMSM. Lima, Perú..
4. **Atias A. 1991** Parásitología Clínica. 3ª edición. Publicación Técnicas Mediterraneo, Chile. pp: 145 – 152.
5. **Ato GM, López GJ. 2014.** Análisis estadístico para datos categóricos. Síntesis. España. 324-328
6. **Barr, S. C. 2000.** Infecciones entéricas protozoaricas. En: Enfermedades infecciosas en perros y gatos, Cap. 78. Pp: 530 – 535. Ed. C. Barr. Mc Graw Hill Interamericana. Mexico.
7. **Barr, S. C.; D. D. Bowman y H. H. Erb. 1992.** Evaluation of two test procedures for diagnosis of *Giardiasis* in dogs. Am J Vet Res. 53:2028 - 2031.
8. **Beltrán M. Enteroparásitos. 1993.** Manual de nivel local. Washington DC: OPS.
9. **Beltrán, FM, Tello, CR & Náquira, VC. 2003.** Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Instituto Nacional de Salud (INS)-Lima. Serie de normas técnicas.
10. **Benchimol M (2004)** Participation of the adhesive disc during Karyokinesis in *Giardia Lambia*, Biologi of the Cell 96, 291-301
11. **Botero, D. y M. Restrepo. 2006.** Parásitosis humanas. 4ª edición. Corporación para investigaciones biológicas. Bogota, Colombia. Pp: 506p.
12. **Cantón, R., T. M. Coque, and F. Baquero. 2003.** Multi-resistant Gram-negative bacilli: from epidemics to endemics. Curr. Opin. Infect. Dis. 16:315-325.

13. **Carvajal, K. y Col. (2007)** Características diagnósticas de tres métodos coprológicos para detectar *Giardia spp.* en caninos, utilizando un. ELISA de captura como prueba de oro. Cienc. Vet. 25 (2): 349-358, 2007.
14. **Cordero del Campillo, M. y F. A. Rojo Vasquez. 1999.** Parásitología Veterinaria. McGraw Hill. Mexico. Pp: 77 -78; 221 - 222; 620 - 623.
15. **De Rivas, D. 1928.** An efficient and rapid method of concentration for the detection of ova and cysts of intestinal parasites. Am. J. Trop. Med., 8: 63-72
16. **Dodin A., Fournier J. M. 1992.** Diagnosis of the cholera vibrio (*Vibrio cholerae* O1), p. 59–82. In Institut Pasteur (ed.), Laboratory methods for the diagnosis of cholera vibrio and other vibrios. Institut Pasteur, Paris, France.
17. **Douglas, H.;D. S. Reiner; M. J. Gault et al. 1988.** Location of *Giardia* trophozoites in the small intestine og naturally infected dogs in San Diego. En: Advances in *Giardia* research. pp: 65 - 69. Ed. Wallis, P. M. y B. R. Hamond. Alberta Canada. University of Calgary Press.
18. **Dryden, M.W., P.A. Payne & V. Smith. 2006.** Accurate diagnosis of *Giardia spp.* and proper fecal examination procedures. Vet. Ther. 7:4-14.
19. **Epe C., Rehker G., Schnieder T., Lorentzen L., Kreienbrock L. 2010:** *Giardia* in symptomatic dogs and cats in Europe- results of a European study. Vet. Parasitol . (173): 32-8 3.
20. **Faubert G. Immune response to *Giardia duodenalis*. Clin Microbiol Reviews 2000** Jan; 13(1): 35-54.
21. **Filice FP (1952)** Studies on the cytology and life history of a *Giardia* from the laboratory rat. University of California Publications in Zoology 57, 53 – 146.
22. **Fort Dodge Animal Health 1999.** Update: *Giardia*, Roundtable Discussion Proceedings 18p.
23. **Geurden, T., Geldhof, P., Levecke, B., Martens, C., Berkvens, D., Casaert, S., Vercruysse, J., Claerebout, E., 2008.** Mixed *Giardia duodenalis* assemblage A and E infections in calves. International Journal for Parasitology 38, 259 – 264.

24. **Goldsmith, R.y D. Heyneman. 1889.** Tropical medicine and parasitology. Appleton & Lange. California, USA. Pp: 239-246.
25. **Groat, R., M. Monn, L. Flynn & J. Curato. 2003.** Survey of clinic practices and testing for diagnosis of *Giardia* infections in dogs and cats. p.53. In ACVIM Forum, Jun 4-7. American College of Veterinary Internal Medicine. Charlotte, NC.
26. **Hahn N, Glaser C, Hird D, Hirsh D. 1988.** Prevalence of *Giardia* in the feces of pups. J Am Vet Med Assoc 192: 1428-1429.
27. **Huamancayo, F. y Chávez, A (2015).** *Giardiasis* en Perros Menores de Tres Años que Concurren a los Parques Públicos del Distrito de Santiago de Surco en Lima Metropolitana. Rev Inv Vet Perú 2015; 26(2): 296-302 <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11092>
28. **Hutter E. 1991** Nutrición en caninos y felinos. Profesor titular de la cátedra de clínica de animales pequeños. Universidad nacional del centro de la provincia de Buenos Aires. Argentina.
29. **Jenkins, M.C., O'Brien, C.N., Murphy, C., Schwarz, R., Miska, K., Rosenthal, B., Trout, J.M., (2009).** Antibodies to the ventral disc protein delta-giardin prevent in vitro binding of *Giardia lamblia* trophozoites. J. Parasitol. 95, 895– 899
30. **Kirkpatrick C. E. 1988.** Epizootiology of endoparasitic infecting pet dogs and cats presented to a veterinary teaching hospital. Vet Parasitol. 30: 113 – 124.
31. **Koudela, R.; B.. 1994.** *Giardiasis* in dogs in a breeding kennel. Vet. Med. (Praha). 39(2-3):93-102.
32. **Kunstler, J. 1882.** Sur cinq protozoaires parasites nouveaux. Comptes Rendus des Séances et Mémoires de la Société de Biologie, 95: 347-349.
33. **Labarthe N, Mendes de Almeida F, Balbi M, Salomão M, Paiva J, Crissiuma A, et al. 2008.** Prevalence of *Giardia* in household dogs and cats in the State of Rio de Janeiro using the IDEXX SNAP® *Giardia* test. Intern J Appl Res Vet Med 6: 200-206.
34. **Larragán M. 1993** Comparación de los principales métodos de diagnóstico para enteroparásitos. Tesis para optar el título de Médico Cirujano. Lima, Perú: Universidad Peruana Cayetano Heredia.

35. **Leib, M. y A.M. Zajac. 1997.** *Giardia*: Diagnóstico y tratamiento. En: Terapéutica veterinaria de pequeños animales XII. Sección 8. Pp: 772-775. De J. D. Bonagura. Editorial Mc Graw Hill Interamericana. Mexico.
36. **Liu J., Lee S.E., Song K.H. . 2008** Prevalence of canine Giardiasis in South Korea. Res. Vet. Sci. 84 (3): 416-8. 2. 416-8. 2.
37. **Markell, E.y M. Voge. 1992.** Medical Parasitology. 7° edición. W. B. Saunders Company. Mexico. Pp: 63-70
38. **Merck & CO.2000.** El Manual Merck de veterinaria 5° edición. Oceano Grupo Editorial. Barcelona, España, Pp: 161 – 163.
39. **Merck 2007.** El Manual Merck de veterinaria 11° edición. Oceano Grupo Editorial. Barcelona, España, 3248p.
40. **Miklosi A.2015.** Dog Behaviour Evolution And Cognition .Published 2015 By Oxford University Press.14:229-320.
41. **Montoya L.M, Roldan LM. 2007.** Prevalencia de *Giardiasis* en perros de Medellín con un laboratorio de referencia. [Tesis de maestría]. [Medellín, Colombia]. Universidad CES.
42. **Municipalidad Provincial de Arequipa**
43. **Murray P., Baron E., Jogensen J., Pfaller M., Tenover F.C., Tenover J.C. 2003.** Manual Of Microbiology. 8° edición. Vol. 2. Washington, DC: ASM Press;. P. 1998-2000
44. **Olson M, Leonard N, Strout J. 2010.** Prevalence and diagnosis of *Giardia* infection in dogs and cats using a fecal antigen test and fecal smear. Brief Communication CVJ. 51: 640-642
45. **Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología, SENAMHI.**
46. **Sierra-Cifuentes V, et al. 2015.** Prevalencia de parásitos intestinales en perros de dos centros de bienestar animal de Medellín y el oriente antioqueño (Colombia), 2014. Rev. Med. Vet. 30:55–66.
47. **Sotelo H, Chávez A, Casas E, Pinedo R, Falcón N. 2013.** *Giardiasis* y criptosporidiasis en caninos de los distritos del cono oeste de Lima Metropolitana. Rev Inv Vet Perú 24: 353-359. doi: 10.15381/rivep.v24i3.2584
48. **Tananta N, Passamonte L.,2000.** Zoonotic parasitosis transmitted by dogs in the Chaco Salteno, Argentina, Medicina (Buenos Aires) 602:217-220

49. **Upjohn M, Cobb C, Monger J, Geurden T, Claerebout E, Fox M. 2010.** Prevalence, molecular typing and risk factor analysis for *Giardia duodenalis* infections in dogs in a central London rescue shelter. *Vet Parasitol* 172: 341-346. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.05.010
50. **Urrego G, C Lanzziano 1999.** Comportamiento de la población canina del distrito capital analizando tasas de fecundidad, natalidad y mortalidad y la relación hombre animal. Codeisa Ltda. Bogotá, Colombia.

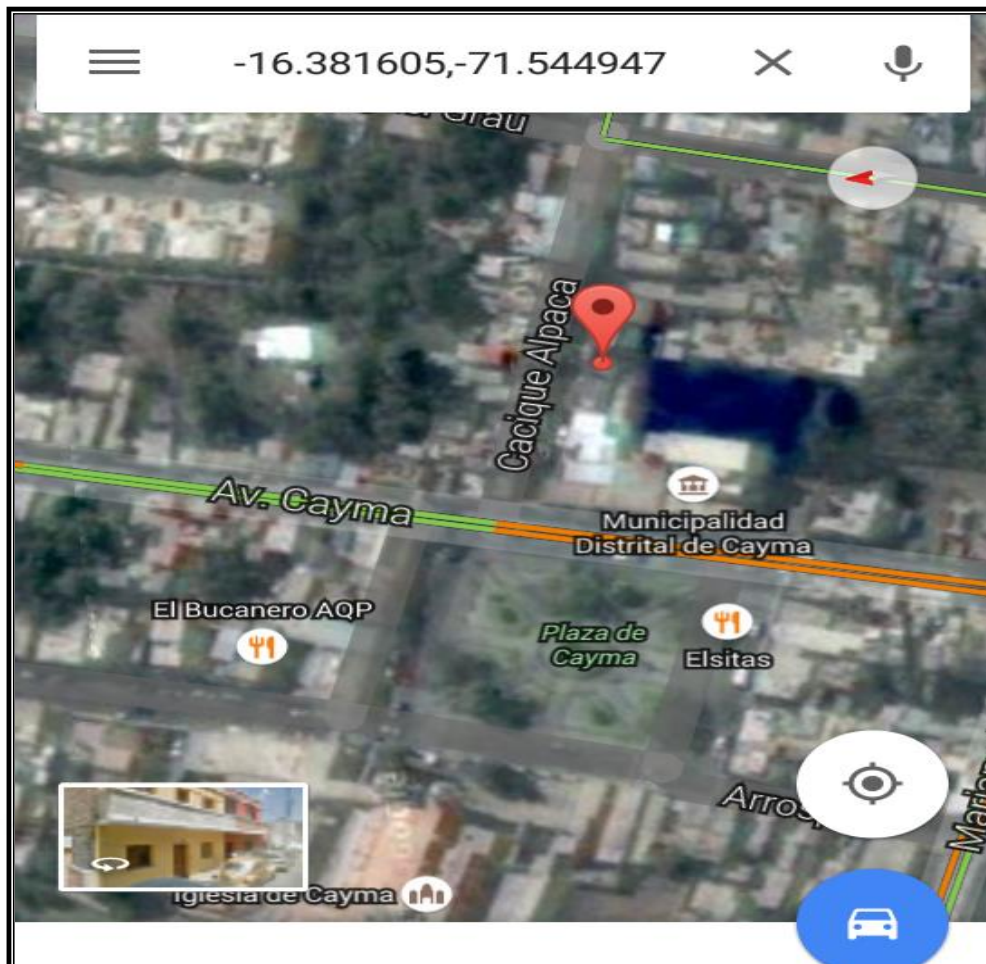


VIII. ANEXOS

8.1. MAPA O CROQUIS DE UBICACIÓN

8.1.1. ALBERGUE SRA. AMALIA

FIGURA 5



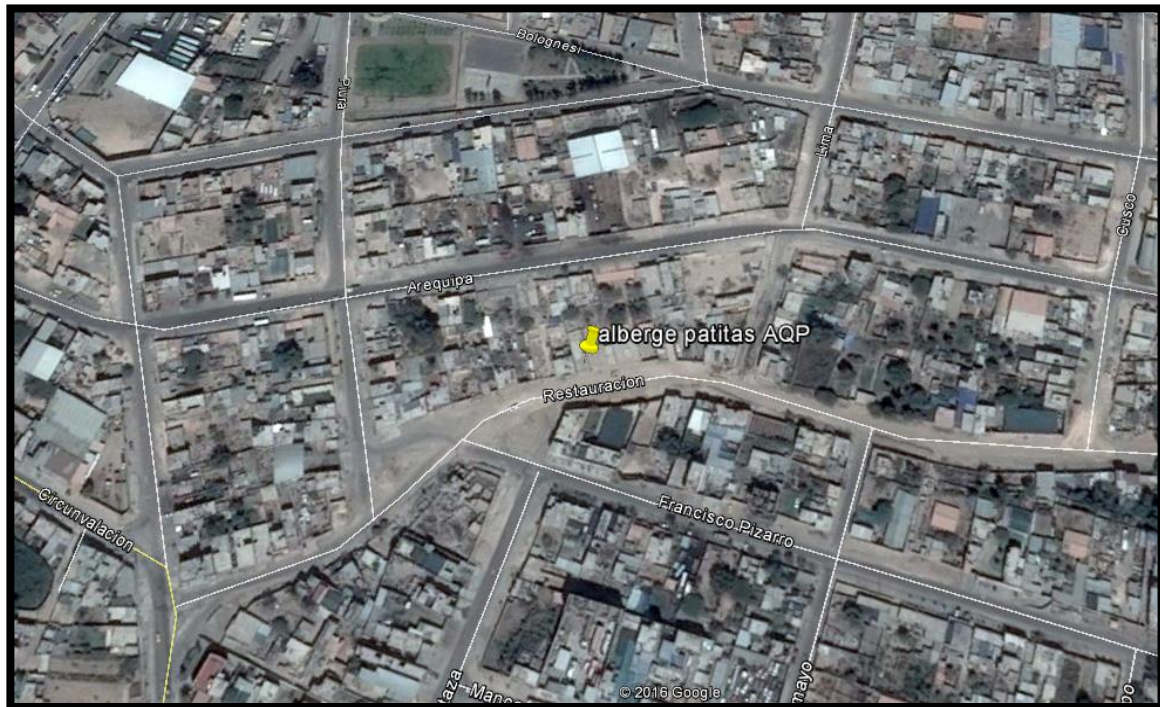
Fuente: Google Maps

a) **UBICACIÓN:**

Calle Cacique Alpaca 112 distrito de Cayma.

8.1.2. ALBERGUE PATITAS AQP

FIGURA 6



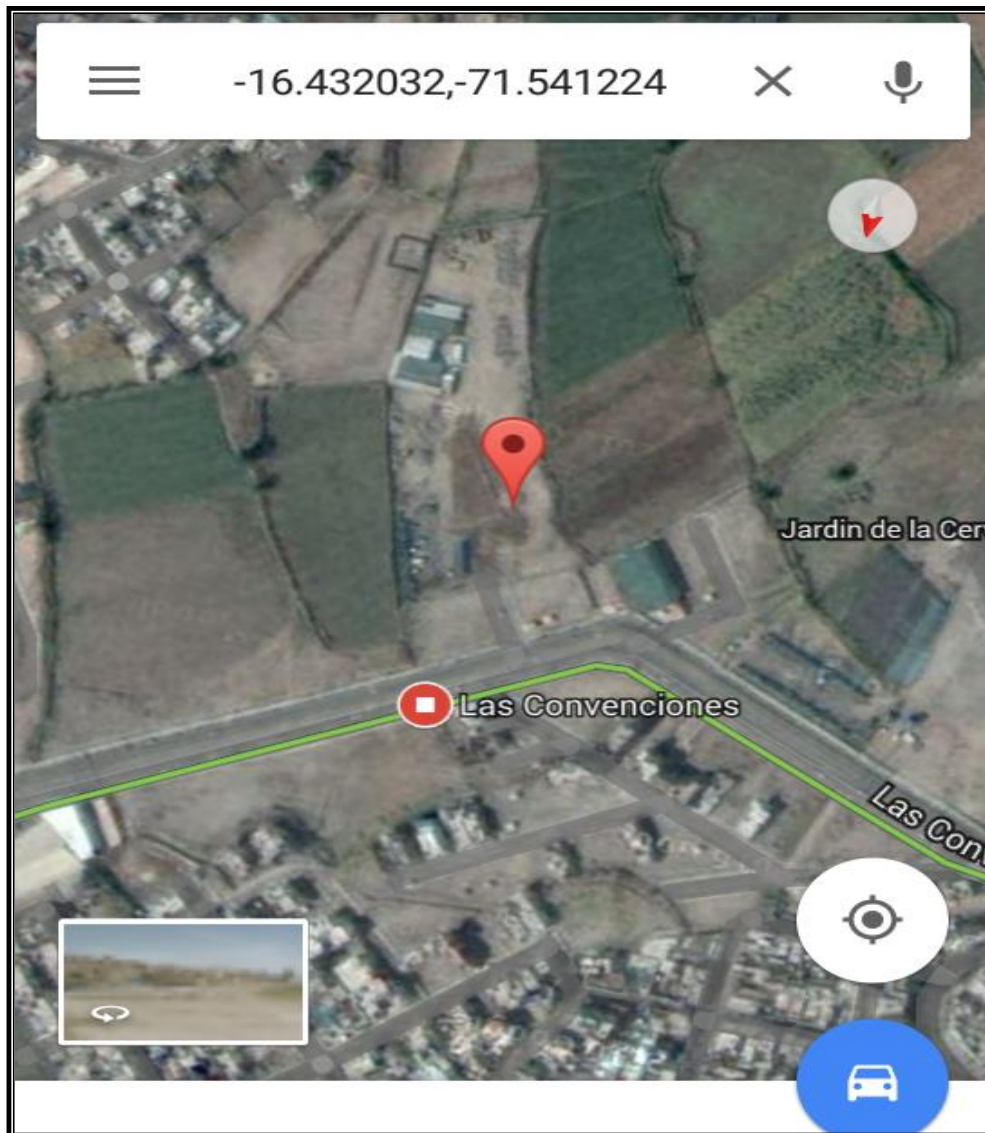
Fuente: Google Maps

a) **UBICACIÓN:**

Girón restauración Mza. D Lote 6 distrito de Cerro Colorado.

8.1.3. ALBERGUE “HUELLITAS EN BUSCA DE AMOR”

FIGURA 7



Fuente: Google Maps

a) **UBICACIÓN:**

Av. Las convenciones S/N (Urb. Villa las Palmeras)
distrito de JBYR.

8.2. ANÁLISIS PARASITOLÓGICO



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN AGUSTIN DE AREQUIPA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGIA
LABORATORIO DE BIOLOGIA CELULAR

ANALISIS PARASITOLOGICOS

SOLICITADO POR: EL Sr. MORENO MAYCA MIGUEL ANGEL

MUESTRA(S):

- 61 muestras fecales de perros, preservadas en formol salino al 5% .

PROCEDENCIA:

- Las 61 muestras fecales de perros proceden de tres refugios de Arequipa: 25 provienen del refugio Huellitas en busca de amor, 20 del refugio Patitas AQP y 16 del refugio de la Sra. Amalia Rojas Pinto, estas muestras fecales fueron recibidas para su procesamiento en el Laboratorio de Biología celular a cargo del Dr. Benito Javier Albarracín Valdivia, docente principal de la Escuela de Biología con Especialidad en Análisis Biológicos y la Srta Bióloga Mary Luz Mamani Barreda Especialista en Análisis Biológicos.

METODO DE DIAGNOSTICO PARASITOLOGICO:

- Las muestras fecales preservadas, fueron procesadas mediante **EL METODO DE "TELEMAN MODIFICADO"** el cual es un método de concentración por centrifugación de fácil ejecución, bajo costo y alto rendimiento que permite diagnosticar la mayoría de los elementos parasitarios principalmente quistes de protozoos, huevos de helmintos y larvas, etc.. Características que lo han hecho de nuestra preferencia sobre cualquier otro método por lo tanto, este método confirma todos los hallazgos sospechosos con apoyo de la a observación microscópica.

RESULTADOS DEL DIAGNOSTICO PARASITOLOGICO:

- De un total de 61 muestras fecales analizadas, se obtuvo como resultado 17 casos positivos a giardia, considerados de importancia médico veterinaria dentro de la salud pública y 44 casos negativos.
- Este documento se le expide a solicitud del interesado.

Arequipa, 20 de marzo del 2017



Biga. Mary Luz Mamani Barreda
Docente del curso de Parasitología de la
2da Especialidad en Análisis Biológicos-UNSA
Especialista en Análisis Biológicos



Dr. Benito Javier Albarracín Valdivia
Docente Principal Escuela Profesional de Biología
Especialista en Análisis Biológicos

8.3. RESULTADO DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp*

PROC.	N°	SEXO	EDAD	TELEMANN	INMUNOCROMATOGRAFIA
SRA. AMALIA	1	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	2	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	3	HEMBRA	CACHORRO	QUISTES DE : <i>GIARDIA</i> TROFOZOITO DE <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE : <i>GIARDIA</i> TROFOZOITO DE <i>GIARDIA</i>
	4	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	5	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	6	MACHO	CACHORRO	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>
	7	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	8	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	9	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	10	MACHO	CACHORRO	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>
	11	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	12	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	13	HEMBRA	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	NEGATIVO
	14	MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
	15	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	PATITAS AQP	16	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO
17		MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
18		MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
19		HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
20		HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
21		HEMBRA	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
22		HEMBRA	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
23		HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
24		MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
25		MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
26		HEMBRA	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
27		HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
28		MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
29		HEMBRA	ADULTO	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTE DE: <i>GIARDIA</i>
30		MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
31		MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
32		MACHO	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	NEGATIVO
33		HEMBRA	ADULTO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	NEGATIVO
34		MACHO	CACHORRO	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE: <i>GIARDIA</i>
35		MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
36	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO	
HUELITAS EN BUSCA DE AMOR	37	MACHO	CACHORRO	QUISTES DE : <i>GIARDIA</i> TROFOZOITO DE <i>GIARDIA</i>	QUISTES DE : <i>GIARDIA</i> TROFOZOITO DE <i>GIARDIA</i>
	38	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	39	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	40	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	41	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	42	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	43	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	44	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	45	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	46	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	47	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	48	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	49	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	50	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	51	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	52	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	53	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	54	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	55	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	56	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	57	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	58	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	59	MACHO	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	60	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO
	61	HEMBRA	ADULTO	NEGATIVO	NEGATIVO

