

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



DETERMINACIÓN DE *Giardia lamblia* EN HUMANOS RELACIONADA CON
Giardia lamblia EN *Canis lupus familiaris* EN LA JURISDICCIÓN DE LA UNIDAD
DE SALUD DE SAN MIGUELITO, SAN SALVADOR

POR:

Br. DELFY MARIANELLA GÓCHEZ ALVARENGA

CIUDAD UNIVERSITARIA, JULIO DE 2012

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS



DETERMINACIÓN DE *Giardia lamblia* EN HUMANOS RELACIONADA CON
Giardia lamblia EN *Canis lupus familiaris* EN LA JURISDICCIÓN DE LA UNIDAD
DE SALUD DE SAN MIGUELITO, SAN SALVADOR

POR:

Br. DELFY MARIANELLA GÓCHEZ ALVARENGA

CIUDAD UNIVERSITARIA, JULIO DE 2012

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE *Giardia lamblia* EN HUMANOS RELACIONADA CON
Giardia lamblia EN *Canis lupus familiaris* EN LA JURISDICCIÓN DE LA UNIDAD
DE SALUD DE SAN MIGUELITO, SAN SALVADOR**

POR:

Br. DELFY MARIANELLA GÓCHEZ ALVARENGA

**REQUISITO PARA OPTAR AL TÍTULO DE
LICENCIADA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

CIUDAD UNIVERSITARIA, JULIO DE 2012

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

Ing. MARIO ROBERTO NIETO LOVO

SECRETARIA GENERAL:

Dra. ANA LETICIA ZAVALA DE AMAYA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

DECANO:

Ing. Agr. Msc. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA

SECRETARIO:

Ing. Agr. Msc. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO

JEFA DEL DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA

F. _____
MVZ MARÍA JOSÉ VARGAS ARTIGA

DOCENTES DIRECTORES

F. _____
MVZ GUSTAVO ANTONIO FIGUEROA LÓPEZ

F. _____
MVZ ROSY FRANCIS ALVARENGA ARTIGA

COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACIÓN

F. _____
MVZ OSCAR LUIS MELÉNDEZ CALDERÓN

RESUMEN

En la Clínica de Especies Menores de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, se realizó un estudio comprendido entre el periodo del 19 de septiembre de 2011 y 15 de marzo de 2012 durante el cual se realizó un censo de 80 casos, para determinar la relación entre *Giardia lamblia* en humanos con *Canis lupus familiaris*. Se realizó un censo mensual de los caninos sospechosos de giardiasis por sintomatología de vómito o diarrea; se les tomó muestras de heces que fueron analizadas microscópicamente por frotis directo, empleando solución salina al 0.85% y lugol al 10% para identificar quiste o trofozoito de *Giardia lamblia*. Además las heces fueron analizadas mediante el uso de un kit directo de ELISA de Giardia antígeno para detectar ausencia o presencia de la enfermedad. Se evaluó a todos los propietarios de los pacientes caninos sospechosos para identificar trofozoitos o quistes en muestras de heces. Para demostrar los objetivos de la investigación, se usó la prueba de estadística de Chi cuadrada (χ^2) para muestras independientes, con un nivel de confianza del 5% de probabilidad. Ninguno de los pacientes caninos sospechosos resultó positivo a giardiasis. Sin embargo, 17 pacientes humanos (15.45%) estaban afectados por giardiasis. En función de las frecuencias observadas, se estableció la relación de ocurrencia. Los resultados muestran que no existe relación zoonótica de esta enfermedad.

DEDICATORIA

A Dios, mi Guía y Maestro. Él es digno de tomar el poder, las riquezas, la sabiduría, la fortaleza, la honra, la gloria y la alabanza. “Y todo lo que hagáis, hacedlo de corazón, como para el Señor y no para los hombres” Col. 3:23

A mi mamá, Tania Góchez, por su esfuerzo, por su amor de madre incondicional, por llevarme en buen camino y darme lo mejor que ha podido hasta el día de ahora. Esta tesis, mi carrera, es fruto de todo tu trabajo en mí. Te amo.

Delfy Góchez

AGRADECIMIENTOS

A Dios, sin quien realmente esto no hubiera sido posible. Él fue quien cerró puertas y abrió otras; quien probó mi paciencia, me dio las fuerzas y me recordó, a través de su palabra, que Él estaba ahí a pesar de las adversidades. Gracias por permitirme reconocerte en este triunfo.

A mí mamá, quien ha estado apoyándome desde el momento en que a los cinco años recuerdo haber querido estudiar veterinaria, al elegir la universidad, en cada trabajo de la carrera, en mis desvelos, en mis llantos, en mis alegrías, hasta en la preparación de la defensa. Y como sé que me seguirás apoyando. Gracias. Agradecerte se queda corto.

A mi familia: la Yaya, mi abuelita Chabe, mi tía Margoth, Diana, Roque, Vanessa, Evelyn, tía Silvia, tío Francisco y tía Carmen. Porque sé que han estado pendientes de mí. Cada uno es especial y los llevo en mi corazón.

A mis asesores, Francis Alvarenga y Gustavo Figueroa, porque tuvieron la paciencia y la dedicación de guiarme en este proceso, por las reuniones fuera de horas de trabajo, por sus consejos. Al doctor Figueroa, por motivarme a lo largo de la carrera a ser mejor estudiante, por sus regaños que al final fueron constructivos y me hacían recapacitar y querer ser mejor profesional.

A mis amigas que no cambiaría nunca el haberlas tenido en la universidad: Stephany, María José y Sonia. Conocen tanto de mí, de mis triunfos y mis decepciones, pero a lo largo de la carrera han estado conmigo como verdaderas amigas. Las amo a cada una de ustedes, con sus locuras y todo.

A los que no son mi familia en sangre, pero que los considero como mi familia y algunos, tal vez visto de otra forma, sí son familia. Primeramente a Sandra, que aunque ya no está con nosotros, recuerdo cómo, cuando viajaba aún ya con su

enfermedad, me traía libros, cómo fue como otra mamá para mí desde mi infancia. A su hija Carmen, amigas desde hace ya 20 años, ¡cómo te quiero hermanita!, cada una ha estado pendiente de la otra en este proceso de tesis, en diferentes universidades y carreras, pero pendiente al final.

A Herbert, Florcita, Alex, Normita, Chity y Patty, no tengo palabras para lo que han significado para mí, el apoyo que he tenido de parte de ustedes y, sobre todo, los buenos ejemplos que ustedes me dan. Gracias por acompañarme en esto. A mis amigos de Peregrinos, porque se comportaron a la altura de todo buen cristiano, pendientes, especialmente a Ronald: estaba más pendiente que yo de cuando iba a sacar las impresiones del brochure. Gracias chicos por todo. A Daniel, que me ayudó a conseguir los reactivos para esta tesis, por estar pendiente, junto con Stephanie, y ayudarme a mejorar la identificación de los parásitos.

A mis amigos en general, si escribiera el nombre de cada uno me llevaría diez páginas. Pero a uno, especialmente, a Carlitos: gracias por el apoyo que me brindaste al principio, realmente fue incondicional. Y en estos momentos puedo ver que mis amigos son sinceros, y pude verlo en vos.

Gracias nuevamente a Daniel y a Kelvin, por ayudarme en la identificación de parásitos, gracias a Dios son laboratoristas clínicos, gracias.

A mis profesores en los cinco años de la carrera, gracias a cada uno de ellos por compartir sus conocimientos en las aulas, en salidas de laboratorio, en el campo experimental.

Y por último, pero no de menos, a Xiomara y niña Ely. ¡Qué bendición haberlas conocido en mi proceso de tesis! Gracias por sus oraciones y por apoyarme.

Delfy Góchez

ÍNDICE GENERAL

Contenido	Página
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	2
3. MARCO TEÓRICO.....	3
3.1 Definición.....	3
3.2 Sinonimia.....	4
3.3 Giardiasis humana	4
3.4 Giardiasis canina.....	4
3.5 Historia	4
3.6 Morfología.....	5
3.7 Taxonomía	7
3.8 Composición proteica y antigénica.....	8
3.9 Medio ambiente	9
3.10 Ciclo de vida	9
3.11 Transmisión.....	10
3.12 Patogenia.....	11
3.13 Signos clínicos.....	11
3.13.1 Signos clínicos en el humano	11
3.13.1.1 Infecciones asintomáticas en humanos.....	11
3.13.1.2 Giardiasis aguda.....	12
3.13.1.3 Giardiasis crónica.....	12
3.13.2 Signos clínicos en los caninos.....	13
3.14 Lesiones y respuesta inmunológica	14
3.15 Epidemiología.....	15
3.16 Diagnóstico.....	15
3.16.1 Frotis de heces.....	16
3.16.2 Método de concentración por flotación.....	18
3.16.3 Aspirado duodenal	18

3.16.4	Imagenología.....	18
3.16.5	Cultivos de los parásitos.....	18
3.16.6	Pruebas serológicas.....	19
3.16.7	Diagnóstico diferencial.....	20
3.17	Tratamiento.....	20
3.18	Prevención y control.....	21
3.19	Importancia de Giardiasis en salud pública.....	22
4.	JUSTIFICACIÓN.....	24
5.	PLANTEAMIENTO DE HIPÓTESIS.....	26
6.	PLANTEAMIENTO DE OBJETIVOS.....	26
6.1	Objetivo general.....	26
6.2	Objetivos específicos.....	26
7.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	27
7.1	Materiales.....	27
7.2	Métodos.....	28
7.2.1	Metodología de campo	28
7.2.1.1	Ubicación.....	28
7.2.1.2	Duración de la investigación.....	28
7.2.1.3	Descripción del estudio	28
7.2.2	Metodología de laboratorio.....	31
7.2.3	Metodología estadística.....	32
7.2.3.1	Muestreo.....	32
7.2.3.2	Variables de estudio	33
7.2.3.3	Prueba estadística.....	33
8.	DISCUSIÓN DE RESULTADOS	35
9.	CONCLUSIONES.....	43
10.	RECOMENDACIONES.....	44
11.	BIBLIOGRAFÍA.....	45
12.	ANEXOS.....	49

INDICE DE CUADROS

Contenido	Página
1. Cuadro N° 1	49
2. Cuadro N° 2	35
3. Cuadro N° 3	36
4. Cuadro N° 4	38
5. Cuadro N° 5	39
6. Cuadro N° 6	40
7. Cuadro N° 7	41
8. Cuadro N° 8	42

INDICE DE FIGURAS

Contenido	Página
1. Ciclo de vida de <i>Giardia lamblia</i>	10
2. Materiales usados en el procesamiento de las muestras.....	28
3. Procedimiento de fase de campo.....	30
4. Procedimiento de fase de laboratorio.....	32
5. Síntomas relacionados a giardiasis que presentaron los 80 caninos del estudio.....	37
6. Resultados de los grupos etarios de los humanos en estudio.....	39
7. Resultados de análisis de los pacientes humanos, clasificados según género	40
8. Resultados de síntomas que presentaron los humanos positivos a giardiasis.....	41
Anexos	
A1. Encuesta.....	50
A2. Kit de <i>Giardia lamblia</i>	55

1. INTRODUCCIÓN

La giardiasis es una infección causada por protozoos flagelados ubicados en el intestino, siendo una enfermedad cosmopolita en los mamíferos, aves y el hombre. En el ser humano es más frecuente en los niños que habitan en lugares con deficiencias sanitarias. Este parásito produce sintomatología relacionada con el intestino, eliminando heces pastosas o diarreicas, dolores abdominales y deshidratación en humanos y caninos. En los casos crónicos, un retraso en el crecimiento y aprendizaje (Acha y Szyfres, 2003).

En El Salvador, el Ministerio de Salud, durante el año 2006, reportó 26,555 consultas por giardiasis, realizadas por primera vez a nivel nacional en consultas ambulatorias. En 2007, 2008, 2009 y 2010 se reportaron; 19,804; 16,731; 19,504; 19,280 casos respectivamente, a pesar de haber disminuido el número de consultas por primera vez; la cantidad sigue siendo alta. (Cuadro 1) En el país nunca se ha investigado la relación del parásito entre dueños y mascotas caninas (Ministerio de Salud, 2011).

En este estudio se desarrollaron encuestas para conocer el tipo de convivencia entre las dos especies en estudio. El trabajo de campo duró seis meses, donde se tomaron y analizaron 80 muestras de heces de pacientes caninos que presentaron sintomatología de vómito o diarrea; además, se incluyó a los humanos de su núcleo familiar que, en total, fueron 110. Se tomaron muestras de heces, que se analizaron microscópicamente con solución salina al 0.85% y lugol al 10%; sólo en los pacientes caninos se realizó la prueba de ELISA a través de un kit para la detección cualitativa de antígeno de giardia en las heces de caninos con un 98% de sensibilidad y 100% de especificidad.

Este estudio es importante, ya que mediante su realización se pretende identificar y dar a conocer el potencial zoonótico y su relación a salud pública, que puede presentar la presencia de *Giardia lamblia* en los caninos y las consecuencia que puede tener en la salud humana.

2. ANTECEDENTES

Se realizó una investigación a nivel nacional, entre los meses de enero y julio de 1985, para demostrar la frecuencia de *Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia* y *Cryptosporidium sp.* en niños de 0 a 15 años de edad del área rural y urbana del país que presentaron procesos diarreicos. En el estudio de 1,700 muestras de heces procedentes de igual número de niños de ambos sexos, con diagnóstico clínico de padecer diarreas y de preferencia no haber recibido tratamiento, consultantes de las distintas Unidades de Salud, Centros de Salud y Hospitales de las Regiones Central (Santa Tecla, Ciudad Arce) y Occidental (Sonsonate, Acajutla, Santa Ana, Chalchuapa, Atiquizaya, Cara Sucia); se demostró que *G. lamblia* y *E. histolytica* son los protozoarios patógenos más frecuentes, causantes de diarrea en las áreas en estudio. Dicha población fue entrevistada por personas encargadas del paciente y los datos fueron registrados en una hoja protocolo. Todas las muestras se obtuvieron por evacuación natural y fueron depositadas en un frasco de vidrio de boca ancha y con tapón rosca y el examen microscópico de las muestras se hizo dentro de un período no mayor de 3 horas después de evacuadas. Para la identificación de *E. histolytica* y *G. lamblia* se empleó el examen directo de heces con solución salina al 0.85% y con solución de lugol al 10%. Para *G. lamblia* se encontró una frecuencia de 13.2% (225) de quistes y 5.1% (87) de trofozoitos, siendo la mayor frecuencia para este estudio (Pineda, *et al.* 1987).

En el período de enero a junio del año 2000 se realizó una investigación descriptiva basando el estudio en la presencia de *Giardia lamblia* en exámenes de heces en 1163 alumnos de 1º a 6º grado que consultaron en las Unidades de Salud Jerusalén y San Francisco Chinameca, departamento de La Paz. Se amplió el estudio con cuestionarios, consultas diarias, expedientes clínicos y registros familiares. La incidencia de Giardiasis como parasitosis se presentó en un 35% por lo que hay un porcentaje considerable en el cual hay una relación y coexistencia de la Giardiasis intestinal con otros parásitos entre los cuales se encuentran metazoos como *Ascaris lumbricoides*, protozoos como *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba coli* y *Endolimax*

nana. Se encontró una frecuencia mayor de infecciones por *Giardia lamblia* en niños entre los 6 y 10 años con mayor porcentaje en el sexo femenino, predominó el área rural por la situación geográfica de las unidades de salud incluidas. El agua que la gente consume procede de río y nacimiento y en poca cantidad provenía de cañería, la gran mayoría de la población no purifica el agua (Larios y Rodriguez, 2001).

En la Universidad de El Salvador en el Departamento de Medicina Veterinaria, en junio de 2007, se evaluó la efectividad de la vacuna GiardiaVax, a partir de la infestación experimental en cachorros de *Canis lupus familiaris*, a los que se les administró por vía oral quistes de *Giardia lamblia*. Se utilizaron 24 cachorros de raza criolla entre 6 y 16 semanas de edad. Fueron divididos aleatoriamente en dos lotes de 12 cachorros. El lote N° 1, grupo vacunado, y el lote N° 2, grupo no vacunado, ambos grupos fueron infestados. Se realizaron análisis coproparasitológicos cada 72 horas, tres veces, antes de iniciar el ensayo, así como la prueba inmunocromática Test SNAP Giardia. Del grupo N° 2 el 75% eliminaron quistes de *G. lamblia* en heces durante 12 días, del grupo N° 1, solamente el 8.33% eliminó quistes en heces durante 3 días. Los resultados sugirieron que la vacuna logró reducir los signos clínicos así como la diseminación de los quistes (Delgado, 2007).

3. MARCO TEÓRICO

3.1 DEFINICIÓN

Los principales parásitos intestinales son los protozoos y los helmintos; entre los protozoos se encuentra la *Giardia lamblia*, que produce la giardiasis, que es una infección protozoarica intestinal, crónica, del intestino delgado, causada por el género *Giardia sp.*, un parásito unicelular. La infección está presente en todo el mundo, en la mayoría de los mamíferos domésticos y salvajes, en muchas aves y en el hombre. Se caracteriza por la producción de cuadros agudos y crónicos, de intensidad variable, pudiendo llegar al síndrome de mala absorción intestinal. *Giardia lamblia* es la responsable de la infección en los mamíferos domésticos y el hombre. (Atias, 1999; Merck & CO., 2000; Acha y Szyfres, 2003; Merck & CO., 2008).

3.2 Sinonimia

Giardiasis, giardiosis, lambliasis, lambliosis, infección por *Giardia lamblia* (Blood y Studdent, 1993)

3.3 Giardiasis humana

La giardiasis ocurre en todo el mundo y especialmente entre los niños y en sitios en que las condiciones sanitarias son deficientes. Su prevalencia en los países industrializados es generalmente de 2 a 4% pero llega hasta 15% o más en los niños de los países en desarrollo. En algunos países desarrollados, la giardiasis es una de las infecciones parasitarias intestinales más frecuentes. Es más frecuente entre los varones homosexuales y en quienes han viajado a países en vías de desarrollo. También es más frecuente entre las personas que tienen un bajo contenido de ácido en el estómago, en quienes padecen pancreatitis crónica y en las personas cuyo sistema inmunitario es deficiente. (Acha y Szyfres, 2003; Merck& CO., 2008).

3.4 Giardiasis canina

En encuestas de todo el mundo se encontraron prevalencias de 20% a 35% en perros jóvenes. Como en el hombre, la infección en los adultos es menos frecuente. En un estudio coproparasitario de 494 perros, se encontró la infección en 3,4% de los machos adultos, 7% de las hembras adultas y 53.2% de los cachorros. (Acha y Szyfres, 2003).

3.5 Historia

El primer protozoo parásito fue visto en 1681 por Anthony van Leeuwenhoek en su rudimentario microscopio, en una muestra de sus propias materias fecales que correspondió al flagelado *Giardia*. Este hallazgo no tuvo trascendencia para la medicina en esa época y fue necesario que lo redescubriera el patólogo checo Vilém Lambl, de la Universidad de Praga, profesor de anatomía patológica, quien en 1859 vio el protozoo en las materias fecales gelatinosas de un niño. De este hallazgo el investigador hizo dos publicaciones e ilustró sus informes con varios dibujos de

trofozoítos y quistes. Los comparó con renacuajos y le dio el nombre de *Cercomonas intestinalis*. Esto ocurrió a los 178 años después de que Leeuwenhoek enviara la carta a la Sociedad Científica. En 1879 Grassi encontró los mismos parásitos en ratones. Blanchard en 1885 observó parásitos similares en renacuajos y los llamó *Giardia agilis*, el género fue puesto en honor al zoólogo Alfred Giard que nada tuvo que ver con el parásito. Blanchard en el mismo año reconoció a Lambl como el descubridor y lo denominó *Lamblia intestinalis*. Stiles en 1915 juntó los dos nombres y los llamó *Giardia lamblia*. La controversia persistió hasta 1952 cuando Filice propuso los nombres de *Giardia intestinalis* y *Giardia duodenalis*. Actualmente lo más aceptado es *Giardia intestinalis* (Botero y Restrepo, 2003).

3.6 Morfología

Las tres formas morfológicas aceptadas en la actualidad son: *G. intestinalis* del hombre, los animales domésticos y otros mamíferos, *G. muris* de las aves, los roedores y reptiles, y *G. agilis* de los anfibios. Aunque en el pasado los miembros de este género, que aparecen en vertebrados, se describieron y nombraron muchas especies de acuerdo al hospedador en el que se localizaron, como por ejemplo, *G. canis*, *G. bovis* y *G. caviae*, no existen criterios ciertos para diferenciarlas, ya que son muy semejantes en su morfología (Soulsby, 1987; Acha y Szyfres, 2003).

Los trofozoítos (etapa vegetativa) tiene 9-20 μm de longitud (generalmente 10-18 μm por 5-10 μm de anchura) (Figura 1) y habitan en las superficies mucosas del intestino delgado, donde se multiplican por división binaria (Soulsby 1987, Merck 2000). El extremo anterior es marcadamente redondeado, y el posterior, sobresaliente y algo puntiagudo. Tiene dos núcleos que se unen entre sí en el centro dando la apariencia de anteojos, dos axostilos, ocho flagelos dispuestos en cuatro pares (uno anterior, dos laterales y otro posterior), y un par de cuerpos medios que se tiñen muy oscuros. Posee una cavidad o ventosa que ocupa la mitad anterior de su cuerpo, la cual utiliza para fijarse a la mucosa intestinal. El axostilos es atravesado en el centro por dos estructuras en forma de coma llamadas cuerpos parabasales. Los dos núcleos poseen nucléolos centrales y están unidos entre sí por los rizoplastos que terminan

en el extremo anterior del axostilo, en dos órganos puntiformes llamados blefaroplastos. El trofozoito tiene capacidad de traslación con movimiento lento, vibratorio y a la vez rotatorio, lo cual permite observar la cavidad correspondiente a la ventosa o disco succionario. Este disco tendría capacidad contráctil, y su citoesqueleto está compuesto de microtúbulos, en que destacan dos de las proteínas que lo conforman: la tubulina y fundamentalmente, la giardina (beta giardina de 29kDa y alfa giardina 33,8 kDa), y que le permitiría al parásito adosarse al epitelio intestinal del hospedero. Influirían también en su adhesión a la superficie del hospedero, los efectos propulsivos de los flagelos ventrales y las lectinas que se unirían a receptores de los enterocitos. Casi perpendiculares al axostilo, se hallan los cuerpos mediales o parabasales cuya función estricta se desconoce, pero presumiblemente tendrían relación con la formación del disco succionario y que desaparecerían durante la fisión. Los trofozoitos se dividen mediante fisión binaria longitudinal que incluye división del núcleo, después el aparato neuromotor y el disco succionario, en seguida la separación del citoplasma, de tal manera que se forman dos trofozoitos hijos. La localización de los trofozoitos de *G. lamblia* en el hombre son las criptas intestinales del duodeno en el intestino delgado (Beaver y Jung, 1990; Atias, 1999; Botero y Restrepo, 2003).

En las materias fecales francamente diarreicas es corriente encontrar trofozoitos. El enquistamiento se produce cuando las materias fecales líquidas se comienzan a deshidratar gradualmente en su tránsito hacia el colon. Antes de iniciarse el enquistamiento, los trofozoitos retraen sus flagelos en los axonemas, los cuales toman el aspecto de cuatro pares de cerdas curvas; el citoplasma se condensa y secreta una membrana fina y hialina (pared quística). (Beaver y Jung, 1990)

Los quistes (etapa de transmisión) son ovoides con doble membrana y refráctiles, con un tamaño de 8 a 14 por 6 a 10 μ ca. Tienen un citoplasma granular fino claramente separado de la delgada pared quística. Cuando se tiñen con yodo, los quistes se vuelven normalmente de color amarillo o castaño claro; ocasionalmente muestran un tono azul claro o verde y son pequeños y relativamente delgados. Es

posible ver los dos tipos en la misma muestra. Los quistes degenerados con la célula pequeña y densa en una pared quística normal pueden diagnosticarse erróneamente o pasar inadvertidos. Los quistes de formación reciente poseen dos núcleos y los maduros, cuatro. Están situados en un extremo del organismo hasta que éste está preparado para dividirse y formar dos individuos. Cuando el quiste corta longitudinalmente las estructuras internas, el disco suctor se duplica, de manera que cuando ocurre el desenquistamiento en el duodeno o en un medio de cultivo adecuado, todo lo que se requiere para que se produzcan dos individuos idénticos es la división del citoplasma y el crecimiento de los flagelos a partir de los axonemas. (Beaver y Jung, 1990; Botero y Restrepo, 2003; Soulsby 1987).

G. lamblia posee una gran variedad de endosimbiontes, entre los cuales hay que mencionar inclusiones de bacterias, micoplasmas y virus. De éstos, destacan los Giardavirus que poseen 32 nm de ARN de doble hélice, y que se ha identificado en numerosos cultivos. Se replicarían por una ARN polimerasa y se le ha asociado a una disminución de la adherencia y reproducción parasitaria. Sin embargo, la presencia de este virus no estaría relacionada a la virulencia del protozoo. Aparentemente no habría transferencia del genoma de este virus al del hospedero. (Atias, 1999)

3.7 Taxonomía

Los protozoarios flagelados pertenecen a la clase y superclase *Mastigophora*, la cual incluye todas las especies de animales unicelulares que tiene una o más prolongaciones delicadas de su citoplasma llamadas flagelos. Las especies que poseen cromatóforos o plástidos que emplean para la síntesis de hidratos de carbono (es decir, especies de vida libre que son autotróficas) pertenecen a la clase *Phytomastigophora* y las especies parasitarias y otras que no poseen plástidos se clasificaron como *Zoomastigophora*. Actualmente, los protozoólogos agrupan a los flagelados parasitarios junto con las amebas y ciertas especies similares a ellas en el *phylum* *Sarcomastigophora*, *subphylum* *Mastigophora*, clase *Zoomastigophora* (Beaver *et al.*, 1986).

3.8 Composición proteica y antigénica

Dos son las proteínas que se encuentran: la tubulina y fundamentalmente, la giardina (beta giardina de 29kDa y alfa giardina 33,8 kDa).

La inmunidad en giardiasis se ha estudiado mucho en los últimos años, por ser una parasitosis en aumento en todo el mundo y por la facilidad de estudiar modelos animales en el laboratorio (Botero y Restrepo, 2003).

Hallazgos clínicos

1. La prevalencia en zonas endémicas es dos a tres veces mayor en niños que en adultos, atribuible a la adquisición de anticuerpos protectores, por infecciones repetidas.
2. La prevalencia y la sintomatología son mayores en adultos extranjeros que visitan zonas endémicas, comparadas con adultos nativos de la región.
3. Pacientes con hipogammaglobulinemia presentan mayor frecuencia de giardiasis y mayor sintomatología.
4. Se pueden detectar anticuerpos circulantes en pacientes infectados, los cuales se mantienen hasta por seis meses después de que la parasitosis se haya curado. En estos pacientes la IgE total en suero está aumentada.
5. En zonas endémicas los niños alimentados con leche materna presentan menor prevalencia y menor sintomatología, debido a los anticuerpos transmitidos por la madre.

3.9 Medio ambiente

El quiste sale del huésped en las heces y puede sobrevivir por más de dos meses en agua a 8°C y alrededor de un mes a 21°C. Sin embargo, los quistes son sensibles a la desecación, el congelamiento y la luz solar, relativamente sensibles a los desinfectantes comunes; las soluciones de amonio cuaternario recomendadas para la desinfección del ambiente los matan en un minuto a 20°C, pero las concentraciones normales de cloro en el agua de bebida no los afectan (Acha y Szyfres, 2003).

3.10 Ciclo de vida

Los trofozoitos se localizan en el intestino delgado, fijado a la mucosa, principalmente en el duodeno. Allí se multiplican por división binaria y los que caen a la luz intestinal dan origen a quistes. Estos últimos son eliminados con las materias fecales y pueden permanecer viables en el suelo húmedo o en el agua por varios meses. Infectan por vía oral y después de ingeridos resisten la acción del jugo gástrico y se rompen en el intestino delgado para dar origen a 4 trofozoitos por cada quiste. Los trofozoitos no son infectantes cuando entran por vía oral. Cuando son eliminados en las heces diarreicas mueren en el exterior. La infección es principalmente persona a persona, pero se ha comprobado que algunos animales como perros, gatos, castores y rumiantes, pueden ser reservorios de *G. intestinalis* y por consiguiente dan origen a infección en humanos, en cuyo caso esta parasitosis se puede considerar como una zoonosis (Botero y Restrepo, 2003).

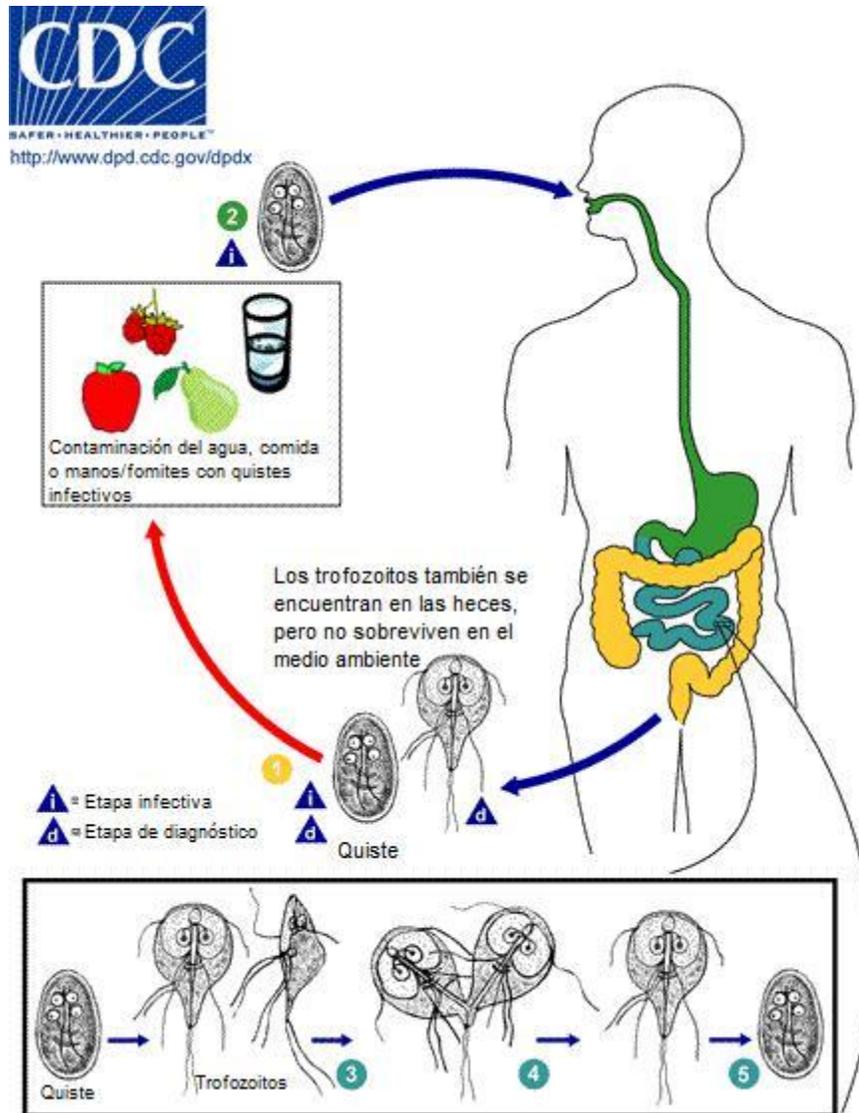


Figura 1. Ciclo de vida de *Giardia lamblia*

3.11 Transmisión

La transmisión indirecta se produce por la ruta fecal-oral con la ingestión de comida y agua contaminada con quistes (Merck 2000). Estas últimas pueden permanecer viables en zonas húmedas durante más de dos semanas. La transmisión puede producirse directamente entre niños o parejas sexuales (Kirk y Bonagura, 1994). No requieren intermediarios para completar su ciclo vital (Greene, 2000). El protozoo se localiza en el duodeno, otras partes del intestino delgado y, ocasionalmente, en el colon del hombre. También se le ha aislado en monos, cerdos y periquitos, y, experimentalmente, es transmitido a ratas de laboratorio (Soulsby, 1987).

3.12 Patogenia

El principal mecanismo de acción patógena en giardiasis se debe a la acción de los parásitos sobre la mucosa del intestino delgado, principalmente del duodeno y yeyuno. Esta acción se hace por fijación de los trofozoitos por medio de la ventosa y da origen a inflamación catarral. La patología principal se encuentra en infecciones masivas, en cuyo caso la barrera mecánica creada por los parásitos y la inflamación intestinal, pueden llegar a producir un síndrome de malabsorción. En estos casos las vellosidades intestinales se encuentran atrofiadas, hay inflamación de la lámina propia y alteraciones morfológicas de las células epiteliales. Las pruebas de absorción de vitaminas A y B₁₂ y de las D-xilosa, están alteradas. Se ha relacionado la patología de esta parasitosis con la presencia de hipogammaglobulinemia, principalmente deficiencia de IgA secretoria. Algunos casos de giardiasis graves se han asociado con la presencia de hiperplasia nodular linfoide en intestino delgado y grueso. No se acepta que haya invasión a vías biliares y por consiguiente no es correcto atribuirle patología hepato-biliar a esta parasitosis. (Botero y Restrepo, 2003)

3.13 Signos clínicos

3.13.1 Signos clínicos en el humano

3.13.1.1 Infecciones asintomáticas en humanos

La significación de la Giardiasis en el hombre ha sido discutida durante muchos años. Se han encontrado que en niños escolares de zonas endémicas pobres en Colombia, el 80% de los que tienen quistes de *Giardia* al examen coprológico no presentan síntomas. En Guatemala un estudio de seguimiento de niños desde el nacimiento hasta los 3 años de edad reveló que los niños presentaron giardiasis al menos una vez, y que el 50% de los positivos para este parásito eran asintomáticos. Los adultos en general son más frecuentemente asintomáticos que los niños. En positivos para esta parasitosis en zonas endémicas la presencia de sintomatología y la intensidad de los síntomas son menores que en visitantes de zonas no endémicas que padecen la giardiasis (Botero y Restrepo, 2003).

En las heces pueden encontrarse grandes cantidades de quistes en los individuos totalmente asintomáticos (González de Buitrago, 2004).

3.13.1.2 Giardiasis aguda

Es más frecuente en viajeros no inmunes, los cuales se infectan al llegar a zonas endémicas y presentan, aproximadamente una semana después de su llegada, diarrea acuosa, que puede cambiar a esteatorrea y heces lientéricas de olor muy fétido, náuseas, distensión abdominal con dolor y ocasionalmente pérdida de peso. En estos casos debe confirmarse la parasitosis por examen coprológico, pues existen otras causas que producen la diarrea del viajero. Esta forma aguda se presenta ocasionalmente en zonas endémicas, principalmente en niños (Botero y Restrepo 2003)

En algunos individuos, la forma flagelada se engancha a la mucosa del intestino delgado y causan diarrea, cólicos y pérdida de peso. Se adquiere al beber agua contaminada o al nadar en agua dulce contaminada (González de Buitrago, 2004).

3.13.1.3 Giardiasis crónica

Aproximadamente 30-50% de los casos sintomáticos se convierten en crónicos. En estos casos la diarrea persiste por mayor tiempo y presentan dolor abdominal, náuseas, vómito, flatulencia, pérdida de peso y deficiencias nutricionales en niños, con efectos adversos en el crecimiento. Se observa mala absorción de carbohidratos, grasas, vitaminas y pérdida de proteínas, lo cual contribuye a desnutrición y anemia. Se ha comprobado que esta forma crónica de giardiasis es más intensa en pacientes de países desarrollados. Los niños de zonas endémicas raramente o nunca presentan estas características de la enfermedad (Botero y Restrepo, 2003).

Probablemente, la mayoría de la infecciones son asintomáticas, pero algunas, especialmente en niños, en viajes que regresan de ultramar y en personas que han visitado centros de deportes, están asociadas a diarreas agudas, de subagudas a

crónicas, e irritación duodenal, con una producción incrementada de mucus. Un trastorno en el metabolismo de las grasas puede producir una deficiencia en la absorción de vitaminas liposolubles (Merck, 2008). Los brotes de giardiasis de origen hídrico pueden ocasionar infecciones epidémicas. Estas están asociadas con defectos en los sistemas de tratamiento y conducción de agua potable, por ejemplo, cloración inadecuada y sedimentación interferida (Soulsby, 1987).

En humanos se describen los siguientes síntomas: náuseas intermitentes, eructos, una mayor cantidad de gas (flatulencia), molestias abdominales, heces voluminosas y con mal olor, diarrea, vómitos y un estado de malestar general. Si la enfermedad se hace persistente (crónica), puede impedir que el organismo absorba nutrientes, que genera un síndrome de mala absorción. Si la afección es grave, es posible que el enfermo no consiga absorber los nutrientes más importantes de los alimentos y como resultado pierde mucho peso (Kirk y Bonagura, 1994).

3.13.2 Signos clínicos en los caninos

Las infecciones por *Giardia* en perros pueden ser inaparentes o pueden producir pérdida de peso y diarrea o esteatorrea crónica, que puede ser continua o intermitente, especialmente en cachorros (Delgado 2007). Las heces se presentan pálidas, grasientas y de olor desagradable. Si la diarrea se hace crónica se produce pérdida de peso o escaso crecimiento (Flores et al 1987). El periodo asintomático de las infecciones varía de 5-12 días en perros. Cuando se inicia la enfermedad puede padecerse de eliminación de quistes uno a dos días. Es más probable que se infecten y enfermen, desde el punto de vista clínico, los animales inmaduros y adultos inmunodeficientes (Acha y Szyfres, 2003).

Los síntomas son similares al de los humanos (náuseas, eructos, flatulencias, dolor abdominal, heces voluminosas y con mal olor, diarrea, vómitos, decaimiento) y sobre todo si la giardiasis es crónica se da una mala absorción de los nutrientes, ya que el desprendimiento demasiado rápido de las células intestinales origina falla en las nuevas células epiteliales que surgen en las criptas, para diferenciarse en células

columnares con microvellosidades, es entonces cuando se presenta la mala absorción de nutrientes como grasas, disacáridos, ciertas vitaminas y hierro (Kirk y Bonagura, 1994; Greene, 2000).

3.14 Lesiones y respuesta inmunológica

La mucosa intestinal constituye una barrera física e inmunológica contra un gran número de parásitos intestinales. Las células epiteliales o enterocitos, además de barrera mecánica que separa la luz intestinal de los tejidos subyacentes, son fuente de una serie de citoquinas pro y antiinflamatorias. Adicionalmente las células Goblet, productoras de mucus ayudan a formar una capa semifluida (Rojas, 2004).

La *G. lamblia* se adhiere y se multiplica sobre o dentro de los enterocitos, fenómeno que desencadena grados variables de respuesta inmune que conducen a procesos inflamatorios en las criptas y daño de las vellosidades, que puede llevar a atrofia o pérdida de las mismas. Lo anterior conduce a dificultad en la absorción de alimentos. Las alteraciones en los endocitos suelen acompañarse de procesos infecciosos bacterianos con lo cual se agrava el proceso inflamatorio. (Rojas, 2004)

La infección del parásito en estudio se limita a la luz intestinal, pero al establecer contacto con los enterocitos los activa, induciendo la producción de óxido nítrico (NO) que inhibe su crecimiento y evita que se enquisten, pero que no alcanza a matarlas. En ratones se ha logrado demostrar que esta infección incrementa la presencia de Ls CDB en los espacios interepiteliales y de Ls CD4 en la lámina propia. Lo anterior induce a una actividad citotóxica contra la G.I. y a la producción de ILs 2, 13.5, TNF α , TGF β y TFN γ que refuerza una respuesta inmune. (Rojas, 2004)

La sintomatología de la giardiasis, principalmente la diarrea, tiene mecanismos multifactoriales, que se dividen en dos grupos:

- a. Lesiones de la mucosa: la alteración de las vellosidades intestinales puede ser:

- (1) Por atrofia e inflamación con aumento de linfocitos, y

- (2) Excretorios de los parásitos que lesionan los enterocitos.
- b. Factores lumbinales: estos pueden dividirse en dos grupos:
 - (1) Aumento de la flora bacteriana, con capacidad de desdoblar las sales biliares y dificultar la absorción;
 - (2) Disminución de enzimas como disacaridasa, tripsina y lipasa, que aumentan la eliminación de grasa y contribuyen a la malabsorción de electrolitos, solutos y agua.

3.15 Epidemiología

La giardiasis es cosmopolita y se transmite mediante la ingestión de los quistes, que son infectantes tan pronto salen en las materias fecales. Su diseminación se hace a través de manos sucias, aguas y alimentos contaminados y por cualquier otro mecanismo que permita la contaminación fecal, como sucede en la amibiasis y otras infecciones entéricas bacterianas y virales. La giardiasis puede presentarse en forma epidémica por contaminación de acueductos, aun en aquellos con tratamientos de cloración. En general, la prevalencia de *Giardia* es más alta que la de *Entamoeba histolytica* y se considera actualmente que es el parásito intestinal más frecuente en el mundo (Botero y Restrepo 2003).

Esta parasitosis tiene importancia en homosexuales por la transmisión oro-fecal y por la presencia del VIH. En un estudio en Sao Paulo fue de 26%, más alta que en la población general y mayor que la prevalencia de otros parásitos. Se conoce también que la hipo o agammaglobulinemia son factores que favorecen la infección y la patología por este parásito (Botero y Restrepo 2003).

3.16 Diagnóstico

Se debe sospechar el diagnóstico frente a pacientes con una disminución notoria del apetito, peso estacionario, dolor abdominal predominantemente epigástrico si se trata de niños, además de diarrea crónica recidivante o intermitente, con deposiciones esteatorreicas (Atias, 1999).

Como la mayoría de los parásitos intestinales salen del organismo por las heces, los principales, métodos de rutina del laboratorio microbiológico incluyen la observación di recta de las heces en busca de aquéllos (González de Buitrago, 2004).

3.16.1 Frotis de heces

El examen coprológico en solución salina permite observar los trofozoítos móviles, con la típica muesca, correspondiente a la ventosa, pero este hallazgo es poco frecuente, pues sólo aparecen en heces líquidas en casos de giardiasis agudas. En cambio la identificación de los quistes en solución salina o lugol es el hallazgo más frecuente en heces pastosas o duras. Debido a que la eliminación de los parásitos no es constante y la cantidad de estos en materia fecal varía mucho, se recomienda hacer varios exámenes coprológicos en días diferentes y usar métodos de concentración sólo en heces pastosas o duras para buscar quistes (Botero y Restrepo, 2003).

Para realizar la prueba, hay que colocar una gota del espécimen de heces suspendido en una solución salina fisiológica o de las heces concentradas en el centro de un portaobjeto limpio. Se añade una o dos gotas de una disolución de yodo de Lugol, se mezcla la disolución de yodo y el espécimen con el borde de un cubreobjetos y se observa con el microscopio. La determinación del tamaño de los parásitos es importante para identificarlos correctamente. Para eso se utilizan micrómetros oculares que se acoplan a los microscopios (González de Buitrago, 2004).

Muestras de heces frescas

Sirven las heces recién emitidas y evacuadas espontáneamente. Deben recogerse en un recipiente limpio y seco. No deben mezclarse con orina.

En los servicios de gastroenterología, donde habitualmente se efectúan rectosigmoidoscopias, pueden recolectarse muestras de contenido intestinal. En los

lactantes se recomienda tomar la muestra de heces directamente del pañal o estimular la evacuación mediante una sonda rectal. Debe transcurrir el menor tiempo posible entre la toma de las muestras y el examen de la misma.

No es recomendable el uso de laxantes salinos o aceitosos para estimular el tránsito intestinal, excepto en los individuos que presentan constipación, en los cuales el uso de sulfato y fosfato-carbonato de sodio amortiguado no alteran la calidad de la muestra de heces recolectada.

Debido a la eliminación irregular de los elementos parasitarios, el examen parasitológico de una sola muestra de heces puede ser insuficiente (Atias, 1999).

Método: (OPS 1983, González de Buitrago 2004)

1. Se coloca una gota de solución salina isotónica al 0.85% en un extremo de la lámina
2. Los quistes se pueden observar como glóbulos transparentes que refractan la luz y se distinguen claramente contra el fondo de color gris. Poseen envolturas bien definidas.
3. En el otro extremo de la lámina se coloca una gota de lugol al 10%
4. Con un palillo de madera se toma una pequeña cantidad de materia fecal en estudio y se emulsiona primero con la solución salina y después con lugol, luego se cubre con la laminilla.
5. Al teñirse los núcleos, se examinará con el objetivo 40x.
6. Recuento de los núcleos
7. Se observa al microscopio siguiendo un orden sistemático de tipo escalerilla en la observación de toda la preparación. Se girará el tornillo de ajuste lento del microscopio.
8. Identificación
9. Nunca es suficiente reconocer un solo quiste, la identificación depende de que se observen varios quistes sucesivamente.

3.16.2 Método de concentración por flotación

Si hay pocos quistes, este método da excelentes resultados para encontrarlos. Se pueden utilizar diferentes técnicas de concentración, tales como el método de Teleman, SAF, PAF o PVA. Estos métodos tienen un 96% de rendimiento si se procesan tres muestras de pacientes eliminadores de quistes (Beaver y Jung, 1990).

3.16.3 Aspirado duodenal

En ocasiones, las materias fecales darán resultados negativos, mientras que un aspirado duodenal proporcionará material suficiente con trofozoitos móviles.

También existe un grupo de niños que no eliminan los quistes en sus deposiciones. En ellos se ha recurrido al estudio del jugo duodenal e, incluso, a la biopsia e impronta con 100% de rendimiento. La aspiración y endoscopia duodenal son evasivos y no se justifican en perros (Atias, 1999).

En algunos países se usa la cápsula de Beal o Enterotest®, que consiste en una cuerda de nylon enrollada en una cápsula de gelatina. Este procedimiento es molesto para el paciente, requiere ayuno de más de 4 horas y su sensibilidad no es más alta del 50%. El estudio microscópico del líquido duodenal para identificar *Giardia*, *Strongyloides* y otros parásitos, sólo se justifica cuando la muestra se obtiene para otro fin, pero no se debe hacer el sondaje únicamente para buscar parásitos (Botero y Restrepo 2003).

3.16.4 Imagenología

Por fluoroscopia se descubre a veces hipermotilidad del duodeno y yeyuno, y las radiografías revelan en algunos casos defectos en la mucosa (Beaver y Jung, 1990).

3.16.5 Cultivos de los parásitos

Aunque existen medios para cultivar los parásitos intestinales, no se usan normalmente en los laboratorios clínicos (Gonzalez de Buitrago, 2004).

3.16.6 Pruebas serológicas

Recientemente se está utilizando la serología como otro elemento de diagnóstico, la que según la técnica empleada, ha demostrado un rendimiento que oscila entre el 81% y un 96% (RIFI, ELISA, RHA y CIEF). En nuestro medio, la RIFI alcanza una sensibilidad de 82,3% y una especificidad de 86,9%. En la infección reciente, tendría valor el hallazgo de IgM específica, aunque existen autores que discuten su utilidad, debido a que en ciertas circunstancias, no podrían discriminar infecciones antiguas, dando lugar a falsas reacciones positivas (Atias, 1999).

Existe la posibilidad de detectar antígenos por métodos inmunológicos y de biología molecular, como la reacción en cadena de la polimerasa y sondas genéticas. (Botero y Restrepo 2003). En plena evaluación está la PCR que está basada en pruebas del ADN que detecta el gen específico de la giardina, lo que permitiría discriminar quistes vitales de los que no lo son. También a este examen se le ha atribuido capacidad para diferenciar cepas virulentas de las que carecen de este poder (Atias, 1999).

Para *G. lamblia* se emplea un ELISA que detecta en heces el antígeno 65 específico de Giardia (GSA 65), que es una glucoproteína asociada con las infecciones de este parásito. (Gonzalez de Buitrago, 2004) El método ELISA, utilizando anticuerpos monoclonales o policlonales, es recomendable para el diagnóstico, cuando se dispone del estuche comercial, como la prueba rápida para Giardia, el cual tiene un costo elevado, lo que debe tenerse en cuenta en pacientes de bajos recursos. La eficacia es superior a un examen coprológico y es comparable a la obtenida en dos exámenes en días diferentes, usando métodos de concentración y observación microscópica prolongada (Botero y Restrepo 2003).

Se utilizan kits inmunocromáticos que han desarrollado un análisis inmunoenzimático que utilizan la tecnología de ELISA para la detección de Giardiasis. Los análisis detectan antígenos fecales producidos por los trofozoitos (Delgado, 2007). Se dispone de una prueba de ELISA para la detección del antígeno de *Giardia* en las heces (Greene 2000, Merck, 2000). Para *G. lamblia* se emplea un ELISA que

detecta en heces el antígeno 65 específico de *Giardia* (GSA 65), que es una glucoproteína asociada con las infecciones por este parásito (González de Buitrago 2004).

Con el advenimiento de anticuerpos monoclonales a antígenos específicos, se ha comunicado la utilidad de ELISA en deposiciones, la cual tendría la ventaja de reconocer masas moleculares de 60 kDa y de poseer un 98% de sensibilidad y 100% de especificidad. También con el empleo de sueros hiperinmunes se ha logrado detectar antígenos parasitarios en heces, mediante pruebas de inmunoprecipitación, con aparente éxito (Atias, 1999).

Puede identificarse anticuerpos IgM en infecciones actuales, aunque no se usa como procedimiento diagnóstico de rutina. Los anticuerpos IgG se mantienen hasta por 6 meses después de desaparecida la giardiasis y su búsqueda en suero sólo es útil en estudios epidemiológicos (Botero y Restrepo, 2003).

3.16.7 Diagnóstico diferencial

El diagnóstico clínico diferencial debe hacerse con otras enfermedades que produzcan diarrea y malabsorción, pero un diagnóstico seguro se puede hacer únicamente con la identificación del parásito o sus antígenos. (Botero y Restrepo, 2003).

3.17 Tratamiento

El albendazol es un benzimidazol utilizado como anitelmíntico y que también es efectivo para eliminar de forma eficaz los quistes de *Giardia* de las heces de perros y gatos infectados (Merck, 2000; González de Buitrago, 2004). El albendazol en perros se utiliza de 10 a 25 mg/kg/12h p.o. durante 5-10 días contra especies de *Giardia* y *Taenia* (Plunkett, 1995; Sumano y Ocampo, 2001; Tennant, 2001). El albendazol es teratogénico y embriotóxico. No se debe utilizar durante el celo o en fases tempranas del embarazo (Plunkett, 1995; Sumano y Ocampo, 2001).

La quinapiramina tiene eficacia contra *Giardia sp.*, sin embargo, no es muy tóxica y las dosis fluctúan desde 4.4 hasta 30 mg/kilogramo. Generalmente se administra combinada con benzimidazoles y metronidazol, el tratamiento es de 200 mg divididos en tres dosis durante tres semanas. El fármaco induce por vía oral irritación de las vías gastrointestinales, vómito, náuseas y diarrea. Con dosis altas provoca convulsiones epileptiformes e incluso la muerte por parálisis respiratoria, depresión de la contractibilidad del corazón y conducción auriculoventricular, por ello, debe dosificarse con cuidado y precisión (Sumano y Ocampo, 2001).

El metronidazol es un nitroimidazol sintético con actividad antibacteriana y anti-protozoaria. En clínica veterinaria es notablemente eficaz para tratar protozoarios, incluyendo especies de *Giardias* (Sumano y Ocampo 2001). En la Giardiasis se administran dosis de 25 mg/kg p.o. cada 12 horas durante 5 días. Es teratógeno (Tennant 2001). Otras literaturas mencionan dosis de 10 mg/kg p.o. cada 12 horas por 5 días (Plunkett, 1995).

En humanos la quinacrina por vía oral es muy eficaz pero puede causar malestar gastrointestinal. El metronidazol es eficaz y tiene menos efectos colaterales. La furazolidona es menos eficaz pero se puede administrar fácilmente a los niños por su presentación líquida (Merck 2008). La furazolidona a pesar de ser recomendada en libros está prohibido su uso en nuestro país, sin embargo el dimetridazol se usa exclusivamente para los casos de giardiasis. (Acuerdos Conexos RTCA 65.05.51:08)

3.18 Prevención y control

La mejor prevención es un estricto saneamiento del medio ya que los quistes sobreviven en este y así constituyen una fuente de infección y reinfección para los animales, especialmente en condiciones de hacinamiento (por ejemplo, en perreras y criaderos de gatos). La pronta retirada de las heces de jaulas, zonas de ejercicio y patios limita la contaminación ambiental. Los quistes se inactivan con la mayoría de los compuestos de amonio cuaternario, la lejía doméstica (dilución 1:32 o 1:16), el

vapor y el agua hirviendo. También son susceptibles a la desecación, por lo que se debe permitir que las zonas antes mencionadas se sequen completamente después de su limpieza. Los quistes que contaminan el pelo de los perros y de los gatos pueden ser una fuente de reinfección. Se debe educar a los trabajadores de las perreras y criaderos de gatos sobre las técnicas higiénicas adecuadas para minimizar su exposición accidental a los microorganismos durante la limpieza de las jaulas y criaderos (Kirk y Bonagura, 1994; Merck, 2000).

Existe una vacuna contra *Giardia* de perros y gatos. Con ella se obtiene que los animales que adquieren las infecciones tengan menos sintomatología y eliminen menos cantidad de quistes que los no vacunados. Estos resultados han hecho pensar que podría desarrollarse una vacuna para humanos, de utilidad en niños en zonas con alto índice endémico.

Actualmente se está utilizando una vacuna elaborada con trofozoítos inactivados de *Giardia lamblia* la cual ha tenido resultados aceptables (Delgado, 2007).

3.19 Importancia de Giardiasis en salud pública

Se ha sugerido que únicamente aparecen en mamíferos dos especies, *Giardia muris* y *Giardia duodenalis* (Soulsby 1987). Esta última se presenta en un amplio rango de animales, tales como el hombre, bovino, canino y felino. Se necesitan pruebas experimentales de transmisión cruzada para que se verifique este supuesto (Greene 2000, Acha y Szyfres 2003). Existe evidencia circunstancial de que *Giardia lamblia* que parasitan a los animales domésticos puede infectar al hombre (Greene, 2000).

Algunos estudios bioquímicos y de infección cruzada sugieren que el microorganismo no es específico para un huésped. Sin embargo, otros estudios de infección cruzada entre seres humanos y perros o gatos no aportaron evidencias concluyentes sobre la existencia de infecciones entre las distintas especies (Greene, 2000).

A pesar de que durante los últimos tiempos se ha venido ganando conciencia sobre la importancia para la Salud Pública de la infección por *Giardia* y de que ha aumentado el interés por las investigaciones sobre este protozoo, existen aún muchas cuestiones que no han sido dilucidadas totalmente, como son el riesgo potencial de la transmisión zoonótica, ciertos mecanismos de patogenicidad, algunos procesos de reacción del huésped frente a la infección, y la respuesta inmune. Por otra parte, se continúa la búsqueda de nuevos recursos terapéuticos para combatir y prevenir la infección tanto en el hombre como en los animales (Núñez, 2004).

Se requieren más estudios para determinar de modo concluyente si los quistes eliminados por gatos y perros, son infecciosos para las personas. Los intentos para inducir giardiasis en perros y gatos mediante la administración de gérmenes obtenidos a partir de humanos, produjeron resultados equívocos. Los estudios epidemiológicos no indican que poseer una mascota constituya un factor de riesgo importante para la giardiasis en personas, no obstante, resulta prudente tratar a los animales infectados por *Giardia*, mientras permanezca la duda. (Greene, 2000).

En nuestro país, en las unidades de salud y los laboratorios clínicos se utiliza como diagnóstico de la enfermedad la observación de quiste y trofozoítos de *Giardia lamblia* para determinar la infección de Giardiasis en los pacientes. El método más sensible es el de ELISA que mide los niveles de antígenos en las heces, pero por el costo de esta prueba de laboratorio, no es una opción para el público. En esta investigación se realizará tanto la prueba de rutina como la de ELISA.

La detección de quistes en sus portadores puede ser de provecho para la epidemiología ya que esta etapa es la forma infectante del parásito y significa un riesgo para la salud pública (OPS, 1983).

4. JUSTIFICACIÓN

La Giardiasis es una enfermedad presente a nivel mundial tanto en humanos como caninos, en especial en los países en desarrollo donde no sólo el clima favorece su ciclo de vida sino donde las condiciones de higiene son precarias y el quiste se transmite de forma más fácil por contacto directo o por el alimento. La literatura menciona que la prevalencia es de 2-4% en niños de países industrializados, en países como el nuestro se llega hasta el 15%, y con morbilidad del 20%, sin embargo en estudios realizados en nuestro país se han encontrado una prevalencia de hasta el 33.5%, duplicando lo citado en la literatura. La diarrea es el principal signo clínico en ambas especies, provocando la pérdida de peso si se prolonga; es importante tomar en cuenta que en los infantes y cachorros, una deshidratación severa podría causar la muerte, y si esta es crónica se retrasa el crecimiento y aprendizaje (Flores *et al.*, 1987; Acha y Szyfres, 2003).

A pesar de la conciencia educativa que se ha ido realizando en las unidades de salud contra las enfermedades parasitarias, estas siguen ocupando un lugar importante de morbilidad. La Giardiasis persiste en los reportes epidemiológicos como una causa importante de enfermedad intestinal infecciosa, por lo que es de interés la investigación de su relación con dueños y mascotas, ya que si uno de ellos persiste con la enfermedad el ciclo de la *Giardia* no será eliminado.

En las Unidades de Salud y laboratorios clínicos de nuestro país, para el diagnóstico de la Giardiasis se realiza el examen directo al fresco de heces por ser de un costo aceptable para la población. En este estudio se utilizará tanto el examen directo al fresco de heces como también el Ensayo por Inmunoabsorción Ligado a Enzimas (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay, ELISA), por medio de la detección de antígenos en las heces, éste último es mucho más sensible y específico que el método tradicional. En las enfermedades parasitarias es de importancia diagnosticar al agente etiológico, entre más sensible y específico sea el método utilizado mejores

resultados se obtienen al implementar un tratamiento farmacológico, ya que este será específico para dicho agente y ayudará a la prevención y control en el hospedador.

En estudios anteriores en humanos, se ha encontrado una alta prevalencia de *Giardia*, especialmente en niños, ya que éstos son los que más tienen contacto con sus mascotas. Esto se agrava por la falta total o precaria de higiene que no ayudan a la disminución de la presencia de la parasitosis. Las familias, invierten dinero en combatir esta enfermedad en infantes, pero muchas veces no lo invierten en sus mascotas; descubriendo que la enfermedad persiste al pasar el tiempo. De encontrar en el presente estudio incidencia de la enfermedad tanto en humanos como caninos, se deberá hacer conciencia tanto en médicos humanos como en veterinarios para dar recomendaciones para disminuir la enfermedad (Pineda, *et al.* 1987; Larios y Rodriguez, 2001).

5. HIPÓTESIS

Las mascotas caninas constituyen una fuente de infestación por *Giardia lamblia* en el humano.

6. OBJETIVOS DE INVESTIGACIÓN

6.1 General

Determinar la presencia de *Giardia lamblia* en los caninos domésticos y sus dueños; para establecer el carácter zoonótico, en la jurisdicción de la unidad de salud de San Miguelito de San Salvador.

6.2 Específicos

1. Identificar la relación de los casos positivos y negativos entre *Giardia lamblia* en humanos y *Giardia lamblia* en caninos.
2. Determinar la edad y el sexo que es más susceptible a la enfermedad por *Giardia lamblia*.
3. Establecer la relación entre la presencia de trofozoítos y/o quistes en heces con la presencia o ausencia de síntomas en humanos.

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1 Materiales

Listado de materiales utilizados en la recolección de muestras

- Una gabacha
- 200 Recipientes estériles
- 3 cajas de guantes (100 unidades)

Materiales usados en el procesamiento de muestras

- Microscopio
- 8 Kits de Anigen Rapid Giardia Ag (caja de 10 unidades)
- Cuatro cajas de láminas Portaobjetos 25x75 mm
- Cuatro cajas de láminas Cubreobjetos 22x22 mm
- Lugol al 10% frasco de 100 ml
- Solución salina al 0.85% frasco de 500 ml
- 2 Goteros
- Aplicadores de Madera
- Lápiz graso
- Mascarilla

Otros materiales

- Cámara fotográfica
- Refrigeradora
- Cuestionario
- Lapicero
- 1 Litro de albendazol



Figura 2. Materiales usados en el procesamiento de las muestras

7.2 Métodos

7.2.1 Metodología de campo

7.2.1.1 Ubicación

Los casos que se tomaron en cuenta para el estudio fueron pacientes que se presentaron a la Clínica de Especies Menores de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

7.2.1.2 Duración de la investigación

La recolección y análisis de las muestras se realizó en seis meses, comprendiendo el periodo de 19 de septiembre de 2011 y 15 de marzo de 2012. El trabajo se dividió en tres fases, la primera consistió en seleccionar las unidades de estudio y tomar de muestras. En la segunda fase se procesaron las muestras obtenidas y se observaron microscópicamente. Estas dos fases se llevaron a cabo simultáneamente. La tercera fase consistió en el procesamiento y análisis de los datos.

7.2.1.3 Descripción del estudio

Para el desarrollo de esta investigación se realizó un censo de 80 pacientes caninos, es decir la población total que se presentaba en un mes a la Clínica de Especies Menores. De estos, se analizaron aquellos con sintomatología compatible a la giardiasis, específicamente por presentar síntomas de vómito o diarrea, y a cada una

de las personas que pertenecían al núcleo familiar o convivían con la mascota. A cada uno de estos pacientes caninos se les tomó muestra de heces directamente del recto para ser observadas microscópicamente con lugol al 10% y solución salina al 0.85% para observar trofozoitos o quistes de *Giardia lamblia*; también se utilizó parte de la muestra de heces para procesarlas con el kit de Anigen Rapid Giardia Ag e identificar la presencia o ausencia de antígenos de *Giardia lamblia*.

Asimismo se muestrearon humanos, dueños de los caninos que pertenecieran al núcleo familiar de estos. Sin importar su ausencia o presencia de sintomatología compatible a giardiasis. Éstos únicamente serían analizados microscópicamente con lugol al 10% y solución salina al 0.85%. A cada uno de los pacientes se les brindó de un recipiente plástico estéril para traer la muestra; además, se les explicó cómo debían traer la muestra y se les entregaban dichas explicaciones por escrito.

Los criterios de rechazo de pacientes para la recepción de muestras fueron los siguientes (Universidad Veracruzana, 2010):

1. Caninos:

- Con sintomatología incompatible a la giardiasis.
- Que el paciente esté recibiendo tratamiento antiprotozoario.
- Cachorros lactantes.

2. Humanos:

- Que el paciente no haya tomado la muestra de forma adecuada.
- Que la muestra haya sido llevada con más de tres horas de haber sido tomada.
- Que el paciente esté recibiendo tratamiento antiprotozoario.

Durante al menos tres días previos a la prueba, el paciente humano debía evitar tomar medicamentos (antiparasitarios, antibióticos, antidiarreicos, laxantes o purgantes; por ningún motivo debían emplearse aceites minerales o compuestos de bismuto o magnesio, ya que las gotas o cristales procedentes de ellos pueden confundirse con algunos parásitos o enmascarar su presencia). También se le pidió que evitara la contaminación de la muestra con orina, papel higiénico, jabón, agua o

tierra. Si contenía sangre o moco, se incluían en la muestra. El examen microscópico se realizó tan pronto fue posible, en especial cuando las heces eran diarreicas. Tales muestras debían mantenerse a temperatura ambiente y examinarse en un periodo no mayor de tres horas posterior a la obtención, ya que podían contener trofozoítos frágiles que no sobreviven a la refrigeración (Greene, 2000).

Después del examen clínico del paciente canino y del análisis de las muestras de heces, se realizó una encuesta a cada uno de los pacientes humanos, indiferentemente si el paciente canino era positivo a giardiasis. La encuesta se clasificaba en los siguientes apartados: datos del propietario, datos de la mascota, hábitos relacionados con la presencia de *Giardia lamblia*, relación entre humano canino, susceptibilidad a *Giardia lamblia* y sintomatología. Entre estos apartados, se trataban puntos referentes a la higiene del paciente humano y conocimiento acerca de la enfermedad.

En el estudio se tomaron en cuenta características de los pacientes humanos como edad, sexo, normas de higiene y sintomatología presente al tomar la muestra, parámetros que fueron utilizados para poder aportar información más precisa sobre factores o condiciones que pueden influir en la ocurrencia de la enfermedad.



A



B

Figura 3. Procedimiento de fase de campo. A) Selección de los individuos con sintomatología de vómito o diarrea. B) Explicación del estudio al propietario y llenado de encuesta.

7.2.2 Metodología de laboratorio

Luego de la identificación de las unidades de estudio y de la toma de muestra de heces en los pacientes, este material, recolectado directamente del recto en el caso de pacientes caninos y en recipientes plásticos estériles en pacientes humanos, fue colocado por medio de un aplicador de madera en portaobjetos que contenían una gota de solución salina al 0.85% y lugol al 10% en cada extremo de la lámina, luego se escogió la parte de la materia fecal que tenía elementos anormales como sangre, moco, etc., y de otra parte para que así quedara una muestra representativa (Vega, 2010). No se utilizó lugol para estudiar el estadio de trofozoito. Cuando se buscó esta forma, se realizó con solución salina 0.85% (UES, 2000; González de Buitrago, 2004). Se examinaron las muestras sistemáticamente con aumentos de 4x, 10x y 100x.

En el caso de los pacientes caninos se utilizó el kit de Anigen Rapid Giardia Ag. La recolección de muestras se realizó con un hisopo, este hisopo con heces se mezclaba en un tubo de muestra de 1ml que contenía el diluyente del ensayo durante 10 segundos. El dispositivo de la prueba se colocaba en una superficie plana y seca. Con el gotero desechable proveído por el kit, se tomaba líquido del tubo que contenía el diluyente. Luego se añadían 4 gotas lentamente en el desechable. A medida que el reactivo empezaba a trabajar, se veía moverse un color púrpura a través de la ventana de resultados en el centro del dispositivo de prueba. Los resultados de la prueba se interpretaban en 10 minutos.

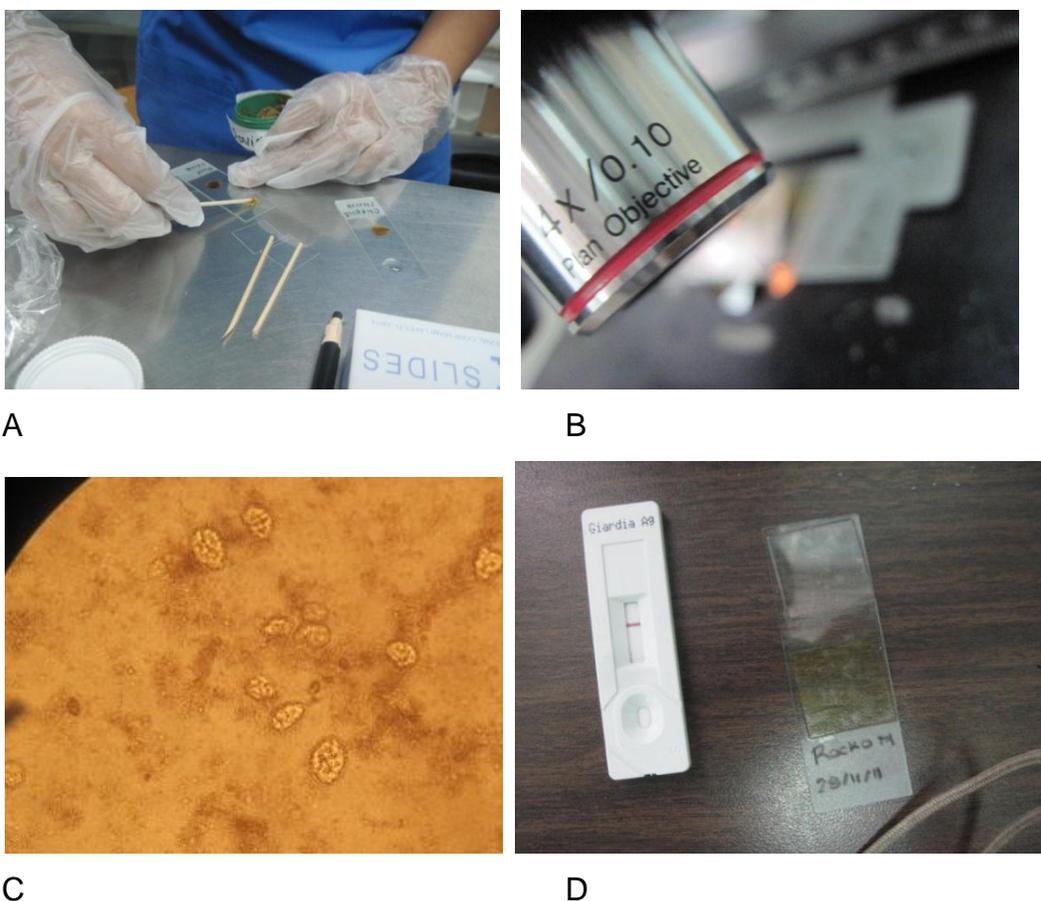


Figura 4. Procedimiento de fase de laboratorio. A). Preparación de frotis en lugol al 10% y solución salina al 0.85%. B) Muestra al Microscopio a objetivo 4x. C) Quistes de Giardia lamblia D) Kit rápido de Giardia lamblia y lámina de frotis directo de heces.

7.2.3 Metodología estadística

7.2.3.1 Muestreo

Para el desarrollo de esta investigación se realizó un censo. Este censo no trabaja sobre una muestra sino sobre la población total, y el periodo de realización depende de los objetivos para los que se necesiten los datos. En estadística descriptiva, se llama censo al recuento de individuos que conforman una población estadística, definida como un conjunto de elementos de referencia sobre el que se realizan las observaciones. En este estudio, el censo fue de 80 pacientes caninos con sintomatología compatible a la Giardiasis y a cada una de las personas que pertenecían al núcleo familiar o convivan con la mascota. Este número corresponde a los casos que son atendidos en la Clínica de Especies Menores de la Facultad de

Ciencias Agronómicas de la Universidad El Salvador que mensualmente son de 80 casos nuevos durante el mes, sin repetición de pacientes, es decir, sin contar que estos regresan cada 15 días para segundas dosis de desparasitación o vacunas, cada 8 días para retiro de puntos y cada semana para aplicación de fármacos si padecen de una enfermedad que así lo requiera.

7.2.3.2 Variables del estudio

- Relación entre *Giardia lamblia* en humanos y *Giardia lamblia* en caninos.
- Edad y sexo en pacientes humanos positivos
- Etapa del parásito en pacientes humanos positivos

7.2.3.3 Prueba estadística

Para demostrar los objetivos de la investigación se usó la prueba de estadística de chi cuadrada (χ^2), para muestras independientes, con un nivel de confianza del 5% de probabilidad. El cálculo de " χ^2 " permite probar si dichos atributos son independientes entre sí, o si alguno de ellos tiene influencia sobre el otro. Cada caracter, atributo o factor puede manifestar dos o más clases (Nuila, 2001).

Cuando se estudian dos variables independientes, haciendo uso de la prueba de " χ^2 ", estas tienen en común las siguientes características (Nuila, 2001):

Siempre se da la intervención de 2 ó más categorías para cada variable en estudio.

Los datos están dados en frecuencia y se colocan en celdas apropiadas.

No existe una forma inmediata y obvia de asignar valores esperados de frecuencia para cada categoría.

Para el cálculo del valor de " χ^2 " se utilizó la siguiente fórmula:

$$\chi^2 = \sum \frac{(f_o - f_e)^2}{f_e}$$

Donde:

χ^2 = valor de chi calculada

f_o = frecuencia observada

f_e = frecuencia esperada

Para facilitar el cálculo de las frecuencias esperadas, se hace uso de tablas de contingencia o tablas de doble entrada a x b, cuya estructura depende de los atributos a evaluar en cada factor.

Se utiliza la siguiente fórmula para el cálculo de las frecuencias esperadas (fe) :

$$F_{ij} = \frac{y_{i.} \cdot x_{.j}}{y_{...}} = \frac{\text{Producto de las frecuencias comunes de las celdas}}{\text{Frecuencia total marginal}}$$

Donde:

F_{ij}= Frecuencia esperada (fe) para cualquier celda

Y_{i.}= Total de la frecuencia marginal común para cualquier categoría del factor A

y_{.j}= total de la frecuencia marginal común para cualquier categoría del factor B

y_{...}= total de las frecuencias marginales

Para todos los objetivos el análisis de la Hipótesis nula será el siguiente:

Se acepta H₀ si: x² calculado ≤ x² tabla.

Se rechaza H₀ si x² calculada > x² tabla.

8. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Cuadro 2. Cuadro de contingencia con sus frecuencias observadas y esperadas

Resultado de las pruebas	Tipo de hospedador		Total
	Humanos	Caninos	
Positivos	17 (9.80)	0 (7.20)	17
Negativos	93 (99.20)	80 (77.80)	173
Total	110	80	190

En este cuadro de contingencia se plantean dos variables de clasificación, con el objeto de saber si estas son o no son independientes. Las frecuencias observadas ocupan las casillas del cuadro de contingencia y se les llaman frecuencias de casillas. Al total de frecuencias en cada fila o en cada columna se les llaman frecuencias marginales.

Para calcular las frecuencias esperadas la operación es la siguiente:

$$Fe = \frac{(17)(109)}{189} = 9.80$$

Las frecuencias esperadas de las casillas restantes quedan determinadas con restar de los totales de filas y columnas la frecuencia esperada ya calculada.

Para calcular el valor de χ^2 se sustituye de la siguiente manera:

$$\chi^2 = \frac{(17-9.80)^2}{9.80} + \frac{(92-99.20)^2}{99.20} + \frac{(0-7.20)^2}{7.20} + \frac{(80-72.80)^2}{72.80}$$

$$\chi^2 = 13.72$$

Para evaluar este valor de χ^2 calculado se debe encontrar el valor de χ^2 en tabla al 5% para un grado de libertad. La determinación de los grados de libertad se hace de la siguiente forma:

$V = (F-1)(C-1)$; donde F es el número de filas y C es el número de columnas.

Sustituyendo:

$$V = (2-1)(2-1) = 1$$

El valor de Chi tabla es de 3.84

Interpretación

Estadísticamente el valor de χ^2 calculada es mayor que el valor de χ^2 tabla, por lo tanto se rechaza la hipótesis nula. Estos datos indican que la enfermedad causada por *Giardia lamblia* no afecta por igual y al mismo tiempo a humanos como a caninos, es decir que la presencia de la enfermedad difiere con respecto a la variable hospedador.

Cuadro 3. Tabla de contingencia variable de Relación Giardia-humano, Giardia-canino.

Resultado de las pruebas	Tipo de hospedador		Total
	Humanos	Caninos	
Positivos	17	0	17
Negativos	93	80	173
Total	110	80	190

Las 80 muestras de heces caninas fueron analizadas microscópicamente por frotis directo y el kit de *Giardia lamblia*. El 100% fueron negativas a ambas pruebas. El motivo principal por el cual acudieron a la consulta y fueron incluidos en el estudio fue por sintomatología de vómito representando un 76.36% y por diarrea 45.45% en los pacientes caninos. (Figura 5)

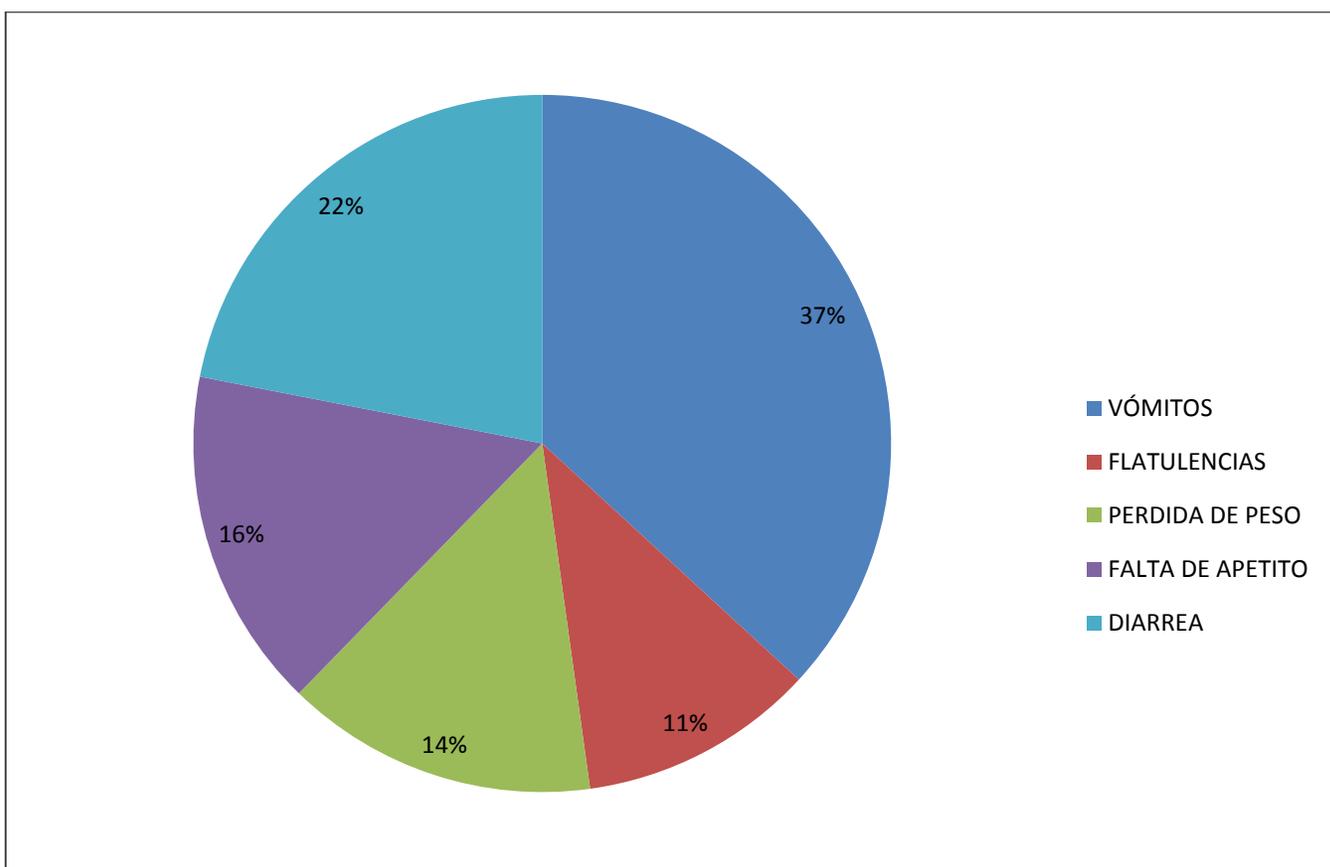


Figura 5. Síntomas relacionados a giardiasis que presentaron los 80 caninos del estudio

El total de muestras de heces de pacientes humanos fue de 110 las cuales fueron analizadas microscópicamente. De ese total, 17 muestras que representan el 15.45% fueron positivas a este análisis. Este porcentaje se encuentra dentro de lo establecido en la literatura consultada para países en vías de desarrollo (Acha y Szyfres, 2003). A pesar de encontrarse dentro del rango establecido en la literatura consultada, estudios realizados en El Salvador como el de Flores *et al.*, 1987; Larios, AL.; Rodríguez, HN., 2001; y Pineda, DP.; et al. 1987, reportaron resultados positivos de 33.5%, 35% y 18.3% respectivamente. Probablemente esta diferencia de porcentajes con respecto a este trabajo se deba a que estos estudios se realizaron en zonas rurales, dirigidos únicamente a un universo de individuos humanos, específicamente niños.

Cuadro 4. Tabla de contingencia de variable “Edad de pacientes humanos”

Resultado a la prueba	Grupos de edades				Total
	0-15 años	16-30 años	31-45 años	46 años en adelante	
Positivos	5	7	2	3	17
Negativos	7	37	26	23	93
Total	12	44	28	26	110

Los porcentajes de pacientes humanos positivos a giardiasis dentro de los grupos etarios fueron los siguientes: el rango de 0-15 años registró un 41.67%; del grupo de 16-30 años, un 15.91%; del grupo de 31-45 años, un 7.14%; y el grupo de 46 años en adelante, un 11.54%. Esto comprueba que el porcentaje más alto se concentra en las edades de 0-15 años; dentro de este grupo se tuvo individuos desde 5-13 años, 12 personas en total. Este resultado probablemente se debe a que estos individuos no tienen normas higiénicas bien establecidas, especialmente a la hora de comer y después de usar el baño, actividades que se encuentran entre los principales medios de transmisión de la enfermedad

De los 5 casos positivos encuestados el 40% dijeron siempre lavarse las manos antes de consumir alimentos, el 20% solo las tres veces de comidas fuertes, y el 40% se lavan las manos 2 veces al día. Asimismo solamente el 20% se lava siempre las manos después de usar el baño y mientras que el 80% lo hacían de vez en cuando. (Figura 6)

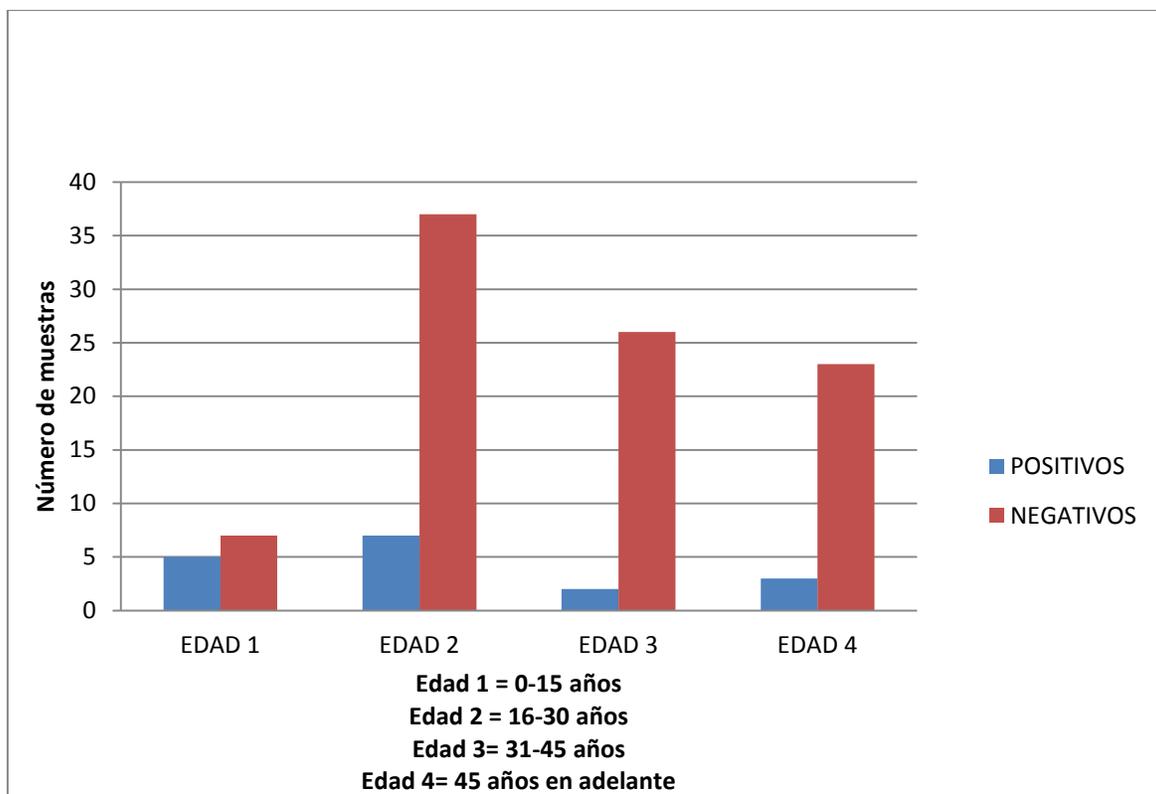


Figura 6. Resultado de los grupos etarios de los humanos en estudio.

Cuadro 5. Tabla de contingencia para variable “Sexo en pacientes humanos”

Resultado de la prueba	Sexo		Total
	Femenino	Masculino	
Positivos	6	11	6
Negativos	51	42	93
Total	57	53	110

Se observa que la cantidad de la población de hombres y mujeres del estudio fue casi similar, registrándose 57 mujeres (51.82%) y 53 hombres (48.18%). Sin embargo al analizar los casos positivos, se encontró un porcentaje mayor en el sexo masculino con un 20.75%. Datos similares se registraron en Flores *et al.* 1987; en dicha investigación también se comenta que en los años 1947 y 1980 se halló que el sexo masculino es el de mayor porcentaje de afección. (Figura 7)

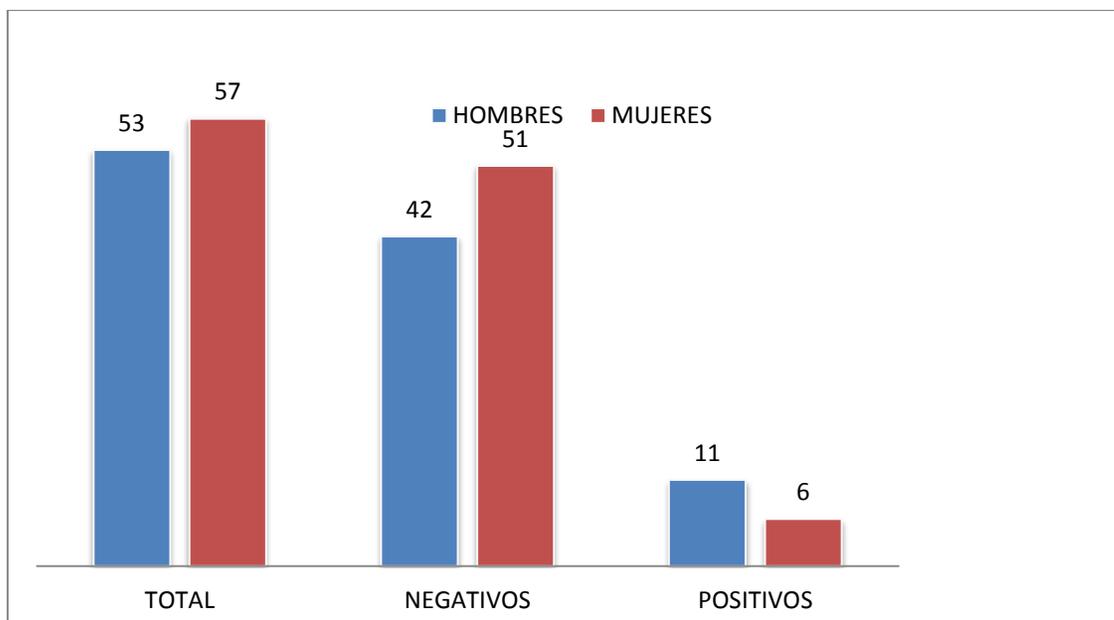


Gráfico 7. Resultados de análisis de los pacientes humanos, clasificados según género.

Cuadro 6. Tabla de contingencia para variable “Síntomas en pacientes humanos”

Resultados de las pruebas	Síntomatología		Total
	Sintomáticos	Asintomáticos	
Positivos	15	2	17
Negativos	74	19	93
Total	89	21	110

La sintomatología observada en los 110 pacientes humanos fue la siguiente: el 80.91% de la población presentó algún síntoma relacionado con la enfermedad y un 19.09% no los presentaba. Los mayores porcentajes para los individuos sintomáticos reportaron dolor abdominal, flatulencias y diarrea. De los casos positivos, el 88.24% presentó uno o varios síntomas asociados a giardiasis y el 11.76% fueron asintomáticos. De los casos positivos, el mayor porcentaje lo tiene la diarrea, seguido por dolor abdominal y náuseas con un 26%, 22% y 18% respectivamente (Figura 8)

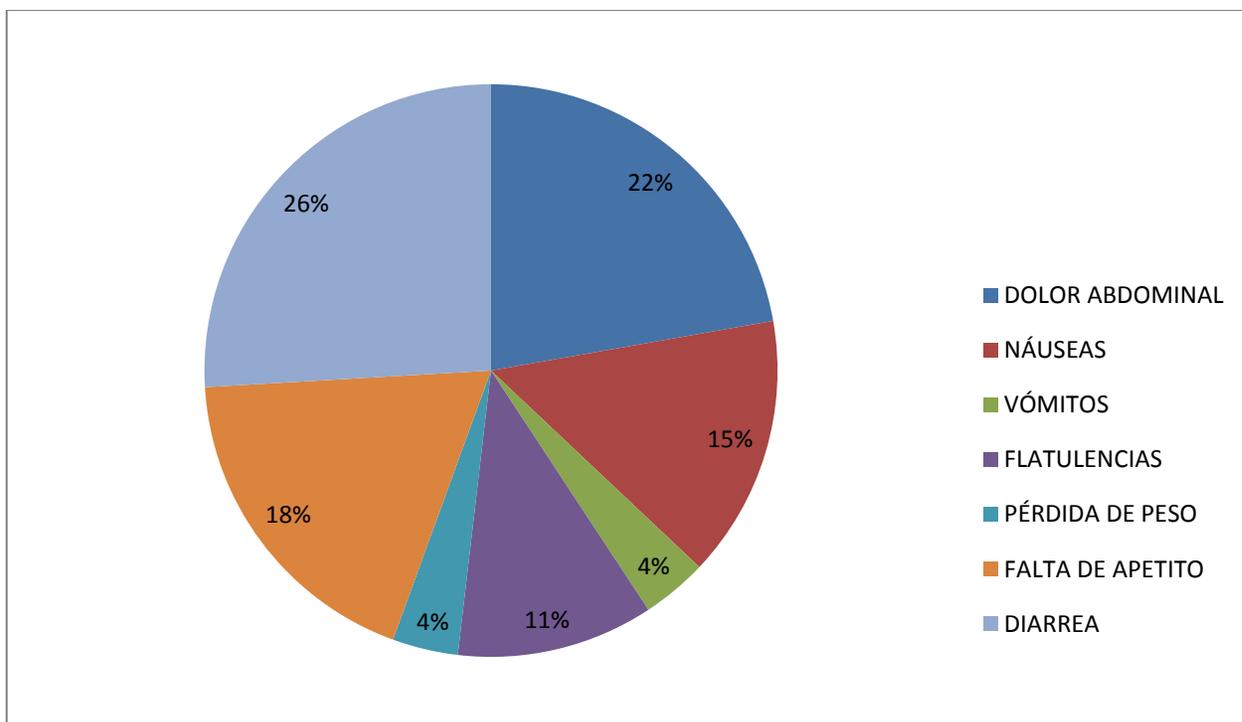


Figura 8. Resultado de síntomas que presentaron los humanos positivos a giardiasis.

En el cuadro 7 se aprecia que para los casos positivos el 82.35% presentó quiste al microscopio con sintomatología, el 11.76% presentó la forma quística con ausencia de síntomas y el 5.88% presentó tanto quiste como trofozoito con presencia de síntomas.

Cuadro 7. Tabla de contingencia para “Variables síntomas y fase del parásito en pacientes humanos”

Fase del parásito	Sintomatología		Total
	Sintomáticos	Asintomáticos	
Quiste	14	2	16
Trofozoito	0	0	0
Quiste y Trofozoito	1	0	1
Total	15	2	17

Aunque no se planteó en un principio un objetivo que relacionara a *Giardia lamblia* con otras parasitosis, se encontró que del 100% de la población humana el 22.72% presenta otras parasitosis. El 17.27% presentó *Entamoeba histolytica*, el 2.73% *Endolimax nana* y el 2.73% para estos dos parásitos (cuadro 8). Cabe resaltar que el 58.82% de los casos positivos a giardiasis se encontraba asociada con *Entamoeba histolytica*, por lo cual hay una relación y coexistencia de la giardiasis con otros parásitos, probablemente porque presentan la misma fuente de infección (alimentos, bebidas contaminadas y similar mecanismo de transmisión). Esto orienta a que la giardiasis sola se encuentra en un porcentaje bajo comparado a la que se presenta en asociación con otros parásitos.

Cuadro 8. Relación de *Giardia lamblia* con otros parásitos.

Parásito	Asociado con <i>Giardia lamblia</i>	No asociado con <i>Giardia lamblia</i>	Total
<i>Entamoeba histolytica</i>	10	9	19
<i>Endolimax nana</i>	0	3	3
<i>Entamoeba histolytica</i> y <i>Endolimax nana</i>	0	3	3
Total	10	15	25

A pesar de la alta prevalencia encontrada en este estudio, el 93.63% de los encuestados no conocían de la enfermedad y solamente el 6.36% de los encuestados sí la conocían, aunque cabe resaltar que sus respuestas en cuanto a sintomatología solo incluían vómito y diarreas, pocos se extendieron a dar más información sobre la sintomatología.

El hecho de que en este estudio no se presentó un caso positivo a *Giardia lamblia* en *Canis lupus familiaris* no significa que el protozoo flagelado no se encuentre presente en este hospedador.

9. CONCLUSIONES

Al no encontrar *Giardia lamblia* en *Canis lupus familiaris* se determina que esta no guarda relación alguna con *Giardia lamblia* de humanos, por tanto no se establece en este estudio un carácter zoonótico entre estas dos especies.

La población salvadoreña no tiene conciencia de la enfermedad de giardiasis, desconociendo su magnitud y forma de transmisión; además el grupo etario más afectado por *Giardia lamblia* es el más joven. En este estudio el mayor porcentaje lo obtuvo el grupo de 0-15 años debido a la falta de normas higiénicas usadas antes de las comidas y después de utilizar el servicio sanitario.

La forma del parásito que predomina en las muestras de heces de humanos son las quísticas con presentación de síntomas.

El método de diagnóstico por medio del kit *Giardia lamblia* para medir antígenos presentes en heces no difiere de los resultados realizados al microscopio por medio de frotis directo de heces con lugol al 10% y solución salina al 0.85%.

La *Giardia lamblia* coexiste en su mayoría con otros tipos de parásitos que comparten el mismo mecanismo de transmisión, especialmente con *Entamoeba histolytica* y *Endolimax nana*.

10.RECOMENDACIONES

Al Ministerio de Salud que informe a la población a través de las unidades de salud sobre la prevalencia de giardiasis, especialmente sobre las consecuencias de este parásito en niños.

Que las autoridades gubernamentales competentes capaciten a la población en general en la aplicación de las normas higiénicas sanitarias personales y en el manejo de alimentos para evitar la transmisión de giardiasis y otras parasitosis.

A la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador que brinde capacitaciones periódicas a la población que hace uso de la Clínica de Especies Menores sobre los tipos de zoonosis parasitarias que existen.

Que los propietarios de mascotas establezcan un plan profiláctico contra parasitosis periódicamente, según lo indique el Médico Veterinario.

A las instituciones encargadas de la Salud Pública apliquen el diagnóstico para identificación de giardiasis de una forma rutinaria a los pacientes que lo ameriten.

11. BIBLIOGRAFÍA

1. Acha, PN., Szyfres, B. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales: Parasitosis. 3 ed. Washington, D.C., US. OPS. v. 3, p. 47-50.
2. Acuerdos Conexos al RTCA 65.05.51:08. 2011. Acuerdos conexos al Reglamento Técnico Centroamericano 65.05.51:08 Medicamentos veterinarios y productos afines. Reunión LII del 4 al 8/10/2010. Guatemala, GT. Acuerdo 4. p. 2.
3. Atias, A. 1999. Parasitología médica. Santiago, CL. Editorial Mediterraneo. p. 400-412.
4. Beaver, P.; Jung, R.; Cupp, E. 1992. Parasitología Clínica. 2 ed. S.I. Editorial Salvat. p. 133-140.
5. Blood, DC., Studdert VP. 1993. Diccionario de veterinaria. Trad. B Sanz et al. Madrid, ES. McGraw-Hill Interamericana. 481 p.
6. Botero, D., Restrepo, M. 2003. Parasitosis humanas. 4 ed. Medellin, CO. CIB. p. 230-2037.
7. Delgado, IV. 2007. Evaluación de la efectividad de la vacuna GiardiaVax en cachorros de *Canis domesticus*. Tesis Lic. Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador, SV, UES.
8. Flores, IO., Molina, Y.; Menjivar, M.B. 1987. Prevalencia de *Giardia lamblia* en muestras de materias fecales en niños de consulta externa del hospital Benjamín Bloom. Tesis Lic. En Laboratorio Clínico. San Salvador, SV, UES.

9. Giraldo-Gómez, JM., et al. 2005. Prevalencia de giardiasis y parásitos intestinales en preescolares de hogares atendidos en un programa estatal en Armenia, Colombia. (en línea). Revista de Salud Pública. 7(3). Consultado 29 ago. 2010. Disponible en http://www.scielosp.org/scielo.php?pid=S0124-00642005000300008&script=sci_arttext
10. González de Buitrago, JM. 2004. Técnicas y métodos de laboratorio clínico. 2 ed. Barcelona, ES. Masson. p. 507-509.
11. Greene, CE. 2000. Enfermedades infecciosas en perros y gatos. -2 ed.- México. McGraw-Hill Interamericana. p 787-793, 842-847.
12. Kirk, RW., Bonagura JD. 1994. Terapéutica veterinaria de pequeños animales. Trad. C Díaz et al. Madrid, ES. McGraw-Hill Interamericana. p 316.
13. Larios, AL., Rodríguez HN. 2001. Giardiasis en escolares que consultan en unidades de salud: Jerusalen y San Francisco Chinameca, departamento La Paz, enero - junio 2000. Tesis Doctor en medicina. San Salvador, SV, UES.
14. Merck & CO., INC. 2000. El manual Merck de veterinaria. Ed. SE Aiello. Trad. A Abecia et al. 5 ed. Barcelona ES. Océano. p. 161-163.
15. Merck & CO., INC. 2008 Manual Merck de información médica general. Ed. R Berkow, MH Beers; AJ Fletcher. Barcelona, ES. Océano. p. 538, 927-928.
16. Ministerio de Salud. 2011. Giardiasis 2006-2010 (correo electrónico). San Salvador, SV. (e-mail: yhernandez@mspas.gob.sv).
17. Nuila, JA. 2001. Guía de estudio sobre la prueba de Chi-Cuadrada (Prueba No Paramétrica). Ciudad Universitaria, SV. P. 11, 13, 14.

18. Núñez, FD. 2004. Estudio de factores asociados con la reinfección por *Giardia lamblia* en niños de círculos infantiles. (en línea). La Habana, CU. Consultado viernes 27 de ago. 2010. Disponible en <http://www.bibliociencias.cu/gsd/collect/tesis/index/assoc/HASH012d.dir/doc.pdf>
19. OPS (Organización Panamericana de la Salud, EU). 1983. Manual de técnicas básicas para un laboratorio de salud. Washington, US. p. 18-20. (Publicación Científica N° 439).
20. Pineda, DP., Gutiérrez DC., Lucha, GM., Quezada, JR., Paniagua, LR., Herrera, EM., Driotes, AC., Molina, NL. 1987. Frecuencia de *Entamoeba histolytica*, *Giardia lamblia* y *Cryptosporidium sp.* en niños y adultos con diarrea en El Salvador. Tesis Lic. Laboratorio clínico. San Salvador, SV, UES.
21. Plunkett, SJ. 1995. Manual de urgencias de pequeños animales. Trad. MT Rabes. Madrid, ES. McGraw-Hill/Interamericana. p. 245, 226, 215, 216.
22. Rojas, W. 2004. Inmunología. 13 ed. Medellín, CO. CIB (Corporación para Investigaciones Biológicas). p. 355, 356.
23. Soulsby E.J.L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Trad. A Martínez; Francisco Rojo. 7 ed. D. F. MX. Interamericana. p. 585-588.
24. Sumano, HS., Ocampo, L. 2001. Farmacología veterinaria. 2 ed. D.F. MX. McGraw-Hill Interamericana. p. 400, 401.
25. Tennant, B. 2001. Manual de formulación en pequeños animales. Trad. B Mongrell. Barcelona ES. Editorial Ediciones S. p. 13, 196, 197.

26. UES (Universidad de El Salvador, SV). 2000. Programa y manual de diagnóstico parasitológico. Facultad de Ciencias Agronómicas. p. 19, 20.
27. Universidad Veracruzana. 2010. Manual de parasitología. (en línea). Veracruz, MX. Consultado martes 9 de nov. 2010. Disponible en <http://www.scribd.com/doc/5275620/MANUAL-DE-LABORATORIO-DE-PARASITOLOGIA>
28. Vega, L. 2010. Manual de normas técnicas: primera parte. (en línea). Bogotá, CO. Consultado martes 9 de nov. 2010. Disponible en <http://www.med-informatica.com/Laboratorio.htm>

12. ANEXO

Cuadro 1. Consultas ambulatorias atendidas en los establecimientos del Ministerio de Salud Consultas de Primera Vez (Caso) Nivel Nacional MSPAS+FOSALUD A07.1 Giardiasis [Iambliasis]			
Años	Consultas masculina	Consultas femenina	Total Consultas
2006	11,613	14,942	26,555
2007	8,370	11,434	19,804
2008	7,030	9,341	16,371
2009	8,354	11,150	19,504
2010	8,272	11,008	19,280

Fuente: Ministerio de Salud.

ENCUESTA SOBRE *Giardia lamblia* EN HUMANOS RELACIONADA CON *Giardia lamblia* EN *Canis lupus familiaris* EN LA JURISDICCIÓN DE LA UNIDAD DE SALUD DE SAN MIGUELITO.

Fecha: _____

Encuestado: _____

Esta investigación se realiza con el fin de determinar la presencia de *Giardia lamblia* en los caninos domésticos y sus dueños para establecer su carácter zoonótico en la jurisdicción de la unidad de salud de San Miguelito de San Salvador.

La información obtenida a partir de esta encuesta será utilizada únicamente para la investigación y los datos serán manejados con discreción. Esta encuesta es realizada para poder obtener el título de Licenciada en Medicina Veterinaria y Zootecnia.

A partir de la información obtenida con esta encuesta se vinculará la presencia del parásito *Giardia lamblia* del humano con la presencia del parásito en el perro.

A. Datos del Propietario

1. **Edad:** _____
2. **Sexo:** F M
3. **Peso:** _____
4. **Estatura** _____
5. **¿Qué tipo de sangre es usted?** _____
6. **¿Posee mascotas?**
7. Sí No **¿Qué especie?** _____
8. **¿Cuántos perros hay en su casa?** _____

B. Datos de la mascota

9. **Edad:** _____
 10. **Peso:** _____
 11. **Raza:** _____
 12. **Sexo:** M H
 13. **¿Cuánto tiempo tienen de vivir con usted?**
-

C. Hábitos relacionados con la presencia de *Giardia lamblia*

14. **¿Se lava las manos antes de consumir alimentos?**
Sí No
15. **Si en la respuesta anterior contestó "sí", ¿Cuántas veces se lava las manos durante el día?**
 - ✓ Ninguna
 - ✓ Una vez al día
 - ✓ Dos veces al día
 - ✓ Tres veces al día
 - ✓ Siempre que voy a consumir algún tipo de alimento

16. ¿Con qué frecuencia durante el día se lava las manos después de usar el baño?

- ✓ Ninguna
- ✓ Muy pocas veces
- ✓ De vez en cuando
- ✓ Siempre

17. ¿Desinfecta las frutas y verduras antes de consumirlas?

- Sí No

18. Si en la respuesta anterior contestó "Sí" ¿con qué las desinfecta?

19. ¿Fuente de agua que utiliza para consumo en su casa?

- ✓ Río
- ✓ Tubería (chorro)
- ✓ Pozo
- ✓ Garrafas comerciales de agua (Cristal, Alpina, etc.)
- ✓ Agua hervida
- ✓ Filtro
- ✓ Otro: _____

20. Marque con una "x" la fuente de agua que da a tomar a su mascota

- ✓ Río
- ✓ Tubería (chorro)
- ✓ Pozo
- ✓ Garrafas comerciales de agua (Cristal, Alpina, etc.)
- ✓ Agua hervida
- ✓ Filtro
- ✓ Otro: _____

21. Marque con una "x" el tipo de piso de su vivienda:

- ✓ Tierra
- ✓ Cemento
- ✓ Ladrillo
- ✓ Empedrado

22. Deposición de excretas del humano:

- ✓ Fosa séptica
- ✓ Servicio sanitario

23. ¿Hay presencia de vectores (moscas y cucarachas) en su casa?

- Sí No

24. ¿Existe un basurero municipal cerca de su casa?

- Sí No

25. ¿Cómo descartan la basura en su casa?

- ✓ La tiramos en la calle
- ✓ Se la lleva el camión d la basura

26. ¿Con que frecuencia desparasita a su perro?

- ✓ Cada 3 meses
- ✓ Cada 4 meses
- ✓ Cada 6 meses
- ✓ 1 vez al año
- ✓ Ninguna vez

27. ¿Cuándo fue la última vez que desparasito a su perro? (si conoce el nombre del producto, escríbalo)

Fecha: _____ Producto: _____

D. Relación entre humano y canino**28. ¿Su perro toma agua del baño?**

- ✓ Nunca
- ✓ De vez en cuando
- ✓ Seguido
- ✓ Siempre

29. ¿Su perro abre bolsas de basura?

- ✓ Nunca
- ✓ De vez en cuando
- ✓ Seguido
- ✓ Siempre

30. ¿Su perro come heces de otros animales?

Sí No

31. ¿Su perro se sube a los muebles de su casa?

Sí No

32. ¿Usted deja que su perro le lama la cara?

Sí No

33. ¿Usted besa en la cara a su perro?

Sí No

E. Susceptibilidad a *Giardia lamblia***34. ¿Padece usted de alguna enfermedad?**

Sí No ¿Cuál?: _____

35. ¿Sufre usted de alguna enfermedad infecciosa o inmunológica? (VIH, Pancreatitis crónica, leucemia, etc.)

Sí No ¿Cuál?: _____

36. ¿Le han realizado alguna vez una biopsia duodenal?

Sí No

37. ¿Conoce usted sobre la enfermedad llamada Giardiasis?

Sí No

38. Si usted conoce la enfermedad, ¿cuáles son los síntomas que se observan en las personas?

39. ¿Le han diagnosticado antes de Giardiasis?

Sí No ¿Hace cuánto? _____

40. ¿Le ha sido diagnosticado anteriormente de giardiasis a su perro?

Sí No Fecha: _____

F. Sintomatología

41. ¿En el último mes ha padecido usted alguno de los siguientes síntomas?, si es así marque con una "x".

✓ Dolor abdominal

✓ Náuseas

✓ Vómitos

✓ Flatulencias

✓ Pérdida de peso

✓ Falta de apetito

✓ Diarrea

42. Si en su respuesta anterior marcó la categoría de diarrea, especifique desde hace cuánto tiempo duró o está durando

✓ Unos días

✓ Una semana

✓ Dos semanas

✓ Intermitente

✓ Más de un mes

43. Si en su respuesta anterior marco la categoría de diarrea, especifique las características de la diarrea marcando con una x

✓ Pastosa

✓ Líquida

✓ Con sangre

✓ Mal olor

44. ¿Ha notado alguno de estos síntomas a su perro en el último mes?

✓ Vómitos

✓ Flatulencias

✓ Pérdida de peso

✓ Falta de apetito

✓ Diarrea

HOJA DE TOMA DE MUESTRA

Lugar y fecha: _____

Nombre del paciente: _____

1. Edad: _____
 2. Sexo: F M
 3. ¿Diarrea? Sí No
 4. ¿Desde cuándo? _____ días
 5. ¿Ha recibido algún antiparasitario? Sí No
 6. ¿Hace cuánto? _____
 7. Nombre del producto: _____
-

RESULTADOS

1. Consistencia de las heces fecales

1.1 Líquidas 1.2 Blandas 1.3 Duras

2. Coloración de las heces fecales

2.1 Normal 2.2 Negro en melena 2.3 Blanco en acolia

3. Presencia de

3.1 Moco 3.2 Sangre 3.3 Restos alimenticios 3.4 Helmintos 4. Quistes de *Giardia lamblia*Sí No 5. Trofozoítos de *Giardia lamblia*Sí No

Observaciones:

 **Anigen Rapid Giardia Ag Test Kit****Principio**

El Kit Anigen Rapid Giardia Ag Test es un inmunoensayo cromatográfico para la detección cualitativa de antígeno de Giardia en las heces de caninos o felinos.

El Kit Anigen Rapid Giardia Ag Kit Test tiene un compositor de "t" y "c", como línea de prueba y 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 utiliza para el control del procedimiento. La línea de control siempre debe aparecer si el procedimiento de prueba se realiza correctamente y los reactivos del test de la línea de control están trabajando. Una línea de prueba púrpura será visible en la ventana de resultados si no hay suficiente antígeno de Giardia en la muestra.

Los anticuerpos giardia especialmente seleccionados se utilizan en la banda de la prueba tanto como la captura y el material detector. Estos permiten que el Kit Anigen Rapid Giardia Ag identifique los antígenos de *Giardia* en las heces de caninos o felinos con un alto grado de precisión.

Materiales suministrados (10 test / kit)

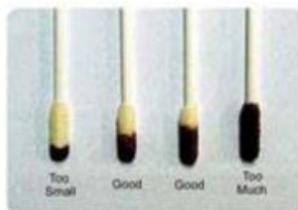
- 1) Diez (10) Kit Anigen Rapid Giardia Ag Test
- 2) Diez (10) tubos de muestra con tampón de ensayo diluyente
- 3) Diez (10) hisopos de recolección de muestras
- 4) Diez (10) goteros desechables
- 5) Un (1) instructivo para uso

Precauciones

- 1) Sólo para uso de diagnóstico veterinario
- 2) Para obtener mejores resultados, seguir estrictamente las instrucciones
- 3) Todas las muestras deben manipularse como potencialmente infecciosas
- 4) No abra ni quite el kit de prueba de las bolsas selladas individualmente hasta inmediatamente antes de su uso
- 5) No utilizar el kit de la prueba si la bolsa está dañada o el sello está roto
- 6) No reutilizar el kit de prueba
- 7) Todos los reactivos deben estar a temperatura ambiente antes de realizar el ensayo
- 8) No usar los reactivos después de la fecha de caducidad marcada en la etiqueta
- 9) Los componentes de este kit han sido probados en control de calidad como unidad estándar del lote. No mezclar componentes de diferentes lotes.

Almacenaje y estabilidad

El kit se puede almacenar a temperatura ambiente (2 ~ 30 ° C) o refrigerados. El equipo de prueba es estable hasta la fecha de caducidad marcada en la etiqueta del envase. NO CONGELAR. No guarde el kit en luz solar directa.



Obtención y preparación

- 1) Las muestras de perros o gatos se deben utilizar para esta prueba
- 2) Las muestras deben ser analizadas inmediatamente tan pronto como se recolecten las muestras. No utilice las heces, 10 minutos después de la evacuación. Si se utilizan, se podría mostrar resultados falsos positivos

- 3) En caso de frotis directo anal, las muestras de hisopo se deben confirmar si hay o no materia fecal en el algodón. Si no hay materia fecal en el algodón, se podría mostrar resultados falsos negativos

Procedimiento de ensayo

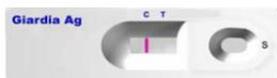
1. Recoger las muestras de perros de heces felinas con un hisopo.
2. Inserte el hisopo en el tubo de muestra con 1 ml de diluyente de ensayo.
3. Mezclar las muestras de hisopo con el diluyente de ensayo para extraer bien
4. Retire la placa de la bolsas de aluminio y colóquelo en una superficie plana y seca
5. Usando el gotero desechable, tome las muestras a partir de muestras extraídas y se mezcla en el tubo
6. Agregue cuatro (4) gotas en el agujero de la muestra con el gotero desechable. El diluyente de ensayo mezclado debe ser añadido lentamente, gota a gota.
7. En la prueba a trabajar, verá pasar el color púrpura a través de la ventana de resultados en el centro del dispositivo de prueba. Si la migración no ha aparecido después de 1 minuto, añadir una gota más de la mezcla de diluyente de ensayo de la muestra.
8. Interpretar los resultados de la prueba en 5 ~ 10 minutos. No interprete después de 20 minutos.

Interpretación del test

La banda de color aparecerá en la parte izquierda de la ventana de resultados para demostrar que la prueba está funcionando correctamente. Esta banda es la banda de control. La sección derecha de la ventana de resultados indica los resultados del examen. Si otra banda de color aparece en la sección derecha de la ventana de resultados. Esta banda es la banda de la prueba.

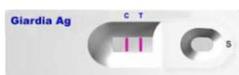
1) Resultado negativo

La presencia de una sola banda en el resultado de una ventana indica un resultado negativo.



2) Un resultado positivo

La presencia de dos bandas de color ("T" y "C") dentro de la ventana de resultados, no importa, la banda que aparece en primer lugar indica un resultado positivo



3) Resultado no válido resultado

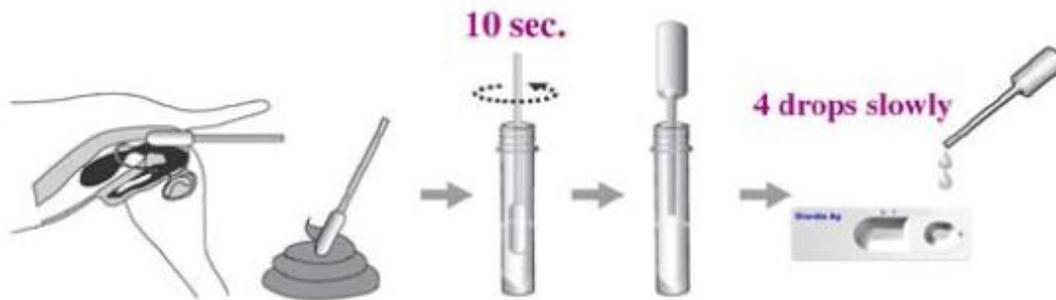
Si la banda de color púrpura no es visible en la ventana de resultados después de realizar la prueba, el resultado se considera inválido. Las instrucciones no se han seguido correctamente o el test puede haberse deteriorado. Se recomienda que la muestra sea repetida.



Limitaciones del test

A pesar es muy preciso para detectar el antígeno de Giardia, una baja incidencia de resultados falsos pueden ocurrir. Existen otras pruebas clínicas disponibles si se obtienen resultados cuestionables. Al igual que con todas las pruebas de diagnóstico, un diagnóstico clínico definitivo no debe basarse en los resultados de un ensayo, sino que sólo debe ser realizada por el veterinario, después que todos los hallazgos clínicos y de laboratorio han sido evaluados.

[Figure for test procedures]



Doc. No. : I1802-2
Issued date : Mar. 30, 2009



Manufactured by **BioNote, Inc.**
2-9, Seogu-dong, Hwaseong-si, Gyeonggi-do, Korea
TEL: 82-31-211-0516 FAX: 82-31-8003-0618
<http://www.bionote.co.kr>