

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA



Frecuencia de *Giardia lamblia* por coproantígeno y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario

Pamela Carolina Ortega Jiménez

Juan Carlos Gutierrez Fuentes

QUÍMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, agosto de 2024

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA



QUÍMICOS BIÓLOGOS

Guatemala, agosto de 2024

Junta Directiva

Dr. Juan Francisco Pérez Sabino	Decano en Funciones
Dr. Juan Francisco Pérez Sabino	Vocal I
Dr. Roberto Enrique Flores Arzú	Vocal II
Lic. Carlos Manuel Maldonado Aguilera	Vocal III
Br. Carmen Amalia Rodríguez Ortiz	Vocal IV
Br. Paola Margarita Gaitán Valladares	Vocal V
Licda. Bessie Abigail Orozco Ramírez	Secretaria

DEDICATORIA

A Dios:

Por ser la fuente de sabiduría para poder lograr esta meta y por darme cada día las fuerzas para seguir adelante.

A mi madre:

Ahida, por ser la inspiración de ser mejor persona, luchar por alcanzar cada uno de mis sueños y la enseñanza entrañable de ser una persona con valores bien fundamentados desde mi niñez. A ti madre dedico este triunfo que es un sueño hecho realidad, lo soñamos juntas, hoy se vuelve una realidad.

A mi hermana y cuñada:

Aida, por no dejarme nunca sola en este camino, gracias por siempre estar, por el apoyo incondicional brindado. Pedro, por creer antes que nadie que un día estaría recibiendo este título, por el apoyo emocional y económico brindado a lo largo de esta meta por cumplida.

A mi esposo:

Francisco, por nunca dejar que me rindiera, por apoyarme siempre, por todo tu amor y comprensión, amado mío.

A mi hijo:

Rodrigo, por hacer cada uno de mis días únicos. Eres el motor que cada día me impulsa a ser una mejor persona.

A mis sobrinos y hermanos:

David y Alejandro, por darme cariño y amor cuando lo necesite. Mis hermanos por cada uno de los consejos recibidos.

A mis jefes:

Dr. David Yaxcal, Dr. Víctor Santos, Dra. Cindy Solórzano, Dr. Erick Porres (QEPD), Ing. Murphy Paiz por el apoyo, solidaridad, comprensión, que me brindaron para cumplir este objetivo.

Pamela Ortega

DEDICATORIA

A Dios:

Por brindarme la sabiduría y perseverancia para alcanzar esta meta tan importante en mi vida, por enviarme a las personas correctas para no desmayar y seguir adelante. Ser supremo y mi fuente de fortaleza.

A mi madre:

Ana María, este logro es el resultado de tu sacrificio, amor y apoyo en esta etapa de mi vida. Tu presencia ha sido un faro de luz en los momentos de incertidumbre y dudas. Gracias por ser mi roca y mi motivación constante, tus palabras de aliento, tu perseverancia y tu ejemplo han sido mi inspiración. Cada día que trabajaste incansablemente con tal que yo pudiera alcanzar esta meta me recuerda lo valiosa que eres para mí. Este trabajo es un tributo a ti, mi fuente inagotable de fortaleza y amor en mi búsqueda de conocimiento. A través de tus enseñanzas y cariño, has dejado una huella imborrable en mi vida, y mi éxito académico es un reflejo de tu inquebrantable dedicación. Te amo con todo mi corazón y este logro es mi modesta forma de agradecerte todo lo que has hecho por mí.

A mi hermana:

Ana María gracias por enseñarme que la vida con compañía es más divertida, por demostrarme que cuando se quiere algo con todo el anhelo de nuestro corazón se puede lograrlo.

A mis seres queridos ausentes:

Fashito y Chapis cuanto hubiese querido compartir este logro con ustedes físicamente, siempre me acompañan en mente y corazón, si se pudo.

A mi abuela:

Bertita, por hacer de mi la persona que hoy soy, porque en todas tus oraciones siempre estoy, infinitas gracias.

A mi tío chalito:

Porque sin ser tu obligación estuviste y me apoyaste en los momentos más complicados de mi vida universitaria, por tu apoyo y esfuerzo, sin tu ayuda esto no hubiera sido posible.

A Fatima por ayudarme a no rendirme y estar siempre motivándome a seguir adelante, por todo tu amor y comprensión en los momentos difíciles.

Y a todas las personas que han estado conmigo y me han brindado incondicionalmente su apoyo.

Juan Carlos Gutierrez

AGRADECIMIENTOS

A nuestra alma mater Universidad de San Carlos de Guatemala, especialmente a la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, por brindarnos una formación integral y profesional para afrontar los desafíos que puedan presentársenos.

A nuestro asesor, Lic. Martin Gil, por todo su apoyo, tiempo, dedicación, paciencia, consejos y motivación para seguir aprendiendo y exhortarnos a ser profesionales de éxito.

A la directora de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla.

Al Departamento de Microbiología por todo su apoyo y por permitirnos el uso de sus instalaciones.

A licenciada Beatriz Bautista por su valiosa colaboración en permitirnos realizar la parte experimental en el laboratorio del Hospital de San Marcos.

A todos los padres de familia de los niños que asisten a la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla por acceder en participar en el estudio.

ÍNDICE

I. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN	1
II. RESUMEN	2
III. ANTECEDENTES	4
A. Localización geográfica de Escuintla	4
1. Municipio de La Gomera	4
2. Servicios y condiciones sanitarias en el municipio de La Gomera.....	5
3. Situación general de parasitosis intestinal en Escuintla.....	5
B. Giardiasis	6
1. Definición	6
2. Antecedentes históricos	6
3. Agente Etiológico	6
4. Epidemiología.....	15
5. Patogenia.....	18
6. Inmunología	19
7. Manifestaciones Clínicas	20
8. Métodos diagnósticos	21
9. Tratamiento	24
10. Control y Prevención	25
IV. JUSTIFICACIÓN.....	27
V. OBJETIVOS.....	28
A. GENERAL.....	28
B. ESPECÍFICOS.....	28
VI. HIPÓTESIS	29
VII. MATERIALES Y MÉTODOS	30
A. Universo y Muestra.....	30
1. Universo.....	30
2. Muestra	30
3. Criterios de inclusión	30
4. Criterios de exclusión	30
B. Recursos.....	30

1. Recursos Humanos	30
2. Recursos Institucionales	31
3. Recursos Materiales	31
C. Metodología.....	32
1. Forma de recolección de datos.....	32
2. Procedimiento de Recolección de Muestra.....	33
3. Procesamiento de la muestra.....	33
D. Diseño estadístico	35
1. Tipo de estudio.....	35
2. Tipo de muestreo	35
3. Diseño de muestreo.....	35
4. Análisis de resultados	35
VIII. RESULTADOS	37
IX. DISCUSION DE RESULTADOS	41
X. CONCLUSIONES.....	48
XI. RECOMENDACIONES	49
XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	50
XIII. ANEXOS.....	58

I. ÁMBITO DE LA INVESTIGACIÓN

Los parásitos intestinales causan un grave problema de salud pública para los habitantes de diversas regiones del mundo en especial los de los sectores rurales (Valle, 2014).

Giardia lamblia es un protozoo binucleado y flagelado que habita el intestino delgado de humanos y otros mamíferos y es el agente responsable de la giardiasis (Lujan, 2006).

Actualmente *G. lamblia* es reconocida como la causa parasitológica más común de diarrea provocada por protozoos, con 280 millones de infecciones en el mundo al año (Aly, Metwally, Nagy & EL-Mohandes, 2015).

La población principalmente afectada sigue siendo la infantil debido a su inmadurez inmunológica y poco desarrollo de hábitos higiénicos (Valle, 2014).

El presente estudio tuvo como objetivo determinar la frecuencia de *G. lamblia* en estudiantes de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla por microscopía directa y por coproantígeno mediante un kit de Enzyme-Linked Immunosorbent Assay o Ensayo por inmonoabsorción Ligado a Enzimas (ELISA) y a la vez establecer una correlación entre los resultados obtenidos en ambos métodos.

El muestreo se llevó a cabo en la escuela supra citada y el procesamiento de las muestras se realizó en las instalaciones del departamento de Microbiología, Facultad de CC.QQ y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala, aportando a la comunidad microbiológica, médica y científica del país, nuevos datos sobre la frecuencia y detección de giardiasis, en Guatemala hay pocos estudios y escasos datos epidemiológicos sobre parasitismo, siendo este trabajo único para la determinación *G. lamblia* y por ende no forma parte de ningún estudio macro.

II. RESUMEN

El objetivo principal de este estudio fue determinar la frecuencia de *Giardia lamblia* por coproantígeno y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla. La muestra estuvo conformada por 170 niños de los cuales 82 (48.24%) pertenecieron al sexo femenino y 88 (51.76%) al sexo masculino, demostrando así una distribución casi equitativa entre ambos sexos.

Para el examen coprológico directo se obtuvo una sensibilidad del 75%, especificidad 99%, mientras que para el ELISA una sensibilidad del 97% y especificidad 90%. La comparación de las técnicas se realizó utilizando la prueba de concordancia Kappa.

El coeficiente Kappa calculado para estas dos técnicas fue 0.789, lo que indica un grado sustancial de concordancia entre ellas. Esto significa que ambas técnicas ofrecen resultados similares en aproximadamente el 78.9% de los casos, con un mayor rendimiento diagnóstico observado en la técnica de ELISA.

Estos hallazgos respaldan la utilidad y la eficacia de la técnica de ELISA como una herramienta valiosa para la determinación de anticuerpos contra *G. lamblia* en Guatemala y subrayan su superioridad en términos de sensibilidad y rendimiento diagnóstico en comparación con otros métodos tradicionales.

Se observaron parásitos diferentes a *G. lamblia*. El 22.07% presentó *Entamoeba coli*, el 15.17% *Chilomastix mesnili*, el 9.65% *Endolimax nana* y 8.27 % *Ascaris lumbricoides*.

Los resultados indican un porcentaje más alto de casos positivos registrados en niños de 12 años (21.57%), seguido por aquellos de 11 años (17.65%) y el grupo de 8 a 9 años (15.69% cada uno).

Las condiciones del entorno en la población analizada muestran que el tipo de piso más frecuente fue el de tierra (41.18%). La gran mayoría de la población (85.88%) utiliza

letrinas para las excretas. Una minoría de la población (5.29%) tiene acceso a agua entubada, mientras que un 94.71% no dispone de este servicio. Parte de la población (95.29%) obtiene agua de pozo. La mayoría de los encuestados (97.06%) indicaron que hierven el agua antes de consumirla

En el 53.85% de las muestras en estado diarreico analizadas por microscopía directa se evidenció la presencia de *G. lamblia*, mientras que para ELISA se detectó en el 50.98%. En conjunto, estos hallazgos respaldan la presencia frecuente de *G. lamblia* en muestras de heces diarreicas, lo que subraya la importancia de una detección precisa y oportuna para abordar adecuadamente los casos de *G. lamblia* en la población estudiada.

Se recomienda realizar más estudios para conocer la prevalencia de enfermedades parasitarias como la giardiasis en ciertas poblaciones y poder contribuir a la implementación de medidas de prevención y control, así también implementar medidas adicionales de tratamiento y manejo del agua, para reducir la incidencia de giardiasis, especialmente en poblaciones donde el acceso al agua potable puede ser limitado.

III. ANTECEDENTES

A. Localización geográfica de Escuintla

El departamento de Escuintla se encuentra situado en la Región V o Región Central. Su cabecera departamental es Escuintla. Limita al norte con los departamentos de Chimaltenango, Sacatepéquez y Guatemala, al sur con el Océano Pacífico, al este con Santa Rosa y al Oeste con Suchitepéquez. Se ubica en la latitud 14°18'02" y longitud 90°47'08". Cuenta con una extensión territorial de 4384 km². Está a una altura de 346.91 metros sobre el nivel del mar por lo que su clima es cálido. Está constituido por 13 municipios y sus idiomas predominantes son el Pocomám, Kaqchiquel y Español (Instituto Nacional de Estadística [INE], 2014).

1. Municipio de La Gomera

a. División Político-administrativa

La Gomera se localiza en la parte sur del departamento de Escuintla, en la región V o región central. Cuenta con un área de 640 km²; se encuentra a 57 km de la cabecera de Escuintla y a 114 km de la ciudad capital. Se localiza en la latitud 14° 05'03' y en la longitud 91° 02'55''. Limita al norte con el municipio de Santa Lucía Cotzumalguapa, al sur con el Océano Pacífico, al este con los municipios de San José y la Democracia, al oeste con el municipio de Nueva Concepción, todos del departamento de Escuintla.

El municipio presenta las siguientes aldeas: Sipacate, Chipilapa, El Terreno, Cerro Colorado, El Paredón, Buena Vista, Ceiba Amelia, Texcuaco. Posee los caseríos que se enumeran a continuación: El Jardín, La Empalizada, Rama Blanca, Chicales, El Culatillo. Parcelamientos: Los Chatos, San Jerónimo, Las Cruces, El Silencio, Nuevo Mundo (Instituto Nacional de Estadística [INE], 2013).

b. Población

Según estudios realizados por Instituto Nacional de Estadística (INE) al 30 de junio de 2013, según las proyecciones de población, el número de habitantes del departamento fue de 731,326, representando el 4.7% de la población total, estimada para ese año en 15,438,383. Del total de la población, 50.2% son hombres y 49.8% son mujeres. A nivel

nacional el porcentaje de población que se identifica como indígena es de 40%, en tanto que para el departamento de Escuintla es de 7.2%. El departamento es mayoritariamente urbano debido a que el 51.1% de la población habita en esta área (INE, 2014).

2. Servicios y condiciones sanitarias en el municipio de La Gomera

El servicio de agua es abastecido por la Municipalidad en un 83% de los hogares, los asentamientos son precarios al no contar con este servicio se abastecen por medio de pozos, por acarreo a fuentes de agua y por compra a camiones en un 73.36%; 15.12% y 11.51% respectivamente. El municipio de La Gomera tiene un cálculo de 11,155 viviendas, 74% ubicadas en zona rural y 26% en zona urbana. De ellas, únicamente el 52% de las ubicadas en zona rural tienen agua domiciliar (Letona, 2015).

El servicio de drenajes entubado es realizado por la Municipalidad. Este es utilizado por el 77.54% de los hogares (Paz, 2011). Los hogares restantes evacúan los desechos a través de fosas sépticas y letrinas. Para el caso de viviendas que tienen letrinas y/o inodoros, en el área urbana son el 98% y en el área rural son el 83%, que en conjunto refleja el 87% de las viviendas que tienen este servicio, sin embargo, debe ser considerado con especial atención el área de humedales, que, por las características del terreno, las letrinas fácilmente son una fuente de contaminación para los pozos artesanales (Secretaría de Planificación y Programación de la Presidencia [SEGEPLAN], 2010).

Con relación al número total de viviendas que se reportan en el municipio, solamente en la cabecera departamental existe un tren de aseo, lo que posibilita la existencia de basureros clandestinos y una mala disposición de desechos sólidos en todo el territorio municipal, que son fuente de contaminación para los habitantes con mayor cercanía a estos focos (Letona, 2015).

3. Situación general de parasitosis intestinal en Escuintla

En el departamento de Escuintla, en 2012, la mayor demanda de servicios de salud pública fue por resfriado común, con 27.6% del total de casos atendidos. Las infecciones parasitarias constituyeron el 7.9 % del total de casos atendidos, siendo parte de las diez principales causas de morbilidad (población general) en el año 2012 (INE, 2013).

B. Giardiasis

1. Definición

La giardiasis es una parasitosis que tiene un cuadro clínico asintomático de distribución cosmopolita causada por el parásito *Giardia lamblia* (Aly *et al.*, 2015).

Actualmente la giardiasis es considerada como una infección re-emergente debido al aumento de su frecuencia y principalmente por el aumento de la transmisión de animales al hombre y de hombre a hombre (Alparo, 2005).

2. Antecedentes históricos

A mediados del siglo XVII, Anthon Van Leewenhoeck observó por primera vez a través de los rudimentarios microscopios fabricados por él mismo, un organismo que, por su descripción, muy probablemente correspondía a *G. lamblia*. Vilem Lambl realiza la primera descripción loable del parásito, le denominó *Cercomonas intestinalis*, describiéndolo en dibujos magistrales que no deja lugar a dudas de que se trataba de *G. lamblia* (Vázquez y Campos, 2009).

Blanchar en el año 1888 reconoció a Lambl como el descubridor y lo denominó *Lamblia intestinalis* (Chajmi, 2007). En algunas publicaciones se atribuye a Stiles la denominación de *Giardia lamblia* en honor al profesor A. Giard y al doctor F. Lambl (Vázquez y Campos, 2009).

Siguiendo el criterio morfológico de Erlandsen (1990), de disposición de las estructuras microtubulares presentes en los cuerpos medios de los trofozoítos, se admiten tres grupos de especies: *Giardia agilis*, *Giardia muris* y *Giardia lamblia* (sinonimia: *duodenalis* o *intestinalis*) (Alcaraz, 2001).

3. Agente Etiológico

G. lamblia es el agente etiológico de la giardiasis, una parasitosis intestinal común y de gran trascendencia clínica, pero que no se sospecha siempre en ella al momento de evaluar al paciente (Devera *et al.*, 2015).

Este parásito tiene la capacidad de adoptar dos formas: trofozoíto (forma móvil) y quiste (forma infectante) (Zapata, Arboleda, Díaz y Gil, 2016).

G. lamblia es no invasivo y se une a la mucosa del intestino delgado a través de la cara ventral que posee un disco similar a una ventosa (Van Den Bijllardt, Overdeest, Buiting & Yerweij, 2014).

Carece de mitocondrias, aparato de Golgi, hidrogenomas y perixosomas, y su energía se produce por vía glucolítica (Chacon y Jimenez, 2010). Está ampliamente distribuido en todo el mundo (Quintero *et al.* 2013).

Es el parásito protozario entérico más frecuente en el humano, y también el parásito entérico más común en los animales domésticos, incluyendo el ganado, los perros y los gatos (Thompson, 2008).

a. Taxonomía

G. lamblia se encuentra clasificado dentro de la clase Zoomastigophorea, es decir, tiene flagelos como medio de locomoción, e incluido dentro del orden Diplomonadida y familia Hexamitidae (Vázquez y Campos, 2009). Los miembros de esta familia son diplozoicos, es decir, que poseen orgánulos pareados, el disco ventral, sirve como el principal carácter distintivo que separa a *G. lamblia* de otros miembros de la familia Hexamitidae (Thompson & Monis, 2011).

G. lamblia ha sido ubicado taxonómicamente según la clasificación que se refiere a continuación:

- Reino: Protista
- Subreino: Protozoa
- Phylum: Sarcomastigophora
- Subphylum: Mastigophora
- Clase: Zoomastigophorea
- Orden: Diplomonadida
- Familia Hexamitidae
- Género: *Giardia*

- Especie: *lamblia*
(Morillo, 2016)

Desde 1859, un total de 51 especies de *Giardia* han sido descritas, de las 51 especies de *Giardia* sólo seis se pueden distinguir en base de caracteres morfológicos (Thompson & Monis, 2011). *Giardia* presenta alta variabilidad genética, lo que le confiere diversidad de hospederos (Villalba, 2012).

Taxonómicamente se han identificado estas especies de *Giardia*: *Giardia lamblia*, *Giardia muris*, *Giardia psittaci*, *Giardia ardeae*, *Giardia agilis* (Chacon y Jimenez, 2010). Otra especie es *Giardia microti* que ha sido descrita en ciertas especies de roedores (Núñez, 2004).

b. Morfología

Se conocen dos formas evolutivas morfológicamente distintas, una forma de transmisión de la infección, el quiste, la otra forma es la vegetativa, llamada trofozoíto que se une a las células epiteliales intestinales, dando lugar a los síntomas característicos de la giardiasis (Chacon y Jimenez, 2010).

La forma de trofozoíto de *G. lamblia* tiene un cuerpo característico en forma de pera que tiene 12-15 μm de largo y 5-9 μm de ancho. Por microscopía de luz, se ven los núcleos ovoides que se unen entre sí en el centro. *G. lamblia* también contiene una depresión o disco ventral, cuerpo mediano, funis y cuatro pares de flagelos (anterior, posterior, caudal y ventral) (anexo 1) (Benchimol & De Souza, 2011). También posee en su diámetro longitudinal en su parte central una barra doble o axostilo (Chajmi, 2007).

La forma de los quistes es elíptica u oval y contienen cuatro núcleos, midiendo aproximadamente de 6-10 μm de largo, aproximadamente 7-10 μm de diámetro la pared es quística, fibrosa y mide unos 0.3-0.5 μm de espesor (Díaz, 2006), compuesta por una banda de filamentos de 7-20 nm (Benchimol & De Souza, 2011).

La pared del quiste de *G. lamblia* está compuesta por una porción interna membranosa y una filamentosa externa, la pared filamentosa externa está formada por

proteínas (37%) y filamentos de carbohidratos (63%) (Sener, Shen, Newburg & Jarroll, 2004).

El citoplasma contiene vacuolas, ribosomas y fragmentos del disco ventral, las estructuras internas que se observan el trofozoíto, están contenidas de manera desordenada dentro del quiste (Rivera, de la Parte, Hurtado, Magaldi y Collazo, 2002).

c. Fisiología

La complejidad en la célula eucariótica se logra dividiendo las funciones celulares en organelos limitados a la membrana (Langford *et al.*, 2002).

El citoesqueleto de *G. lamblia* es crítico para la motilidad del parásito, el apego al anfitrión, la proliferación, el enquistamiento, desenquistamiento y la diseminación (Nosala & Dawson, 2015). Un rasgo característico del citoesqueleto de *G. lamblia* es que está compuesto principalmente de estructuras microtubulares estables, como se observa en los cuatro pares de flagelos, en el disco ventral o adhesivo, en el cuerpo mediano, en el funis y en hojas más pequeñas de microtúbulos estrechamente parecidos que se asemejan a un axostilo rudimentario (Benchimol & De Souza, 2011).

La motilidad flagelar es necesaria para *G. lamblia* para encontrar sitios adecuados para la fijación y para el desprendimiento de las superficies, incluyendo las vellosidades intestinales (Campanati *et al.*, 2002).

Los trofozoítos de *G. lamblia* tienen ocho flagelos que se organizan en cuatro pares bisimétricos laterales se denominan flagelos anteriores o antero-lateral, posterior o postero-lateral, ventral y caudal (Adam, 2001).

Cada par flagelar contribuye diferencialmente a la motilidad general del trofozoíto (anexo 2) por ejemplo, la flexión de la cola dorsal puede modificar el golpe flagelar caudal, promoviendo el desprendimiento del parásito de las vellosidades intestinales (Nosala & Dawson, 2015). Los pares flagelares anterior y postero-lateral golpean asincrónicamente, mientras que los flagelos ventrales golpean de forma sincronizada, los flagelos caudales no se golpean, sino que parecen flexionarse (Dawson, 2010).

El disco ventral (DV) o adhesivo está compuesto por una capa en espiral de microtúbulos uniformemente espaciados, los cuales están conectados a la membrana plasmática adyacente (Benchimol & De Souza, 2011).

Esta estructura de microtúbulos única y altamente organizada es crítica para la virulencia ya que promueve la unión de *G. lamblia* a las microvellosidades intestinales (Dawson, 2010). Mecanismos de unión propuestos suelen indicar el disco ventral como la principal fuente de la fuerza de fijación (Hansen, Tuyathan, Dawson, Cande & Fletcher, 2006).

El cuerpo mediano es un conjunto de microtúbulos semiorganizados, no membranosos, de función desconocida presente en el lado dorsal de los trofozoítos de *G. lamblia*, ligeramente posterior al disco ventral (Dawson, 2010).

Los trofozoítos tienen típicamente dos cuerpos medianos que tienen forma de martillos de garra. El cuerpo mediano se ha propuesto como el lugar de montaje para los microtúbulos que se incorporarán en el sistema ventral (Adam, 2001).

Otra estructura de *G. lamblia* es el funis, este se compone de láminas de microtúbulos asociados a los axonemas de los flagelos caudales (Campanati *et al.*, 2002). Estas hojas comienzan entre los dos núcleos en una región próxima a los cuerpos basales, y continúan hasta la punta caudal de la célula (Benchimol & De Souza, 2011).

El funis no tiene ninguna función conocida, pero se ha sugerido que tiene un papel estructural en el mantenimiento de la forma del parásito o un papel potencial en la flexión de la región posterior de la "cola" durante el desprendimiento (Dawson, 2010).

Un rasgo característico de los trofozoítos de *G. lamblia* es la presencia de un gran número de vesículas, conocidas como vesículas periféricas (VP), son compartimentos de aproximadamente 150 nm de diámetro, con formas ovaladas variables, con una localización fija subyacente a la membrana plasmática, principalmente a lo largo de la periferia del protozoario, excepto en la región donde se encuentra el disco adhesivo (Benchimol & De Souza, 2011). Están implicados en la adaptación, la diferenciación y la supervivencia del parásito en diferentes entornos (Rivero *et al.*, 2010).

En la mayoría de las células eucarióticas, el aparato de Golgi consiste en una serie de membranas cisternas aplanadas que forman una pila. En *G. lamblia*, no se ha identificado ningún equivalente morfológico al aparato clásico de Golgi. Varias pruebas sugieren que los trofozoítos de *G. lamblia* pueden poseer orgánulos en los que se producen las funciones típicas del aparato de Golgi (Touz, 2012).

En los trofozoítos de *G. lamblia*, el retículo endoplasmático está bien desarrollado formando una red tubular compleja que se extiende desde la región perinuclear hacia la periferia celular (Benchimol & De Souza, 2011).

G. lamblia posee un citoplasma rico en glucógeno (Abodeely *et al.*, 2009), los gránulos de glucógeno actúan como reserva de energía en los trofozoítos de este organismo. Una gran cantidad de este polisacárido complejo y ramificado también se observa con frecuencia en quistes viables, y es probablemente consumido durante el período latente (Benchimol & De Souza, 2011).

Un estudio realizado por Pradhan, Lundgren, Wilson y Brittingham (2012), demostró que a medida que *G. lamblia* avanza a través de su ciclo de crecimiento, los cultivos de trofozoítos acumulan glucógeno.

G. lamblia es un anaerobio aerotolerante careciente de mitocondrias (Han & Collins, 2012), aunque Tovar y colaboradores (2003) demostraron que *G. lamblia* contiene organelos remanentes mitocondriales llamados mitosomas unidos por membranas dobles (Benchimol & De Souza, 2011).

El número de mitosomas oscila entre 25 y 100 por célula. Hay dos tipos de mitosomas distribuidos dentro de la célula; los mitosomas centrales y mitosomas periféricos (Tachey & Dolezal, 2011).

G. lamblia ha sido descrito como "anucleolated" (sin nucléolo) (Jimenez-Garcia *et al.*, 2008). En un estudio realizado por Tian, Yang, Shen, Adam y Lu (2010), visualizaron *in vitro* cultivos de trofozoítos de *G. lamblia* por microscopía electrónica de transmisión y microscopía confocal de barrido por láser. Encontraron que cada uno de los dos núcleos contiene un solo nucléolo pequeño y profundamente manchado granular, lo que demuestra que *G. lamblia* tiene nucleolos.

d. Ciclo de vida

G. lamblia es una causa importante de enfermedades entéricas transmitidas por el agua y la diferenciación es fundamental para su éxito como patógeno. La infección del hospedero se inicia por la ingestión de quistes (anexo 3), seguido del desenquistamiento, liberación del excizoito (la célula recién desenquistada) y colonización del intestino delgado por el trofozoíto (Svard, Hagblom & Palm, 2003). La dosis infectante oscila de 1 a 10 quistes (Rivera, de la Parte, Hurtado, Magaldi & Collazo, 2002).

Los quistes de *G. lamblia* se exponen a ácido gástrico durante su paso a través del estómago del hospedero, luego por las sales biliares en el intestino delgado proximal lo que provoca el desenquistamiento (Dawson, Nohynkova & Cipriano, 2011).

Esto implica una diferenciación rápida de quistes en trofozoítos vegetativos a través de la etapa de excizoitos. El excizoito es diferente del trofozoíto en el sentido de que todavía no ha ensamblado el disco adhesivo y contiene cuatro núcleos tetraploides. El excizoito se divide dos veces, sin replicación del ADN entre las divisiones, dando lugar a cuatro trofozoítos que contienen dos núcleos diploides cada uno. Los trofozoítos se unen al epitelio intestinal con el disco adhesivo una vez acoplado a la superficie mucosa del intestino delgado y colonizado se dividen con un tiempo de generación de 6-12 horas *in vitro*. Los trofozoítos empiezan a enquistarse *in vivo* cuando migran a la parte inferior del intestino delgado (Ankarklev, Jerlstrom, Ringqvist, Troell & Svard, 2010).

Los quistes excretados en las heces constituyen la etapa infectiva y son inmediatamente infectivos cuando se ingieren por otro hospedador. Los quistes pueden ser transmitidos directamente de un individuo a otro en circunstancias que son propicias para la transferencia fecal-oral, como en las guarderías o en ámbitos en los que existe poca higiene (Thompson, 2008).

Los quistes tienen una tasa metabólica más baja que los trofozoítos y son altamente resistentes a factores ambientales, pudiendo sobrevivir durante varias semanas en agua fría fuera del hospedero (Ankarklev *et al.*, 2010).

i. Ciclo celular de *Giardia lamblia*

La diferenciación en *G. lamblia* implica dos transiciones de desarrollo muy diferentes, desde el trofozoíto móvil replicativo hasta el quiste latente y desde el quiste ingerido hasta el excizoíto emergente, que logra al salir y volver a entrar en el ciclo celular del parásito. Durante la diferenciación hay un cambio regulado de los programas de expresión génica en respuesta a los estímulos del hospedero y el medio ambiente (Reiner, 2008).

La tarea fundamental del ciclo celular es asegurarse de que el genoma se replique una vez en cada ciclo celular (fase S) y que los cromosomas se distribuyen por igual a las células hijas (fase M) (Svard *et al.*, 2003).

En un trofozoíto flagelado binucleado, la replicación del ADN (fase S del ciclo celular) precede a la división mitótica y a la citocinesis (fase M), y ambas fases son segregadas por intervalos (G1 y G2). El trofozoíto se somete así a un ciclo celular que permite la multiplicación de una etapa patogénica del parásito en el intestino (Adam, 2001).

La diferenciación en un quiste ocurre en células que ya han replicado su ADN (ploidía de 4N) y están en fase G2, el período más largo del ciclo celular de *G. lamblia*. Un punto de restricción para iniciar la codificación se encuentra en G2, aunque lo que determina la disponibilidad de la célula G2 a enquistarse es desconocido. Durante el enquistamiento, los dos núcleos se dividen, sin citocinesis intermedia, formando cuatro núcleos el quiste con una ploidía de 16N (una posible variante de la endomitosis), y el contenido de ADN se duplica. Los quistes maduros de *G. lamblia* se asemejan a un sincitio cuadrinucleado con un genoma replicado (Dawson *et al.*, 2011).

- Enquistamiento

Enquistamiento es la transformación gradual del trofozoíto móvil en el quiste inmovilizado, inactivo y retráctil en respuesta al factor específico del hospedero (Reiner, 2008). Los trofozoítos empiezan a enquistarse *in vivo* cuando migran a la parte inferior del intestino delgado (Svard *et al.*, 2003).

A medida que se internalizan los flagelos de trofozoítos, el parásito pierde la capacidad de fijación, los fragmentos de disco ventral y el excizoito diferenciador se redondea gradualmente y entran en una latencia hipo-metabólica (Reiner, 2008).

El enquistamiento se puede dividir en una fase temprana y tardía (Svard *et al.*, 2003). Estudios morfológicos indican que la fase temprana está completa en aproximadamente 10 h y la fase tardía está completa en 16 h, la fase temprana consiste en la síntesis intracelular y el transporte de los componentes de la pared del quiste (Adam, 2001).

Después que la pared del quiste se ha establecido, la división nuclear ocurre produciendo los cuatro núcleos del quiste (Reiner, 2008). La fase tardía de la enquistación consiste en la aparición de plasmalema en el trofozoíto de sitios para la iniciación del ensamblaje de los filamentos de la pared del quiste seguido del ensamblaje de la porción filamentosa de la pared del quiste (Adam, 2001).

- Desenquistamiento

El desenquistado de *G. lamblia* conlleva una rápida diferenciación (completada en 15 minutos) de quistes en trofozoítos vegetativos (Reiner, 2008).

En el hospedero mamífero, la desenquistación se produce con la exposición a los contenidos del intestino delgado proximal después del paso a través del medio ácido del estómago (Adam, 2001).

Recientemente se demostró que el desenquistado implica la detección de estímulos ambientales a través de la pared del quiste. La célula recién desenquistada (excizoito) es oval, tiene ocho flagelos, cuatro núcleos con un contenido de ADN 16N y un metabolismo intermedio entre un trofozoíto y un quiste (Svard *et al.*, 2003).

El excizoito oval se vuelve más redondeado y luego sufre citocinesis dentro de los 15 a 30 minutos después del inicio del desenquistado, de modo que se forman dos trofozoítos de un quiste (Adam, 2001). La progenie se divide para formar cuatro trofozoítos que contienen dos núcleos diploides cada uno (Svard *et al.*, 2003).

e. Metabolismo

G. lamblia carece de síntesis lipídica de *novo*, síntesis de purina y pirimidina (Jarrol, van Keulen, Paget & Lindmark, 2011), y tiene la necesidad de recuperarlas del lumen intestinal, es incapaz de sintetizar colesterol (Vázquez y Campos, 2009).

Utiliza el metabolismo fermentativo (incluso cuando hay oxígeno presente) para la conservación de la energía (Adam, 2001). *G. lamblia* en cultivo axénico utiliza sólo la glucosa (glc) como su metabolito para la producción de energía a partir de hidratos de carbono (Jarrol *et al.*, 2011).

Otros trabajos sugieren que el metabolismo de la arginina también juega un papel importante en la generación de energía y en la iniciación de la maquinaria relacionada con las proteínas de superficie (López-Velásquez *et al.*, 2013). También cataboliza la asparagina mediante la dihidrolasa de arginina con la producción de adenosin trifosfato (ATP) (Vázquez y Campos, 2009).

El metabolismo de los trofozoítos está marcadamente afectado por pequeños cambios en la concentración de oxígeno (Adam, 2001). Bajo condiciones anaeróbicas, la alanina es el producto principal, también se producen pequeñas cantidades de H₂. Incluso con la adición de pequeñas cantidades de O₂ (< 0,25 µM), se estimula la producción de etanol y se inhibe la producción de alanina e H₂. A mayores concentraciones de O₂ (> 50 µM), se detiene la producción de alanina y el acetato y CO₂ son los principales productos (Jarrol *et al.*, 2011).

Es probable que estas concentraciones de oxígeno sean relevantes para el medio intestinal en el que se replican los trofozoítos ya que la concentración de oxígeno en este entorno se estima que varía entre 0 y 60 µM. (Adam, 2001).

4. Epidemiología

Las estimaciones de la prevalencia de la giardiasis varían grandemente debido a que la enfermedad se reporta sólo en algunos países, los métodos diagnósticos utilizados difieren en sensibilidad y, en las zonas endémicas, muchas personas infectadas no son sintomáticas, no tienen acceso a la atención médica o no buscan tratamiento médico. Sin

embargo, *G. lamblia* se considera la causa más común de diarrea protozoaria en todo el mundo (Caccio & Sprong, 2011).

Las parasitosis intestinales, según la OMS, representan un problema serio de salud pública, en especial en países en vías de desarrollo y en los situados en las zonas tropicales o subtropicales por los múltiples factores de riesgo que se asocian a esta enfermedad (anexo 4); aunque pueden presentarse en cualquier grupo de edad, la población infantil es la más afectada (Medina, García, Galván y Botero, 2009).

A pesar de su elevada prevalencia a nivel mundial, la giardiasis no está considerada como materia de estudio epidemiológico por la OMS. Sin embargo, en algunos países como Estados Unidos se han implementado estrategias de control por agencias ajenas al sector salud. Aunque la mortalidad por esta parasitosis es baja, su morbilidad resulta en deficiencias de salud y calidad de vida (Arvayo, 2016).

Debido a que la transmisión de *G. lamblia* requiere de la ingestión de quistes del parásito, los niveles de sanidad ambiental son inversamente proporcionales a la prevalencia de la enfermedad; así, las prevalencias más altas se observan en países en vías de desarrollo (Vázquez y Campos, 2009).

En algunos países en vías de desarrollo, la giardiasis en niños afecta a cerca del 100% de la población debido a la contaminación fecal de alimentos y reservorios de agua (Lujan, 2006). La giardiasis es la enfermedad de transmisión hídrica más frecuentemente diagnosticada y, junto a la criptosporidiosis, es el problema de salud pública más importante de los servicios públicos del agua (Thompson, 2008).

En México la tasa de morbilidad de la giardiasis en los años de 1995 a 2000 fue de menos de dos casos por cada 1000 habitantes en niños de 1 y 4 años (Barrón, Rodríguez y Quiñones, 2010). En 2007 un estudio en Medellín evaluó 58 de 150 niños que acudían a un templo-comedor, de los 58 niños, 54 (93%) estaban parasitados y en 48 de ellos (88,9%) los parásitos eran potencialmente patógenos; entre éstos predominó *Entamoeba histolytica/dispar* (46,6%), seguida por *G. lamblia* (25,9%), *Trichuris trichiura* (25,9%), *Ascaris lumbricoides* (24,1%) y *Enterobius vermicularis* (8,6%) (Medina, García, Galván y Botero, 2009).

En una investigación realizada en 141 alumnos de la Escuela Alberto Mejía ubicada en zona 3 de la Ciudad de Guatemala en 2003, se recolectaron 423 muestras procesadas y analizadas (examen seriado), se determinó que el 69.51% presentaban infección por uno o más parásitos, del total de análisis realizados que dieron resultados positivos para una infección parasitaria, el 7.81% presentó infección por helmintos, 8.52% por céstodes, 16.33% por protozoos patógenos (*G. lamblia*) y el 67.34% poseía uno o más protozoos no patógenos (Menéndez, 2003).

En el 2011, 44 muestras de heces de niños de entre 0 y 5 años con giardiasis, procedentes de zonas marginales de la Ciudad de Guatemala, fueron analizadas para determinar los genotipos de *G. lamblia* circulantes en el área urbana. Para ello, se amplificó por PCR un fragmento del gen *tpi*, y se realizó RFLP con la enzima de restricción RsaI del producto obtenido para la diferenciación de los sub-genotipos AI y AII. El genotipo B (63,6%) fue el más prevalente, seguido por el AII (20,5%) y la combinación de los genotipos AII+B (15,9%) (Aldana, Goñi, Clavela, Cancinos y Buera, 2011).

Velasquez *et al.* (2011) en un estudio piloto para caracterizar molecularmente las muestras fecales recolectadas de 645 pacientes (entre 1 mes y 74 años de edad) que presentaban diarrea en Santa Rosa en Julio de 2007, observaron infecciones parasitarias únicas en las muestras, 35 (5,4%) con *G. lamblia*, 5 (0,8%) con *Cryptosporidium* spp., 37 (5,7%) con *A. lumbricoides* y 13 (2%) con *T. trichiura*. El intervalo de edad fue amplio para *G. lamblia* (1-55). *G. lamblia* se confirmó en 32 de 35 muestras por PCR en tiempo real, de las cuales 20 fueron exitosamente genotipadas. Los análisis de secuencias identificaron los conjuntos A y B en 7 (35%) y 12 (60%) de especímenes, respectivamente, mientras que una muestra tenía ambos conjuntos.

El predominio del genotipo B frente al A en las infecciones humanas de *G. lamblia* no es algo exclusivo de las zonas mencionadas sino también de otros países, como Noruega, en los que la giardiosis no se considera una enfermedad endémica, pero en los que se han publicado brotes debidos al genotipo B y recientemente en España se ha descrito también la prevalencia del genotipo B sobre el A (Aldana *et al.*, 2011).

En un estudio realizado por López (2012) determinó la frecuencia y tipo de parásitos intestinales y coccidios en niños de 6 a 12 años de la Escuela Oficial Urbana

Mixta de San Antonio Aguas Calientes Sacatepéquez, 281 muestras fecales fueron analizadas. El 64.06% de niños estaba parasitado. El protozoo *G. lamblia* fue hallado en 31 niños (9.94%).

Gallardo *et al.* (2013) con el propósito de evaluar el estado de salud de los habitantes de las aldeas de Monterrico y La Candelaria, Taxisco, Santa Rosa, diseñaron un estudio para establecer algunos indicadores de salud, entre los cuales se incluyó la frecuencia de parásitos intestinales en escolares de 6 a 12 años, 59 niños en la aldea Monterrico y de 80 en la aldea La Candelaria. Sobre los parásitos patógenos encontrados el parásito de mayor frecuencia aislado en las dos aldeas fue *G. lamblia*, con ocho casos, seguido de *T. trichiura* con siete casos, *A. lumbricoides* con cuatro casos presentados y Uncinaria con un total de tres casos.

En un estudio realizado por Duffy, Montenegro-Bethancourt, Solomons, Belosevic y Clandini, (2013) para determinar la prevalencia de giardiasis asintomática en niños que asisten a guarderías cerca de Quetzaltenango, a lo largo de 5 semanas, de acuerdo con los resultados de ELISA, el 43,8% de los sujetos resultaron positivos para coproantígenos giardiales en la semana 0, encontraron una prevalencia similar (44,7%) en la semana 4.

5. Patogenia

En el contexto de la interacción hospedero-*Giardia lamblia*, la adhesión de los parásitos a las células epiteliales se considera el evento inicial que permite el establecimiento del parásito en el hospedero. Durante este contacto, los trofozoítos también interactúan con factores micro-ambientales para promover indirectamente alteraciones fisiopatológicas en el hospedero infectado que contribuyen en cierta medida al resultado clínico variable de la giardiasis (Ortega-Pierres, Bazán-Tejeda, Fonseca-Liñan, Bermúdez-Cruz & Arguello-Garcia, 2011).

Poco después de la colonización de la luz del intestino delgado, los trofozoítos de *G. lamblia* aumentan las tasas de apoptosis de enterocitos, disminuyen la función de barrera intestinal, y estos cambios conducen a un acortamiento difuso de las microvellosidades del borde del cepillo del intestino delgado. La infección también aumenta la secreción de

cloruro intestinal, y acelera el tránsito intestinal pequeño. La combinación de estos eventos es responsable de la enfermedad diarreica durante las infecciones sintomáticas (Buret & Cotton, 2011).

Un reciente informe demostró que la apoptosis inducida por *G. lamblia* en células epiteliales humanas implica la activación de la caspasa-3, caspasa-9, la escisión de poli(ADP-ribosa)-polimerasa (PARP), la regulación negativa del gen Bcl-2 anti-apoptótica y el aumento de la expresión del gen *Bax* pro-apoptótico (Buret, 2008).

Varias observaciones han indicado que los trofozoítos secretan diversas moléculas que, tras la interacción con células epiteliales, pueden ser responsables de los cambios patológicos observados en el enterocito durante el curso de la giardiasis (Ortega-Pierres *et al.*, 2011).

Recientemente se demostró que la giardiasis crónica también es responsable de una pérdida de la función de barrera intestinal en las infecciones humanas. Juntos, los hallazgos disponibles hasta la fecha indican que la apoptosis inducida por *G. lamblia* es responsable del aumento de la permeabilidad intestinal durante la infección (Buret, 2008).

G. lamblia causa un acortamiento difuso de las microvellosidades a lo largo del epitelio del intestino delgado, el acortamiento difuso de las microvellosidades del borde del cepillo disminuye el área superficial absorbente total, y reduce la expresión de las enzimas del borde del cepillo. Además, la pérdida de microvellosidades epiteliales, donde residen los transportadores de electrolitos acoplados a nutrientes, provoca directamente la malabsorción de glucosa y electrolitos, lo que a su vez reduce la absorción de agua. *G. lamblia* también aumenta la secreción de cloruro, lo que conduce a la secreción de agua, contribuyendo así a la producción de diarrea (Ortega-Pierres *et al.*, 2011).

6. Inmunología

La capacidad de la mayoría de los individuos para controlar las infecciones de *G. lamblia* en unas pocas semanas sugiere que hay una respuesta inmune eficaz (Singer, 2011). Las infecciones por *G. lamblia* se incrementan en intensidad y/o duración en hospederos mamíferos humanos o no humanos con diversas formas de inmunodeficiencia,

en comparación con sus homólogos inmunocompetentes. Esta situación indica que las respuestas inmunológicas del hospedero limitan la intensidad y/o duración de estas infecciones. Anticuerpos Anti-Giardia IgA están presente en la luz intestinal de hospederos infectados con *G. lamblia* (Heyworth, 2014).

Estudios sugieren que la infección previa con *G. lamblia* conduce a un menor riesgo de reinfección ya un menor desarrollo de síntomas evidentes en infecciones secundarias. Un estudio reciente en niños brasileños sugiere que los síntomas son menos graves durante la reinfección, lo que concuerda con la idea de que la exposición previa no previene la infección, pero reduce la patología que puede ocurrir (Solaymani-Mohammadi & Singer, 2010).

Numerosos estudios han demostrado respuestas de IgA e IgG Anti-Giardia en humanos y se ha demostrado que una amplia variedad de antígenos estimula respuestas inmunes. Quizás los antígenos mejor caracterizados de *G. lamblia* son las proteínas variantes de superficie específicas (VPSs). Otros antígenos reconocidos por anticuerpos humanos incluyen proteínas de superficie (polipéptidos de 82 kDa y 65 kDa), giardinas del citoesqueleto, proteínas de choque térmico, lectinas y tubulinas en el disco y flagelos (Singer, 2011).

7. Manifestaciones Clínicas

En humanos, los efectos clínicos de la infección por *G. lamblia* van desde el estado portador asintomático hasta un síndrome de malabsorción grave. De hecho, sólo a fines de los años setenta se reconoció que *G. lamblia* causaba patología. Los factores que posiblemente contribuyen a la variación de las manifestaciones clínicas incluyen la virulencia de la cepa *G. lamblia*, el número de quistes ingeridos, la edad del hospedero y el estado del sistema inmune del hospedero en el momento de la infección (Faubert, 2000), el número de parásitos, acidez gástrica, motilidad intestinal y la calidad de la respuesta inmune (De Candida, Pocaterra, Rojas, Hernán y Jiménez, 2016).

La infección sintomática en el humano puede no ser evidente en una proporción significativa de individuos infectados y representa sólo una fracción (20 a 80%) de todas las infecciones por *G. lamblia* copropositivas (Thompson, 2008).

En las formas agudas, la enfermedad suele ser de inicio brusco, heces líquidas y malolientes que tienden a flotar en el agua, además náuseas, distensión abdominal, vómitos, dolor tipo cólico en epigastrio; en la forma crónica hay períodos diarreicos y de constipación, heces pastosas, espumosas, presencia de flatulencia, meteorismo y malabsorción (De Candida *et al.*, 2016). Los síntomas aparecen normalmente 6 a 15 días después de la infección y duran 2 a 4 días. Como tal, se supone que la infección se resuelve espontáneamente en más del 85% de los casos (Thompson, 2008).

8. Métodos diagnósticos

a. Método Microscópico

i. Examen coproparasitológico directo

El examen coproparasitológico es un conjunto de técnicas diagnósticas que permiten demostrar la presencia de las diferentes formas evolutivas móviles de parásitos de tamaño microscópico (trofozoítos, quistes de protozoos: *E. histolytica*, *G. lamblia*, *Balantidium coli*, etc.; así como larvas o huevos de helmintos: *Strongyloides stercoralis*, *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus*, etc.) (Fabian, Tello y Náquira, 2003).

El método tiene entre sus características, la sencillez y rapidez para llevarlo a cabo, además de lo económico que resulta realizarlo, pues no requiere mucho material. Este método es muy utilizado para el diagnóstico de los protozoarios intestinales. En la práctica ha demostrado su eficacia cuando se utiliza lugol, para la búsqueda e identificación de quistes, huevos y larvas (Sixtos, 2011).

El lugol se puede agregar para aumentar el contraste de los organelos del quiste, ya que tiñe los núcleos del quiste de *G. lamblia* amarillos o marrones. Las preparaciones de lugol deben ser vistas dentro de los 15 minutos de preparación, de lo contrario se producirá el exceso de inclusiones de quistes. Si se ven objetos de tamaño y forma correctos, pero no se pueden reconocer inclusiones de diagnóstico, se debe examinar otra emulsión (Smith & Mank, 2011).

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

identificación de los distintos elementos parasitarios, con especial interés en la observación de los núcleos, en el caso de los protozoos. Si no se dispone de colorantes y solo en casos de urgencia, la muestra puede ser observada al fresco y sin teñir, sin embargo, esto podría disminuir la sensibilidad y especificidad del método cuando el observador no posee la experiencia adecuada (Jercic y Oyarce, 2012).

Un preparado directo de materia fecal recién emitida, sobre todo de heces líquidas o blandas, es el método más rápido para la detección de trofozoítos móviles de *G. lamblia* y otros parásitos intestinales (Forbes, Sahm y Weissfeld, 2009). Esta técnica también puede emplearse en los casos en los que no se disponga de centrífuga o de los reactivos necesarios para realizar la técnica de concentración de las heces, aunque la sensibilidad es mucho menor (Winn *et al.*, 2006).

La excreción del parásito (trofozoíto o quiste) puede ser intermitente, algunos seres humanos infectados pueden ser excretores bajos de quistes y los síntomas pueden ocurrir antes de que los parásitos sean eliminados en las heces. Pueden ser necesarios exámenes repetidos semanalmente hasta que la infección se haga patente. Por estas razones, el momento de la recolección de las heces es importante, donde los parásitos son numerosos, el examen de frotis directo en solución salina o yodo de lugol puede ser suficiente para el diagnóstico (Smith & Mank, 2011).

ii. Métodos de concentración por sedimentación.

Técnica de la sedimentación espontánea en tubo (Técnica de concentración por sedimentación, sin centrifugación) se basa en la gravedad que presentan todas las formas parasitarias para sedimentar espontáneamente en un medio menos denso y adecuado como la solución fisiológica. En este método es posible la detección de quistes, trofozoítos de protozoarios, huevos y larvas de helmintos (Fabian *et al.*, 2003).

Técnica de Faust: Método de sedimentación y flotación por centrifugación con sulfato de zinc al 33,3% (Smith & Mank, 2011), se basa en que los quistes y/o huevos de los parásitos flotan en la superficie por ser de menor densidad que el sulfato de zinc a 33,3%. Es útil para la búsqueda de quistes y/o huevos de parásitos y excepcionalmente se

observan larvas. Se recomienda controlar la densidad del sulfato de zinc y usar agua filtrada para el lavado previo de la muestra (Fabian *et al.*, 2003).

b. Diagnóstico Inmunológico

i. Detección del parásito por coproantígeno

La detección de antígenos en la superficie de los protozoos en muestras de heces es la prueba de elección actual para el diagnóstico de giardiasis y provee mayor sensibilidad que las técnicas microscópicas más comunes (Winn *et al.*, 2006).

La detección de antígenos en las heces puede superar los problemas diagnósticos asociados con la excreción errática de quistes, la desintegración de trofozoítos y quistes *in vivo*, la baja tasa de detección asociada a la microscopía y la incapacidad de detectar trofozoítos, particularmente si el análisis detecta antígenos que son comunes tanto a los trofozoítos como a los quistes. (Smith & Mank, 2011).

Los métodos de detección de coproantígenos, en general, presentan además buena especificidad, y además se desarrollan en formatos sencillos, unas propiedades que los convierten en una herramienta útil en los laboratorios de microbiología (Fuentes, Gutiérrez y Gárate, 2010).

El método inmunoenzimático en la literatura más conocido es el ELISA de captura de antígeno que utiliza anticuerpos para capturar el antígeno de heces de *G. lamblia* en la fase sólida y para detectar su presencia y desarrollar el producto de reacción coloreado. Los ELISA ofrecen el aseguramiento de la calidad del diagnóstico, simplifican los procedimientos de detección masiva en situaciones de sospecha de brote. Se han descrito numerosos antígenos diana que van desde una multitud presente en los extractos acuosos de trofozoítos hasta moléculas específicas, tales como el antígeno de heces de *G. lamblia* (GSA 65), presente en trofozoítos y quistes y que tiene una masa molecular relativa de 65 kDa (Smith & Mank, 2011).

Esta prueba utiliza anticuerpos monoclonales o policlonales contra antígenos de quistes o trofozoítos. Un resultado positivo indica la presencia de infección por *G. lamblia*, ya que este antígeno no presenta reactividad cruzada con otras bacterias o levaduras

intestinales. La detección del antígeno GSA65 es mucho más sensible que los métodos coproparasitológicos, con una sensibilidad del 98% y una especificidad cercana al 100%, sin embargo, no es un sustituto del examen de materia fecal para la búsqueda de parásitos, ya que sobre todo en países en vías de desarrollo es muy común la presencia de parasitosis mixtas como causa de la sintomatología (Vázquez & Campos, 2009).

La aplicación de herramientas moleculares en los estudios de *Giardia* ha permitido avanzar en el entendimiento de la biología básica de este protozoo (Johnston *et al.*, 2010). En varias partes del mundo se han incrementado los esfuerzos para desarrollar mejores métodos que permitan detectar *G. lamblia* en humanos, en diversos animales y en muestras medioambientales, con miras a prevenir su difusión y a mejorar el diagnóstico para un tratamiento adecuado y oportuno (Caccio, De Giacomo, Aulicino & Pozio, 2003).

La utilización de técnicas de biología molecular en los estudios de parasitología ha permitido identificar la especie *G. lamblia* por medio de la detección de polimorfismos en regiones específicas (loci específicos) y no específicas (Random Amplification of Polymorphic DNA, RAPD) del genoma de esta especie (Corinne, Amar & McLauchlin, 2003).

Algunos genes, como los que codifican para la subunidad pequeña ribosomal y otros que codifican ciertas enzimas del metabolismo basal, han demostrado gran especificidad para la caracterización de este parásito (Caccio *et al.*, 2003).

Los análisis moleculares corresponden a la amplificación por PCR de dos secuencias génicas nucleares comúnmente utilizadas como identificadoras del parásito, la subunidad pequeña ribosomal (SSUADNr) y el gen TPI (triosa fosfato isomerasa) (Sulaiman *et al.*, 2003).

9. Tratamiento

Se dispone de varios fármacos para tratar las infecciones por *G. lamblia* en humanos. Entre estos destacan los siguientes: metronidazol, tinidazol, furazolidona y secnidazol (que son nitroimidazoles), albendazol (un bencimidazol) y quinacrina (una acridina sustituta), en el momento actual, los nitroimidazoles (metronidazol, tinidazol) y el albendazol son los fármacos de elección para el tratamiento de las infecciones por *G.*

lamblia. El metronidazol por vía oral, a la dosis de 20 mg por kilo de peso, por día, durante cinco días; utiliza las vías metabólicas anaeróbicas presentes en *G. lamblia*. La activación reductora del metronidazol también puede conducir a radicales tóxicos, que reaccionan con componentes celulares esenciales (Thompson, 2008).

Los trofozoítos dentro de los quistes pueden verse menos afectados por los nitroimidazoles, posiblemente debido a la mala penetración del fármaco a través de la pared del quiste (Gardner & Hill, 2001).

Es conocido que Secnidazol es un tratamiento eficaz para la infección por *G. lamblia* de una sola toma porque produce mejor adherencia y cumplimiento del paciente, la dosis en adultos es de 2 gramos al día por tres días y en niños la dosis ponderal es de 30 mg/kg de peso en una sola toma. Dosis aproximada: de 2 a 5 años, 500 mg; de 6 a 9 años, 750 mg; de 10 a 12 años, 1 gramo (Aguilar-Gamboa *et al.*, 2006).

El mecanismo antiprotozoario de la quinacrina no está totalmente elucidado. El fármaco se intercala fácilmente con el ADN de *G. lamblia*, y es esta interacción la que se cree que causa una inhibición de la síntesis de ácidos nucleicos. La quinacrina se absorbe rápidamente desde el tracto intestinal y se distribuye ampliamente en los tejidos corporales (Gardner & Hill, 2001).

Dos miembros de la clase de benzimidazoles, albendazol y mebendazol, se han utilizado para tratar la infección por *G. lamblia*. Los benzimidazoles ejercen su efecto tóxico en parte por unión a la tubulina del citoesqueleto de *G. lamblia*. Las pruebas de susceptibilidad *in vitro* de *G. lamblia* a los benzimidazoles son limitadas en comparación con la susceptibilidad del parásito a los nitroimidazoles o quinacrina (Gardner & Hill, 2001).

10. Control y Prevención

Algunas de las prácticas que se deben tener en cuenta para evitar la infección por *G. lamblia* son el lavado de manos, que es una práctica simple y eficaz para prevenir la infección; la utilización de agua hervida y/o filtrada, donde el agua no es potable; la buena higiene en la manipulación de alimentos (Zapata *et al.*, 2016).

La cloración del agua es suficiente para eliminar la mayor parte de los microorganismos entéricos, pero no los quistes de *G. lamblia*, que requieren de mayores concentraciones y mayor tiempo de contacto, especialmente en agua fría. A nivel individual, la ebullición del agua de consumo durante 1 minuto asegura la destrucción de los quistes, si esto no es posible pueden añadirse a cada litro de agua 0,5 mL de una solución de iodo al 2% y esperar una hora antes de beberla (Morillo, 2016).

IV. JUSTIFICACIÓN

Las enfermedades parasitarias son una causa frecuente e importante de morbilidad y mortalidad, afectando a diversos grupos de población sin importar edad o grupo étnico, constituyendo un riesgo elevado para la salud y la vida, sobre todo en áreas rurales.

Entre algunos de los fenómenos que han influido en el incremento de la prevalencia de este tipo de infecciones y que vuelve a este un país vulnerable está el aumento de las condiciones de pobreza, contaminación de las aguas, mayor cantidad de excrementos de animales en las calles, el nulo apoyo en los recursos y número de programas del gobierno para el control de infecciones.

El impacto de las infecciones parasitarias a nivel mundial en el estado de salud de las poblaciones es muy significativo, por ejemplo la giardiasis afecta a 200 millones de personas cada año; también produce diarreas que afectan el desarrollo de la población infantil provocando trastornos del aparato digestivo, como mala absorción, pérdida del apetito y lesiones en la mucosa intestinal, así como otras manifestaciones extra intestinales como anemia y problemas del aprendizaje derivando en ausentismo escolar (Arvayo, 2016).

Para efectos de este trabajo, la población objeto de estudio fueron niños en edad escolar comprendidos entre 7 a 11 años. La importancia de este grupo poblacional estriba en que, si no es diagnosticada y tratada a tiempo, puede repercutir a largo plazo en el desarrollo del menor, llegando a provocar en el peor de los casos lesiones en la mucosa intestinal.

Existen pocos estudios actualizados en Guatemala de la prevalencia de parásitos intestinales; al igual, un estudio que permita comparar la importancia y eficacia de realizar un análisis coproparasitológico directo y un inmunoensayo por medio de coproantígenos (ELISA), por tal razón el presente estudio permitió determinar tanto la prevalencia de *Giardia lamblia* como la comparación del examen directo y el ELISA en los niños que asisten a la Escuela de Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla.

V. OBJETIVOS

A. GENERAL

Determinar la frecuencia de *Giardia lamblia* por coproantígeno y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario.

B. ESPECÍFICOS

1. Establecer los factores de riesgo asociados a la presencia de *Giardia lamblia* en estudiantes de nivel primario.
2. Comparar los resultados obtenidos a través del método por coproantígeno y microscopía directa.
3. Caracterizar las muestras por sexo y edad en estudiantes de nivel primario.

VI. HIPÓTESIS

Por ser un estudio descriptivo, no es necesario el planteamiento de una hipótesis.

VII. MATERIALES Y MÉTODOS

A. Universo y Muestra

1. Universo

Alumnos que asisten a la Escuela Rural Mixta Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla, durante el ciclo escolar 2018.

2. Muestra

Tamaño de muestra de 170 niños, calculado por el programa estadístico Software EPIDAT 3.1. Con una proporción esperada del 50%, nivel de confianza de 95%, tamaño poblacional de 300 alumnos de nivel primario.

3. Criterios de inclusión

Alumnos seleccionados de la Escuela Rural Mixta Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla que acepten participar en el estudio y que sus padres autoricen a llenar ficha epidemiológica y firmen el consentimiento informado.

4. Criterios de exclusión

- Alumnos que hayan sido desparasitados en un lapso de un mes a la toma de muestra.
- Alumnos que se nieguen de participar en el estudio.
- Alumnos que refieran estar diagnosticados con parasitosis y estar medicados con desparasitantes.

B. Recursos

1. Recursos Humanos

Br. Pamela Carolina Ortega Jimenez (Seminarista)

Br. Juan Carlos Gutierrez Fuentes (Seminarista)

MSc. Martín Nestor Fernando Gil (Asesor)

Lic. Eliseo Albanés (Revisor)

Dr. Jorge Luis De León Arana (Asesor Estadístico)

Licda. Zoila Teresa Batres Valenzuela (Directora de Escuela Aldea Chipilapa)

2. Recursos Institucionales

- Escuela Rural Mixta Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla
- Laboratorio de Parasitología, Departamento de Microbiología, Facultad de Ciencia Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala,

3. Recursos Materiales

a. Equipo

- Microscopio
- Centrifuga
- Lector de ELISA
- Computadora
- Cañonera
- Impresora

b. Materiales

- Cuaderno de trabajo
- Hojas de entrevistas y consentimiento informado
- Resma de papel bond
- Batas
- Lentes de seguridad
- Mascarillas
- Guantes de látex.
- Recolectores plásticos
- Laminas portaobjetos
- Laminas cubreobjetos
- Palillos de madera

- Gradillas
- Tubos cónicos
- Pipetas plásticas
- Hieleras
- Coladores plásticos
- Marcadores
- Lapiceros
- Papel mayordomo
- Bolsas rojas para descarte

c. Reactivos

- Solución Salina
- Lugol
- Formol al 40 %
- Agua destilada
- Kits de ELISA (AccuDiag™ Giardia 2nd Generation)
- Hipoclorito de sodio
- Alcohol al 70 %

C. Metodología

1. Forma de recolección de datos

Se indicó a los padres de familia y niños mediante una presentación en donde se explicó la técnica correcta de recolección de la muestra, que consistió en realizar la evacuación en el colector plástico libre de orina.

Se les solicitó a los padres de familia el consentimiento informado, que incluyó de forma clara los objetivos del estudio y que los resultados serán de carácter confidencial y científico (anexo 5).

Otros datos de los alumnos fueron recolectados por medio de una hoja epidemiológica que los padres de familia llenarán el día de la charla (anexo 6).

2. Procedimiento de Recolección de Muestra

Para la recolecta de la muestra se proporcionó a cada niño un recipiente de plástico estéril en donde depositaron las heces, identificado con el nombre, edad y año que cursa.

Se recolectaron los recipientes con las muestras en la escuela para el posterior análisis coprológico.

Las muestras de heces recolectadas fueron colocadas en hieleras para su posterior transporte al laboratorio del Centro de Salud de La Gomera, se preservaron en formol al 10% para el posterior análisis mediante ELISA.

3. Procesamiento de la muestra

a. Examen directo

- Se colocaron 5 mL de solución salina en un recipiente de vidrio.
- Se agregó 1 g de materia fecal y se homogenizó.
- Se colocó en un tubo de ensayo un colador o gasa doble.
- La solución colada se centrifugó a 2000 rpm por 5 minutos.
- Se decantó el sobrenadante y homogenizó la muestra.
- En un portaobjetos se colocó por separado (en cada extremo) una gota de muestra con solución salina fisiológica y otra de lugol.
- Se colocó el cubreobjetos.
- Se efectuó la misma operación en la gota de lugol.
- Se observó al microscopio.

b. Inmunoensayo (ELISA) AccuDiag™ Giardia 2nd Generation

i. Principio de prueba

Durante la primera incubación, el antígeno específico de *Giardia lamblia* presente en las muestras de heces se captura mediante anticuerpos monoclonales unidos a los pocillos. Los pocillos se incuban y se lavan antes de añadir anticuerpos policlonales anti-Giardia conjugados con peroxidasa de rábano. El conjugado enzimático "emparedará"

cualquier antígeno unido a los pocillos. Después de los lavados para eliminar la enzima no unida, se añade un cromógeno que desarrolla un color azul en presencia del complejo enzimático. La solución de parada termina la reacción y convierte el color azul en amarillo. Si no se captura ningún antígeno, o si hay un nivel insuficiente de antígeno, no se producirá reacción coloreada (Diagnostic Automation/Cortez Diagnostics, Inc, 2016).

ii. Procedimiento de prueba

- Muestra Preservada

- Para muestras preservadas en solución de acetato de sodio – ácido acético – formaldehído (SAF), 10% de Formalina o Cary-Blair, se mezcló bien el contenido dentro del contenedor. No se requirió procesamiento adicional.
- Se interrumpió el número de pocillos necesarios (número de muestras más controles) y se colocó en el soporte.
- Usando una micropipeta, se añadió 100 µL de control negativo al pocillo # 1 y 100 µL de control positivo al pozo # 2.
- Utilizando una micropipeta, se añadió 50 µL de tampón de dilución a cada pocillo de muestra. Se tuvo cuidado de no añadir tampón de dilución a los pocillos de control.
- Se añadió 50 µL de muestra a cada pocillo de muestra con tampón de dilución.
- Se incubó durante 60 minutos a temperatura de 15-25 °C, luego se lavó. Después del último lavado, se golpeó los pocillos con una toalla absorbente limpia para eliminar el exceso de tampón de lavado.
- Se añadieron 2 gotas de conjugado enzimático a cada pocillo.
- Se incubó durante 30 minutos a temperatura de 15-25 °C, luego se lavó. Después del último lavado, se golpeó los pocillos con una toalla absorbente limpia para eliminar el exceso de tampón de lavado.
- Se añadió 2 gotas de cromógeno a cada pocillo.
- Se incubó durante 10 minutos a temperatura de 15-25 °C.

- Se añadió 2 gotas de solución de parada en cada pocillo. Se mezclaron los pocillos golpeando suavemente el lado del soporte de la tira con el dedo índice durante aproximadamente 15 segundos. Se procedió a leer la reacción dentro de los 5 minutos siguientes a la adición de la solución de parada.
- Se leyeron los resultados con un lector de placas ELISA.

D. Diseño estadístico

1. Tipo de estudio

Estudio de tipo descriptivo transversal

2. Tipo de muestreo

No aleatorio

3. Diseño de muestreo

Tamaño poblacional de 300 alumnos de nivel primario, con una proporción esperada del 50%, nivel de confianza de 95%, tamaño de muestra de 170 niños.

4. Análisis de resultados

a. Cálculo de la frecuencia

Frecuencia (P)= $\frac{\text{Número de casos positivos}}{\text{Total de la muestra}}$

P= $\frac{\text{Número de casos positivos}}{170}$

b. Cálculo de intervalo de confianza

$$IC = P \pm 1.96 \sqrt{\frac{P(1 - P)}{n}}$$

n= número de muestras

Esto permitirá realizar una inferencia a toda la escuela tanto por el método directo como por el ELISA.

c. Concordancia

		Elisa	
		positivo	negativo
Coprológico directo	positivo		
	negativo		
			170

Para medir la concordancia se utilizará el índice de Kappa, a través del programa estadístico EPIDAT 3.1.

A la hora de interpretar el valor de Kappa es útil disponer de una escala, las siguientes etiquetas se asignarán a los rangos correspondientes de Kappa:

Valoración del índice de Kappa	
Estadística Kappa	Fuerza de acuerdo
< 0.00	Pobre
0.00-0.20	Leve o Débil
0.21-0.40	Justo
0.41-0.60	Moderado
0.61-0.80	Sustancial
0.81-1.00	Casi Perfecto

Fuente: The Measurement of Observer Agreement for Categorical Data, J. Richard

Landis Página 165.

Se espera obtener una concordancia que este por arriba de 0.61

VIII. RESULTADOS

Se analizaron 170 muestras de heces de niños estudiantes de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla para determinar la frecuencia de *G. lamblia*. El cuadro 1 muestra las características generales de la población, la mayoría de los niños pertenecían al sexo masculino, con un porcentaje del 51.76%. La edad con mayor frecuencia entre los niños estudiados fue de 11 años, representando el 18.24% de la población.

Cuadro 1. Características generales de la población analizada

Genero			Frecuencia	Porcentaje
Hombre			88	51.76%
Mujer			82	48.24%
Edad	Hombre	Mujer		
7	9	12	21	12.35%
8	16	10	26	15.29%
9	13	13	26	15.29%
10	13	10	23	13.53%
11	14	17	31	18.24%
12	17	9	26	15.29%
13	6	11	17	10.00%

Fuente: Datos recolectados en ficha epidemiológica.

La población analizada presenta diversas variables y condiciones del entorno que influyen en su calidad de vida. Según el cuadro 2, el tipo de piso más frecuente en esta población es el de tierra, representando el 41.18%. Esto podría implicar dificultades en la higiene y la limpieza de los espacios habitacionales. Además, se observa que un alto porcentaje, es decir, el 85.88%, utiliza letrinas para las excretas, lo cual indica la falta de acceso a sistemas de saneamiento adecuados. En cuanto al acceso a agua entubada, solo el 5.29% de la población cuenta con este servicio. Esto revela una falta de infraestructura básica en términos de abastecimiento de agua potable. Por otra parte, el 95.29%, obtiene agua de pozo.

Es importante destacar que el 97.06% de los encuestados indicaron que hierven el agua antes de consumirla, lo cual refleja una medida de precaución para reducir el riesgo de enfermedades transmitidas por el agua.

Estas variables de riesgo y condiciones del entorno son importantes para comprender los factores que podrían contribuir a la prevalencia de *G. lamblia* y otros microorganismos causantes de enfermedades relacionadas con el agua y el saneamiento en la población estudiada. El uso de letrinas, acceso limitado a agua entubada y la necesidad de hervir el agua antes de consumirla influyen en la calidad del agua y, por lo tanto, en la salud de la población.

Cuadro 2. Variables de riesgo y condiciones del entorno

Variable	Frecuencia	Porcentaje
Agua entubada		
No	161	94.71%
Si	9	5.29%
Total	170	100.00%
Hierven el agua		
No	5	2.94%
Si	165	97.06%
Total	170	100.00%
Fuente de agua		
De camión repartidor	8	4.71%
De Pozo	162	95.29%
Total	170	100.00%
Tipo de piso		
Azulejo	18	10.59%
Cemento	62	36.47%
Tierra	70	41.18%
Otro	20	11.76%
Total	170	100.00%
Disposición de excretas		
Inodoro	24	14.12%
Letrina	146	85.88%
Total	170	100.00%

Fuente: Datos recolectados en ficha epidemiológica

El análisis de las muestras reveló la presencia de otros parásitos diferentes a *G. lamblia*. En el cuadro 3, *G. lamblia* se observó en 39 muestras del total de muestras, siendo el microorganismo con más observaciones, seguido por *Entamoeba coli* que se detectó en 32 ocasiones en las muestras analizadas.

Cuadro 3. Frecuencia de microorganismos encontrados en el examen directo

Microorganismo	Frecuencia	%
<i>Giardia lamblia</i>	39	26.9
<i>Entamoeba coli</i>	32	22.07
<i>Chilomastic mesnislui</i>	22	15.17
<i>Endolimax nana</i>	14	9.65
<i>Ascaris lumbricoides</i>	12	8.27
<i>Trichuris trichiura</i>	10	6.9
<i>Blastocystis hominis</i>	7	4.83
<i>Iodamoeba butschilii</i>	6	4.14
<i>Hymenolepis nana</i>	3	2.07
total	145	100

Fuente: Datos experimentales obtenidos en el laboratorio

En cuanto a la comparación entre las técnicas examen coprológico directo y ELISA los resultados se muestran en el cuadro 4. La prevalencia de *G. lamblia* fue de 30% (51/170) mediante la técnica de ELISA y 22.9% (39/170) por el examen coprológico directo; ambas técnicas resultaron tener rendimiento diagnóstico distinto y un índice de concordancia Kappa de 0.789 (IC 95% 0.727-0.850).

Cuadro 4. Frecuencia de detección de *Giardia lamblia* por ELISA y coprológico directo

	EXAMEN	
RESULTADO	ELISA	COPROLOGICO DIRECTO
POSITIVO	51	39
NEGATIVO	119	131
TOTAL	170	170

Fuente: Datos experimentales obtenidos en el laboratorio

Las muestras analizadas en este estudio presentaron diferentes consistencias. En el cuadro 5 se observa que, para la técnica de microscopía directa, se encontró que algunos de los casos diarreicos mostraron la presencia de *G. lamblia*, representando el 53.85% del total de muestras analizadas. Estos resultados indican que la presencia del parásito en las muestras diarreicas es significativa. Por otro lado, el ensayo de Elisa también reveló la

presencia del parásito en un porcentaje considerable de las muestras en estado diarreico, siendo un 50.98% de ellas positivas.

Cuadro 5. Consistencia de las muestras fecales analizadas

CONSISTENCIA DE LA MUESTRA	EXAMEN					
	COPROLOGICO DIRECTO			ELISA		
	NEGATIVO	POSITIVO	TOTAL	NEGATIVO	POSITIVO	TOTAL
DIARREICO	16	21	37	11	26	37
	43.24%	56.76%	100.00%	29.73%	70.27%	100.00%
	12.21%	53.85%	21.76%	9.24%	50.98%	21.76%
FORMADA	13	0	13	13	0	13
	100.00%	0.00%	100.00%	100.00%	0.00%	100.00%
	9.92%	0.00%	7.65%	10.92%	0.00%	7.65%
PASTOSO	71	2	73	71	2	73
	97.26%	2.74%	100.00%	97.26%	2.74%	100.00%
	54.20%	5.13%	42.94%	59.66%	3.92%	42.94%
SEMIDIARREICO	31	16	47	24	23	47
	65.96%	34.04%	100.00%	51.06%	48.94%	100.00%
	23.66%	41.03%	27.65%	20.17%	45.10%	27.65%
TOTAL	131	39	170	119	51	170
	77.06%	22.94%	100.00%	70.00%	30.00%	100.00%
	100.00%	100.00%	100.00%	100.00%	100.00%	100.00%

Fuente: Datos experimentales obtenidos en el laboratorio

IX. DISCUSION DE RESULTADOS

El objetivo principal de este estudio fue determinar la frecuencia de *Giardia lamblia* por coproantígenos y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla por microscopía directa y por coproantígenos.

La muestra fue de 170 niños, 82 (48.24%) de sexo femenino y 88 (51.76%) de sexo masculino, demostrando así una distribución casi equitativa entre ambos sexos.

Se utilizaron dos técnicas diagnósticas, el examen microscópico directo y el ELISA para coproantígenos, la frecuencia general de *G. lamblia* fue de 30%. Los resultados concuerdan con lo referido en otros estudios. Al respecto, Seo (2012) reportó 32% de casos positivos para *G. lamblia* de un total de 186 niños comprendidos entre 5 a 12 años en el municipio de Acatenango, Chimaltenango. De igual manera Escobar, (2006) determinó la prevalencia de *G. lamblia* de 27.9 % de 129 niños entre 1 a 4 años en el municipio de Guastatoya, El Progreso; asimismo Sunun *et al.*, (2017) determinaron la prevalencia de *G. lamblia* en niños de seis meses a dos años que consultaron tres centros de salud en Jalapa fue del 22.61% de un total de 353 muestras.

La importancia de contar con métodos altamente sensibles para el diagnóstico de *G. lamblia* radica en la necesidad de una detección precisa y confiable de este parásito. La comparación de las técnicas se realizó utilizando la prueba de concordancia Kappa, debido a que ninguna de ellas es considerada como Estándar de oro.

El coeficiente Kappa es una medida de concordancia para evaluar el grado de acuerdo entre dos métodos o evaluadores. El coeficiente Kappa calculado para estas dos técnicas fue 0.789, es considerado como un buen nivel de concordancia, clasificándola como sustancial de acuerdo con la tabla de valoración del índice de Kappa (anexo 7), lo que respalda la validez y consistencia de las técnicas evaluadas en este estudio. Esto significa que ambas técnicas ofrecen resultados similares en aproximadamente el 78.9% de los casos, con un mayor rendimiento diagnóstico observado en la técnica de ELISA.

Estudios realizados por Monteza y Rentería en 2015 y Rodríguez y Rivera en 2014 con índices de concordancia de Kappa 0.715 y 0.83 respectivamente, respaldan los hallazgos obtenidos en este estudio al encontrar que la técnica de ELISA posee un rendimiento superior en comparación con otros métodos, como el examen coprológico directo o la sedimentación espontánea en tubo.

Estos hallazgos respaldan la utilidad y la eficacia de la técnica de ELISA como una herramienta valiosa para la detección de *G. lamblia* en Guatemala y subrayan su superioridad en términos de sensibilidad y rendimiento diagnóstico en comparación con otros métodos tradicionales.

En Guatemala, se utiliza ampliamente el examen coprológico directo como técnica convencional en la detección de *G. lamblia* tanto en el sector público como en el privado, no obstante, presenta algunas limitantes que deben tenerse en cuenta, entre ellas la principal es su sensibilidad, lo que implica que puede generar un elevado número de resultados falsos negativos.

Esta técnica implica la observación microscópica de las muestras para detectar la presencia de *G. lamblia*, requiere de experiencia y entrenamiento por parte del analista, que suele ser otra limitante de la técnica.

Para el examen coprológico directo se obtuvo una sensibilidad del 75%, especificidad 99%, valor predictivo positivo 0.97, valor predictivo negativo 0.90, mientras que para el ELISA una sensibilidad del 97% y especificidad 90 %, valor predictivo positivo 0.75 y valor predictivo negativo 0.99.

El examen microscópico directo fue especialmente valioso por su capacidad para identificar y describir otros parásitos que estaban presentes en las muestras. Esto lo hace útil para detectar una variedad de infecciones parasitarias además de *G. lamblia*.

A pesar de su moderada sensibilidad, su buena especificidad y su bajo costo lo convierten en una opción atractiva, especialmente en entornos con recursos limitados donde se prioriza la accesibilidad y la practicidad (Rodríguez y Rivera, 2011).

Es importante tener en cuenta sus limitaciones y considerar complementar esta técnica con otras más sensibles, como el ELISA para coproantígenos u otras pruebas

moleculares, dependiendo de los recursos y las necesidades específicas del entorno en cuestión.

La técnica de ELISA para la detección de antígenos fecales parece ser una opción muy prometedora para el diagnóstico de *giardiasis* y otras infecciones parasitarias. Se obtuvo una alta sensibilidad (97%) y especificidad (90%) lo que la hacen muy confiable para detectar la presencia del parásito en muestras fecales.

Esta prueba proporciona resultados rápidos, lo que puede ser especialmente útil en entornos donde se necesita un diagnóstico rápido, la interpretación de los resultados no es complicada, lo que reduce la posibilidad de errores, permite el cribado de un gran número de muestras, lo que la hace valiosa en estudios epidemiológicos y en la detección de brotes.

Sin embargo, el ELISA tiene mayor costo que los métodos tradicionales como el examen microscópico directo, no puede detectar otros agentes causales de parasitosis además de *G. lamblia*, lo que limita su utilidad en el diagnóstico de infecciones parasitarias múltiples.

El examen coprológico directo y el ELISA son diferentes en términos de complejidad y requerimientos técnicos. El primero implica la observación microscópica de muestras fecales para detectar la presencia de los parásitos, si bien no requiere equipos sofisticados, pero sí de una vasta experiencia y conocimiento por parte del analista para identificar correctamente los microorganismos patógenos.

Por otro lado, el ELISA, aunque puede proporcionar resultados precisos y sensibles, generalmente requiere equipos como un lector de placas, así como una serie de pasos y reactivos específicos, lo que lo convierte en una técnica más compleja en comparación con el examen coprológico directo.

Aunque no se definió un objetivo que planteara identificar la frecuencia de otros parásitos distintos a *G. lamblia*, se observó a 7 parásitos diferentes. El 22.07% presentó *Entamoeba coli*, el 15.17% *Chilomastix mesnili*, el 9.65% *Endolimax nana* y 8.27 % *Ascaris lumbricoides*. La observación de *G. lamblia* y de otros parásitos sugiere posibles relaciones entre las diferentes infecciones parasitarias.

Lo anterior puede deberse a varios factores, principalmente a una fuente de infección común: como alimentos o agua contaminada. Esto sugiere que las mismas prácticas o condiciones ambientales pueden favorecer la transmisión de dichos parásitos. Dado que el mecanismo de transmisión es similar, como la ingestión de quistes presentes en el medio ambiente, es más probable que coexistan en la misma población y que las personas infectadas con uno de los parásitos también estén en riesgo de contraer el otro.

La observación de otros parásitos resalta la importancia de considerar la posibilidad de infecciones multiparasitarias al evaluar a los pacientes con síntomas gastrointestinales. Además, sugiere la necesidad de implementar estrategias integrales de prevención y control que aborden múltiples parasitosis al mismo tiempo, en lugar de centrarse únicamente en una.

Los resultados muestran el mayor número de casos positivos en niños de 12 años (21.57%), seguido por aquellos de 11 años (17.65%) y el grupo de 8 y 9 años (15.69% cada uno)

La explicación proporcionada sugiere que la falta de normas higiénicas bien establecidas, especialmente en lo que respecta a la higiene antes de comer y después de usar el baño, podría estar contribuyendo a la propagación de la enfermedad en esta población específica. Estas actividades son conocidas como principales medios de transmisión de la giardiasis, lo que refuerza la importancia de promover prácticas higiénicas adecuadas, especialmente entre los niños, para prevenir la propagación de la enfermedad (Escobar, 2006).

A pesar de que el 97.06% de las personas encuestadas reportan hervir el agua para consumo, se reportaron 51 casos de *G. lamblia*, cabe destacar que no se encontró asociación entre hervir el agua para consumo y la giardiasis.

El hervido del agua es la medida comúnmente utilizada para desinfectar el agua y hacerla segura para el consumo humano al matar organismos patógenos, incluidos parásitos como *G. lamblia*. Sin embargo, si el agua se contamina nuevamente después de hervirla, por ejemplo, durante el almacenamiento en recipientes no adecuados o durante la

manipulación con utensilios o manos sucias, es posible que se produzca una nueva contaminación y que los patógenos como *G. lamblia* puedan persistir.

Además, es importante considerar que los niños pueden acceder a fuentes de agua fuera de sus hogares, como fuentes comunitarias o agua embotellada de procedencia desconocida. Esto aumenta el riesgo de exposición a fuentes de agua contaminada y puede contribuir a la transmisión del patógeno.

Para abordar estos riesgos, es fundamental promover prácticas seguras de manejo del agua en todas las etapas, desde la recolección hasta el consumo. Además, es importante monitorear y mejorar continuamente la calidad del suministro de agua para garantizar su seguridad y potabilidad (Sánchez, 2017).

Cabe mencionar que un 92.16% del total de casos utilizan letrina como medio de deposición de excretas, esto juega un rol importante en la transmisión de patógenos considerando que 95.29% de los encuestados obtiene de pozo agua para el consumo, la combinación de estas dos prácticas aumenta la probabilidad de transmisión de patógenos.

El uso de letrinas puede aumentar el riesgo de contaminación del agua subterránea, especialmente en áreas donde el agua del pozo es la principal fuente de abastecimiento. Las letrinas mal construidas o mantenidas pueden filtrar patógenos a través del suelo hacia los acuíferos subterráneos, lo que resulta en la contaminación del agua y aumenta la probabilidad de infecciones transmitidas (Alvarez y Peña, 2018).

La falta de tratamiento adecuado del agua del pozo puede aumentar la posibilidad de contaminación microbiológica, incluida la presencia de parásitos como *G. lamblia*, además, otros contaminantes, como bacterias, virus, productos químicos y metales pesados, también pueden representar riesgos para la salud si no se controlan adecuadamente (Lura *et al.*, 2002).

Para reducir el riesgo de enfermedades transmitidas por el agua asociadas con el consumo de agua de pozo, es importante implementar medidas de protección y tratamiento del agua. Métodos como la cloración, instalación de sistemas de filtración adecuados para eliminar contaminantes microbiológicos y químicos, que aseguren que el agua sea segura para el consumo humano.

En 21 (53.85%) muestras en estado diarreico analizadas por microscopía directa se detectó la presencia de *G. lamblia*, mientras que para ELISA se detectó en 25 (50.98%) muestras. Así también se observó la presencia de *G. lamblia* en 16 (41.03 %) muestras en estado semidiarreico analizado por microscopía directo y en 23 (45.10%) muestras para ELISA.

Es interesante notar que tanto el examen microscópico directo como el ensayo de ELISA muestran una diferencia en la proporción de muestras positivas para *G. lamblia* tanto en muestras diarreicas como en muestras semidiarreicas.

La ligera diferencia en los porcentajes entre los resultados del examen microscópico directo y el ensayo de ELISA puede atribuirse a varias razones, incluidas las diferencias en la sensibilidad y especificidad de cada método, así como a variaciones inherentes en la detección de la presencia del parásito en las muestras analizadas. El examen microscópico directo depende en gran medida de la habilidad y experiencia del analista para observar el parásito en la muestra, lo que puede influir en la precisión de los resultados. Por otro lado, el ensayo de ELISA, al ser una técnica inmunológica, es más sensible en la detección de antígenos específicos del parásito en la muestra.

Factores como la presencia de otros microorganismos, la concentración de la muestra y el tiempo entre la recolección y el análisis pueden influir en los resultados obtenidos. Una muestra con una baja concentración de quistes o trofozoítos puede producir resultados falsos negativos en el examen microscópico directo, así mismo el tiempo transcurrido entre la recolección de la muestra fecal y su análisis en el laboratorio puede influir en la viabilidad de los organismos parasitarios presentes. El retraso en el procesamiento de la muestra puede resultar en la muerte y/o degradación de los estadios del parásito y afectar la capacidad de detección (Fabian *et al.*, 2003).

En conjunto, los hallazgos acá presentados demuestran la presencia frecuente de *G. lamblia* en muestras de heces diarreicas y semidiarreica, lo que subraya la importancia de una detección precisa y oportuna para abordar adecuadamente los casos de giardiasis en la población estudiada.

Es interesante notar que no se han encontrado otras investigaciones en Guatemala que comparen directamente estas dos técnicas, lo que subraya la importancia de esta investigación en este contexto.

Al realizar este tipo de investigación, se pueden identificar las fortalezas y limitaciones de cada método en el contexto guatemalteco, lo que puede guiar a decisiones clínicas, políticas de salud pública y asignación de recursos. Además, los resultados pueden ayudar a mejorar las prácticas de determinación y tratamiento de *G. lamblia* en Guatemala, lo que podría tener un impacto positivo en la salud de la población.

La falta de estudios previos también resalta la necesidad de investigación continua y colaborativa en el campo de la salud pública. Al realizar estudios comparativos y evaluativos, se pueden obtener datos importantes que contribuyan a mejorar la atención médica y la gestión de enfermedades infecciosas en la región.

X. CONCLUSIONES

1. Se determinó 30% de prevalencia de *G. lamblia* mediante la técnica de ELISA y 22.9% por el examen coprológico directo en los niños que asisten a la Escuela de Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla.
2. Los factores asociados a *G. lamblia* en la población estudiada fueron, la edad entre 7 a 13 años, la vivienda con piso de tierra, el uso de pozo como obtención de agua y el uso de letrinas para la eliminación de excretas.
3. La detección de coproantígenos por la técnica de ELISA (51/170) fue más eficaz en comparación con el examen microscópico directo (39/170). La concordancia diagnóstica entre ambas técnicas fue sustancial (0,789), según el índice de Kappa, lo que respalda la validez y consistencia de las técnicas evaluadas en este estudio.
4. La prueba de ELISA es recomendable para la detección de coproantígenos de *G. lamblia*, pudiendo reemplazar al examen microscópico directo en estudios epidemiológicos o cuando se requiere un diagnóstico especializado. No obstante, el menor costo y la capacidad de detectar varios parásitos ofrecen una ventaja al examen microscópico directo en la práctica diaria.
5. Los niños de 12 años fueron los que presentaron el mayor número de casos de *G. lamblia*.

XI. RECOMENDACIONES

1. Contar con métodos altamente sensibles para el diagnóstico de *G. lamblia*, ya que ello facilita la detección precisa de este parásito. Es importante seleccionar aquellos que sean sensibles y al mismo tiempo sean fáciles de realizar, especialmente si se busca implementarlos en entornos donde no se cuenta con mucha experiencia técnica.
2. Promover prácticas higiénicas adecuadas entre los niños especialmente en lo que respecta a la higiene antes de comer y después de usar el baño, para prevenir la propagación de la enfermedad.
3. Implementar medidas adicionales de tratamiento y manejo del agua, para reducir la incidencia de giardiasis, especialmente en poblaciones donde el acceso al agua potable puede ser limitado o las prácticas de higiene pueden ser deficientes.
4. Elaborar programas de educación sanitario-ambiental para niños en etapa escolar, en colaboración con padres y maestros, y hacer una estrategia integral y efectiva para mejorar las condiciones de vida de la población, promoviendo la salud, la sostenibilidad ambiental y el bienestar comunitario.

XII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abodeely, M., DuBois, K., Hehl, A., Stefanic, S., Sajid, M., deSouza, W., . . . McKerrow, J. (2009). A contiguous compartment functions as endoplasmic reticulum and endosome/lysosome in *Giardia lamblia*. *Eukaryotic Cell*, 8(11), 1665-1676.
- Adam, R. (2001). Biology of *Giardia lamblia*. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(3), 447-475.
- Aguilar-Gamboa, F., Toro-Riojas, Y., Jara-Farfán, J., Moreno-Mantilla, M., Mera-Vilalses, K., Guevara-Vásquez, G., . . . Silva-Díaz, H. (2006). Infección por *Giardia lamblia* y niveles de IgE sérica en pacientes atendidos en un hospital público al norte del Perú. *Revista Experiencia en Medicina*, 2(4), 120-123.
- Alcaraz, M. (2001). *Giardia Y GIARDIOSIS. Control Calidad Seimc*, 1-8.
- Aldana, E., Goñi, P., Clavela, A., Cancinos, B., y Buera, L. (2011). Identificación de genotipos de *Giardia duodenalis* en niños del área urbana de Guatemala. *Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitología*, 70(1), 25-28.
- Alparo, I. (2005). Giardiasis y desnutrición. *Revista de la Sociedad Boliviana de Pediatría*, 44(3), 166-173.
- Aly, I., Metwally, K. M., Nagy, F., & EL-Mohandes, M. (2015). Evaluation of conventional parasitological assay, antigen detection and rapid kit for diagnosis of human giardiasis. *Global Veterinaria*, 14(4), 623-632.
doi:10.5829/idosi.gv.2015.14.04.94159
- Alvarez, D., & Peña, A. (2018). *Giardia lamblia* en una comunidad rural de la Isla de la Juventud. Enero a diciembre de 2016. *Revista de Medicina Isla de la Juventud*, 19(1).
- Ankarklev, J., Jerlstrom, J., Ringqvist, E., Troell, K., & Svard, S. (2010). Behind the smile: Cell biology and disease mechanisms of *Giardia* species. *Nature Reviews Microbiology*, 8(1), 413-422.
- Arvayo, G. (2016). Prevalencia de *Cyptosporidium parvum* y otros parásitos intestinales y su asociación a factores de riesgo en escolares rurales y suburbano del municipio de Hermosillo, Sonora (Tesis de Maestría). Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C., Hermosillo Sonora. México.
- Barrón, M., Rodríguez, R., y Quiñones, Y. (2010). Inhibición del crecimiento de *Giardia lamblia* por acción del extracto acuoso y metanólico de semillas de Cucurbita. *Revista Iberoamericana para la Investigación y el Desarrollo Educativo*, 1(1).
- Benchimol, M., & De Souza, W. (2011). The ultrastructure of *Giardia* during growth and differentiation. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia a model organism* (pp. 141-157). Austria: Springer-Verlag/Wien.

- Buret, A. (2008). Pathophysiology of enteric infections with *Giardia duodenalis*. *Parasite*, 15(1), 261-265.
- Buret, A., & Cotton, J. (2011). Pathophysiological processes and clinical manifestations of Giardiasis. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 301-318). Austria: Springer-Verlag/Wien.
- Caccio, S., & Sprong, H. (2011). Epidemiology of Giardiasis in humans. En H. Lujan, & S. Svard, *Giardia A Model Organism* (pp. 17-26). Austria: Springer-Verlag/Wien.
- Caccio, S., De Giacomo, M., Aulicino, F. & Pozio, E. (2003). *Giardia* cysts in wastewater treatment plants in Italy. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(6), 3393-3398
- Campanati, L., Holloschi, A., Trosler, H., Sping, H., de Souza, W., & Monteiro-Leal, L. (2002). Video-microscopy observations of fast dynamic processes in the protozoon *Giardia lamblia*. *Cell Motility and the Cytoskeleton*, 51(4), 213-224.
- Castillo-Romero, A., Leon-Avila, G., Perez, A., Cortes, R., Garcia, C., & Hernandez, J. (2009). Participation of Actin on *Giardia lamblia* Growth and Encystation. *Plos one*, 4(9), e7156,
- Chacon, N., y Jimenez, J. (2010). Giardiasis como causa de diarrea del viajero. *Antibióticos e Infección*, 16(1), 15-24.
- Chajmi, J. (2007). Determinación de parásito presentes en una Giardiasis y Estudio comparativo de los métodos de Ritchie y de Bailenger, en muestras de menos de 12 años, atendidos en el Hospital del Niño de la ciudad de La Paz. Universidad Mayor de San Andres (Tesis de Grado), La Paz. Bolivia.
- Corinne, F., Amar, P. & McLauchlin, J. (2003). Detection and genotyping by real-time PCR/RFLP analyses of *Giardia duodenalis* from human faeces. *Journal Medic Microbiology*, 52(1), 681-683.
- Dawson, S. (2010). An insider's guide to the microtubule cytoskeleton of Giardia. *Cellular Microbiology*, 12(5), 588-598.
- Dawson, S., Nohynkova, E., & Cipriano, M. (2011). Cell cycle regulation and cell division in *Giardia*. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 161-180). Austria.
- Dawson, S., Sagolla, M., Mancuso, J., Woessner, D., House, S., Fritz, L., & Cande, Z. (2007). Kinesin-13 regulates flagellar, interphase, and mitotic microtubule dynamics in *Giardia intestinalis*. *Eukaryotic Cell*, 6(12), 2354-2364.
- De Candida, M., Pocaterra, L., Rojas, E., Hernán, A., y Jiménez, J. (2016). Respuesta de anticuerpos IgG contra fracciones de *Giardia duodenalis* en individuos infectados. *Salus*, 20(2), 13-17.

- Devera, R., Finali, A., Casares, J., Risco, M., Farias, A., Ortega, L., . . . Requena, I. (2015). Uso de la nitazoxanida en el tratamiento de niños infectados con *Giardia lamblia*. *Revista GEN*, 69(1), 7-12.
- Díaz, R. (2006). *Aislamiento y caracterización de proteínas capaces de ligar ácidos grasos en Giardia lamblia (Tesis Doctoral)*. Instituto de Biotecnología, Universidad de Granada, Granada. España.
- Duffy, T., Montenegro-Bethancourt, G., Solomons, N., Belosevic, M., & Clandini, T. (2013). Prevalence of Giardiasis in children attending semi-urban daycare centres in Guatemala and comparison of 3 *Giardia* detection tests. *Journal of Health, Population, and Nutrition*, 2(1), 290-293.
- Escobar, K. (2006). *Factores asociados a parasitismo intestinal*. Tesis de grado, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Faubert, G. (2000). Immune response to *Giardia duodenalis*. *Clinical Microbiology Reviews*, 13(1), 35-54.
- Fabian, M., Tello, R., y Náquira, C. (2003). Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Instituto Nacional de Salud. Lima. Perú
- Fonte, L., y Ali, S. (2010). Giardiasis ¿Una zoonosis? *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 48(2), 108-113.
- Forbes, B., Sahm, D., y Weissfeld, A. (2009). *Diagnóstico Microbiológico* (12a. ed.). Buenos Aires, Argentina: Editorial Médica Panamericana.
- Fuentes, I., Gutiérrez, M., y Gárate, T. (2010). Diagnóstico de las parasitosis intestinales mediante detección de croproantígenos. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, 28(1), 33-39.
- Gallardo, V., Albanés, E., Rivera, D., Vásquez, O., Ruano, M., Alvarado, E., . . . Arroyo, G. (2013). Estado de salud de los habitantes de las aldeas Monterrico y La Candelaria, Taxisco, Santa Rosa, Guatemala. *Revista Científica*, 23(1), 54-67.
- Gardner, T., & Hill, D. (2001). Treatment of Giardiasis. *Clinical Microbiology Reviews*, 14(1), 114-128. doi:10.1128/CMR.14.1.114-128.2001
- Gerwin, G., Van Kuik, A., Leeflang, B., Karmeling, J., Vliegenthart, J., Karr, C., & Jarroll, E. (2002). The *Giardia intestinalis* filamentous cyst wall contains a novel B(1-3)-N-acetyl-D-galactosamine polymer: A structural and conformational study. *Glycobiology*, 12(8), 499-505.
- Han, J., & Collins, L. (2012). Reconstruction of sugar metabolic pathways of *Giardia lamblia*. *International Journal of Proteomics*, 2012(1), 1-9.

- Hansen, W., Tuyathan, O., Dawson, S., Cande, W., & Fletcher, D. (2006). *Giardia lamblia* attachment force is insensitive to surface treatments. *Eukaryot Cell*, 5(4), 781-782.
- Heyworth, M. (2014). Immunológicas aspects of *Giardia* infections. *Parasite*, 21(55), 1-4. doi:10.1051/parasite/2014056
- Heyworth, M. (2016). *Giardia duodenalis* genetic assemblages and host. *Parasite*, 23(13), 1-5.
- Instituto Nacional de Estadística [INE], (2013). Caracterización Estadística Departamento de Guatemala año 2012. Guatemala
- Instituto Nacional de Estadística [INE], (2014). Caracterización Estadística República de Guatemala 2013. Guatemala
- Jarrol, E., van Keulen, H., Paget, T., & Lindmark, D. (2011). *Giardia* metabolism. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp 127-136). Austria: Springer-Verlag/Wien.
- Jercic, M., y Oyarce., A. (2012) Recomendaciones para la realización del examen parasitológico seriado de deposiciones. Instituto de Salud Pública. Chile
- Jimenez-Garcia, L., Zavala, G., Chavez-Munguia, B., Ramos-Godínez, M., López-Velázquez, G., Segura-Valdez, M., . . . Ortega-Pierres, G. (2008). Identification of nucleoli in the early branching protist *Giardia duodenalis*. *International Journal for Parasitology*, 38(11), 1297-1304.
- Johnston, A, Gillespie, T. Rwego, I, McLachlan, T. Kent, D. & Goldberg, T. (2010). Molecular epidemiology of cross species *Giardia duodenalis* transmission in western Uganda. *PLoS Neglected Tropical Diseases.*, 4(5), e683. doi: 10.1371/journal.pntd.0000683.
- Langford, D., Silberman, J., Weiland, M., Svard, S., McCaffery, M., Sogin, M., & Gillin, F. (2002). *Giardia lamblia*: identification and characterization of Rab and GDI proteins in a genome survey of the ER to Golgi endomembrane system. *Experimental Parasitology*, 101(1), 13-24.
- Letona, J. (2015). *Nuevo Mercado Municipal, La Gomera, Escuintla (Tesis de Grado)*. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- López, C. (2012). *Determinación de parásitos intestinales y Coccidios en niños de 6-12 años de la Escuela Oficial Urbana Mixta de San Antonio Aguas Calientes, Sacatepéquez (Tesis de grado)*. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Lopez-Romero, G., Quintero, J., Astiazarán-García, H., & Velazquez, C. (2015). Host defences against *Giardia lamblia*. *Parasite immunology*, 37(8), 394-406. doi:10.1111/pim.12210

- López-Velásquez, G., Reyes-Vivas, H., Hernández-Alcántara, G., de la Mora, I., Enríquez-Flores, S., Ortiz, C., . . . Gómez-Manzo, S. (2013). Las crónicas de *Giardia*. El parásito, la molécula y el fármaco. *Mensaje Bioquímico*, 37(1), 196-212.
- Lujan, H. D. (2006). *Giardia* y Giardiasis. *Medicina*, 66, 70-74.
- Lura, M., Beltramino, D., Abramovich, B., Carrera, E., Haye, M., & Contini, L. (2002). El agua subterránea como agente transmisor. *Revista Chilena de Pediatría*, 73(4), 415-422.
- Medina, A., García, G., Galván, A., y Botero, J. (2009). Prevalencia de parásitos intestinales en niños que asisten al Templo Comedor Sagrado Corazón Teresa Benedicta de la Cruz, del barrio Vallejuelos, 2007. *IATREIA*, 22(3), 227-234.
- Menéndez, S. (2003). *Prevalencia de parásitos intestinales en niños de edad escolar de la escuela Alberto Mejía de la Zona tres de la Ciudad Capital y comparación del análisis coproscópico simple con el análisis coproscópico seriado para su determinación (Tesis de Grado)*. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Merchán, M. (2011). *Ánalisis bibliográfico de la frecuencia y factores asociados a la infección por Giardia intestinalis en 14 comunidades indígenas y 3 comunidades negras de Colombia (Tesis de grado)*. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia
- Monteza, J., & Renteria, A. (2015). ELISA Y EXAMEN MICROSCÓPICO DIRECTO EN LA DETECCIÓN DE GIARDIA EN MUESTRAS FECALES DE NIÑOS EN CHONGOYAPE, CHICLAYO, PERÚ. *Revista Experimental de Medicina*, 1(1), 6-10.
- Morillo, E. (2016). *Estudio comparativo de dos pruebas de concentración en heces para diagnóstico de giardiasis (Tesis de grado)*. Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador
- Morrison, H., McArthur, A., Gillin, F., Aley, S., Adan, R., Olsen, G., . . . Sogin, M. (2007). Genomic Minimalism in the Early Diverging Intestinal Parasite *Giardia lamblia*. *Science*, 317(1), 1921-1926.
- Nosala, C., & Dawson, S. (2015). The Critical Role of the Cytoskeleton in the Pathogenesis of *Giardia*. *Current Clinical Microbiology Reports*, 2(4), 155-162.
- Núñez, F. (2004). *Estudio de factores asociados con la reinfección por Giardia lamblia en niños de círculos infantiles (Tesis Doctoral)*. Instituto de Medicina Tropical "Pedro Kourí", La Habana, Cuba.
- Ortega-Pierres, G., Bazán-Tejeda, M., Fonseca-Liñan, R., Bermúdez-Cruz, R., & Arguello-García, R. (2011). Interaction of *Giardia* with host cells. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia a Model Organism* (pp. 261-274). Austria: Springer-Verlag/Wien.

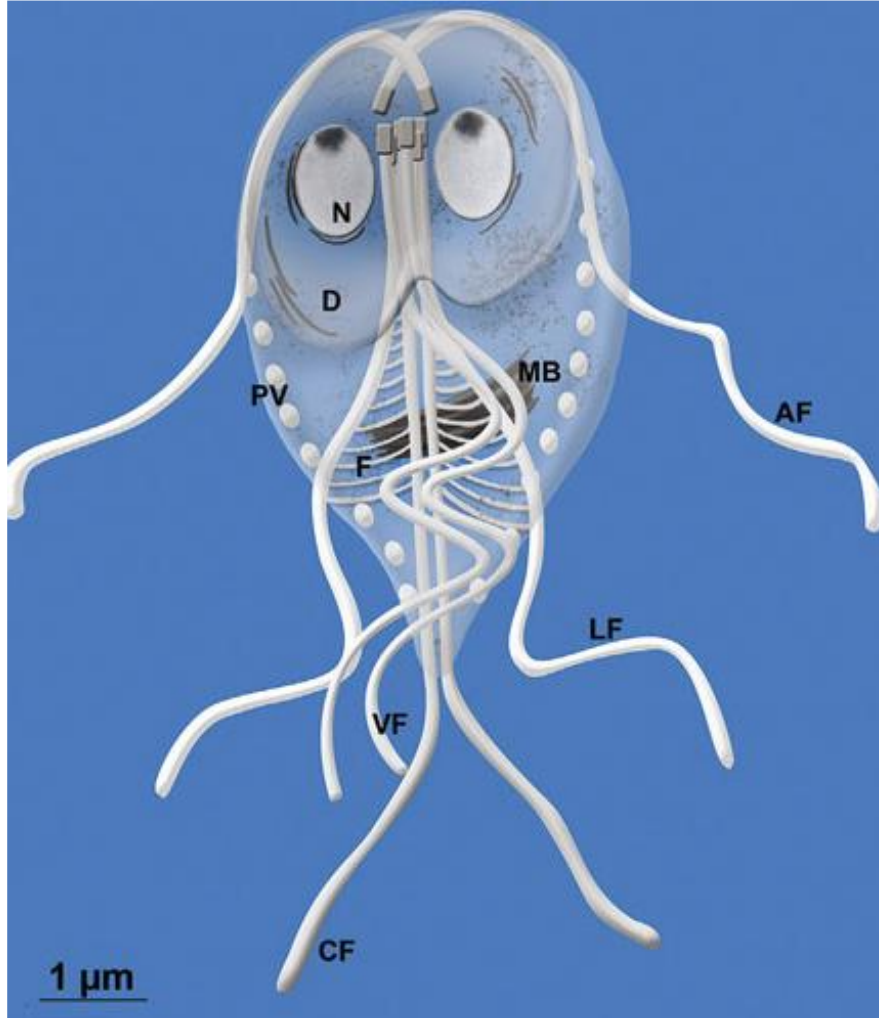
- Pradhan, P., Lundgren, S., Wilson, W., & Brittingham, A. (2012). Glycogen Storage and Degradation During In Vitro Growth and Differentiation of *Giardia intestinalis*. *Journal of Parasitology*, 98(2), 442-444.
- Quintero, J., Figueroa, D., Barcelo, R., Breci, L., Astiazaran, H., Rascon, L., . . . Velazquez, C. (2013). Identification of an immunogenic protein of *Giardia lamblia* using monoclonal antibodies generated from infected mice. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 108(5), 616-622.
- Reiner, D. (2008). *Cell cycle and differentiation in Giardia lamblia*. Karolinska Institute, Department of Microbiology, Tumor-and Cell Biology, Stockholm.
- Rivera, M., de la Parte, M., Hurtado, P., Magaldi, L., y Collazo, M. (2002). Giardiasis intestinal. Mini-revisión. *Investigación Clínica*, 43(2), 119-128.
- Rivero, M., Vranych, C., Bisbal, M., Maletto, B., Ropolo, A., & Touz, M. (2010). Adaptor protein 2 regulates receptor-mediated endocytosis and cyst formation in *Giardia lamblia*. *Biochemical Journal*, 428(1), 33-45.
- Rodriguez , C., & Rivera , M. (2011). ELISA y técnica de sedimentación espontánea para el diagnóstico de infección por *Giardia lamblia* en muestras fecales de niños de Perú. *Salud Publica de Mexico*, 53(6), 516-519.
- Rodriguez, V., Espinosa, O., Carranza, J., Duque, S., Arévalo, A., Clavijo, J., . . . Vallejo, G. (2014). Genotipos de *Giardia duodenalis* en muestras de niños de las guarderías del Instituto Colombiano de Bienestar Familiar y de perros en Ibagué, Colombia. *Biomédica*, 34(1), 271-281.
- Ropolo, A., Saura, A., Carranza, P., & Lujan, H. (2005). Identification of Variant-Specific Surface Proteins in *Giardia muris* Trophozoites. *Infectology and Immunology*, 73(8), 5208-5211.
- Sanchez, C. (2017). *Detección y caracterización molecular de los parásitos de interés en salud pública: Giardia duodenalis, Cryptosporidium spp., Cyclospora cayetanensis, Toxoplasma gondii y Entamoeba histolytica, en agua cruda y tratada de cuatro plantas potabilizadoras del*. Tesis de maestria, Universidad Nacional de Colombia, Bogota.
- Secretaria de Planificación y Programación de la Presidencia [SEGEPLAN] (2010) Plan de desarrollo La Gomera Escuintla, Guatemala.
- Sener, K., Shen, Z., Newburg, D., & Jarroll, E. (2004). Amino sugar phosphate levels in *Giardia* change during cyst wall formation. *Microbiology*, 150(1), 1225-1230.
- Seo, E. (2013). *Cambios hematologicos secundarios a parasitismo intestinal en niños de 5 a 12 años de edad en el municipio de Acatenango, Chimaltenango Enero-Diciembre*. Tesis de grado, Universidad Mariano Galvez, Guatemala.

- Singer, S. (2011). Immunology of Giardiasis. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 319-331). Springer-Verlag/Wien.
- Sixtos, C. (2011). Procedimientos y técnicas para la realización de estudios coproparasitológicos. *Virbac*, 1(24), 1-12.
- Smith, H., & Mank, T. (2011). Diagnosis of human Giardiasis. En H. Lujan, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 353-374). Austria: Springer-Verlag/Wien.
- Solaymani-Mohammadi, S., & Singer, S. (2010). *Giardia duodenalis*: The double-edged sword of immune response in Giardiasis. *Experimental Parasitology*, 126(3), 292-297. doi: 10.1016/j.exppara.2010.06.014
- Sulaiman, I., Fayer, R., Bern, C., Gilman, R., Trout, M., Schantz., . . . Xiao, L. (2003). Triosephosphate isomerase gene characterization and potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis*. *Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 9(11), 1444-1452.
- Sunun, V., Monroy, A., Puac, F., & Marroquin, D. (2017). *Estudio transversal realizado en los distritos de salud de: Jalapa, Monjas, San Carlos Alzatate y San Manuel Chaparrón del departamento de Jalapa*. Tesis de Grado, Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Svard, S., Hagblom, P., & Palm, D. (2003). *Giardia lamblia* A model organism for eukaryotic cell differentiation. *FEMS Microbiology Letter*, 2003(1), 3-7.
- Tachey, J., & Dolezal, P. (2011). The *Giardia* mitosomes. En H. Lujan, & S. Sward, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 185-200). Austria: Springer-Wien.
- Thompson, A. (2008). Giardiasis: Conceptos modernos sobre su control y tratamiento. *Annales Nestlé*, 66(1), 23-29.
- Thompson, A., & Monis, P. (2011). Taxonomy of *Giardia* species. En H. Luján, & S. Svard, (Eds), *Giardia A Model Organism* (pp. 3-15). Australia: Springer-Welag/Wien.
- Tian, X. F., Yang, Z. H., Shen, H., Adam, R., & Lu, S. Q. (2010). Identification of the nucleoli of *Giardia lamblia* with TEM and CFM. *Parasitology Research*, 106(4), 789-793.
- Touz, M. (2012). The unique endosomal/lysosomal system of *Giardia lamblia*. En B. Cereza, *Molecular Regulation of Endocytosis* (pp. 277-298). InTech.
- Touz, M., Rópolo, A., Rivero, M., Vranich, C., Conrad, J., Svard, S., & Nash, T. (2008). Arginine deiminase has multiple regulatory roles in the biology of *Giardia lamblia*. *Journal of Cell Science*, 121(1), 2930-2938.

- Valle, J. L. (2014). *Determinación de parásitos intestinales y su relación con la anemia ferropénica en niños de 5 a 12 años de la parroquia de Gualiel (Tesis de Pregrado)*. Universidad de Loja, Loja, Ecuador.
- Van Den Bijllardt, W., Overdeest, T., Buiting, G., & Yerweij, J. (2014). Rapid clearance of *Giardia lamblia* DNA from the gut after successful treatment. *Clinical Microbiology and Infection*, 20(11), 972-974.
- Vázquez, O., y Campos, R. (2009). Giardiasis. La parasitosis más frecuente a nivel mundial. *Revista del Centro de Investigación*, 8(31), 75-90.
- Velasquez, D., Arvelo, W., Cama, V., López, B., Reyes, L., Roellig, D., . . . Lindblade, K. (2011). Short report: molecular insights for *Giardia*, *Cryptosporidium*, and soil-transmitted helminths from a facility-based surveillance system in Guatemala. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 85(6), 1141-1143.
- Villalba, V. (2012). El diagnóstico molecular en giardiasis: sus potencialidades. *Intropica*, 7(1), 91-96.
- Wampfler, P., Tosevski, V., Nanni, P., Spycher, C., & Hehl, A. (2014). Proteomics of secretory and endocytic organelles in *Giardia lamblia*. (Y.-F. Chang, Ed.) *Plos One*, 9(4), e94089.
- Weiland, M., McArthur, A., Morrison, H., Sogin, M., & Svard, S. (2005). Annexin-like alpha giardins: a new cytoskeletal gene family in *Giardia lamblia*. *International Journal for Parasitology*, 35(6), 617-626.
- Winn, W., Allen, S., Janda, W., Koneman, E., Procop, G., Schereckenberger, P., y Woods, G. (2006). *Koneman Diagnóstico microbiológico Texto y Atlas en color* (6a. ed.). Madrid, España: Editorial Médica Panamericana S.A.
- Wiser, M. (2011). *Protozoa and human disease*. United States: Garland Science.
- Zapata, A., Arboleda, L., Díaz, L., y Gil, A. (2016). Giardiasis y desnutrición infantil. *Investigar y Aprender*(1), 61-73.

XIII. ANEXOS

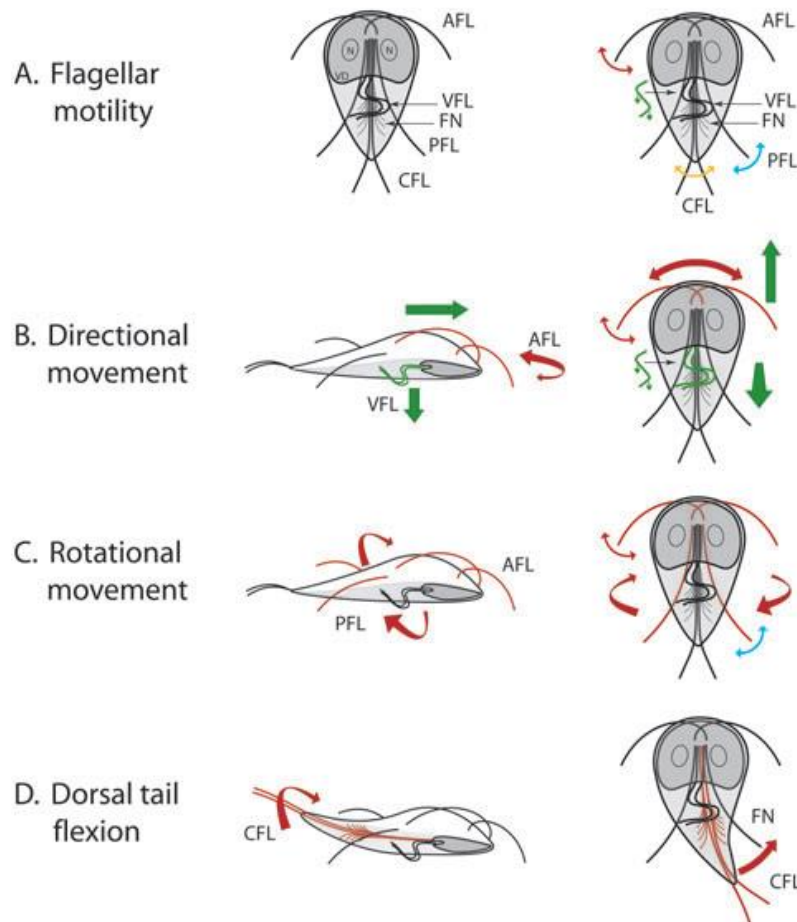
Anexo 1. Diagrama esquemático que muestra la disposición de las estructuras celulares en *Giardia lamblia*. Imagen 1



Obsérvese el disco (D) situado en la región ventral, los dos núcleos (N), los pares flagelares y los pares de cuerpo basal (BB). El cuerpo mediano (MB) se ve transversalmente a los axonemas, y el funis (F) está formado por microtúbulos que conectan los axonemas centrales con los axonemas de los flagelos postero-laterales. AF flagelos anteriores; LF flagelos posteriores laterales; VF flagelos ventrales; CF flageladas caudales y PV vesículas periféricas.

Fuente (Benchimol & De Souza, 2011)

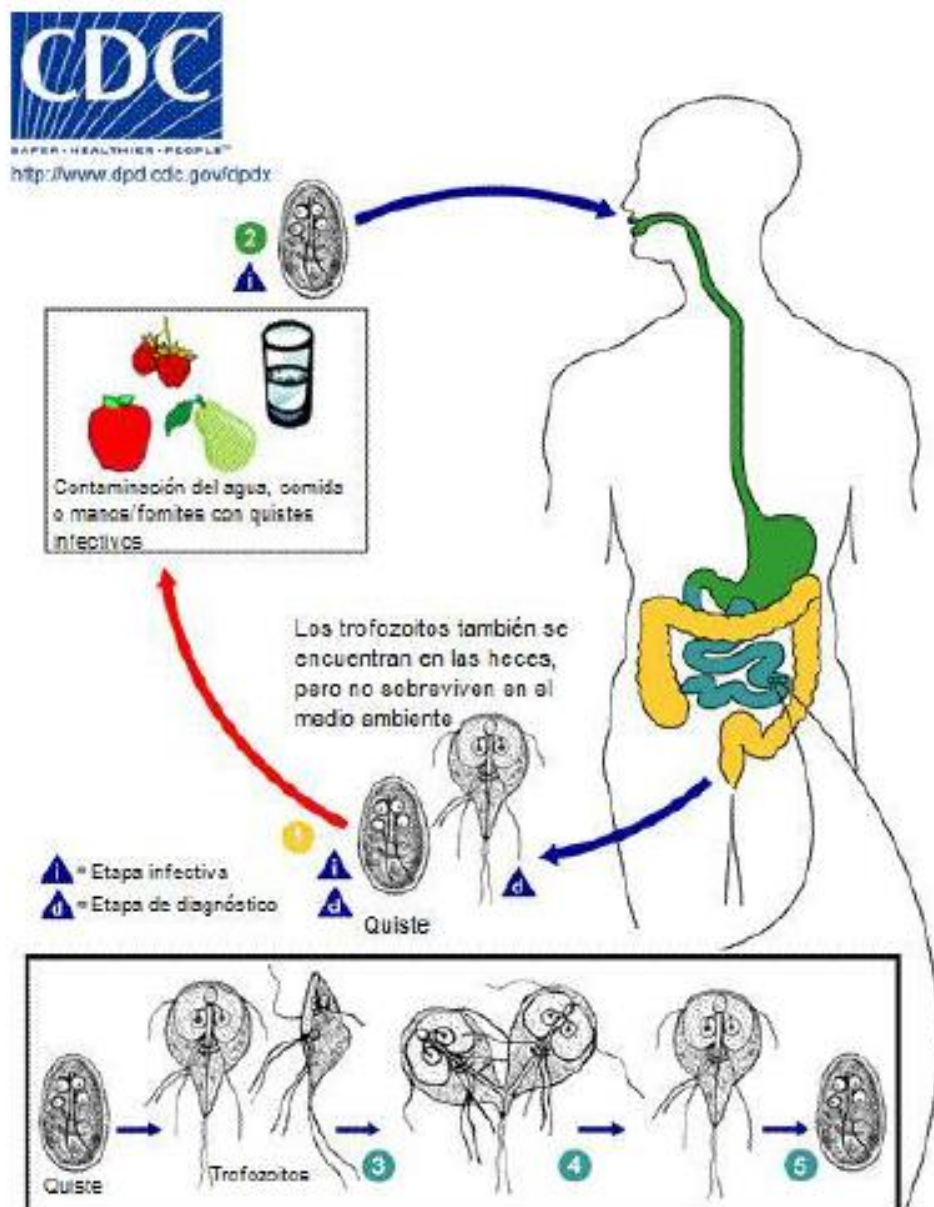
Anexo 2. Tipos de movimiento asociados con los diferentes pares de flagelos de *Giardia* lamblia. Imagen 2



Esquema (A) que ilustra patrones flagelares de golpeo de cada uno de los cuatro pares de flagelos (anterior = afl, postero-lateral = pfl, ventral = vfl y caudal = cfl, fn = funis. *Giardia* tiene movimientos direccionales izquierda-derecha (B) atribuidos a los flagelos anteriores y movimientos hacia delante o hacia abajo atribuidos a los flagelos ventrales. El golpe flagelar ventral también ha sido implicado en el apego, pero podría estar involucrado en el posicionamiento de la célula cerca de una superficie (lado ventral hacia abajo). El movimiento rotatorio o de caída (C) se ha atribuido a golpes flagelares anteriores y / o postero-laterales. La flexión de la cola dorsal, o la flexión lateral y dorsal del extremo posterior de la célula (D), se ha atribuido a la flexión del funis o complejo caudal o a la rotura flagelar caudal. Este tipo de movimiento ha sido sugerido para resultar en el desprendimiento.

Fuente: (Dawson, 2010)

Anexo 3. Ciclo de vida *Giardia lamblia*. Imagen 3



La infección por *Giardia lamblia* inicia al ingerir quistes maduros (2), el desenquistamiento ocurre en duodeno, se liberan dos trofozoítos (3) los cuales se multiplican por fisión binaria (4). A medida que migran a la parte final del intestino ocurre el enquistamiento (5), los quistes infectivos se eliminan en las heces (1).

Fuente: (Barrón, Rodríguez, & Quiñones, 2010)

Anexo 4. Tabla 1 Factores de riesgo asociados a la infección por *Giardia lamblia*.

Factor de riesgo	Asociación	Razones postuladas
Edad	Los niños son más propensos a estar infectados que los adultos y excretar quistes en mayor número	1. Comportamiento: mayor riesgo de exposición 2. Inmunología: falta de inmunidad
Sexo	Algunos estudios indican que los varones tienen más probabilidades de estar infectados que las mujeres.	1. Comportamiento: mayor riesgo de exposición. 2. Resultado falso debido al muestreo sesgado
Estado nutricional	Individuos desnutridos son más propensos a ser infectados que individuos bien nutridos	1. Hipoclorhidria 2. Reducción de las funciones inmunes intestinales 3. Baja actividad enzimática 4. Motilidad intestinal deficiente
Dieta	El consumo de hortalizas puede ser un factor de riesgo.	1. Frecuentemente consumido crudo 2. Puede lavarse en agua contaminada
Área urbana/rural	Estudios sugieren que los habitantes de áreas rurales tienen más probabilidades de estar infectados que de las zonas urbanas.	1. Alta densidad de población y hacinamiento 2. Pobreza y malos saneamientos
Época estacional	La incidencia puede aumentar durante las estaciones más frías y húmedas	Los quistes tienen más probabilidades de sobrevivir en condiciones frías y húmedas
Estado socio-económico	Asociado con una situación socioeconómica más baja	1. Pobreza y saneamiento deficiente 2. Sobre población 3. Suministro inadecuado de agua 4. Falta de educación sanitaria 5. Uso del suelo nocturno como fertilizante

Fuente: (Smith & Mank, 2011)

Anexo 5. Consentimiento informado

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA FACULTAD DE CIENCIAS QUIMICAS Y FARMACIA

CONSENTIMIENTO INFORMADO PARA PARTICIPAR EN EL ESTUDIO DE INVESTIGACIÓN

Determinación de la frecuencia *Giardia lamblia* por coproantígeno y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario

Propósito del estudio

En la época actual las enfermedades parasitarias son una causa frecuente e importante de morbilidad y mortalidad, afectando a diversos grupos de población sin importar las edades y razas, constituyendo un riesgo elevado para la salud y la vida de extensos sectores, sobre todo en áreas rurales.

El presente estudio tiene como objetivo determinar la frecuencia de *Giardia lamblia* en estudiantes de la Escuela Oficial Rural Mixta, Aldea Chipilapa, La Gomera Escuintla por microscopía directa y por coproantígeno mediante un kit de inmunoenzayo ELISA, a la vez establecer una correlación entre los resultados obtenidos por el método inmunocromatográfico y los obtenidos por la microscopía directa.

Actualmente *Giardia lamblia* es reconocida como la causa parasitológica más común de la diarrea en el mundo al año, la población principalmente afectada sigue siendo la infantil debido a al poco desarrollo de hábitos higiénicos.

La participación de su hija (o) en esta investigación es totalmente voluntaria, usted puede elegir si participa o no hacerlo, la participación no conlleva ninguno costo económico alguno que usted deba solventar.

En ningún momento se compartirá la identidad de aquellos que participen en la investigación. La información que recojamos por este proyecto de investigación se mantendrá confidencial. La información acerca de su hija (o) que se recogerá durante la investigación será puesta fuera de alcance de la vista pública, únicamente los investigadores tendrán acceso a verla. Cualquier información acerca de su hija (o) tendrá un número en vez de su nombre. Solo los investigadores sabrán cuál es el número, no será compartida ni entregada a nadie excepto al Lic. Martin Gil, asesor de la investigación

Al respecto, expongo que:

He sido informado/a sobre el estudio a desarrollar y las eventuales molestias, incomodidades y ocasionales riesgos que la realización del procedimiento implica, previamente a su aplicación y con la descripción necesaria para conocerlas en un nivel suficiente.

He sido también informado/a en forma previa a la aplicación, que los procedimientos que se realicen no implican un costo que yo deba asumir. Mi participación en el procedimiento no involucra un costo económico alguno que yo deba solventar (hacerme cargo).

Junto a ello he recibido una explicación satisfactoria sobre el propósito de la investigación, así como de los beneficios sociales que se espera éste produzca.

Estoy en pleno conocimiento que la información obtenida con la actividad en la cual participaré será absolutamente confidencial, y que no aparecerá mi nombre ni mis datos personales como el de mi hijo (a) en libros, revistas y otros medios de publicidad derivadas de la investigación ya descrita.

Sé que la decisión de participar en esta investigación es absolutamente voluntaria. Si no deseo participar en ella puedo hacerlo sin problemas. Se me asegura que mi negativa no implicará ninguna consecuencia negativa para mí.

Adicionalmente, los investigadores; Pamela Carolina Ortega Jiménez, Juan Carlos Gutiérrez, han manifestado su voluntad de aclarar cualquier duda que me surja sobre mi participación en la actividad realizada y para ello se dejan disponibles los números telefónicos 44569058 y 56970616.

He leído el documento, entiendo las declaraciones contenidas en él y la necesidad de hacer constar mi consentimiento, para lo cual lo firmo libre y voluntariamente, recibiendo en el acto copia de este documento ya firmado.

Yo, _____ con Documento de Personal de Identificación (DPI) _____, de nacionalidad _____, Consiento en que mi hijo (a) participe en la investigación denominada: **“Determinación de la frecuencia *Giardia lamblia* por coproantígeno y su comparación con microscopía directa en estudiantes de nivel primario”**, y autorizo a _____, investigador responsable del proyecto y/o a quienes éste designe como sus colaboradores directos y cuya identidad consta al pie del presente documento, para realizar el (los) procedimiento (s) requerido (s) por el proyecto de investigación descrito.

Fecha:/...../.....

Hora:

Firma de la persona que consiente: _____

Seminarista: _____	_____
Nombre	Firma

Seminarista: _____	_____
Nombre	Firma



Anexo 6. Boleta epidemiológica para la recolección de datos personales

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACIA

Hoja epidemiológica dirigida a estudiantes de la Escuela Rural Mixta Aldea Chipilapa, La Gomera, Escuintla

La presente encuesta tiene como finalidad recabar información, de carácter académico y científico, por lo que se les solicita dar respuesta a las interrogantes planteadas.

Nombre completo:_____

Sexo:_____ Edad:_____ Grado que estudia:_____

1. La vivienda donde habitan es: propia: _____ alquilada: _____ prestada _____
2. ¿Cuántas personas integran su familia? _____
3. ¿Vive con ambos padres? _____ solo con mamá: _____ sólo con papá: _____ otro: _____
4. ¿Cuentan con servicio de agua entubada domiciliar? Si _____ No _____
¿Es potable? Si _____ No _____ No sabe _____
¿Obtienen agua de otra manera? de pozo _____ de camión repartidor _____ otro: _____
5. ¿Hierven el agua para la preparación y consumo de alimentos? Si _____ No _____
6. El piso de su vivienda es de: cemento _____ tierra _____ azulejo _____ otro _____
7. Para la disposición de excretas su vivienda cuenta con: letrina _____ inodoro _____ no cuenta _____
8. Su vivienda cuenta con servicio de drenaje Si _____ No _____
9. ¿Tienen animales en su vivienda? Si _____ No _____
Si su respuesta fue SI, que tipos de animales tiene _____
10. ¿Su hijo se ha enfermado del estómago recientemente? Si _____ No _____
Si su respuesta fue SI, hace cuánto tiempo se enfermó _____
11. ¿En caso de enfermedades a dónde o a quiénes acuden? _____

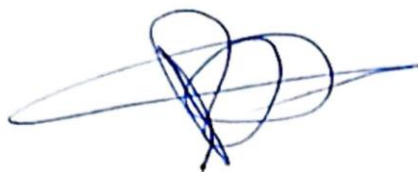
12. ¿Cuántas veces al año se desparasitan en su familia? _____ veces, ninguna _____
13. ¿Consume su hijo algún alimento fuera de su casa? Si _____ No _____
Si su respuesta fue SI, ¿en dónde? Escuela _____ Tienda _____ otro _____
especifique _____
14. ¿Suele su hijo jugar con la tierra? Si _____ No _____

Anexo 7. Valoración del índice de Kappa

Valoración del índice de Kappa	
Estadística Kappa	Fuerza de acuerdo
< 0.00	Pobre
0.00-0.20	Leve o Débil
0.21-0.40	Justo
0.41-0.60	Moderado
0.61-0.80	Sustancial
0.81-1.00	Casi Perfecto

Fuente: The Measurement of Observer Agreement for Categorical Data, J. Richard

Landis Página 165.



Pamela Carolina Ortega Jiménez
Autor



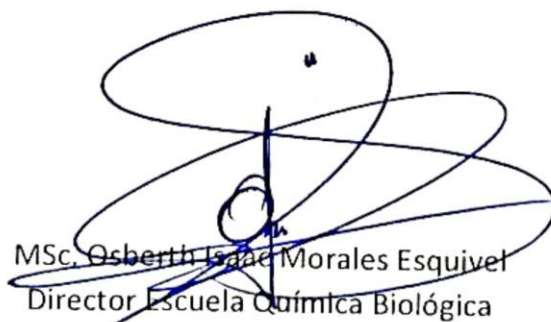
Juan Carlos Gutiérrez Fuentes
Autor



MSc. Martín Nestor Fernando Gil Carrera
Asesor



Lic. Eliseo Josué Albanés Gómez
Revisor



MSc. Osberth Isaac Morales Esquivel
Director Escuela Química Biológica



Dr. Juan Francisco Pérez Sabino
Decano en funciones

