

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**COMPARACIÓN ENTRE LAS TÉCNICAS DE FLOTACIÓN DE
FAUST Y LAS IMPRONTAS TEÑIDAS CON VERDE DE
MALAQUITA PARA EL DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp.* EN
CANINOS.**

LILY MARLEN ALVAREZ CASTAÑEDA

GUATEMALA, OCTUBRE 2009

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**

**COMPARACIÓN ENTRE LAS TÉCNICAS DE FLOTACIÓN DE
FAUST Y LAS IMPRONTAS TEÑIDAS CON VERDE DE
MALAQUITA PARA EL DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp.* EN
CANINOS.**

TESIS

**PRESENTADA A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA
DE LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA**

POR

LILY MARLEN ALVAREZ CASTAÑEDA

AL CONFERIRSELE EL GRADO ACADÉMICO DE

MÉDICA VETERINARIA

GUATEMALA OCTUBRE 2009.

JUNTA DIRECTIVA
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

DECANO: Med. Vet. Leonidas Ávila.
SECRETARIO: Med. Vet. Marco Vinicio García Urbina.
VOCAL I: Med. Vet. Yeri Edgardo Véliz Porras.
VOCAL II: Mag. Sc. Med. Vet. Fredy Rolando González Guerrero.
VOCAL III: Med. Vet. Y Zoot. Mario Antonio Motta González.
VOCAL IV: Br. Set Levi Samayoa López.
VOCAL V: Br. Luis Alberto Villeda Lanuza.

ASESORES

Med. Vet. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
Med. Vet. Ludwig Figueroa Hernández
Med. Vet. Jaime Rolando Méndez Sosa

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

**En cumplimiento con lo establecido por los estatutos de la
Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su
consideración el trabajo de tesis**

Titulado:

**COMPARACIÓN ENTRE LAS TÉCNICAS DE FLOTACIÓN DE
FAUST Y LAS IMPRONTAS TEÑIDAS CON VERDE DE
MALAQUITA PARA EL DIAGNÓSTICO DE *Giardia spp.* EN
CANINOS.**

**Que fuera aprobado por la Junta Directiva de la
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia**

Como requisito previo a optar el título profesional de:

MÉDICA VETERINARIA

ACTO QUE DEDICO

A Dios por permitirme llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos; además de su infinita bondad y amor.

A mis padres, Álvaro Álvarez Altan y Lily Castañeda de Álvarez, por todos sus sacrificios, por estar siempre a mi lado, y no dejarme sola en ningún momento, por su apoyo incondicional.

A mis hermanos, Andrea Álvarez y Álvaro Estuardo Álvarez, por el amor y apoyo que siempre me demuestran, son una bendición para mi.

A mi abuela, Lucy de Álvarez, por todas sus oraciones y sus consejos, los cuales me permitieron culminar mi carrera universitaria.

A mi familia en general por su ayuda, sus consejos, y por siempre estar conmigo en los momentos difíciles.

A David Vielman, por ser una persona especial que le ha dado un giro importante a mi vida.

A mis asesores por su apoyo, su paciencia y sus conocimientos compartidos, muchas gracias.

A mis amigos: Débora Jerez, Ingeborg Valentin, Germana Rivas, Primor Arriola, Vilma Calderón, Lorena Monroy, Daniel Chajon, Estuardo Ruano, Jorge Mansilla, Débora Rodríguez, Pilar Minaya, Jorge Lutin, Gustavo Martínez, Leslie Elias, Elvia Ulin, Marta Iglesias, Karina Gutiérrez, Vilma Cruz, Mónica Gutiérrez, Elizabeth Barrios, Angélica Miranda, Karin de Leon, Débora Véliz, Jimena De Aguirre, Javier Motta, Selva Ramírez, Zulma Zamora, Judith Cifuentes, Marlon Ramírez,

Rodrigo Castañeda, Jacobo Rivera, Ángel Velazquez, Mónica Quiroa, Zaulo Hernández. Por todo su apoyo, por estar conmigo cuando más los necesité, en esos momentos en que solo los amigos pueden comprender. Gracias a todos.

A la Dra Andrea Portillo por su apoyo tanto académico como espiritual, ha sido para mí un ejemplo a seguir, gracias por todo.

Al Dr. Carlos Menéndez, por su amistad, apoyo y su compañerismo, muchas gracias.

Al Dr. Yeri Veliz Porras, por sus consejos y su apoyo, muchas gracias.

A Poly (†), Riny, Fluke, Toby y Joe, mis pequeños, mi compañía y mi alegría.

AGRADECIMIENTOS

A mis asesores de tesis, por su paciencia y dedicación.

A AASDIMA, por permitirme crecer como profesional, en especial al Ing. Santiago Chay, por su apoyo y sus consejos.

A la Dra. Evelyn Gutiérrez, por su inigualable apoyo, amistad y sabiduría, por ser un ejemplo a seguir en mi vida, tanto profesional como personal.

A la Licda. Sofía Rizzo, por todas sus enseñanzas y la oportunidad que me dio de compartir con ella tantas vivencias.

A la Familia Vielman González por su amabilidad, dulzura para con mi persona, siempre estarán en mi corazón, muchas gracias.

A la Licda. Adela Estrada de Blanco, por darme la oportunidad de trabajo y superación personal, mil gracias.

Al Hospital de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por su valiosa colaboración en la fase de campo de esta tesis.

A la Granja Experimental Veterinaria y a su personal por haberme apoyado en mi crecimiento como profesional.

A todas esas personas especiales con las que tuve oportunidad de compartir o trabajar durante mi formación académica, por las lindas experiencias y todas sus lecciones.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. HIPÓTESIS.....	2
III. OBJETIVOS.....	3
3.1 General.....	3
3.2 Específicos.....	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1 Definición.....	4
4.2 Etiología.....	4
4.3 Epidemiología.....	6
4.4 Ciclo de vida.....	6
4.5 Patogenia.....	9
4.6 Factores que influyen en la patogenia.....	10
4.6.1 Dependientes del parásito.....	10
4.6.2 Dependientes del hospedador.....	11
4.6.3 Dependientes del medio.....	11
4.7 Transmisión.....	11
4.8 Hallazgos clínicos y lesiones.....	12
4.9 Signos clínicos.....	12
4.10 Diagnóstico.....	13
4.10.1 Frotis fecales.....	14
4.10.2 Flotación en sulfato de zinc (Flotación de Faust).....	14
4.10.3 ELISA fecal.....	15
4.10.4 Inmunofluorescencia directa.....	15

4.10.5 Aspirados duodenales.....	16
4.10.6 Tinción con Verde de Malaquita.....	16
4.11 Tratamiento.....	17
4.12 Control.....	19
4.13 Vacunación.....	19
4.14 Respuesta inmune contra Giardia.....	20
4.14.1 Los antígenos de Giardia.....	21
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
5.1 Materiales.....	23
5.1.1 Recursos humanos.....	23
5.1.2 Recursos de campo.....	23
5.1.3 Recursos de laboratorio.....	24
5.1.4 Recursos biológicos.....	24
5.1.5 Centros de referencia.....	24
5.2 Metodología	
5.2.1 Diseño del estudio.....	24
5.2.2 Procedimiento de campo.....	25
5.2.3 Procedimiento de laboratorio.....	25
5.2.4 Análisis estadístico de resultados.....	27
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	30
VII. CONCLUSIONES.....	31
VIII. RECOMENDACIONES.....	32
IX. RESUMEN.....	33

X. BIBLIOGRAFÍA.....	34
-----------------------------	-----------

XI. ANEXOS.....	36
------------------------	-----------

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. 1 <i>Giardia spp.</i>	5
Fig. 2 <i>Giardia lamblia</i>	5
Fig. 3 Quiste de <i>Giardia spp.</i>	6
Fig. 4 Ciclo biológico de las Giardias en animales	8
Fig. 5 <i>Giardia spp.</i>	8
Fig. 6 Ciclo biológico de Giardias en humanos y el medio ambiente.....	9

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla No. 1. Resultados de muestras sospechosas de <i>Giardia spp</i> , comparando la técnica de las improntas teñidas con Verde de Malaquita y la técnica de Flotación de Faust.....	37
---	----

INDICE DE GRÁFICAS

Gráfica No.1. Resultados de muestras sospechosas de <i>Giardia spp</i> , comparando la técnica de las improntas teñidas con Verde de Malaquita y la técnica de Flotación de Faust.....	37
--	----

I. INTRODUCCIÓN

La Giardia es un protozooario flagelado parásito del tracto intestinal que afecta a varias especies animales, incluyendo al hombre. Se localiza en intestino delgado, presentando una forma de trofozoito móvil y una quística inmóvil.

La giardiasis, enfermedad que provoca la Giardia, es común en nuestro medio, debido a la estadía de las mascotas fuera de casa, donde adquieren la infección por tener acceso a aguas estancadas; lo cual es de gran importancia en salud pública, por ser una zoonosis.

La signología clínica de giardiasis incluye diarrea, que puede ser aguda y de corta duración, intermitente o crónica. Las deposiciones con frecuencia son pálidas, fétidas y esteatorréicas, también puede presentarse anorexia, vómito y pérdida de peso.

Es poca la información que se ha recopilado en nuestro medio acerca de esta enfermedad; la cual se encuentra subdiagnosticada, debido a la falta de técnicas específicas de examen empleadas rutinariamente y, por la poca documentación de casos clínicos, desconociéndose así la incidencia de ésta en nuestro país.

El propósito de la presente investigación fue evaluar comparativamente la eficiencia de dos técnicas coprológicas basadas en la flotación de quistes (Flotación de Faust) y tinción de frotos (verde de malaquita), paralelamente, se efectuó una documentación sobre la presencia de giardiasis en perros de la ciudad capital, con el fin de brindar al Médico Veterinario información útil para acceder a un diagnóstico más certero en la práctica clínica.

II. HIPÓTESIS

La técnica de impronta teñida con Verde de Malaquita es más eficaz para el diagnóstico de *Giardia spp.* en perros que la técnica de Flotación de Faust.

III. OBJETIVOS

3.1 General

- Contribuir al diagnóstico clínico patológico de la giardiasis en caninos naturalmente infestados.

3.2 Específicos

- Determinar la presencia de *Giardia spp.* en perros de la ciudad de Guatemala, que presenten sintomatología compatible, diagnosticada en las clínicas del Hospital de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Comparar la técnica de impronta teñida con Verde de Malaquita y la técnica de Flotación de Faust para el diagnóstico de giardiasis en perros.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Definición

La giardiasis es una infección protozoaria intestinal, crónica, presente en todo el mundo en la mayoría de los mamíferos domésticos y salvajes, en muchas aves y en el hombre. La infección, común en perros y gatos, se observa algunas veces en rumiantes y es muy rara en caballos y cerdos. El grado de infestación y el potencial zoonótico de *Giardia spp.* son controvertidos. Existe evidencia circunstancial de que *Giardia spp.*, que parasita a los animales domésticos, pueden infectar al hombre. Los animales salvajes también pueden actuar como reservorio (4).

Es un proceso parasitario, causado por *Giardia spp.*, que afecta a los animales jóvenes en el duodeno, yeyuno y ocasionalmente intestino grueso; caracterizado por un síndrome de mala absorción y diarrea (15).

4.2 Etiología

Giardia spp.

Son protozoarios con 8 flagelos en la fase vegetativa, binucleados, en forma de pera, con un disco en la parte ventral, que infectan el intestino delgado. Descubiertos por Loewenhoek en 1681, al analizar su propia materia fecal; fueron descritos científicamente por primera vez en 1859, por Lambl. *Giardia canis* (Hegner 1922) afecta a los cánidos y *Giardia cati* (Descchiens 1925) a los felinos. Ambas especies se encuentran incluidas dentro del grupo de *Giardia duodenalis* (Davine 1875) sinónimo de *Giardia lamblia* y *Giardia intestinalis* (3).

Impiden la absorción de la mucosa y a veces producen diarrea. Hay dos formas: trofozoitos móviles y quistes infectantes no móviles. Tienen distribución mundial, con prevalencia de por lo menos 5% en la mayoría de las poblaciones. La tasa de ocurrencia es más alta en animales jóvenes y en los confinados en grupos (10).

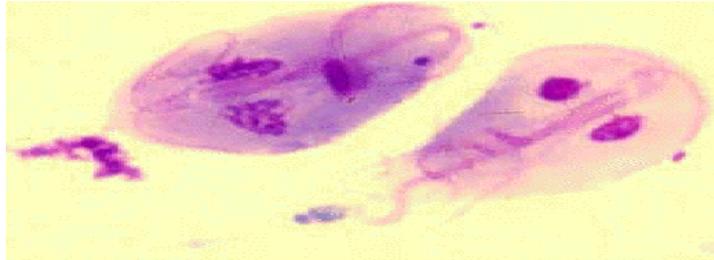


Fig. 1 *Giardia spp.*

(Martínez Zorrilla, MJ. 2000. Giardia en perros y su tratamiento (en línea). Panorama actual del medicamento vol. 239. Consultado 19 mar. 2006, Disponible en [http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp00024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/\\$File/aact_toledo.htm](http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp00024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/$File/aact_toledo.htm))

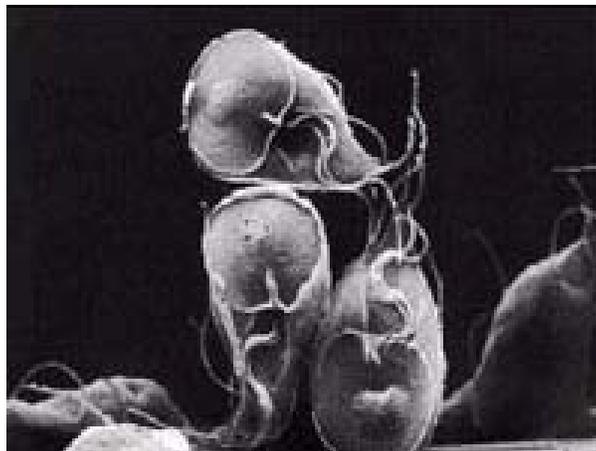


Fig. 2 *Giardia lamblia*

(UNAM (Universidad Nacional Autónoma de México, Mx.). 2006. Mundo animal (en línea). Consultado 15 oct. 2006. Disponible en <http://www.revista.unam.mx/vol.1/num2/sabias/especies/animal.html>)

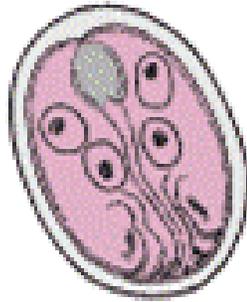


Fig. 3 Quiste de *Giardia spp.*

(Martínez Zorrilla, MJ. 2000. Giardia en perros y su tratamiento (en línea). Panorama actual del medicamento vol. 239. Consultado 19 mar. 2006, Disponible en [http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp000024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/\\$File/aact_toledo.htm](http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp000024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/$File/aact_toledo.htm))

4.3 Epidemiología

Es considerada una zoonosis. Los quistes de giardias son muy poco resistentes a la desecación; por el contrario, con buenas condiciones ambientales de temperatura y humedad, pueden sobrevivir más de dos meses. A 8 °C resiste 77 días, a 21 °C de 5-24 días y a 37 °C, en agua destilada, 4 días. El agua hirviendo los destruye rápidamente al igual que las soluciones de fenol, amonio cuaternario o lisol. Es frecuente su presencia en las perreras y criaderos, tanto de perros como de gatos, donde la población afectada puede alcanzar el 100%, con mortalidad que no suele sobrepasar el 2-3% (14).

4.4 Ciclo de vida

Son parásitos de ciclo directo. La forma parasitaria, el trofozoito de 12 – 17 x 7 – 10 µm, se encuentra adherido a la mucosa intestinal donde se divide activamente por fisión binaria. A medida que se desprende y es arrastrado a lugares más distales del tubo digestivo, se va formando el quiste, de forma ovalada o redondeada con dimensiones de 9 a 13 x 7 – 9 µm, con dos a cuatro

núcleos en su interior. Expulsado al medio externo con las materias fecales, es la forma de resistencia, diseminación y transmisión (4).

Al ser ingerido por un nuevo hospedador en el estómago inicia con la enquistación, que se completa en el intestino por la acción de los componentes biliares, el ácido carbónico y las proteasas pancreáticas; de esta forma son liberados los trofozoitos, se fijan en la mucosa y comienzan de nuevo su replicación. El ciclo completo presenta una duración de 4 a 5 días.

Son pues, los quistes, los responsables de la infección, pero en determinadas ocasiones cuando las heces son diarreicas se eliminan grandes cantidades de trofozoitos (12).

A pesar de ser destruidos en el estómago, algunos pueden atravesar esta barrera, fijarse en la mucosa y continuar su desarrollo (4).

La fuente de infección más común es la ingestión de agua o alimento contaminado con quistes. Los animales silvestres son reservorios potenciales (12).



Fig. 4 Ciclo biológico de las Giardias en animales

(UNAM (Universidad Nacional Autónoma de México, Mx.). 2006. Mundo animal (en línea). Consultado 15 oct. 2006. Disponible en <http://www.revista.unam.mx/vol.1/num2/sabias/especies/animal.html>)

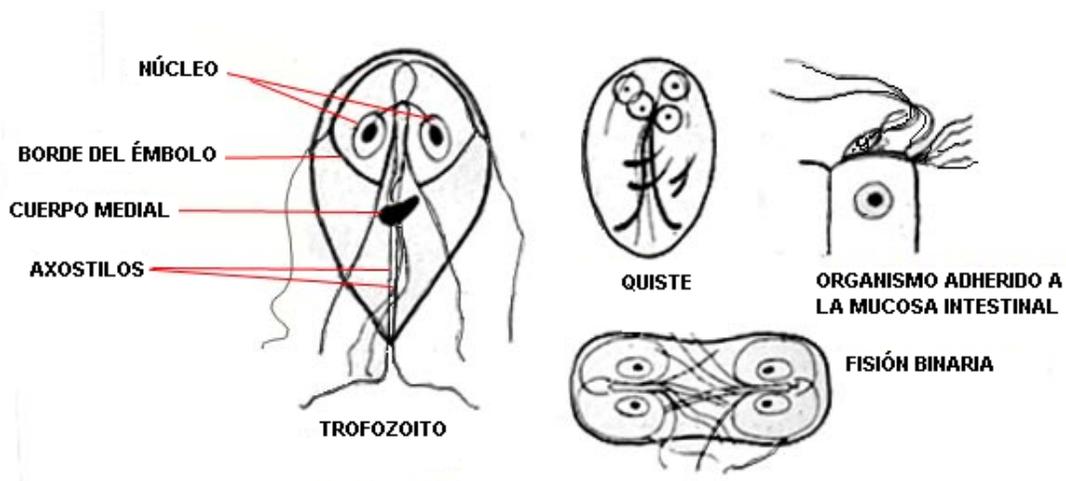


Fig. 5 *Giardia spp.*

(Belligotti, V. 2004. Giardiasis por *Giardia lamblia* (en línea). Vet-uy no. 054. Consultado 19 mar. 2006. Disponible en http://www.vet-uy.com/articulos/artic_can/0054/can_0054.htm)



Fig. 6 Ciclo biológico de *Giardias* en humanos y el medio ambiente

(Belligotti, V. 2004. Giardiasis por *Giardia lamblia* (en línea). Vet-uy no. 054. Consultado 19 mar. 2006. Disponible en http://www.vet-uy.com/articulos/artic_can/0054/can_0054.htm)

4.5 Patogenia

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

- Por un mecanismo traumático-irritativo sobre las células intestinales, lo que ocasiona acortamiento de las microvellosidades intestinales y destrucción del borde en cepillo de las células. Como consecuencia, hay importantes alteraciones en la digestión y un cuadro general de mala absorción, siendo los ácidos grasos los más comprometidos, así como azúcares, vitaminas y

proteínas. Ello se debe también a una menor actividad de las disacaridasas (4).

- Por acción secuestrante sobre los principales elementos nutricionales, tomando para su propio metabolismo proteínas, carbohidratos, grasas del hospedador e interfiriendo en el metabolismo de éste (4).
- Por acción vectorial, ya que son capaces de transportar en su interior otros agentes patógenos, virus, bacterias, micoplasmas, hongos y recientemente se ha descubierto la presencia del virus VIH-1. Por otro lado actúan como precursores y desencadenantes de otras afecciones que padecen perros y gatos, tales como el distemper, parvovirus, etc (3).
- Por defectos en el mecanismo de transporte activo, aumento del recambio de enterocitos, infiltración por células plasmáticas y linfocitos, atrofia de las vellosidades y producción de enterotoxina (6).
- En la respuesta inmunitaria a giardia, participan tanto la inmunoglobulina A como los linfocitos T. Como afecta con mayor frecuencia a los animales jóvenes, es probable que se desarrolle cierto grado de inmunidad protectora que los proteja más del desarrollo de signos clínicos, que de la infección (6).

4.6 Factores que influyen en la patogenicidad

4.6.1 Dependientes del parásito

Influye el tipo de cepa, por la patogenicidad inherente de cada una de ellas. La cantidad de quistes ingeridos, con mayor posibilidad de desarrollo cuanto mayor sea el número, aunque un solo quiste es capaz de desarrollar un cuadro patológico. La forma de presentación del parásito, es quistes o

trofozoítos. La forma quística es la forma resistente al medio ambiente y la de trofozoito es la forma mediante la cual se replica por fisión binaria dentro del organismo animal (4).

4.6.2 Dependientes del hospedador

La edad constituye el factor más importante. Son los animales comprendidos entre 1 - 8 meses de edad, los más receptivos a la infección por *giardia*, independientemente de la raza y el sexo. El estado sanitario y nutricional en general, si es bueno, previene en cierta medida la aparición del proceso. De igual forma, la situación inmunológica sí se encuentra comprometida por situaciones de estrés, procesos patológicos o carenciales, favorece el asentamiento del parásito y su posterior desarrollo (4).

4.6.3 Dependientes del medio

La humedad y temperatura del medio, la higiene de los locales y el manejo de los animales son factores que influyen en la presentación del proceso. Por la poca especificidad de *Giardia spp.* la presencia de otros hospedadores como roedores, otros mamíferos, animales incontrolados, etc., pueden contaminar el medio y desencadenar el proceso posteriormente en los carnívoros, perros y gatos (3).

4.7 Transmisión

Los protozoos flagelados (trofozoositos) del género *giardia* habitan en las superficies mucosas del intestino delgado, donde se multiplican por división binaria. La transmisión ocurre en la fase quística, por la ruta fecal – oral. Los períodos de incubación y latencia duran generalmente 5 – 14 días. Los quistes pueden sobrevivir en el medio ambiente, pero los trofozoositos no. El

hacinamiento y la humedad elevada favorecen la supervivencia y la transmisión (3).

Las clasificaciones anteriores asignaban diferentes nombres de especie a la giardia de los distintos huéspedes, pero generalmente se está de acuerdo en que todas las especies que parasitan a los mamíferos (excepto algunos roedores) son morfológicamente similares (3).

4.8 Hallazgos clínicos y lesiones

Las infecciones por giardia en perros y gatos pueden ser inaparentes o pueden producir pérdida de peso y diarrea o esteatorrea crónica, que pueden ser continuos o intermitentes, especialmente en cachorros y gatitos. Se ha publicado la giardiasis clínica en un ternero. Las heces normalmente son blandas y mal formadas, pálidas y contienen moco. La diarrea acuosa es inhabitual en los casos no complicados. La giardiasis debe diferenciarse de otros casos de mala asimilación de nutrientes (por ejemplo, la insuficiencia pancreática exócrina y la mala absorción intestinal) (3).

Los resultados de laboratorio suelen ser normales. Rara vez se observan lesiones intestinales macroscópicas, aunque pueden haber lesiones microscópicas en forma de atrofia de vellosidades y la presencia de enterocitos cuboidales (5).

4.9 Signos clínicos

La mayor parte de las infecciones con giardia son subclínicas, sobre todo en animales adultos.

La giardiasis clínicamente evidente ocurre sobre todo en perros y gatos jóvenes, y se caracteriza por mala absorción intestinal que produce diarrea voluminosa, de mal olor, color claro, acuosa o con aspecto de heces de vaca, esteatorrea y pérdida de peso. La diarrea puede ser aguda o crónica, intermitente o continua y autolimitante o persistente. La gravedad de la giardiasis se incrementa por infecciones concomitantes virales, bacterianas o helmínticas (11).

4.10 Diagnóstico

Los trofozoitos, móviles y piriformes, se pueden observar ocasionalmente en las extensiones de las soluciones salinas de heces sueltas o acuosas. Los quistes ovoides se descubren más fácilmente en las heces concentradas por la técnica de flotación de Faust (sulfato de zinc). Los métodos de flotación de cloruro de sodio, sacarosa o nitrato de sodio son demasiado hipertónicos y causan una distorsión intensa en los quistes. La identificación es más fácil cuando se colorean los quistes con yodo. Como las giardias son excretadas intermitentemente, se deben realizar varios análisis coprológicos si sospecha de una giardiasis. Se deben analizar muestras de tres días consecutivos. Alrededor de un 70% de los perros infectados pueden ser identificados con una sola prueba de flotación con sulfato de zinc, el 93% pueden identificarse con dos. En los perros es útil hacer una aspiración duodenal para detectar los trofozoitos; sin embargo en gatos, giardia es más común en el intestino delgado medio o distal. Se dispone una prueba de ELISA para la detección del antígeno de giardia en las heces (15).

Los exámenes fecales negativos no excluyen los diagnósticos de giardiasis; sin embargo, cuando son negativos, se puede diagnosticar giardiasis oculta indirectamente por la respuesta a la prueba terapéutica de un fármaco anti-giardiasis, como el metronidazol (9).

4.10.1 Frotos fecales

Ante la sospecha de una giardiasis, lo primero es realizar un frotis directo de las heces para aislar trofozoítos. Los trofozoítos son más comunes en las heces blandas, y los quistes en las deposiciones formadas o semi-formadas. Se toma una muestra fresca de materia fecal sin preservantes, se mezcla una gota de esta muestra con una gota de solución salina normal, y se examina a 40X (5,10).

Los trofozoítos se reconocen por su movimiento anterógrado y su disco ventral cóncavo. Se puede agregar una gota de lugol, la cual destaca la morfología del parásito, tiñendo sus estructuras. Cabe recordar que un resultado negativo no descarta la infección del parásito (5,10).

4.10.2 Flotación en sulfato de zinc (*Flotación de Faust*)

En el caso de que el frote directo resulte negativo, se indica el diagnóstico por flotación en sulfato de zinc. Esta solución presenta una densidad algo más alta que la solución salina, lo que aumenta las posibilidades de diagnosticar al parásito, si éste está presente en el tubo intestinal.

Dada la excreción intermitente de los quistes, el 93 % de los casos se identifica en forma positiva con la recolección de 2 muestras. Las muestras deben examinarse dentro de los 10 minutos siguientes (5,10).

Técnica:

- Mezclar 2 g de heces con 15 ml de solución de sulfato de zinc (33 g de sulfato de zinc /100 ml agua destilada).
- Tamizar con un filtro de té, poner en tubo de centrifuga y centrifugar a 1500 rpm por 3 a 5 min.
- Recolectar la capa superficial, mirar al microscopio, se puede teñir con lugol (13).
- Diferenciar de levaduras, *Sarcocystis* y *Cryptosporidium spp.* (6,8).

4.10.3 ELISA fecal

Se han desarrollado análisis inmunoenzimáticos, los que detectan antígenos fecales producidos por los trofozoítos. Pueden ser algo más eficaces que una sola flotación para el diagnóstico en los perros, su problema es que son onerosos. No fueron evaluados en felinos (6,8).

4.10.4 Inmunofluorescencia directa

Emplea anticuerpos monoclonales con marcación fluorescente para la detección de quistes fecales de *giardia* y ooquistes de *Cryptosporidium*. Es más sensible que la sucrosa y sulfato de zinc para detectar heces infectadas, sobre todo cuando la concentración de quistes es reducida. El método requiere instrumental especial y las muestras pueden remitirse en formol al 10% o formol ácido acético-acetato sódico (6,8).

4.10.5 Aspirados duodenales

El examen de aspirados duodenales recolectados mediante gastro-duodenoscopia, para trofozoitos es más eficaz que el sulfato de zinc en una sola muestra fecal de perros con giardiasis clínica, no así en giardiasis sintomática. Es una técnica diagnóstica que debe usarse sólo si se hará el aspirado por otra razón médica; de no ser así, el diagnóstico de giardiasis por sí sólo no justifica el costo ni la complejidad del examen.

Técnica:

- Se irrigan 10 ml de solución salina normal mediante un tubo de polietileno introducido a través del canal del endoscopio.
- La aspiración procede en forma inmediata.
- La muestra es centrifugada (150 G durante 10 minutos).
- Con el sedimento se hace un extendido (montaje húmedo o secado y teñido con Giemsa) (6,8).

4.10.6 Tinción con Verde de Malaquita

Para preparar el reactivo se procede a disolver 5.0 g de verde de malaquita (oxalato) en agua destilada y completar a 100 ml. La lámina con el frote fecal se fija con metanol en un tiempo mínimo de 15 min, luego se colorea la lámina en un período de tiempo de 40 min y se ve al microscopio. Esta tinción destaca la morfología del parásito, tiñendo sus estructuras (15).

4.11 Tratamiento

No se cuenta con medicamentos autorizados para el tratamiento de la giardiasis en animales. El albendazol y el fenbendazol han eliminado de forma eficaz los ooquistes de giardia en las heces de perros y gatos infectados. El albendazol es eficaz a la dosis de 25mg/kg, por vía oral dos veces al día durante dos días en perros y 5 en gatos. No se han detectado efectos secundarios; sin embargo no está autorizado el uso de albendazol en gatos y perros, ya que se sospecha que es teratógeno. Por lo que no se debe administrar en hembras preñadas. El fenbendazol a la dosis de 50mg/kg/día por vía oral durante 3 días elimina de forma eficaz los quistes de giardia de las heces caninas; no se han descrito efectos secundarios y su uso es seguro en las hembras preñadas y los animales en lactación (11).

El hidrocloreuro de quinacrina a la dosis 6.6 mg/kg por vía oral, dos veces al día, durante 5 o 6 días es eficaz en perros, pero los efectos secundarios son frecuentes (como emesis, orina oscura, letargo y fiebre). En gatos, dosis más pequeñas (2.3 mg/kg/día) producen una mejoría clínica pero no eliminan los ooquistes de las heces. No está autorizado el uso de hidrocloreuro de quinacrina en perros ni gatos y no se debe administrar a hembras preñadas (1).

El metronidazol a la dosis 25 mg/kg, por vía oral dos veces al día, durante a 5-7 días presenta una eficacia de 65% en la eliminación de ésta (1). También puede estar asociado con la aparición aguda de anorexia y vómitos, que pueden ocasionalmente progresar a ataxia interna generalizada y nistagmo posicional vertical. El metronidazol puede ser administrado a gatos a la dosis de 12 – 25 mg/kg por vía oral, dos veces al día, durante 5 días (1).

La furazolidona es útil en gatos adultos y cachorros porque viene en suspensión líquida, lo que facilita su administración, especialmente para los

clientes (4 mg/kg dos veces al día, durante 5-10 días, oral); los posibles efectos colaterales son la diarrea y el vómito. Se la presume teratogénica y por ende se contraindica en preñadas (11).

Aunque el tratamiento específico requiere un diagnóstico definitivo, el tratamiento paleativo es útil cuando no se puede hacer un diagnóstico específico, el cual consiste en la administración de sueros para evitar la deshidratación, algún protector de mucosa como la ranitidina. En general, el tratamiento dietético mejora los signos clínicos en la mayoría de los casos de enfermedad de absorción deficiente. Las dietas deben ser fácilmente digeribles y contener proteínas de elevado valor biológico con restricción de grasas, lactosa y aditivos. Las dietas recomendadas incluyen las comerciales adecuadas o las preparadas en el hogar, que contienen arroz o papas para proporcionar hidratos de carbono, requesón, yogurt, pollo o cordero hervido para proteína, y que se suplementan con aceites triglicéridos de cadena mediana (TCM) para las calorías (1).

La proporción entre hidratos de carbono y proteínas debe ser de aproximadamente 4:1. Se deben administrar porciones pequeñas y frecuentes. El suplemento de enzima pancreática puede ser útil en perros desnutridos ya que la desnutrición calórica-proteica disminuye la función exócrina pancreática. Las dietas con restricción de grasas pueden suplementarse con aceite de oliva (1-2 ml/Kg/día), vitaminas (especialmente A, D, E y K) y ácido fólico (5 mg/día durante 1-6 meses). También se recomienda administrar cobalamina parenteral (500 µg/mes) (11).

4.12 Control

Los quistes de giardia sobreviven en el medio ambiente y de este modo, constituyen una fuente de infección y reinfección para los animales, especialmente en condiciones de hacinamiento (por ejemplo en perreras y criaderos de gatos). La limpieza de heces de las jaulas, zonas de ejercicio y patios limita la contaminación ambiental. Los quistes se inactivan con la mayoría de los compuestos de amonio cuaternario, la lejía doméstica (dilución 1:32 o 1:16), el vapor y el agua hirviendo (14).

También son susceptibles a la desecación, por lo que se debe permitir que las zonas antes descritas se sequen bajo luz solar directa después de su limpieza. Los quistes que contaminan el pelo de los perros y de los gatos pueden ser una fuente de reinfección ya que al momento del acicalamiento puedan ingerir los quistes nuevamente (5).

4.13 Vacunación

Los huéspedes sin experiencia inmunológica previa y con algún problema del aparato inmunocompetente son vulnerables a la infección severa y crónica, y algunas personas que viven en áreas endémicas frecuentemente tienen algún grado de resistencia a la infección (10).

Una vacuna efectiva debe ayudar a romper la transmisión fecal-oral y la que ocurre a través del agua de bebida reduciendo la contaminación ambiental. Es altamente deseable contar con vacunas contra este parásito, para uso veterinario, pues la prevalencia en muchos animales domésticos es elevada, las infecciones son clínicamente significativas y la transmisión zoonótica son una grave preocupación (8).

4.14 Respuesta inmune contra Giardia

Se cree que la inmunidad humoral es importante en la eliminación de los trofozoitos de giardia del intestino del huésped. En los animales infectados experimentalmente, así como en los humanos infectados durante la fase de eliminación de giardia, se encuentran niveles elevados de anticuerpos séricos y en las mucosas, por lo que el huésped produce anticuerpos específicos que se encuentran en estos dos sitios, contra los antígenos de giardia, tanto de la superficie como del citosol (8).

En humanos con la infección natural y en ratones infectados experimentalmente, se observan anticuerpos IgM específicos contra Giardia en el suero y en la mucosa intestinal aproximadamente diez días después de la infección y, además, los niveles de IgG e IgA se elevan aproximadamente una semana después, indicando que es posible que los antígenos de Giardia se reconozcan desde el principio de una infección. Los estudios recientes realizados en ovinos, perros y gatos infectados experimentalmente, establecieron que una proporción significativa de los animales no desarrolla elevación en la respuesta de IgG ni IgA contra giardia (8).

Esto puede estar asociado con la incapacidad del huésped de reconocer los antígenos del parásito, o bien, una dificultad en el cambio de clases de inmunoglobulinas de IgM a IgG y a IgA. Parece que el sistema inmune celular no desempeña un papel directo en la eliminación del parásito. Los trofozoitos presentes en el intestino delgado durante la fase de eliminación de las infecciones están recubiertos por IgG e IgA. La presencia de anticuerpos monoméricos sugiere que estos anticuerpos logran entrar al intestino durante el curso de la infección, ya sea atravesando el intestino dañado o mediante el transporte de inmunoglobulinas (10).

De hecho, la secreción intestinal de IgA poliméricas, IgA monoméricas, IgG e IgM, se ha demostrado tanto en el tracto intestinal sano como en el enfermo. Los anticuerpos secretados en la bilis también pueden actuar como una fuente importante de anticuerpos citotóxicos. La muerte de los trofozoitos y quistes de giardia mediada por anticuerpos (8).

La lisis de los trofozoitos se demostró cuando el parásito se expone a suero o bilis que contienen anticuerpos policlonales anti-giardia, o bien dos anticuerpos monoclonales específicos, demostrando que el tratamiento con anticuerpos monoclonales de los trofozoitos en vías de exquistamiento da como resultado la formación de quistes no viables. Esto sugiere, que la inmunidad humoral puede ser responsable de la liberación de quistes no viables hacia el ambiente (8).

4.14.1 Los antígenos de giardia

Se ha demostrado que existe homogeneidad de las proteínas entre los aislamientos de giardia recuperados de una amplia variedad de huéspedes mamíferos. Dicha homogeneidad se observa a pesar de la heterogeneidad genotípica entre los aislamientos de giardia. De hecho, el fenotipo antigénico de los trofozoitos probablemente muestra poca correlación con variaciones en las regiones hipervariables del genoma de giardia (10).

Ciertos antígenos bien caracterizados son la giardina, las proteínas ricas en cistina, las proteínas del citoesqueleto, las proteínas del shock calórico, las lectinas proteicas de superficie y las proteínas solubles de alto peso molecular. Existen variaciones en el antígeno de superficie de este parásito, pero hay poca evidencia que sugiera que sea responsable de la cronicidad de las infecciones (8).

Cuando una población se infecta con la misma cepa o con diferentes cepas de *Giardia* existe cierta heterogeneidad en el reconocimiento del antígeno. Los antígenos de alto peso molecular de la membrana del citoesqueleto y del citosol son buenos candidatos como antígenos vacunales pues se ha demostrado que son más inmunogénicos (8).

Los antígenos del citosol son importantes en una vacuna contra *giardia* puesto que se encuentran en la superficie del parásito y pueden tener actividad como antitoxinas (8).

La infección causa un acortamiento difuso de las microvellosidades de los enterocitos y esto, a su vez, inhibe la actividad enzimática y el transporte de nutrimentos a través de dichas microvellosidades, lo cual sugiere la secreción de toxinas de acción difusa sobre la mucosa intestinal. A lo largo de las superficies dorsal y ventral de los trofozoitos se encuentran vacuolas lisosomales, las cuales no se han caracterizado bien todavía, pero contienen enzimas hidrolíticas y posiblemente otras moléculas que podrían actuar como toxinas al ser secretadas a la luz intestinal (10).

De hecho, *giardia* podría producir diversas toxinas que pueden verse influenciadas por las condiciones ambientales dentro del intestino delgado del huésped como la secreción de bilis, antitoxinas y bacterias. La producción de antitoxinas tal vez no elimine necesariamente al parásito, pero sí puede minimizar los signos clínicos o impedir que se presenten. Los animales inmunizados con un extracto de medio ya usado y poseedor de actividad citotóxica, quedaron protegidos contra los signos clínicos pero diseminaron quistes por más tiempo que los animales que recibieron una vacuna con trofozoitos sonicados. Las toxinas de *giardia* o sus toxoides pueden ser componentes importantes de las vacunas pues protegen al huésped contra el desarrollo de algunos signos clínicos (8).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Materiales

5.1.1 Recursos humanos

Estudiante investigador.

Profesionales asesores.

5.1.2 Recursos de campo

1 Paquete de gasa (20 x 20 cm)

50 láminas porta objetos (26 x 76 cm)

50 láminas cubre objetos (12 x 12 cm)

50 hisopos de madera

1 Balanza eléctrica

1 Agitador eléctrico

1 Medidor plástico (1 lt)

1 Beaker pequeño (10 ml)

5 Tubos de ensayo

1 Centrífuga

1 Computadora

1 Impresora

100 Guantes desechables.

3 Gal. agua destilada.

1 Microscopio Óptico.

5 Cajas de Petri.

1 Mortero.

1 Libreta de notas

1 Frasco de vidrio color ámbar.

5.1.3 Recursos de laboratorio

331 g de Sulfato de Zinc Hcl al 100%.
18 g de Verde de Malaquita al 100%.
1 Lt. Metanol al 99.89%

5.1.4 Recursos biológicos

50 muestras de heces de perros con diarrea.

5.1.5 Centros de referencia

Biblioteca General USAC
Biblioteca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Biblioteca Departamento de Parasitología.
Hospital de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.

5.2 Metodología

La metodología para elaborar este trabajo de investigación fue la siguiente:

5.2.1 Diseño del estudio

Estudio descriptivo.

5.2.2 Procedimiento de campo

Se seleccionaron 50 perros con sintomatología compatible con giardiasis, en las clínicas del Hospital Veterinario de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia que al examen clínico presentaron diarrea voluminosa, fétida color claro y melena.

5.2.3 Procedimiento de laboratorio

Inicialmente se prepararon los dos reactivos a utilizar de la siguiente forma:

➤ **Solución de sulfato de zinc al 33%:**

Se pesaron 331 g de sulfato de zinc en la balanza, se midieron 667 ml de agua destilada en un recipiente plástico y se mezclaron en el agitador por un período de 20 minutos, hasta que la solución se homogenizó. Al final se obtuvieron 1,000 ml de la solución de sulfato de zinc. Se almacenaron en un recipiente de plástico de 1 lt.

➤ **Verde de Malaquita al 3%:**

Se pesaron 18 g de Verde de Malaquita en la balanza, se midieron 600 ml de agua destilada en un recipiente plástico y se colocaron en el agitador por un período de 15 minutos, hasta que la solución quedo completamente homogenizada. Al final se obtuvieron 600 ml del reactivo Verde de Malaquita. Se almacenó en un frasco de vidrio color ámbar a 25 °C.

Al tener listos los dos reactivos se procedió a la toma de muestras fecales en recipientes estériles, la muestra fue procesada mediante las dos técnicas de diagnóstico:

➤ **Con la técnica de Verde de Malaquita:**

1) Se recolectó la muestra de heces diarreicas y se realizó un frote con la materia fecal en una lámina portaobjeto asistido con un hisopo, fijando la muestra con metanol al 99.89 %, durante 15 minutos.

2) La lámina se colocó en una caja petri y se le agregó el reactivo Verde de Malaquita durante 40 min.

3) La lámina fue lavada con agua pura, se secó al medio ambiente y se observaron al microscopio los quistes de forma oval o redondeada de aproximadamente 8 – 12 μm de longitud por 5 – 8 μm de ancho observando sus núcleos en el extremo del quiste.

➤ **Con la técnica de Flotación de Faust:**

1) Se mezclaron 2 g de materia fecal con solución de sulfato de zinc.

2) La suspensión se filtró a través de una gasa doblada en cuatro, sobre un tubo de centrifuga, ayudándose con un embudo pequeño.

3) Se centrifugó el filtrado a 2500 rpm por 5 min.

4) Se decantó el líquido sobrenadante y se completó con agua destilada hasta que se igualó a la medida anterior, se centrifugó nuevamente desechándose el sedimento.

5) Se repitió el procedimiento 2 veces hasta que el líquido sobrenadante estuvo listo.

6) Se decantó nuevamente el líquido sobrenadante reemplazándolo por igual cantidad de solución de sulfato de zinc al 33%. La solución se mezcló con el sedimento. Se centrifugó durante 5 min a 1500 rpm.

7) Se tomaron 3-4 gotas de las partículas que flotan en la superficie del líquido y se colocaron en un portaobjeto.

8) Se examinó al microscopio observando los quistes de forma oval o redondeada de aproximadamente 8 – 12 μm de longitud por 5 – 8 μm de ancho observando sus núcleos en el extremo del quiste.

5.2.4 Análisis estadístico de resultados

Los resultados se consignaron en una ficha elaborada para el efecto (anexo 1). La información se resumió en cuadros y gráficas.

Se estimó la proporción de perros positivos a giardiasis con cada método de diagnóstico: improntas teñidas con Verde de Malaquita y la técnica de Flotación de Faust. Para la comparación de los métodos y análisis de resultados se utilizó el método estadístico denominado “Índice de Concordancia de Kappa”, el cual consiste en medir el grado de acuerdo entre varios métodos o evaluadores que clasifican al paciente (o el resultado de una observación), según una serie de posibilidades (categorías) mutuamente excluyentes.

El caso más sencillo se presenta cuando la variable cualitativa es dicotómica (dos posibilidades) y se está comparando dos métodos de clasificación (por ejemplo dos escalas clínicas).

El índice de concordancia kappa se calcula de la siguiente manera:

$$K = \frac{P_o - P_e}{1 - P_e}$$

Donde:

P_o: es la proporción de concordancia observada (en tanto por 1) y

P_e: es la proporción de concordancia esperada por puro azar.

En caso de acuerdo perfecto, la proporción de concordancia es 1, por lo que 1-P_e representa el margen de acuerdo posible no atribuible al azar. De ese margen nosotros observamos probablemente sólo una parte P_o-P_e, salvo que haya acuerdo perfecto P_o=1.

Landis y Koch propusieron unos márgenes para valorar el grado de acuerdo en función del índice kappa:

Cuadro 1. Grado de acuerdo según Índice de Concordancia de Kappa

Kappa	Grado de acuerdo
< 0	Sin acuerdo
0 - 0.2	Insignificante
0.2 - 0.4	Bajo
0.4 - 0.6	Moderado
0.6 - 0.8	Bueno
0.8 - 1	Muy bueno

Así pues en caso de concordancia perfecta, el valor de kappa es 1; si la concordancia observada es igual a la esperada kappa vale 0; y en el caso de que el acuerdo observado sea inferior al esperado el índice kappa es menor que cero.

El coeficiente kappa fue propuesto originalmente por Cohen (1960) para el caso de dos evaluadores o dos métodos, por lo que a menudo se le conoce como kappa de Cohen, y fue generalizado para el caso de más de dos evaluadores por Fleiss, por lo que a veces también se habla del índice kappa de Fleiss. Este índice se puede generalizar para clasificaciones multinominales (más de dos categorías) y para más de dos evaluadores, siendo similar su interpretación.

5.2.5 Presupuesto:

Costos:

Producto	Costo Q.
1 Paquete de gasa	5.00
50 Láminas porta objetos	30.00
50 Láminas cubre objetos	20.00
50 Hisopos de madera	15.00
1 Recipiente plástico (1lt)	10.00
100 Guantes desechables	50.00
3 Gal. Agua destilada	10.00
1 Libreta de notas	3.00
100 Gramos de Sulfato de Zinc	150.00
30 Gramos de Verde de Malaquita	240.00
1 Galón de Metanol	30.00
TOTAL	563.00

Los gastos de la investigación fueron solventados por la estudiante tesista.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

De 50 muestras fecales procedentes de pacientes caninos con sintomatología sospechosa de giardiasis se determinó la presencia de *Giardia spp.* Según los resultados obtenidos se observó que con la técnica Verde de Malaquita se obtuvo un 70% de positividad contra la técnica de Flotación de Faust que tuvo solamente un 50%.

Del muestreo fecal, con la aplicación de dos técnicas diagnósticas se obtuvieron los siguientes resultados: Técnica de Faust: 25 muestras positivas (50%) y 25 muestras negativas (50%); Tinción con Verde de Malaquita: 35 muestras positivas (70%) y 15 muestras negativas (30%). (Ver Tabla No.1)

Los resultados obtenidos se analizaron estadísticamente con la prueba no paramétrica denominada Índice de Kappa, cuyo resultado (0.2), nos sugiere que hay una concordancia No Significativa entre las dos técnicas; lo cual indica que con la técnica de Verde de Malaquita se obtuvo mayor proporción de muestras positivas a *Giardia spp.* que con la técnica de Flotación de Faust.

La interpretación del resultado “No Significativo”, analizado desde la prueba de índice de Kappa sugiere que la cantidad de muestras es poca para denotar una diferencia más significativa.

La técnica de Flotación de Faust, por su concentración, permite la flotación de estructuras pequeñas y grandes por lo que la identificación del tipo de parásito es mas confusa; mientras que la técnica de impronta teñida con Verde de Malaquita, por la naturaleza química del colorante permite penetrar las membranas celulares del quiste de *Giardia spp.* por difusión, por lo que este absorbe la coloración del Verde de Malaquita, observando las estructuras internas con sus dos núcleos y su característica forma de pera junto con sus flagelos lo cual permite un diagnóstico más certero.

VII. CONCLUSIONES

1. Se determinó la presencia de *Giardia spp* en perros de la ciudad de Guatemala, en las clínicas del Hospital de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
2. Al comparar ambas técnicas, la coloración con Verde de Malaquita demostró ser más eficaz para el diagnóstico de estructuras internas de *Giardia spp*, que la técnica de flotación de Faust.
3. La técnica de improntas teñidas con Verde de Malaquita, permite conservar las láminas por tiempo indefinido para estudios posteriores, mientras que con la técnica de Flotación de Faust se deben descartar posterior al diagnóstico.

VIII. RECOMENDACIONES

1. Dar mayor importancia al estudio y diagnóstico de *Giardia spp.* en perros, por la convivencia que tienen éstos con los seres humanos, ya que la enfermedad que provoca este protozoo es considerada una zoonosis.
2. Obtener más información sobre otras técnicas específicas de examen empleadas rutinariamente para el diagnóstico de *Giardia spp.* y aplicarlas para favorecer a los clínicos sobre el manejo y diagnóstico de este protozoo.
3. Utilizar el método de Impronta teñida con Verde de Malaquita para conservar las muestras estudiadas y realizar análisis posteriores de sus características con fines docentes.

IX. RESUMEN

La investigación se realizó con 50 muestras (2 gr. c/u) de heces fecales de perros con sintomatología compatible con giardiasis, a pacientes del Hospital de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Se prepararon los reactivos solución de Sulfato de Zinc al 33% y Verde de Malaquita al 3%, a nivel de laboratorio. Cada muestra fue procesada por dos métodos: técnica de Verde de Malaquita y técnica de Flotación de Faust. Con la técnica de impronta teñida con Verde de Malaquita se obtuvo 70% de muestras positivas a giardiasis y 30% de muestras negativas; y con la técnica de Flotación de Faust 50% de muestras positivas y 50% de muestras negativas.

La técnica de coloración con Verde de Malaquita es más eficaz para el diagnóstico de estructuras internas de *Giardia spp*, que la técnica de flotación de Faust. Lo cual confirma la hipótesis planteada, en el presente estudio.

Palabras clave: *Giardia spp.*, giardiasis, verde de malaquita, flotación de faust.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Belligotti, V. 2004. Giardiasis por *Giardia lamblia* (en línea). Vet-uy no. 054. Consultado 19 mar. 2006. Disponible en http://www.vet-uy.com/articulos/artic_can/0054/can_0054.htm
2. Birchard, S; Sherding, R. 1994. Manual clínico de pequeñas especies. México, Interamericana. 1747 p.
3. Craig E. G. 1993. Enfermedades infecciosas de perros y gatos. México, Interamericana, 1,200 p.
4. Coles, E. 1968. Patología y diagnóstico veterinario. Trad. J Roji. México, DF, Interamericana. 335 p.
5. Cordero del Campillo, M; Rojo, F. 1999. Parasitología veterinaria. España, Interamericana. 968 p.
6. El Manual Merck de Veterinaria. 2000. Trad. A. Abecia. Whitehouse station. N. J., US, Océano. 2,558 p.
7. Mehlhoun, H; Duwel, D; Raether, W. 1993. Manual de parasitología Veterinaria. Alemania, Grass – Iatros. 900 p.
8. Kirk, R. 1995. Terapéutica veterinaria de pequeños animales. Trad. JO Samperio. 12 ed. México, Interamericana. 1638 p.

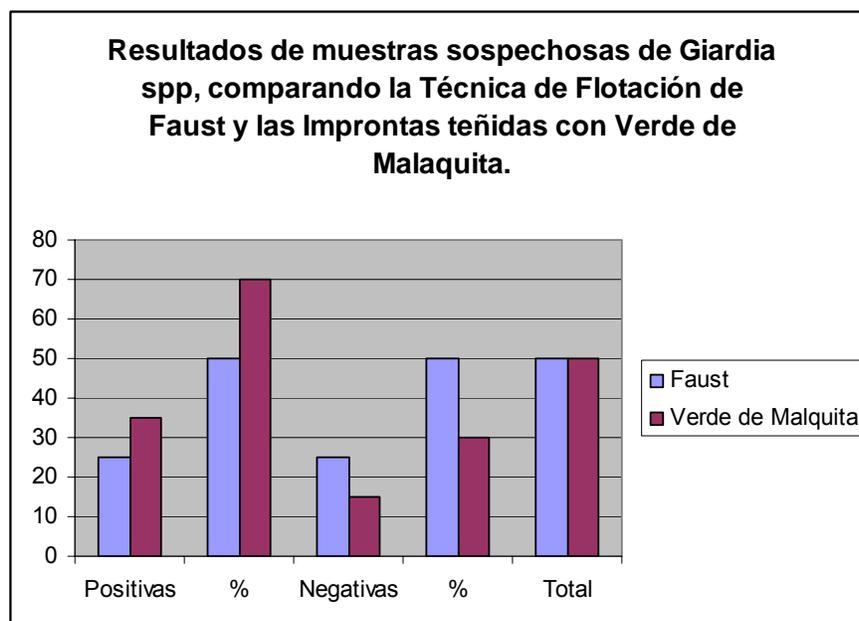
9. Martínez Zorrilla, MJ. 2000. Giardiasis en perros y su tratamiento (en línea). Panorama actual del medicamento vol. 239. Consultado 19 mar. 2006. Disponible en [http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp000024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/\\$File/act_toledo.htm](http://www.portalfarma.com/pfarma/taxonomia/general/gp000024.nsf/voDocumentos/A54AC4F3400585F7C12569D1002AC880/$File/act_toledo.htm)
10. Salazar Schettino, P. 1986. Manual de técnicas para el diagnóstico morfológico de las parasitosis. México, Interamericana. 1,000 p.
11. Stephen, B ; Bowman, D. 1994. Giardiasis (en línea). Consultado 19 mar. 2006. Disponible en http://www.vet-uy.com/articulos/artic_can_0018/can0018.htm
12. UNAM (Universidad Nacional Autónoma de México, Mx.). 2006. Mundo animal (en línea). Consultado 15 oct. 2006. Disponible en <http://www.revista.unam.mx/vol.1/num2/sabias/especies/animal.html>
13. Vacunación contra giardia. 2005. (en línea). Consultado 19 mar. 2006. Disponible en <http://www.mevepa.cl/modules.php?name=News&file=article&sid=313>
14. Ward Hetal. 2000. Hiperplasia linfocítica intestinal en pacientes con giardia y niveles séricos normales, pequeñas especies. México, Interamericana. 850 p.
15. Wolfe, MS. 1998. Giardiasis: manual clínico microbiológico. Alemania, Intros, 112 p.

XI. ANEXOS

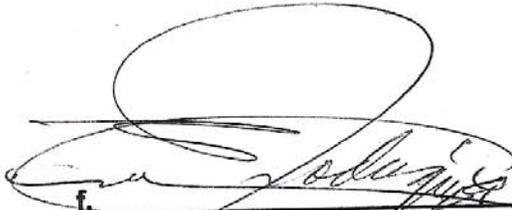
TABLA No.1: Resultados de muestras sospechosas de *Giardia spp*, comparando la Técnica de Flotación de Faust y las Improntas teñidas con Verde de Malaquita.

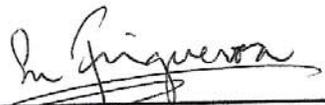
Técnica	Positivas	%	Negativas	%	Total	% Total
Faust	25	50	25	50	50	100
Verde de Malaquita	35	70	15	30	50	100

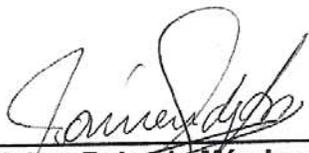
Gráfica No. 1: Resultados de muestras sospechosas de *Giardia spp*, comparando la Técnica de Flotación de Faust y las Improntas teñidas con Verde de Malaquita.



f. 
Br. Lily Marlen Álvarez Castañeda

f. 
Dr. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
(Asesor Principal)

f. 
Dr. Ludwig Figueroa Hernández
Asesor

f. 
Dr. Jaime Rotando Méndez Sosa
Asesor

f. 
Imprímase Decano
Dr. Leonidas Ávila Palma.

