

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL TÍTULO DE:**

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

**DIAGNOSTICO DE GIARDIA EN EL CRIADERO E. SOTO
CON EL KIT COMERCIAL SNAP DE GIARDIA IDEXX**

TORREÓN, COAHUILA

JUNIO DE 2011

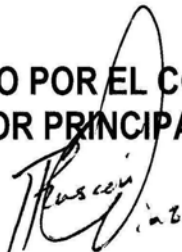
**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

TESIS

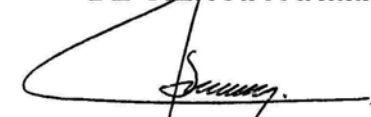
**DIAGNOSTICO DE GIARDIA CANIS, EN EL CRIADERO E. SOTO,
CON EL KIT COMERCIAL SNAP DE GIARDIA DE IDEXX**

**APROBADO POR EL COMITÉ
ASESOR PRINCIPAL**



M.V.Z. CARLOS RAUL RASCON DIAZ

**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL
DE CIENCIA ANIMAL**



M.V.Z. RODRIGO I. SIMÓN ALONZO



**Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

**DIAGNOSTICO DE GIARDIA CANIS EN CRIADERO E. SOTO
CON EL KIT COMERCIAL SNAP DE GIARDIA DE IDEXX**

TESIS

POR

JONATAN ALI DE LEON VAZQUEZ

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO
DE:**

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA



**M.V.Z. CARLOS RAÚL RASCÓN DÍAZ
PRESIDENTE**

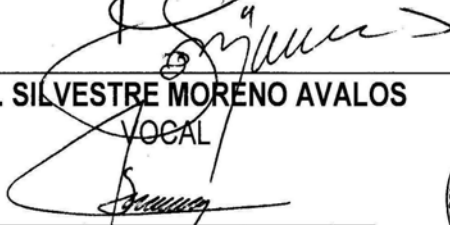
M.V.Z. CUAUHTÉMOC FÉLIX ZORRILLA

VOCAL



M.V.Z. SILVESTRE MORENO AVALOS

VOCAL



**M.V.Z. RODRIGO I. SIMÓN ALONSO
VOCAL SUPLENTE**



**Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal**

DEDICATORIA

La presente tesis va dedicada a mis padres, hermanos, esposa, e hijas.

Mis padres por hacer de mí una persona de bien, por darme todo el apoyo incondicional en todos los momentos de mi vida; por ser los mejores del mundo.

Dedico a mis hermanos por su apoyo incondicional.

A mi esposa y mis hijas por el apoyo y sobre todo la paciencia en el término de mis estudios.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a DIOS nuestro señor padre por darme la vida, el conocimiento y la fuerza para salir adelante.

A mis padres por creer en mí, darme su confianza y toda su ternura, a mis familiares por estar siempre en todos los momentos buenos y difíciles de mi vida, por sus consejos y exhortaciones de ir siempre con una meta y cumplirla.

Infinitamente a mi Alma Terra Mater UAAAN UL por darme la oportunidad de ser una persona de bien.

A mi asesores:

M.V.Z. CARLOS RASCON DIAZ

M.V.Z .SILVESTRE MORENO AVALOS

M.V.Z CUAUHEMOC FELIX ZORRILLA

M.V.Z. RODRIGO SIMON ALONSO

INDICE

DEDICATORIA	I
AGRADECIMIENTOS.....	II
RESUMEN	IV
INTRODUCCIÓN	1
HIPÓTESIS.....	2
OBJETIVO.....	3
JUSTIFICACIÓN	4
I. GENERALIDADES DE LOS PROTOZOARIOS.....	5
1.1 Características.....	6
II. HISTORIA DE <i>Giardia spp.</i>	8
III. INFECCIÓN POR <i>Giardia duodenalis</i>	9
3.1 Sinonimias	10
3.2 Agente Etiológico	10
3.3 Clasificación Taxonómica	14
3.4 Susceptibilidad.....	15
IV. CICLO BIOLÓGICO.....	16
V. EPIDEMIOLOGÍA	19
VI. PATOGENIA	21
6.1 Factores que Influyen en la Patogenia.....	22
6.1.1 Dependientes del Parásito.....	22
6.1.2 Predisponibilidad de Huésped.....	23
6.1.3 Dependientes del Medio.....	23
VII. SIGNOS	24
VIII. LESIONES.....	25
IX. DIAGNÓSTICO	26
9.1 Diagnóstico de Laboratorio	26
9.2 Diagnóstico diferencial	31
X. TRATAMIENTO	33
XI. PREVENCIÓN Y CONTROL.....	36
XII. ZONOSIS.....	38
XIII. MATERIAL Y MÉTODOS	40
XIV. RESULTADOS.....	42
XV. DISCUSIÓN	44
XVI. CONCLUSION.....	45
LITERATURA CITADA	46

RESUMEN

Este trabajo fue realizado con el objetivo de recopilar la información más reciente con respecto a este protozoo; descripción, ciclo evolutivo, transmisión, prevalencia, etc. Así como conocer y llevar un registro de la incidencia de *Giardia* en los perros del criadero E. Soto. Para esto se utilizó como muestra a 35 perros; de los cuales se obtuvo muestras de heces las cuales fueron evaluadas con la Snap DE IDEXX Giardia, para la identificación de *Giardia*. El trabajo se realizó en los meses de Septiembre a Octubre del año 2007 el criadero E.SOTO en la Ciudad de Torreón Coahuila; México. Se recolectaron un total de 40 muestras de heces fecales caninas, las cuales se analizaron mediante la Técnica de snap de IDEXX Giardia.

El porcentaje de prevalencia de *Giardia* fue del 0%; que es mucho menor al promedio normal realizados en estudios anteriores.

En el presente estudio se encontró que ha disminuido notablemente la presencia de Giardia, lo cual se debe a la mayor diseminación de información tanto en la salud animal como en la salud humana, sin embargo, aún existe desconocimiento en cuanto a las atenciones que deben tener los animales, por ejemplo, la desparasitación general.

La *Giardia* es un parásito del intestino delgado principalmente del humano, perro y otros mamíferos.

Palabras claves: Giardia canis, Snap giardia, Torreón, Criadero E. Soto, Esplendomegalia, Hepatomegalia, Monocítica.

INTRODUCCIÓN

La parasitosis o enfermedad parasitaria sucede cuando los parásitos encuentran en el huésped las condiciones favorables para su anidamiento, desarrollo, multiplicación y virulencia, de modo que pueda ocasionar una enfermedad.

Debido a que los parásitos están bien adaptados a sus modos de vida, son difíciles de destruir, desarrollan estrategias para evitar los mecanismos de defensa de sus huéspedes y muchos han conseguido ser resistentes a los medicamentos e insecticidas que se aplican para su control (6)

La *Giardia* es un parásito protozoario flagelado residente del tubo intestinal humano y de muchas clases de animales. Las encuestas de prevalencia en poblaciones caninas son: 10% en perros bien tratados, 36 a 50% en cachorros y hasta el 100% en criaderos.

El hecho de que la prevalencia en gatos sea mucho menor (1,4-11%) puede reflejar la dificultad para identificar el organismo en las heces.

Si bien la prevalencia de infección es elevada en perros y gatos, la enfermedad clínica es rara. La importancia de la afección reside en su prevalencia, seriedad cuando emerge, potencial zoonótico y dificultades en el diagnóstico además de algunos inconvenientes en la farmacoterapia (7)

HIPÓTESIS

En el Criadero E. Soto, existirá la presencia de la Giardia canis.

OBJETIVO

1. Encontrar resultados positivos al Snap Giardia.
2. Implementar un programa antiparasitario.

JUSTIFICACIÓN

Dado a que en el Criadero E. Soto, llegan y salen, animales de toda la república y el extranjero, las cuales no se sabe si el control profiláctico de los parásitos ha sido el adecuado, se elaboro la siguiente investigación para tratar de descubrir si los animales dan positivo a la prueba comercial de Giardia.

I. GENERALIDADES DE LOS PROTOZOARIOS

Del griego *protos*, primero y *zoon*, animal; son en su mayor parte animales unicelulares de tamaño microscópico. Constituyen el mas inferior de todos los grades grupos o tipos del Reino animal que se diferencian de todos los demás, que son pluricelulares y que están formados por tejidos y se les llama Metazoos (del griego meta, después) (Aycachi, 2004).

Por su estructura los protozoos se parecen a una célula de los Metazoos, pero funcionalmente son organismos completos, equilibrados fisiológicamente y realizan todas las funciones esenciales de un animal (Boch, 1982).

Algunos son de estructura muy simple y otros complejos, con orgánulos (celulares) que sirven para determinados procesos vitales y funcionalmente son análogos a los sistemas de órganos de los animales pluricelulares (Aycachi, 2004).

Se conocen 30 000 protozoos diferentes, y el número de individuos es superior al de todos los demás animales. Cada especie vive en un ambiente húmedo particular: en el agua de mar o en el fondo del océano, en tierra, en las aguas dulces, salobres o corrompidas; en el suelo o en la sustancia orgánica en descomposición (Mehlhorn *et al.*, 1994).

Muchos viven y nadan libremente, mientras que otros son sedentarios, y en ambas categorías los hay coloniales. Otros viven encima o en el interior de

algunas especies de plantas y de toda clase de animales desde otros protozoos al hombre. En cada caso varia la relación con el huésped, desde ser meramente casual hasta un parasitismo estricto. Muchos protozoos sirven de alimento a otros animales pequeños. Algunos son útiles en la purificación de los lechos de filtraje o alcantarillado, pero las especies productoras de enfermedades como la disentería amebiana, la malaria o la enfermedad del sueño son un azote de la humanidad (Mehlhorn *et al.*, 1994).

1.1 Características

1. Pequeños, de ordinario unicelulares, algunos coloniales con pocos o numerosos individuos todos iguales; sin simetría o con simetría bilateral, radial o esférica.
2. Forma celular generalmente constante, ovalada, alargada, esférica u otra, en algunas especies.
3. núcleo diferenciado, único o múltiple; otras partes estructurales como orgánulos; sin órganos o tejidos.
4. Locomoción por flagelos, pseudópodos, cilios o movimientos de la propia célula.
5. Algunas especies con cápsulas protectoras o testas; muchas especies forman quistes o esporas resistentes para sobrevivir a las condiciones adversas o para la dispersión.
6. De vida libre, comensales, mutualísticos o parásitos.

(Aycachi, 2004)

7. Nutrición variada:

- Holozoicos, que se alimentan de otros organismos (bacterias, levaduras, algas, otros protozoos, etc.).
- Saprofitos, que se alimentan de sustancias disueltas en su medio.
- Saprozoicos, que se alimenta de sustancia animal muerta.
- Holofíticos, también conocidos como autótrofos, es decir, que produce alimento por fotosíntesis (como las plantas).

(Aycachi, 2004)

II. HISTORIA DE *Giardia spp.*

La *Giardia spp.* son protozoos flagelados de aspecto piriforme, con dos núcleos, ocho flagelos, y un disco succionador en la parte ventral. Descubiertos por Loewenhoeck en 1681, al analizar sus propias materias fecales, fueron descritas científicamente por vez primera en 1859, por Lambel. *Giardia canis* Hegner, 1992, afecta a los cánidos, especie incluida dentro del grupo de *Giardia duodenalis* Davaine, 1875, sinónimo de *Giardia lamblia* y *Giardia intestinales*. (Cordero del Campillo, 2001).

III. INFECCIÓN POR *Giardia duodenalis*

La Giardiosis produce una enfermedad digestiva aguda o crónica, caracterizada por diarrea y pérdida de peso en gatos, perros y otros mamíferos (Morgan, 2004).

Las Giardia parasitan, el intestino delgado de los mamíferos; como trofozoítos resistentes en el lumen, anaerobios y frágiles. Su supervivencia ambiental entre los huéspedes se logra en quistes inmóviles, latentes y resistentes. No requiere intermediario para completar su ciclo normal (Greene, 1993).

Parece ser que hay por lo menos tres tipos de Giardia:

1. *Giardia lamblia* (*Giardia duodenalis*) en los mamíferos.
2. *Giardia muris* en los ratones.
3. *Giardia rane* en las ranas. Pero podría haber más.

(Browman, 2004)

Sus principales hospederos son:

- Hombre
- Perros
- Gatos
- Bovinos
- Ovejas
- Cabras
- Llamas
- Animales salvajes
- Y otros mamíferos domésticos

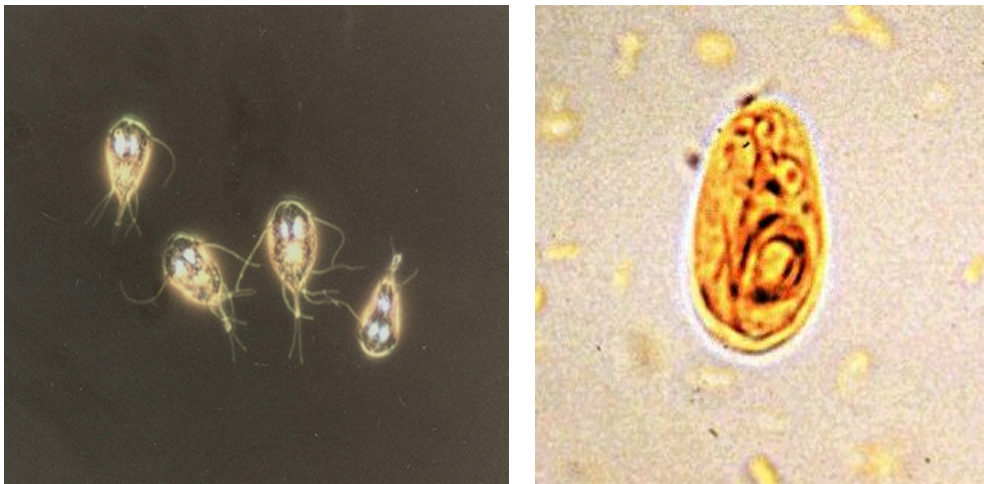
(Browman, 2004)

3.1 Sinonimias

Giardiasis, Giardiosis.

3.2 Agente Etiológico

Las especies del género *Giardia spp.* Son de piriformes a elípticas, con simetría bilateral. El extremo anterior es marcadamente redondeado, y el posterior, sobresaliente y algo puntiagudo. La cara dorsal es convexa, y la ventral cóncava, con un disco suctor grande en su mitad anterior. Tienen dos núcleos, dos axóstilos, ocho flagelos dispuestos en cuatro pares, y un par de cuerpos medios que se tiñen muy oscuro. Forman quistes que son ovaes o elípticos y poseen dos o cuatro núcleos (Soulsby, 1987; Browman, 2004).



<http://www.smittskyddsinstitutet.se/upload/Analyser/GiardiaTrofozAM.jpg>

http://www.argjiro.net/albi/white/meded/images/giardia_cyst.jpg

El parasito tiene dos formas: el trofozoíto y el quiste (Soulsby, 1987; Greene, 2000; Barr *et al.*, 2004; Browman, 2004).

1. La forma motil que habita en la luz intestinal, es el trofozoíto, tiene aproximadamente quince milimicras de largo y ocho de ancho, y se identifica con facilidad en la microscopia de luz por su aspecto en “cara sonriente” formada por los dos núcleos en el tercio anterior (que constituyen los ojos), los axones que pasan en sentido longitudinal entre los núcleos (forman la nariz) y los cuerpos medianos (que constituyen la boca) situados en sentido transversal en el tercio posterior. El aspecto bastante cómico de esta estructura se completa con cuatro pares de flagelos (Soulsby, 1987; Greene, 2000).

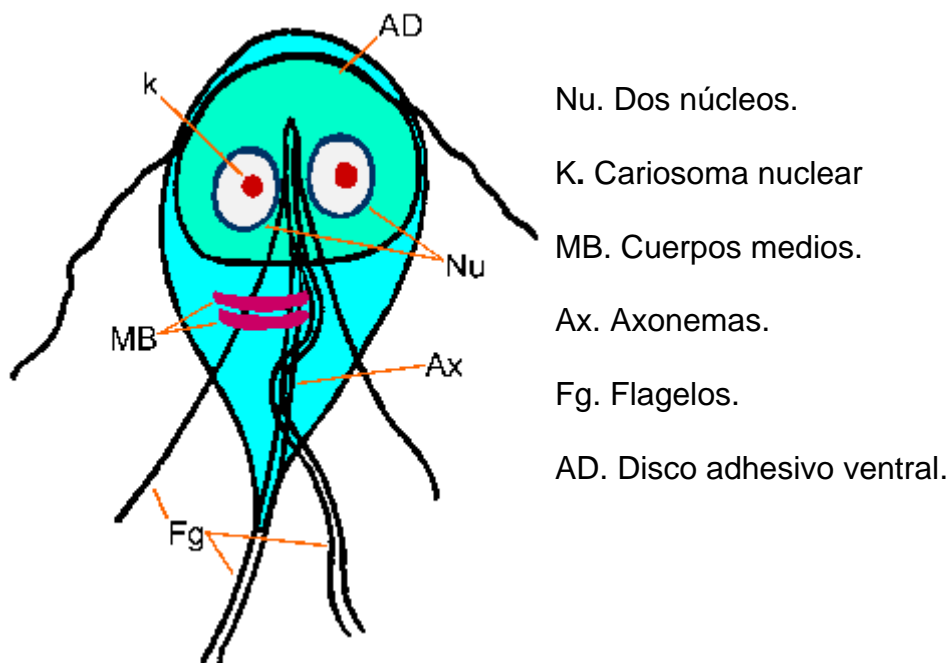


Figura 3. Esquema de Trofozoíto de Giardia spp.

(<http://www.tulane.edu/~wiser/protozoology/notes/intes.html>)

Imágenes de Trofozoíto de Giardia spp.



Imagen 1. Trofozoíto de Giardia spp.

(Contreras, 2004)



Imagen 2. Trofozoíto de Giardia spp.

(int)

2. La segunda forma, el quiste, es el que se transmite y sobrevive en el ambiente. Tiene alrededor de 12 milimicras de largo y 7 de ancho. Debido a que tiene dos trofozoítos separados de manera incompleta, pero formados, es posible observar en su interior los axonemas y fragmentos de los discos ventrales y hasta cuatro núcleos. El quiste resulta susceptible a la desecación en condiciones de calor y resequedad, pero puede sobrevivir durante varios meses fuera del huésped en ambientes húmedos y fríos (Green, 2002; Barr *et al.*, 2004; Bowman, 2004).

Nu. Cuatro núcleos.

K. Cariosoma nuclear

MB. Cuerpos medios.

CW. Pared bien definida.

Ax. Axonemas.

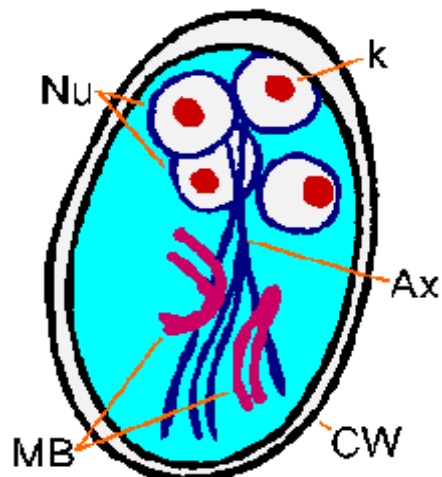


Figura 4. Esquema de quiste de *giardia spp.*

(<http://www.tulane.edu/~wiser/protozoology/notes/intes.html>)

3.3 Clasificación Taxonómica

Si bien algunos autores sugieren la existencia de una especie propia de los caninos, a la que denominan *Giardia canis*, otros más cautelosos optan por denominar al parásito del perro con su género taxonómico, sin abrir juicio sobre su especificidad (Brinda *et al.*, 2003).

Phylum. Protozoa

Subphylum. Sarcomastigophora. Tiene movimientos de locomoción por medio de flagelos y o pseudópodos.

Superclase. Mastigosphora. Se mueven por flagelos y se dividen simétricamente.

Clase 2. Zoomastigophora. No tienen clorofila.

Orden. Diplomonadida. Tienen el cuerpo con simetría bilateral, con dos núcleos similares y cuatro pares de flagelos.

Familia. Hexamitidae.

Género. *Giardia*.

(Quiroz, 1999)

3.4 Susceptibilidad.

Los quistes de giardia 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 grados centígrados resisten 77 días, a 21 grados centígrados 5 – 24 días y a 37 grados centígrados, en agua destilada, 4 días. El agua hirviendo los destruye rápidamente al igual que las soluciones de fenol. Amonio cuaternario lisol (Cordero del Campillo *et al.*, 2002).

Los compuestos de yodo orgánico tales como las N-halominas, son estables en agua y demuestran marcada eficiencia para inactivar los quistes de giardia en dos minutos (Greene, 1993).

IV. CICLO BIOLÓGICO

El ciclo de vida es directo. La transmisión es por medio de las heces (oro-fecal) (Greene, 2002), después de ingerirse los quistes (trofozoítos no infecciosos) se enquistan en el duodeno, la parte superior del intestino delgado (Greene, 1993), al exponerse a los ácidos gástricos y a las enzimas pancreáticas (Greene, 2002). La citoquinesis de la exquistación es rápida, se inicia a los 5–10 minutos de someter a los quistes a condiciones de exquistación, completándose en los 30 minutos siguientes y dando origen a dos trofozoítos binucleados (Alcaraz, 2002).

Los 2 trofozoítos liberados se separan, maduran y se fijan al borde en cepillo del epitelio veloso (en el área glandular) (Greene 2002; Barr, 2004) a través de un disco central adherente (Greene, 1993) y se traslade de un sitio de fijación a otro utilizando los flagelos (Greene 2002). En los perros el organismo fue aislado desde el duodeno hasta el íleon; el duodeno y yeyuno son residencias óptimas (Barr *et al.*, 2004). Pruebas circunstanciales indican que los trofozoítos ocupan el intestino superior (duodeno) en los caninos infectados con síntomas, y en el inferior (yeyuno) en aquellos asintomáticos (Greene 2002).

Los trofozoítos se multiplican por fisión binaria en el intestino y luego se enquistan (Barr *et al.*, 2004).

Las sales biliares y los ácidos grasos en un pH ligeramente alcalino estimulan el enquistamiento de los trofozoítos (Greene, 2002). El estímulo que induce la enquistación de *Giardia*, tanto *in vitro* como *in vivo* es la ausencia de colesterol,

ya que la adición de colesterol del medio bloquea la enquistación. Aunque el mecanismo no es conocido, se piensa que la deficiencia de colesterol altera la permeabilidad de las membranas de los trofozoítos, y directa o indirectamente se pueden activar una serie de mecanismos de transducción que culminan en la expresión de los genes específicos de la enquistación (Alcaraz, 2002).

Los trofozoítos se eliminan a través de las heces diarreicas, pero los quistes se expulsan con las heces una o dos semanas post infección de manera rutinaria. Los quistes expulsados son inmediatamente infecciosos si se ingieren (Barr *et al.*, 2004).

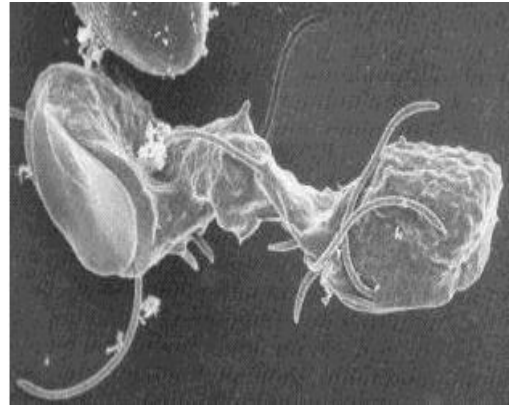
El periodo prepotente en perros es de 6 a 12 días (media de 8 días). Cuando se inicia la enfermedad puede precederse de eliminación de quistes uno o dos días (Greene, 1993).



(<http://www.foyel.com/cartillas/imagenes/1115292796.jpg>)



Trofozoíto emergiendo de un
quiste.



División binaria de la giardia.

(<http://www.monografias.com/trabajos35/enfermedades-parasitarias/enfermedades-parasitarias.shtml>)

V. EPIDEMIOLOGÍA

Giardia tiene una distribución mundial. Su frecuencia es mayor en zonas tropicales y subtropicales donde la temperatura, la humedad y las malas condiciones higiénicas favorecen su transmisión (Cañete *et al.*, 2004).

Es frecuente, en animales domésticos, especialmente perros, gatos y se presenta con relativa frecuencia en animales salvajes como los castores. La transmisión a partir de la exposición a quistes del parásito provenientes de fuente animal ha sido reportada, a pesar de reconocerse como una vía no común de adquisición de la infección (Idem).

La principal fuente de transmisión es la oro-fecal y el nivel de infección es proporcional al estado higiénico-sanitario de los animales. La contaminación de alimentos por quistes de *Giardia* y la vía hídrica, son los otros elementos que hay que tener en cuenta en la aparición de brotes de giardiosis (Idem).

Son fuentes de infección los animales enfermos y los portadores asintomáticos, eliminadores de quistes, la fuente de infección más importante, ya que contaminan el entorno, alimentos y agua. Los adultos eliminan bajas cantidades de quistes, pero las hembras en gestación o en periodo de lactancia son otra fuente importante de infección para los cachorros. Esto se debe al aumento de hormonas inmunosupresoras, como la progesterona, estrógenos y prolactina (Cordero del Campillo *et al.*, 2002).

Otros mamíferos, ya sean domésticos o no, así como los roedores, actúan igualmente como fuente de infección para perros y gatos, por la poca especificidad del parásito. Moscas, mosquitos o cucarachas son simples vehiculadotes de las formas infectantes (Ídem).

No debe olvidarse el carácter zoonótico de esta enfermedad, rebatido en unos casos, pero demostrados en otros, por las infecciones cruzadas realizadas con aislados de diferentes especies de animales y del hombre (Ídem).

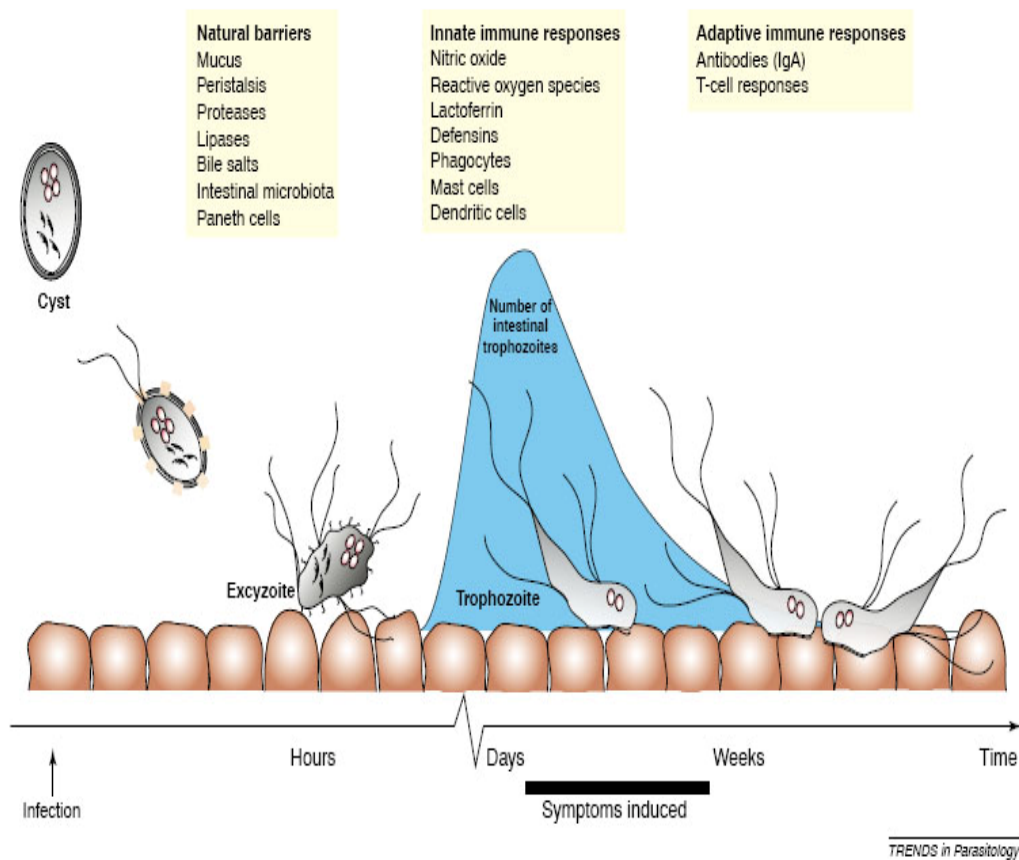
VI. PATOGENIA

Las *Giardia spp*, ejercen 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

(Cordero del Campillo *et al.*, 2002)

- Ejercen así mismo una acción exfoliadora de los principales elementos nutricionales, tomando para su propio metabolismo, proteínas, hidratos de carbono, ácido fólico, lactasa, sucrosa, grasas del hospedador e interfiriendo con el metabolismo de éste (Contreras, 2004).
- Se ha demostrado que las *Giardia spp*, tienen igualmente una acción vectorial importante ya que son capaces de transportar en su interior a otros agentes patógenos, virus, bacterias, micoplasmas, hongos y recientemente se ha descubierto la presencia de virus VIH-1. Por otro lado, actúan como precursoras y desencadenantes de otras afecciones que padecen perros y gatos, tales como moquillo, parvovirus, entre otras (Cordero del Campillo *et al.*, 2002).



<http://www.sepeap.org/archivos/revisiones/gastro/giardia1.jpg>

6.1 Factores que Influyen en la Patogenia

6.1.1 Dependientes del Parásito.

Influye el tipo de cepa, 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, quistes o trofozoítos, pues éstos tienen menor capacidad infectiva que aquellos. (Cordero del Campillo *et al.*, 2002)

6.1.2 Predisponibilidad de Huésped.

La distribución de los trofozoitos dentro del intestino varía según el huésped y la dieta. En perros una dieta alta en carbohidratos, en vez de abundante en proteínas puede favorecer la residencia de trofozoitos en el intestino delgado (duodeno) y de esta manera favorecer un hábitad intestinal para la *giardia spp* (Poloni, 2006).

La edad constituye el factor más importante son los animales comprendidos entre uno y ocho meses de edad, los más receptivos a la infección por giardia, independientemente de la raza y el sexo (Olson *et al.*, 2001).

El estado sanitario y nutricional, en general, si es bueno, previene en cierta medida la aparición del proceso. De igual forma, la situación inmunológica, si se encuentra comprometida por situaciones de estrés, procesos patológicos o carenciales, favorecen el asentamiento del parásito y su posterior desarrollo (Cordero del Campillo *et al.*, 2002).

El calostro, en la especie humana, tiene un papel protector muy importante en el lactante, pero este aspecto no se ha podido demostrar aun en perros y gatos (Idem).

6.1.3 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 y animales silvestres, pueden contaminar el medio y

desencadenar el proceso posteriormente en los carnívoros, perros y gatos (Idem).

VII. SIGNOS

La giardiosis puede presentarse bajo dos formas:

- Asintomático, donde no se observan signos clínicos y los animales afectados actúan como reservorios para el resto del colectivo (Mehlhorn *et al.*, 1994; Contreras, 2004). Sin embargo, en algunas ocasiones son perros de bajo peso que no responden a tratamientos con vitaminas o tónicos, y que, además, son susceptibles a contraer otras enfermedades digestivas, no obstante, al realizarles un examen coproparasitario, dan positivo a el diagnostico de quistes de giardia (Aiello y Maiz, 2000; Contreras, 2004).
- De curso agudo, crónico caracterizado por diarrea mucosa con abundante grasa (esteatorrea) diarrea con sangre, que acontece al cuarto o quinto día post infección, heces blandas pálidas de olor muy fétido, que se alternan con periodos de estreñimiento y heces normales, fiebre que puede alcanzar los 40 grados centígrados , anorexia, perdida del apetito, distensión y dolor abdominal, pelo sin brillo, deshidratación en grado diverso, fatiga , dermatosis alérgica, neurosis astenica y ocasionalmente, muertes en los animales afectados (Bianciardi *et al.*, 2004).

VIII. LESIONES

En el intestino se observa un fuerte proceso inflamatorio, de tipo mucoide, con acortamiento y destrucción de las microvellosidades, infiltración con linfocitos, macrófagos y eosinófilos. En la sangre se aprecian hemoconcentración, linfocitosis y una ligera eosinofilia que no suele sobrepasar el 12-15% (Campillo del Cordero *et al.*, 2002).

No se han identificado alteraciones histológicas específicas en la mucosa del intestino delgado, sin embargo, se relacionan factores patogénicos dependientes del parásito con el esfacelo normalmente rápido de células del epitelio intestinal que conduce a la falta de diferenciación completa de las células epiteliales nuevas que surgen de las criptas en células cilíndricas con microvellosidades. El achatamiento de las vellosidades y microvellosidades intestinales reduce el área de superficie de absorción (Greene, 2002).

IX. DIAGNÓSTICO

9.1 Diagnóstico de Laboratorio

La sintomatología y los estudios de rutina no son patognomónicos de la giardiasis (Brinda *et al.*, 2003)

La detección y tratamiento de la infestación por *Giardia spp* puede presentar resultados muy variables. Algunas veces puede ser muy fácil encontrar los quistes y trofozoitos, y en otras ocasiones puede resultar extremadamente difícil. (Willard, 2005).

Solución de Willis. (Cl Na). Consiste en mezclar dos gramos de heces con solución de Willis (solución sobresaturada de sal común o cloruro de sodio) luego tamizar la mezcla con un filtro fino, centrifugar a 1.500 RPM durante 3 a 5 minutos, se toma una muestra de la superficie del sobrenadante con un asa bacteriológica o una varilla de vidrio, colocando la misma sobre un portaobjeto y cubriendo con un cubreobjeto, luego se realiza la observación en microscopio, para mejorar el contraste se puede agregar unas gotas de solución Lugo (Brinda *et al.*, 2005).

Frotis fecales. Ante la sospecha de una giardiasis lo primero es realizar un frotis directo de las heces por los trofozoítos. Los trofozoítos son más comunes en las heces blandas y los quistes en las deposiciones formadas o semiformadas. Una gota de materia fecal se mezcla con otra de solución salina

normal sobre un portaobjetos, se coloca un cubreobjetos y se examina sin pérdida de tiempo a 40 X. Los trofozoítos se reconocen por su rápido movimiento anterógrado y disco ventral cóncavo. La morfología es acrecentada con el agregado de una gota de yodo de Lugol (que mata e inmoviliza al parásito tiñendo las diferentes estructuras internas) a otra de heces. Recuérdese que un resultado negativo no descarta la infección (Barr, 2004).

ELISA fecal. Se han desarrollado análisis inmunoenzimáticos para la detección de la giardiasis humana. Los análisis detectan antígenos fecales producidos por los trofozoítos. Pueden ser algo más eficaces que una sola flotación para el diagnóstico en los perros; son onerosos y presentan dificultades técnicas. No fueron evaluados en felinos. En el hombre tienen 100% de sensibilidad y 96% de especificidad (Contreras, 2004).



Kit de Diagnóstico de Giardiasis (Contreras, 2004)

Inmunofluorescencia directa. Emplea anticuerpos monoclonales con marcación fluorescente para la detección de quistes fecales de *Giardia* y oquistes 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 (Barr, 2004).

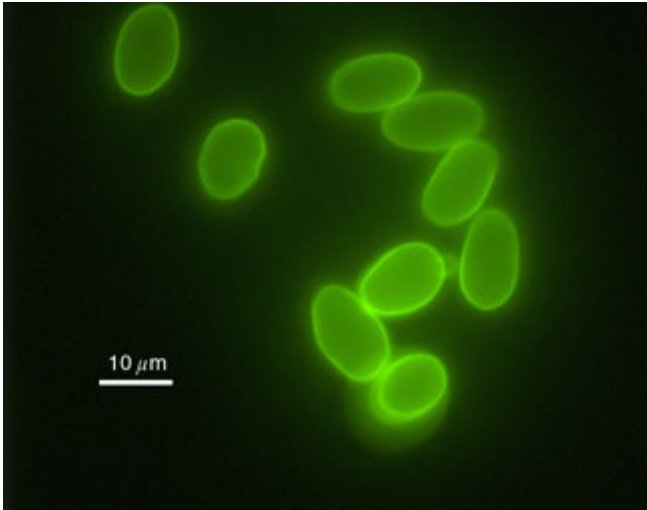


Imagen 2. Forma enquistada de *Giardia spp.* evidenciados por inmunofluorescencia directa

Aspirados duodenales. El examen de aspirados duodenales recolectados mediante gastroduodenoscopia por trofozoítos es más eficaz que el sulfato de zinc en una sola muestra fecal de perros con giardiasis clínica. Empero, en casos asintomáticos tiene la misma eficacia que la flotación de una sola muestra fecal (idem).

Esto se explica por el hecho de que el organismo coloniza distintas zonas (no siempre el duodeno) del intestino delgado en los perros asintomáticos. Los resultados sugieren que este procedimiento es impráctico para el descarte específico de la giardiasis excepto que se lo realice por otro motivo en un perro con sintomatología compatible. 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) y con el sedimento se hace un extendido (montaje húmedo o secado y teñido con Giemsa) (Idem).

Concentración en sulfato de zinc. Si el frotis directo resulta negativo se indica la flotación en sulfato de zinc.

Técnica de flotación en sulfato de zinc

Mezclar por completo 2 g de heces con 15 ml de sulfato de zinc al 33% (33 g de sulfato de zinc en 100 ml de agua destilada; densidad: 1.18).

Tamizar la solución a través de estopilla de algodón o filtro de té.

Verter la solución filtrada en un tubo de centrífuga de 15 ml: los tubos de polipropileno son preferibles a los de poliestireno.

Colocar el tubo en la centrífuga. Si los tubos están en posición vertical, la solución de flotación se añade hasta formarse un menisco inverso. Se le agrega un cubreobjetos y tapón. Si los tubos quedan en posición de ángulo, luego de la centrifugación se recolecta la capa superficial.

Centrifugar a 1500 rpm durante 3-5 minutos.

Retirar el cubreobjetos y colocarlo en el microscopio. En el caso contrario se recolecta la capa superficial de líquido tocando con una varilla de vidrio o asa bacteriológica. Depositar la gota sobre el porta, agregar el cubreobjetos y examinar. Para la tinción de los organismos puede añadirse yodo de Lugol.

Los detritos de la muestra fecal pueden removerse mezclando la muestra con agua y centrifugándola. El sobrenadante es descartado y se añade la solución

de sulfato de zinc según lo ya descrito. Cuando hay esteatorrea: la muestra es mezclada con agua, filtrada y colocada en tubo de centrífuga con 2-3 ml de etil acetato o éter. Después de centrifugar, el sobrenadante es descartado, incluida una capa definida que contiene al solvente orgánico y la grasa. El resto es resuspendido y una gota se tiñe con Lugol y examina.

(Binda *et al.*, 2003, Bowman, 2004)

Prueba de la cuerda peroral. Los contenidos duodenales se obtienen mediante una cuerda de nylon comercial, que es satisfactoria y segura en personas. De 21 pruebas efectuadas en 18 perros con infección, ninguna fue positiva. Debido a su insensibilidad, impracticidad y posible riesgo de ingestión de la cuerda, esta prueba no se recomienda en caninos. No se la evaluó en felinos (Contreras, 2004).



Imagen 3. Fotomicrografía electrónica de Giardia spp adosadas a la mucosa intestinal (Contreras, 2004).

9.2 Diagnóstico diferencial

La giardiasis debe diferenciarse de otras causas de mala asimilación de nutrientes (por ejemplo, la insuficiencia pancreática exócrina y la mala absorción intestinal) (Aiello y Mays, 2000).

1. Se deben descartar otras causas de diarrea de intestino delgado:
 - a) Desviación directa
 - b) Enteritis vírica
 - c) Otros parásitos intestinales
 - d) Reacciones a fármacos, tóxicos
 - e) Alergia alimentaria
 - f) Insuficiencia pancreática exócrina
 - g) Enfermedad inflamatoria del intestino, sobrecrecimiento bacteriano en el intestino delgado.
 - h) Neoplasias
2. Descartar otras causas de diarrea en el intestino grueso
 - a) Otros parásitos intestinales
 - b) Enterocolitis bacteriana
 - c) Desviación directa
 - d) Enfermedad intestinal inflamatoria
 - e) Neoplasia

(Morgan,2004)

Microscópicamente se diferencia de:

- Los trofozoitos de giardia pueden diferenciarse de los de *Pentatrichomonas hominis* (el único de otros microorganismos que se asemeja a Giardia) porque los últimos tienen movimiento de rodamiento más uniforme, carecen del disco ventral cóncavo, presentan sólo un núcleo y tienen una membrana ondulante.
- Es posible diferenciar los quistes de oocitos coccidiales y esporocistos por su estructura interna y porque los quistes de giardia captarán yodo, en tanto que los primeros microorganismos no lo absorberán. Las levaduras también se teñirán con yodo, sin embargo, éstas son ovales, no elipsoidales y tienen casi la mitad del tamaño de los quistes de Giardia.

(Greene, 2002)

X. TRATAMIENTO

La mayoría de las drogas son de uso habitual en humanos (Greene, 1993), y utilizadas tienen baja eficacia o efectos colaterales serios (Barr *et al.*, 2004).

En época reciente, algunos derivados benzimidazólicos (en especial albendazol) demostraron elevada eficacia contra la *Giardia* in vitro (Morgan, 2004).

- **El albendazol** (25 mg/kg/12 horas, bucal, durante 2 días) eliminó los quistes fecales en 18 de 20 perros tratados (90% de eficacia). No se comprobaron efectos colaterales en estas dosis ni en Beagles. tratados a razón de 30 mg/kg/día durante 13 semanas. Como se lo sospecha teratogénico, se contraindica en animales gestantes (Barr *et al.*, 2004; Bowman, 2004; Morgan, 2004; Poloni, 2006).
- **El fenbendazol** (50 mg/kg/día 3 días consecutivos, bucal) eliminó los quistes fecales en el 100% de los perros (total 6) de un ensayo controlado. No hubo efectos colaterales y la droga no es teratogénica. Con estas dosis pueden tratarse cachorros de 6 semanas de vida. Los resultados sugieren que el fenbendazol solo puede emplearse para tratar giardiasis o descartar una infección oculta (además de trichuriasis) como causa de diarrea crónica en perros (Poloni, 2006).

- **El metronidazol** bucal (un nitroimidazol) es una droga clásica para la giardiasis canina (25 mg/kg/12 horas durante 5 días para perros y 12-25 mg/kg/12 horas durante 5 días para gatos). Tiene un 67% de eficacia en perros infectados y se lo asoció con la aparición de anorexia y vómito agudos con progresión a ataxia generalizada pronunciada y nistagmo posicional vertical (Pérez *et al.*, 1998; Barr *et al.*, 2004; Willard, 2005; Poloni, 2006;). Se piensa que pueden ser mutágenos y carcinógenos. Aunque un estudio epidemiológico en mujeres indica que no aumento el riesgo de cáncer por el uso de metronidazol (Soulsby, 1987; Greene, 1993; Pérez *et al.*, 1998).
- **La quinacrina** (6,6 mg/kg/12 horas durante 5 días) demostró 100% de eficacia, pero se acompaña con letargia y fiebre hacia el fin de la terapia en cerca del 50% de los pacientes. Estos efectos desaparecen a los 2 a 3 días de finalizar la medicación. Se la contraindica en preñadas (Pérez *et al.*, 1998)
- **El ipronidazol, un nitroimidazol**, es un aditivo para alimento y agua usado en el tratamiento de la cabeza negra del pavo y tricomoniasis bovina. En 2 galgos fue eficaz para tratar la giardiasis mediante el agua de bebida (126 mg/L durante 7 días y 378 mg/L por otros 7 días). El tinidazol, otro nitroimidazol, tiene igual eficacia que el metronidazol para tratar la giardiasis. Estas drogas no fueron testeadas en detalle (Binda *et al.*, 2003).
- **La furazolidona** es de considerable eficacia para la giardiasis felina (4 mg/kg/12 horas durante 5-10 días, bucal); los posibles efectos

colaterales son la diarrea y el vómito. No fue muy evaluada en caninos. Se la presume teratogénica y por ende se contraindica en preñadas (Contreras, 2004).

- **Tinidazol** 44 mg/kg, una vez al día durante tres días (Barr *et al.*, 2004).
- **Oxibendazol** en dosis única de 30 mg/kg, el oxibendazol en polvo se mezcló con Nutri plus gel* empleado únicamente como aglutinante, esto se probó en 10 perros positivos a quistes de giardia spp donde solo 1 continuó con eliminaciones bajas de quistes de giardia spp. y 9 resultaron negativos, esto significa una eficiencia terapéutica superior al 99.5 % (Pérez *et al.*, 1998).
- **Vacuna:** perros que fallaron para ser curados para giardiosis mediante los quimioterapéuticos indicados, fueron tratados con una vacuna de Giardia (2-3 inyecciones). Los signos clínicos se resolvieron entre los 16 a 42 días pos vacunación y el cese de quistes en las heces fecales fue entre 21 y 71 días. La vacunación es un método potencial para el tratamiento de Giardiosis en perros (Olson *et al.*, 2001).

XI. PREVENCIÓN Y CONTROL

Casi todos los ensayos sobre eficacia de drogas contra Giardiasis se basan en la eliminación de los quistes fecales y no en la remoción de los organismos intestinales. Es factible que estos compuestos no eliminen los parásitos, sino que inhiban la producción de quistes durante un cierto período de tiempo. Por ello, se desconoce si los animales tratados siguen siendo una fuente de infección futura (Contreras, 2004).

Además, dichos animales también pueden ser una fuente de infección, debido a los quistes viables que pueda haber en el material fecal adherido a su pelaje o, presentes en el medio, si éste es frío y húmedo. Estos factores son de particular importancia para el control de la infección en un criadero (Cañete *et al.*, 2004).

El sistema de control recomendado para tales efectos se basa en: descontaminación del ambiente, uso de nuevas terapias para tratar animales, eliminación de los quistes presentes en el pelaje y prevención de la reintroducción del organismo. Se debe:

1. Establecer una zona limpia para movilizar a los animales durante la higienización y tratarlos con Febendazole, por 5 días consecutivos.
2. Remover TODA la materia fecal.
3. Realizar limpieza con compuestos de amonio cuaternario.

4. Dejar secar las áreas, de ser posible, por varios días (el quiste es sensible a la desecación)
5. Bañar los animales para eliminar materia fecal del pelaje, antes de ingresar a zona limpia.
6. Aplicar amonio cuaternario, en zona perianal, dejando actuar por 3 a 5 minutos, luego enjuagar y dejar secar.
7. Volver a tratar con febendazole, por otros 5 días.
8. Animales nuevos: tratar y bañar antes de ingresar al área limpia, aun cuando sus heces sean negativas.
9. Usar pediluvios de amonio cuaternario, o un cubre-calzado para evitar reingreso del parásito.
10. Hacer controles fecales periódicos.

(Contreras, 2004)



XII. ZONOSIS

Giardia spp es el parásito más frecuente en los estados unidos de América los bebés y niños en guarderías son los más susceptibles a Giardiasis. *Giardia* spp. No es tan específica de un huésped como se pensaba. Los estudios epidemiológicos no indican que poseer una mascota constituya un factor de riesgo importante para la Giardiasis en personas, no obstante resulta prudente tratar a los animales afectados por *Giardia*, mientras permanezca la duda (Greene, 1993). La transmisión a partir de la exposición a quistes del parásito provenientes de fuente animal ha sido reportada, a pesar de reconocerse como una vía no común de adquisición de la infección (Cañete *et al.*, 2004).

En países en vías de desarrollo, *G. lamblia* afecta entre un 20 a un 30% de la población, siendo los niños menores de 5 años los más afectados debido a sus hábitos gregarios (Idem).

En los países desarrollados, el parásito es frecuente en guarderías. Sin embargo, se reporta también en nadadores, campistas, homosexuales, viajeros internacionales a áreas endémicas y personas que viven en condiciones de hacinamiento como: refugiados, ancianos en instituciones para la tercera edad e individuos con trastornos mentales recluidos en sanatorios. Este parásito es además la principal causa de brotes de transmisión hídrica en estos países. (Alcaraz, 2002).

Se estima que los portadores sanos de quistes representan el 15% de la población adulta y hasta el 50% de la población infantil y que estos son los mayores responsables de la diseminación de la infección en el hogar y a escala comunitaria (Alcaraz, 2002).

La adquisición del parásito requiere la ingestión de los quistes, lo cual está relacionado con la ingestión de aguas y alimentos contaminados; aunque cada vez se reporta con más frecuencia la transmisión de persona a persona. Experimentalmente se ha desarrollado la infección con la ingestión de 10 quistes del parásito, pero diferentes autores refieren que uno sólo es suficiente para desencadenar el proceso infeccioso (Cañete *et al.*, 2004).

La hipoacidéz, la gastrectomía, la pancreatitis crónica, así como las dietas ricas en carbohidratos, hierro y colesterol, constituyen factores predisponentes a la infección. Los niños menores de 5 años, los homosexuales, los viajeros internacionales, los individuos en instituciones cerradas y posiblemente los inmunodeprimidos tienen una probabilidad especialmente elevada a adquirir la parasitosis (Cañete *et al.*, 2004).

XIII. MATERIAL Y MÉTODOS

La Clínica de Pequeñas Especies se encuentra dentro de las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, que se encuentra ubicada en la Ciudad de Torreón, Coahuila, México, sobre el Periférico Raúl López Sánchez y carretera Santa Fe.

Dentro del criadero E. Soto se procedió a recolectar de 35 a 40 muestras de heces fecales, sin importar; sexo o edad.

Procedimiento:

Material utilizado para la recolección de muestras:

- 40 pares de guantes estériles de látex para la recolección rectal de las heces fecales.

El kit se compone de lo siguiente:

Cada kit contiene 5 ó 15 hisopos con conjugado contiene 0.7 mL de solución de conjugado de anti-giardia: peroxidasa (contiene gentamicina como conservador).

Cada dispositivo SNAP contiene 0,6 mL de solución de sustrato y 0,4 mL de solución de lavado.

Se procedió a recolectar las muestras dentro del Criadero, introduciendo el aplicador del kit comercia como se indica en el mismo.

Procedimiento de prueba:

1.-Retire el tubo que cubre a él hisopo del dispositivo conjugado/hisopo. Con el hisopo, recubra la punta completa de la misma con una capa delgada de material fecal. Cubra nuevamente el hisopo con el tubo.

2.-Rompa el vástago de la válvula de plástico dentro de la pera de goma del reactivo doblando el cuello del conjunto hacia un lado y luego doblándolo nuevamente en sentido opuesto. Manteniendo la punta del hisopo dispositivo hacia abajo comprima y suelte la pera de goma tres veces para pasar la solución del conjugado en la pera de goma a la punta del hisopo.

3.-Coloque el dispositivo SNAP sobre una superficie plana. Retire el tubo del hisopo del dispositivo de conjugado/hisopo. Use el hisopo de pera de goma como pipeta y agregue 5 gotas de la solución de muestra/conjugado a la celda de muestra del dispositivo SNAP, teniendo cuidado de no salpicar el contenido fuera de la celda muestra.

La muestra debe fluir en la ventana de resultado y llegar a el círculo de activación en aproximadamente 30 segundos a 60 segundos. Parte de la muestra podría quedar en la celda de muestra.

4.- Espere 8 minutos. Lea el resultado de la prueba.

NOTA: El color del punto de control positivo podría revelarse antes, pero los resultados de la prueba no están completos en menos de 8 minutos.

XIV. RESULTADOS

Interpretación del resultado de la prueba:

Para determinar el resultado de la prueba, lea los puntos de reacción en la ventana de resultados y se compara la intensidad del punto de la muestra con la del punto de control negativo.

Resultado negativo:

El resultado de un punto de muestra es negativo si: No aparece ningún color en el punto de muestra ni en el punto de control negativo.

El color en el punto de muestra es igual al color del punto de control negativo.

Resultado positivo:

El color el punto de muestra Giardia es más oscuro que el color en el punto de control negativo.

NOTA: en algunos resultados positivos, el color en el punto de muestra no es muy intenso.

Resultado no válido:

El punto de control negativo sirve de salvaguardia contra los positivos falsos.

La aparición de color en el punto de control positivo indica que los reactivos de la prueba funcionan bien y que la prueba se realizó en forma correcta.

Si no aparece color en el punto de control positivo, el resultado no es válido.

Repita la prueba.

Si el color en el punto de control negativo es más oscuro que el color del punto de muestra, la prueba no es válida. Repita la prueba.

Los resultados obtenidos en la evaluación de las muestras de heces fecales recopiladas de 40 caninos diferentes se encontró que el 0% fueron positivos a *Giardia spp*, sin importar raza, sexo o edad.

Pienso que estos resultados se debieron al cambio drástico de clima dando como resultado la inhibición del ciclo de vida de la *Giardia*.

XV. DISCUSIÓN

Aún cuando los resultados de esta investigación fueron negativos esto no significa que los perros del criadero E. Soto, se encuentren libres de este parásito. Y aunque los animales que fueron ocupados para este propósito, no presentaban signos de la enfermedad, hay que recordar que este parasito puede no presentar signos o pasar desapercibido.

XVI. CONCLUSION

Yo recomendaría llevar acabo otro muestreo en el criadero E. Soto, durante otra apoca del año o de ser posible durante todo el año, para que el clima no sea un factor que pueda alterar los resultados de las muestras, también tomar las muestras de heces de cada perro una cada tercer día durante nueve días de esta manera se eliminaría la posibilidad de que la muestra sea tomada durante un periodo de intermitencia donde los quistes no sean excretados aun cuando el perro este infectado.

Por otra parte deberíamos de darle mayor importancia a la desparasitación de perros tanto en casa como en perreras para evitar que el perro sea un factor predisponente en la infección por Giardia en humanos y cuidar la salud del perro como un integrante más de cada familia.

LITERATURA CITADA

1. Aiello S., Mays A. 2000. El Manual Merck de Veterinaria. Editorial Océano Grupo Editorial S.A. 5ta Edición. Pág. 161-163.
2. Alcaraz Soriano María Jesús. 2002. Giardia y Giardiosis. Servicio de Microbiología. Control Calidad SEIMC. Pág. 1-9.
3. Aycachi Inga Rómulo. Abril 2004. Protozoos. <http://www.monografias.com/trabajos31/protozoos/protozoos.shtml>
4. Barr C. Stephen y Bowman D. Dwight. 1994. Giardiasis. Compendium Continuing Education. Vol. 16. No. 5. Pág. 1-10
5. Bianciardi P., Papini R., Giuliani G., and Cardini G. 2004. Prevalence of Giardia antigen in stool samples from dogs and cats. Revue Méd. Vet. Vol. 155. Pág. 417-421.
6. Binda J. A., Moriena R. A., y Alvarez J. D. 2003. Comparación de la eficiencia de dos técnicas de diagnóstico de Giardiosis canina. Revista Veterinaria. Vol. 14. No. 2. Pág. 88-89.
7. Binda J. A., Moriena R. A., y Alvarez J. D. 2005. Giardiosis canina en la ciudad de Corrientes y zonas aledañas. Cátedra Parasitología y Enfermedades Parasitarias. Pág. 1-3.
8. Boch Josef. 1982. Parasitología en Medicina Veterinaria. Editorial Hemisferio Sur S.A. Primera Edición. Pág. 389-390.
9. Bowman D. Dwight. 2004. Parasitología para Veterinarios. Editorial Elsevier. Octava Edición. Pág. 92-93.

10. Cañete Roberto, González María E., Almira Pedro., y Figueroa Iglermis. 2004. Infección por *Giardia* y Giardiosis. Revista Panamericana de Infectología. Volumen 6. No. 3. Pág. 41-48.
11. Contreras Gustavo. 2004. Giardiasis. MEVEPA (www.mevepa.cl). Pág. 1-8. 05 de Noviembre del 2007.
12. Cordero del Campillo M., *et al.* 2001. Parasitología Veterinaria. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Primera Edición. Pág. 517-521.
13. Cordero del Campillo M., *et al.* 2002. Parasitología Veterinaria. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Segunda Edición. Pág. 620-623.
14. Greene Craig E. 1993. Enfermedades Infecciosas en Perros y Gatos. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Primera Edición. Pág. 842-847.
15. Greene Craig E. 2000. Enfermedades Infecciosas en Perros y Gatos. Editorial McGraw-Hill Interamericana. Segunda Edición. Pág. 530-535.
16. Itoh Naoyuki, Muraoka Noboru, Saeki Hideharu, Auki Mikiko, and Itagaki Tadashi. 2005. Prevalence of *Giardia intestinales* Infection in Dogs of Breeding Denles in Japan. Parasitology. J. Vet. Med. Sci. Vol. 67. No. 7. Pág. 717-718.
17. Mehlhorn H., y Raether W. 1994. Manual de Parasitología Veterinaria. Editorial GRASS-IATROS. Pág. 42-45.
18. Morgan R. 2004. Clínica de Pequeños Animales. Editorial Elsevier. Cuarta Edición. Pág. 1131-1132.
19. Olson Merle E., Hannigan Carl J., Gaviller Patricia F., y Fulton Libby A. 2001. The use of a *Giardia* vaccine as an immunotherapeutic agent in dogs. Can. Vet. J. Vol. 42. Pág. 865-868.

20. Pérez Corrales José Ascensión, Zaldivar Pulido Raquel, Gaxiola Camacho Soila Maribel, Rubio Robles Mario Cesar, y Renteria Gonzales Reyes. 1998. Eficacia del oxibendazol contra giardia canis en perros. Memorias XIX congreso nacional de la AMMVEPE. Pág. 93-96.
21. Quiroz H. 1999. Parasitología y Enfermedades Parasitarias de Animales Domésticos. Editorial Limusa. 8va. Edición. Pág. 67.
22. Soulsby E. J. L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Editorial Interamericana. Primera Edición. Pág. 583-589.
23. Willard Michael D. 2005. Enfermedades Infecciosas que Afectan al Tracto Gastrointestinal. Virbac Salud Animal. No. 5. Pág. 1-5.
24. Zárate R. Daniel, Chávez V. Amanda, Casas A. Eva, y Falcon Néstor P. 2003. Prevalencia de giardia sp. En canes de los distritos del cono sur de Lima Metropolitana. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú. Vol. 14. No. 2. Pág. 1-6.
25. Poloni Oyarzún Rodrigo Alfonso. 2006. Enfermedades Parasitarias. <http://www.monografías.com>