

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



**PREVALENCIA DE *Dipylidium caninum* EN PERROS DE
LA COLONIA VALLE VERDE DE TORREON COAHUILA
EN LA ESTACION DE PRIMAVERA DEL 2003**

POR

HASSIR MEJÍA ÁNGELES

TESIS

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

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

TORREÓN, COAHUILA

NOVIEMBRE 2003

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL**



**PREVALENCIA DE *Dipylidium caninum* EN PERROS DE
LA COLONIA VALLE VERDE DE TORREON COHAUILA
EN LA ESTACION DE PRIMAVERA DEL 2003**

TESIS

ASESOR:

M.V.Z. JOSÉ LUIS FCO. SANDOVAL ELÍAS

COLABORADORES

M.V.Z CARLOS RAÚL RASCÓN DÍAZ

M.V.Z ERNESTO MARTÍNEZ ARANDA

ING. MARTIN CASTILLO RAMÍREZ

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

**PREVALENCIA DE *Dipylidium caninum* EN PERROS DE
LA COLONIA VALLE VERDE DE TORREON COAHUILA
EN LA ESTACION DE PRIMAVERA DEL 2003**

TESIS

APROBADO POR EL COMITÉ

PRESIDENTE DEL JURADO



M.V.Z JOSÉ LUIS FCO. SANDOVAL ELÍAS

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



M.V.Z ERNESTO MARTÍNEZ ARANDA



Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal
UAAAN - UL

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

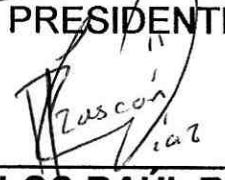
UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

**PREVALENCIA DE *Dipylidium caninum* EN PERROS DE
LA COLONIA VALLE VERDE DE TORREON COAHUILA EN
LA ESTACION DE PRIMAVERA DEL 2003**




M.V.Z JOSÉ LUIS FCO. SANDOVAL ELÍAS
PRESIDENTE



M.V.Z. CARLOS RAÚL RASCÓN DÍAZ
VOCAL



M.V.Z ERNESTO MARTÍNES ARANDA
VOCAL



M.C. SERGIO IGNACIO BARRAZA ARAIZA
VOCAL SUPLENTE

AGRADECIMIENTOS

A Dios:

Principalmente le doy gracias a mi dios que me dio la oportunidad de experimentar las alegrías y amarguras de esta vida, de saborear los sufrimientos que me concedieron un triunfo, de saber que en los momentos mas difíciles el siempre esta a mi lado, se que solo me pide un poco de esfuerzo y el hará lo demás. Pero lo que más le agradezco es haberme dado a mi familia, amigos y a todos aquellos que me estiman, lo cual es y será siempre mi mayor tesoro.

A mi familia:

Sin la cual no seria lo que ahora soy, pues con solo pensar en ellos me siento el hombre más fuerte y afortunado del mundo. Y por ellos no deseo nombrar a nadie por miedo a ofender a los no mencionados, sin embargo todos y cada uno de ellos saben del sufrimiento y sacrificio que en su momento para beneficio de mi persona me concedieron. Cada uno de ellos sabe el lugar que ocupa en mi corazón y espero algún día poder retribuirles un poco de lo mucho que me han dado, "gracias de corazón".

A todos:

Los que en algún momento me dieron un consejo para bien, a los que me tendieron la mano cuando mas lo necesite , a los que me perdonaron y comprendieron cuando cometí un error, a mis maestros que me enseñaron el camino correcto solo por la convicción de hacer un México mejor.

DEDICATORIA

Ofrezco este trabajo de tesis que es símbolo del esfuerzo y sacrificio mío y de mi familia: a mi abuela Agustina Hernández y a mi tío Juan Ángeles, mismos que ya no están a mi lado, pero principalmente a Dios para que ayude a salir con bien de la operación a mi abuelo Félix Ángeles Barrera.

INDICE

I. RESUMEN.....	1
I. INTRODUCCIÓN.....	2
II. HIPÓTESIS.....	4
III. OBJETIVO.....	5
IV. ANTECEDENTES.....	6
V. JUSTIFICACIÓN.....	8
REVICIÓN DE LITERATURA	
VII. Generalidades de los Cestodos.....	9
VIII. Infestación por <i>Dipylidium caninum</i>	10
8.1.- Agente etiológico.....	10
8.2.- Sinonimias.....	11
8.3.- Clasificación taxonómica.....	11
8.4.- Morfología.....	11
IX. Ciclo Evolutivo.....	12
9.1.- Huésped intermediario y definitivo.....	15
9.2.- Huésped paratenicos.....	15
X. Epidemiología.....	16
XI. Patogenia.....	17
XII. Signos y síntomas.....	18
XII. Lesiones.....	19
XIII. Diagnóstico.....	20
14.1.- Diagnóstico de laboratorio.....	20
14.2.- Diagnóstico diferencial.....	21
14.3.- Diagnóstico físico.....	22
XIV. Pronóstico.....	22
XV. Tratamiento.....	22
16.1.- Fármacos antihelmínticos utilizados para cestodos.....	23
16.2.- Fármacos de elección.....	23
16.3.- Antihelmínticos comerciales.....	24

XVI. Prevención y Control.....	26
XVIII. MATERIAL Y METODOS.....	28
XIX. RESULTADOS.....	31
XX. DISCUSIÓN.....	32
XXI CONCLUSIONES.....	33

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.- Ciclo evolutivo.....	14
Cuadro 2.- Fármacos Antihelmínticos Utilizados para Cestodos	24
Cuadro 3.- Antihelmínticos comerciales de uso común para Cestodos.....	24
Cuadro 4.- Formato para la recolección de muestras fecales.....	29
Cuadro 5.- Tabla de resultados.....	31

RESUMEN

Este trabajo se realizó en la época de primavera del año de 2003 en la Colonia Valle Verde de la Ciudad de Torreón Coahuila; México. Se recolectaron un total de 100 muestras de heces fecales caninas, las cuales se analizaron mediante la técnica de flotación con solución glucosada citada por Soulsby.

El porcentaje de prevalencia de *Dipylidium caninum* es de 7%; que es menor al promedio de 11.75% citado por Erick Muñoz Pacheco en el estudio que se realizó en la época de primavera de 1992; en las principales colonias residenciales de la Ciudad de Torreón.

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

El *Dipylidium caninum* es un parásito del intestino delgado principalmente del perro, gato, zorro, y a veces de el hombre, particularmente de los niños menores de diez años y encontrado generalmente en áreas urbanas, o en áreas donde las pulgas o piojos están presentes en gran numero, por que ellos son los portadores del parásito, siendo una enfermedad cosmopolita de gran interés . El cestodo es mayormente encontrado en el perro que en el gato (Soukby, 1997; Venkat et al., 2002).

INTRODUCCIÓN

Desde tiempos ancestrales el perro es una compañía constante del hombre. Se estima que en los países desarrollados y en vías de desarrollo alrededor del 40% de los hogares posee un can como mascota (Teglia, 2002).

La tenencia responsable de un perro trae contigo una serie de medidas sanitarias tendientes a evitar o curar enfermedades propias del animal. Sin embargo, existen escasas medidas de prevención ante la posibilidad de transmisión de agentes patógenos al hombre (Schantz, 1998).

Si transpolamos la situación descrita en el párrafo anterior a la supraestructura urbana, observamos que se repite el mismo patrón. Existen campañas masivas de vacunación y, en menor grado de desparasitación, pero la información brindada por organismos oficiales y/o privados acerca del riesgo que implica el contacto con el perro y las conductas que reducen ese riesgo es escasa o nula (Teglia, 2002).

Algunos parásitos internos de los caninos, entre ellos los helmintos y protozoos, son capaces de infectar al hombre, produciendo así una zoonosis. Si bien estas infecciones no son causa de mortalidad alta, tienen alta morbilidad dado que interactúan con otros factores, ubicándose entre las enfermedades de mayor importancia económica y de salud pública (Schantz, 1998; Cuellar et al, 2001; Hökelek y Lutwick, 2002).

Las infecciones parasitarias intestinales, están mundialmente distribuidas, y se caracterizan por una sintomatología intestinal bastante vaga, y los procesos clínicos pueden ser agudos, subagudos o crónicos. Se pueden manifestar los procesos en la mucosa intestinal, que se traduce clínicamente en cuadros de diarrea. Estas infecciones constituyen un serio problema en caninos menores a un año (Reditus et al, 2002).

Existen enfermedades que el humano puede contraer a través del perro; entre ellas podemos encontrar la Filariasis, Estafilococosis, *Toxacara* y el *Dipylidium caninum* (Cuéllar et al., 2001).

Por lo anteriormente expuesto se tomaran acciones encaminadas a determinar la prevalencia existente de esta perasitosis en la población canina de la Colonia Valle Verde y sus alrededores de la Ciudad de Torreón Coahuila México, tomando como antecedente el trabajo realizado por Erick Muñoz Pacheco en el año de 1992, en donde cita la prevalencia de *Dipylidium caninum* en perros de las principales colonias residenciales de esta ciudad.

HIPÓTESIS

La prevalencia esperada de *Dipylidium caninum* en la Colonia Valle Verde se espera sea menor al 11% que fue reportado por Erick Muñoz Pacheco en el estudio que realizó en la estación de primavera de 1992, tomando en cuenta que fue el promedio de colonias residenciales que se dividieron en siete áreas con rangos que van del 6% al 22%.

Siendo importante el factor tiempo con el cual después de 11 años se espera el aumento de la comunicación; y con ello la información de medidas de salud y así se disminuya la prevalencia de *Dipylidium caninum*.

OBJETIVO

Este proyecto pretende recopilar la información mas reciente con respecto a este parásito; descripción, ciclo evolutivo, prevalencia, etc. Así como obtener un registro de la incidencia en dicha colonia utilizando como muestra representativa a 100 perros; de los cuales se obtendrá una muestra de heces, la cual será observada al microscopio para la identificación de *Dipylidium caninum*. Al mismo tiempo se realizarán una serie de preguntas al propietario para obtener un reporte en el cual se manejaran datos importantes como los siguientes:

- raza
- sexo
- edad
- tipo de alimentación
- si ha sido desparasitado interna y externamente
- que tipo de desparasitante se uso
- condiciones de hábitat

En general todo aquello que predisponga o inhiba la parasitosis será tomado en cuenta en dicho cuestionario. Esto en conjunto servirá para integrar el trabajo de tesis para la titulación de licenciatura como Medico Veterinario Zootecnista.

ANTECEDENTES

Las enfermedades causadas por Cestodos en los perros y gatos, es una parasitosis causada por la presencia y acción de los estados adultos de varias especies de los géneros de *Tenias* o *Echinococcus*, *Dipylidium*, *Mesocestoides*, *Diphyllobothrium* y *Spyrometra*, que se encuentran en el intestino delgado de los hospederos (Quiroz H., 1999).

Existen enfermedades que el humano puede contraer a través del perro; entre ellas podemos encontrar la Filaríais, Estafilococosis, *Toxacara* y al *Dipylidium caninum* (Cuellar et al., 2001).

La materia fecal canina es uno de los elementos a través del cual los parásitos se diseminan al tomar contacto con el medio externo. Asimismo el contacto del hombre con las heces o con fomites (tierra, alimentos, agua) favorece las vías de transmisión feco-oral y dérmica. Diversos estudios revelan la importancia del suelo contaminado como fuente de transmisión de zoonosis parasitarias (Vasquez Tsuji et al., 1996; Fabijan, 1997; Fonrouge et al., 2000; Zunino et al., 2000).

Asimismo los sitios públicos de libre acceso (como los paseos, las plazas y las veredas) son utilizados como lugares de esparcimiento y tránsito, donde personas y perros comparten el espacio sin mayores delimitaciones. La población infantil representa al grupo mas expuesto ya que el juego en el suelo y la geofagia son comunes en los niños (Uga, 1993).

En Salta, Argentina, se constató el 77,4% de infección de materia fecal canina; observándose la presencia de *Ancylostoma* spp. (69,8%), *T. canis* (17,2%), *Dipylidium caninum* (8,3%) y *Trichuris vulpis* (7,6%) (Taranto et al., 2000). Por otra parte, en La Plata, Provincia de Buenos Aires, se obtuvo una prevalencia de contaminación de suelo del 13,2% para *Toxocara* sp., en 22 paseos públicos (Fonrouge et al., 2000) y del 30% para *Uncinaria* sp., *T. canis* y *T. vulpis*, en heces recolectadas en aceras de la ciudad (Minvielle et al., 1993). Milano y Oscherov (2001) comprobaron que el suelo de seis playas de la Ciudad de Corrientes estaba contaminado con formas parasitarias, principalmente, de *Ancylostoma* spp. El presente estudio se realizó con el objeto de evaluar la contaminación de las veredas con parásitos caninos de importancia zoonótica, en la Ciudad de Corrientes (Milano A., 2002).

En la Ciudad de Querétaro se realizó un estudio con el objetivo de determinar la frecuencia de Nematodos y Cestodos en intestinos de perros sacrificados en el Centro Antirrábico Municipal de Querétaro. Se obtuvieron los intestinos de 201 perros durante los meses de mayo a septiembre del 2000 y se determinó la edad y sexo de cada animal. Los resultados mostraron una frecuencia de perros parasitados de 78,6%. La frecuencia de Nematodos y Cestodos fue de 64,6% y 58,2%, respectivamente. En relación con el sexo se obtuvieron frecuencias similares de 77,41% para los machos y 79,62% para las hembras. En cuanto a la edad, tampoco se obtuvieron diferencias. Los géneros y especies de Nematodos encontrados y sus frecuencias fueron: *Ancylostoma caninum*, 55,22%; *Toxocara canis*, 13,93%; *Toxocaris leonina*, 11,91%; mientras que para los Cestodos observados las frecuencias fueron: *Dipylidium caninum*, 54,72%; *Taenia hidatigena*, 3,48%; *Taenia pisiformis*, 1,99%; y *Echinococcus granulosus*, 0,49% (Femández C., 2002).

En la estación de primavera del año de 1992 se realizó un estudio por Erick Muñoz Pacheco para determinar la prevalencia de caninos portadores del cestodo *Dipylidium caninum* en las principales Colonias residenciales de la Ciudad de Torreón, Coahuila México. El cual tuvo un porcentaje promedio de 11% de perros afectados.

Este trabajo pretende contribuir a este estudio determinando si con el paso de los años y el aumento de información se ha concientizado a la población del compromiso y las medidas que deben tomarse para disminuir la ocurrencia de parasitosis como las causadas por *Dipylidium caninum*.

JUSTIFICACIÓN

En el presente trabajo se pretende evaluar la incidencia de *Dipylidium caninum* en la Colonia Valle Verde de la Ciudad de Torreón Coahuila México. Con lo cual se orientara a la población del peligro que ocasiona una mala atención de sus mascotas tanto médica como higiénicamente, y proporcionar información con respecto a la desparasitación tanto interna como externa, y al mismo tiempo proporcionar una ligera orientación del producto o tratamiento mas eficiente en las pruebas corridas durante este proyecto para la prevención o corrección de esta enfermedad.

I. GENERALIDADES DE LOS CESTODOS

Los cestodos constituyen un grupo de gusanos planos (cestoda) dentro del Phylum Platyhelminthes. Son animales invertebrados, aplanados en forma de listón, de diferentes tamaños. Con pocas excepciones, las formas adultas habitan en el intestino delgado de los hospederos vertebrados (Soukby, 1997).

Los cestodos presentan un cuerpo alargado, adaptado a la forma tubular del intestino, dividido en escolex, cuello y estróbilo:

a) Escolex- Un elegante órgano de fijación, el cual también puede tener funciones de nutrición y sensoriales. Existen 3 tipos principales de escólices:

- con acetábulos, característica de los ciclofilídeos (*Taenia solium*, *Taenia saginata*, *Hymenolepis nana*, *Echinococcus granulosus*).
- con botrios en los seudofilídeos (*Diphyllobothrium latum*, *Spirometra spp*),
- con botridios en el caso de los tetrafilídeos (Colin J. 1998).

Los cestodos acetabulados exhiben habitualmente un rostelo apical proyectable, armado o no de ganchos (Quiroz H., 1999).

b) Cuello: Región de tejido indiferenciado; que da origen a la cadena de proglótidos.

c) Estróbilo - Formado por segmentos, llamados proglótidos, cada uno de ellos con uno o más juegos de órganos de reproducción. Su número oscila desde tres hasta varios miles. En el extremo más próximo al cuello del escólex se encuentran los proglótidos inmaduros, seguidos por los segmentos sexualmente maduros, y por los proglótidos grávidos, llenos de huevos, en el extremo posterior (Schenone, 2001; Ranaweera, 2002).

Los cestodos carecen de sistema digestivo. En su lugar, poseen una superficie externa de gran importancia fisiológica, el tegumento cubierto de extensiones citoplásmicas, variables en tamaño y número, conocidas como microtricas (comparadas con las microvellosidades intestinales), que amplifican el área superficial del gusano.

El tegumento contiene enzimas, sistemas específicos para el transporte de moléculas o iones, es un órgano de protección, auxiliar en la locomoción y sitio de transferencia metabólica. El elemento más externo del tegumento es el glucocáliz (cutícula), una cubierta protectora que inactiva algunas enzimas del huésped y contiene amilasas utilizadas para degradar azúcares complejos. Una característica común a los cestodos es la presencia de cuerpos calcáreos (Jhnstone, 1998; Kagina, 1998).

La edad no parece ser un factor limitante para la infección ya que los cestodos adultos generan una respuesta inmunitaria tan débil en sus hospedadores que habitualmente no impiden la reinfestación (Dan, 1999; Thomas, 2001; Wijesundera, 2002).

Por este motivo, no se produce un descenso de la prevalencia o la intensidad de la infección por cestodos. De echo se ha confirmado que el *Dipylidium caninum* es significativamente más frecuente en perros mayores a un año de edad que en perros menores. Por otra parte, el crecimiento de *Dipylidium caninum* en el hospedador definitivo está influenciado por la dieta, edad y estado de salud. Una dieta a base de leche es beneficiosa para el crecimiento del cestodo, el cual tiene una mayor aceptabilidad en el perro que en el gato (Cordero, 1999; Nores, 1999).

II. INFECCIÓN POR *Dipylidium caninum*

2.1 Agente Etiológico

El *Dipylidium caninum* es un parásito del intestino delgado principalmente del perro, gato, zorro y a veces del hombre, particularmente de los niños y encontrado generalmente en áreas urbanas, o en áreas donde las pulgas o piojos están presentes en gran cantidad, siendo una enfermedad cosmopolita de gran interés. El cestodo es mas frecuente en el perro que en el gato. (Soukby, 1997; Venkat *et al*, 2002) .

La fase larvaria de los cestodos es el cisticercoide, en la cual es la fase de mayor interés por ser ésta en la cual se infectan los huéspedes intermediarios como son la mayoría de los mamíferos (Angus M., 1996).

La cestodosis en perros y gatos es una infestación la cual es causada por la presencia y acción de los estados adultos de varias especies de los géneros de *Taenia*, *Echinococcus*, *Dipylidium*, *Joyrruxiella*, *Diplopylidium*, *Mesocestoides*, *Diphyllobothrium* y *Spirometra* que se encuentran en el intestino delgado de los hospederos (Quiroz H., 1999).

2.2 Sinonimias

Teniasis, Dipilidiasis (Quiroz H., 1999).

2.3 Clasificación Taxonómica

Phylum	Platelminto
Clase	Cestoda
Orden	Dilepididea
Familia	Hymenolepididae
Género	Dipylidium
Especies	Dipylidium caninum

(Soukby, 1997).

2.4 Morfología

Los Cestodos presentan un cuerpo alargado, adaptado a la forma tubular del intestino. Los especímenes con mayor tamaño miden menos de 75 cm y los de menor tamaño de 10 cm o más de largo, los segmentos grávidos se identifican fácilmente en las heces por su forma de arroz y por que poseen movimiento propio (Angus M., 1996; Sager 2001).

El Cestodo es de color blanco; ligeramente amarillo rojizo, los proglotidos grávidos son semejantes a la forma de una semilla de calabaza. El rostelo esta armado con tres o cuatro coronas de ganchos (Quiroz H., 1999).

El parásito adulto mide de 10 a 70 cm de longitud. El escolex de 200 a 500 μm tiene forma romboidal, posee cuatro ventosas acetabulares y un rostelo dotado de una a siete coronas de ganchos, dependiendo de la edad del parásito (Willms, 1999).

El escolex tiene también cuatro ventosas y un rostelo puntiagudo con varios círculos de ganchos formados como las espinas de rosal, también contiene un órgano de fijación, el cual también puede tener funciones de un nutrición y sensoriales (Murray J. K., 2001; Heinz S., 2001).

Los proglótidos grávidos miden de 8 a 23 mm y se desprenden una a una o en grupos de la estróbila y frecuentemente se eliminan en las heces. Es raro que las proglótidos se desintegren en el intestino del huésped (Willms, 1999; De Cicco S., 2000).

Los proglótidos tienen como diámetro máximo 3.2 mm, poseen dos poros genitales, uno a cada lado, los proglótidos inmaduros son más anchos que largos y posteriormente son más o menos cuadrados. En el extremo más próximo al cuello del escolex se encuentran los proglótidos inmaduros, seguidos por los segmentos sexualmente maduros, y por los proglótidos grávidos, llenos de huevos, en el extremo posterior (De Cicco S., 2000; Sager, 2001).

Cuando los huevos encerrados en las membranas son liberados del útero, como sucede en la desintegración natural de las proglótidos después de ser expulsados del intestino del huésped, los racimos se transforman en múltiples sacos poligonales que poseen entre 8 a 15 huevos que están contenidos en cápsulas o en la membrana ovigera (De Cicco S., 2000).

Los huevos miden de 20 a 40 μm de diámetro, son esféricos con una delgada cubierta hialina de color rojo oscuro, en cuyo interior se encuentra finos ganchos de 12 a 15 μm de longitud (Willms, 1999).

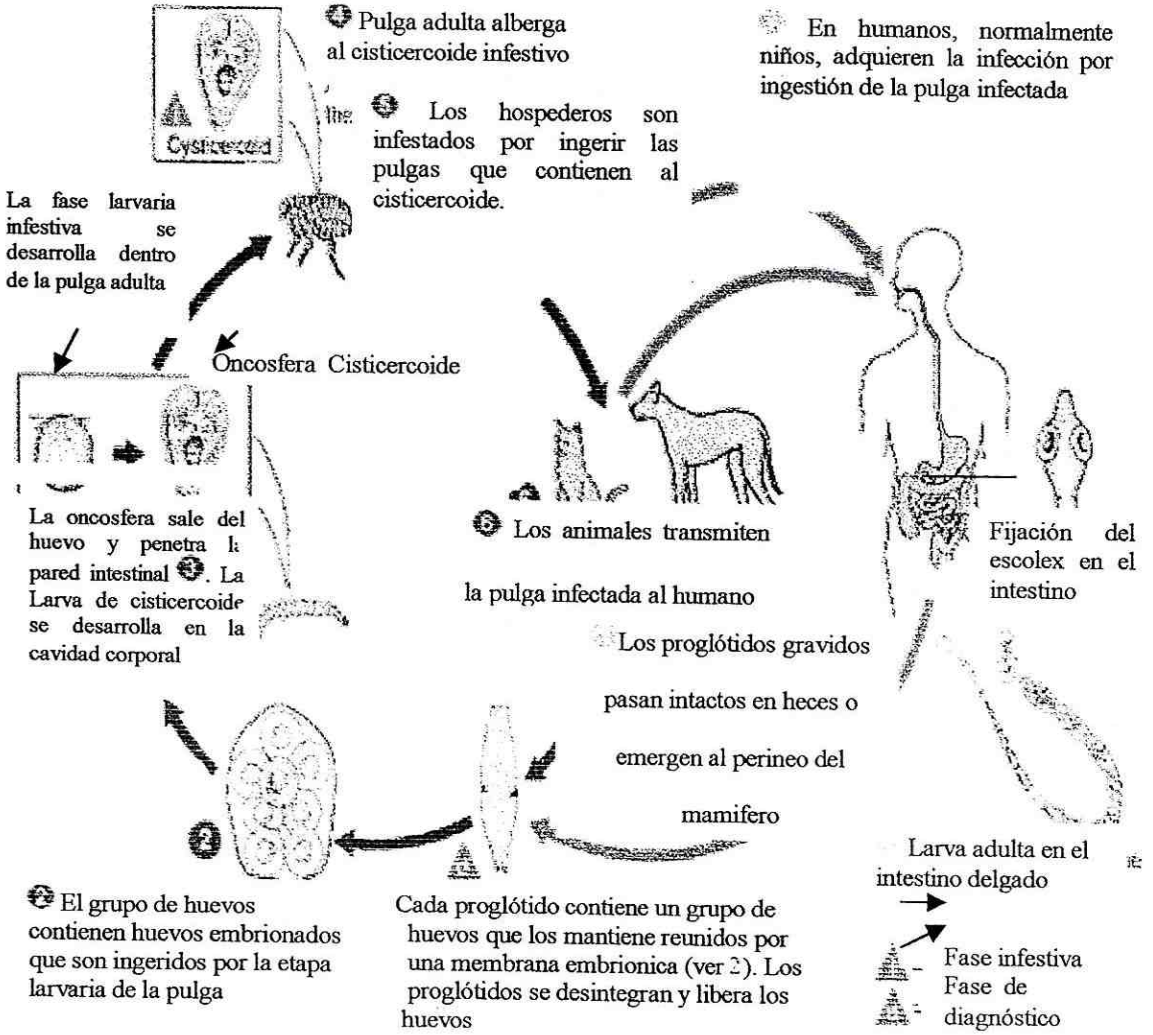
III. CICLO EVOLUTIVO

Los perros y gatos dispersan los proglótidos grávidos y los huevos en sus heces o emergen en el área perianal del hospedero, los huéspedes intermediarios son pulgas (*Ctenocephalides canis*, *C. felis* y *Pulex irritans*) que se infestan cuando adquieren la larva del huésped por ingerir heces de perros o pueden abandonar el hospedador espontáneamente y moverse activamente diseminando los huevos llevados en sus patas y cuando estas son adultas el cisticercoide se desarrolla en ellas (Soukby, 1997; Quiroz H., 1999).

Los piojos del perro (*Thichodectos canis*) también actúan como intermediarios en donde se desarrolla la larva del cisticercoide. Los hospederos definitivos se infestan por la ingestión de pulgas o piojos infestados (Quiroz H., 1999).

Cuando estos insectos son ingeridos por los hospederos mamíferos, se produce la infección al cabo de 3 a 4 semanas. El crecimiento de los cisticercoides requieren de 30 días. El periodo de latencia es de dos a tres semanas y en el periodo prepatente puede alcanzar los tres años. El cestodo del perro se desarrolla de dos a tres semanas. Los cestodos totalmente desarrollados pueden alcanzar 30 cm en longitud (Angus M., 1997; Willms, 1999; Murray J. K., 2001).

(Cuadro 1) Ciclo Evolutivo de *Dipylidium caninum*.



(Guerrero et al, 2000).

3.1 Huésped Definitivo e Intermediario

Como la mayoría de los cestodos, el *Dipylidium caninum* requiere de dos tipos de huésped: el intermediario, en el que se desarrolla la larva cisticercoide tras la ingestión de los huevos y el definitivo, en cuyo intestino delgado se desarrolla el cestodo adulto tras la ingestión de la larva cisticercoide. En ésta Cestodosis, los hospedadores definitivos (hombres y perros) pueden actuar también como intermediarios. El huésped definitivo actúa también como intermediario y desde el punto de vista epidemiológico, se caracteriza por ser un ciclo de transmisión directo, ya que el reservorio, humano o animal, elimina con sus heces los huevos (Steve, 1999; Nores, 1999; Borrás, 2002).

Pullex irritans y *C. canis* y *C. felis* son hospederos intermediarios de la tenia *Dipylidium caninum*. Esta tenia se desarrolla en el hombre al ingerir la pulga en forma inadvertida; Las manifestaciones clínicas son: todas las especies de pulgas pueden picar o morder al hombre, principalmente en piernas o cintura provocando una irritación mínima con pápulas urticarianas lineales o en grupo. En personas alérgicas las lesiones son más severas con ampollas e incluso desarrollo de eritema multiforme, el rascado puede ocasionar infección bacteriana (Villalobos et al, 2000).

3.2 Hospederos Paratenicos

Los hallazgos en los exámenes físicos pueden ser que el proglótido se encuentre adherido en el pelo del área perianal y puede observarse de color blanquecino. La incidencia aumenta con la infección que ocurre en los niños que tienen contacto con perros que son portadores de la enfermedad (Schenone, 2001).

La enfermedad en los humanos es llamada Dipylidiasis que es transmitida por la ingestión accidental de la pulga (*Pullex irritans*, *C. canis* y *C. felis*) del perro o del gato. El cestodo adulto se desarrolla aproximadamente en 20 días; sin embargo la mayoría de las infecciones son asintomáticas, el desarrollo de los síntomas en algunos pacientes es desconocido aun en la actualidad (Johnstone, 1998).

Los hombres y las mujeres son igualmente susceptibles, la infección de *Dipylidium caninum* normalmente es mas común en niños que en jóvenes siendo mas rara estos últimos (Rau, 2002).

Los síntomas que se pueden presentar son dolor abdominal, diarrea, perdida de apetito, algunas reacciones alérgicas (prurito, salpullido) puede haber irritabilidad, en algunas ocasiones presentando obstrucción intestinal (Steve, 1999).

La distribución geográfica de la Dipylidiasis es cosmopolita, principalmente en Europa, las Filipinas, China, Japón, Argentina y los Estados Unidos de América (Devera, 2002).

IV. EPIDEMIOLOGÍA

El *Dipylidium caninum* es uno de los parásitos mas importantes en el perro y otros canideos. Su distribución geográfica es cosmopolita con alta incidencia. En muchas partes del mundo cientos de perros domésticos se infectan con *Dipylidium caninum* (Maqbool et al, 1998; Maizels et al, 2000; Canesel et al, 2001).

Uno de los factores de mayor interés es el número de huevos eliminados y su distribución en el medio, aspecto que varia en función de la especie de cestodo y tiene relación con el la cantidad de ejemplares presentes en el intestino y el ritmo de eliminación de los proglótidos (Borres, 2002).

El numero de metacestodos de *Dipylidium caninum* que se desarrollan en las pulgas adultas no dependen de la disponibilidad de huevos en el medio ambiente, se produce una media de 10 ± 1.8 cisticercoides por pulga. El desarrollo de los cisticercoides no incrementa la mortalidad de las pulgas, aunque provoca una fuerte reacción celular que origina una reducción en el porcentaje de parasitosis desde el 97% en las larvas hasta el 15% en las pulgas adultas (Nores, 1999; Cordero 1999; Canesel et al, 2001).

La combinación de temperatura, humedad y tiempo de exposición regulan la mortalidad, por lo que la infectibilidad de los huevos que existe en el medio ambiente es heterogénea, por ejemplo, los huevos de *Dipylidium caninum* son infectantes durante; un mes a 30°C, dos meses y medio a 20°C y hasta tres meses y medio a 15°C, las temperaturas extremas de 40°C y -70°C generalmente eliminan la infectibilidad de los huevos de tenidos en pocas horas (Mehlharim, 1995; Torres, 2001).

El desarrollo del metacestodo de *Dipylidium caninum* en los hospedadores intermediarios está controlado fundamentalmente por la temperatura. La temperatura superficial de los mamíferos hospedadores (32°C) es esencial para que los parásitos completen su desarrollo (Cordero, 1999).

Un perro de talla mediana excreta 135 gramos de heces por día, y cuando los resultados de la infección por *Dipylidium caninum*, son altos, existen aproximadamente 10,000 huevos por gramos por heces (Maqbool et al, 1998).

Los huevos de *Dipylidium caninum* al ser excretados junto con las heces de los animales parasitados, contaminan el suelo; en dicho sitio pueden sobrevivir durante años debido a que presentan una gruesa protección que los hace resistentes a condiciones ambientales adversas y a procesos de tratamiento de aguas residuales, que son utilizadas en riego de los parques y jardines públicos, por lo cual este es el momento en el que los niños que juegan en estos lugares pueden contraer la parasitosis por *Dipylidium caninum* (Martinez et al, 1998; Tetteh et al, 1999).

V. PATÓGENIA

Depende de factores como la especie de Cestodo, prevalencia de la infección, duración de la misma y estado inmunitario del hospedador. Los cestodos adultos son pocos patógenos para los perros y los gatos (Kanyari, 1998).

El *Dipylidium caninum* en su localización intestinal se alimentan particularmente de contenido intestinal; sin embargo, esta acción expoliatriz es selectiva, utilizando nutrientes de naturaleza proteica, lípidos y carbohidratos, además de otros alimentos. Por lo tanto esta acción es una competencia por los

elementos nutritivos del hospedero, que se convierte en desnutrición para los caninos (Cordero et al, 1999; Quiroz H., 1999).

Asimismo, la eliminación de los proglotidos grávidos, que en algunas especies como el *Dipylidium caninum* son especialmente activos y después de abandonar el intestino migran por la zona perianal, produce manifestaciones clínicas como prurito; por otra parte, y aunque no es frecuente, la existencia de un elevado número de proglotidos en la luz del intestino delgado puede producir obstrucción mecánica (Menththarim, 1995; Reid, 1998; Luis J. B., 2000).

VI. SIGNOS Y SÍNTOMAS

La infestación por cestodos adultos en perros y gatos es habitualmente asintomática aunque la presencia de los signos clínicos depende de diversos factores, especialmente la edad y grado de infección, siendo mas frecuente en animales jóvenes y en infecciones masivas. Los signos clínicos pueden variar desde; mal estado general, irritabilidad, apetito caprichoso y capa áspera del pelo, cólico, diarrea leve y en raras ocasiones emaciación y ataques epilépticos, pueden ocurrir cambios gastrointestinales suaves (Lemmon, 2000; Torres, 2001).

No se presenta la sintomatología por infecciones ligeras. Las cargas masivas del gusano compiten con el huésped por el alimento ingerido y causan la inflamación crónica del intestino (Cordero et al, 1999).

El signo más común en los perros, aunque no en los gatos, es el prurito anal seguido, de una irritación que provoca la salida de segmentos grávidos a través del ano, otras de las causas que pueden presentar son debilidad y perdida de peso (Cordero et al, 1999; Marchad, 2000).

De vez en cuando, el cestodo se une a la pared intestinal y al estómago; esto puede irritar el estómago, produciendo el vomito. Las parasitosis masivas por *Dipylidium caninum* en gatos se han asociado en algunos casos con convulsiones y ataque epilépticos y en caninos se han descrito en casos de enteritis hemorrágicas y úlceras en infecciones con más de cien proglotidos (Reid, 1998, Luis J. B., 2000).

VII. LESIONES

La Cestodosis de perros y gatos es una enteritis crónica, especialmente en las primeras partes del intestino delgado (duodeno y yeyuno). La mucosa aparece engrosada, con una intensa infiltración celular y cubierta de abundante secreción mucosa en la cual pueden observarse proglótidos adultos (Dan, 1999).

Los efectos irritantes e inflamatorios se dejan sentir principalmente en los puntos de fijación de los Cestodos sobre la mucosa intestinal de los perros. Las lesiones en esta zona van desde simple catarro intestinal hasta enteritis hemorrágicas y congestión de la mucosa, edema local y abundante infiltrado celular. Las acciones traumáticas mecánicas tienen como resultado obstrucciones agudas o crónicas de la luz y erosiones o perforaciones de la pared intestinal de fatales consecuencias. La acción piógena después de las lesiones es extremadamente rara; sin embargo, el edema abdominal y las erosiones o perforaciones pueden desencadenar la formación de abscesos y en casos severos peritonitis (Cordero, 1999).

VIII. DIAGNÓSTICO

8.1 Diagnóstico de Laboratorio

Los huevos se forman en paquetes y se encuentran en proglótidos o de vez en cuando en heces cuando algunos proglótidos se analizan (Cordero, 1999).

Se puede realizar por medio de heces para identificar los huevos del cestodo. Los segmentos examinados encontrados en el excremento o en el perro alrededor del área anal o por movimiento del intestino, o en el pelo, ayudara a identificarlos (Reid, 1998; Murray, 2001).

Se cuentan con varias técnicas coproparasitologicas como los métodos físicos, estos a su vez se dividen en dos grupos sedimentación y flotación, con o sin centrifugación para la identificación del *Dipylidium caninum* (Cordero et al, 1999; Taranto et al, 2000; Nolan, 2000).

- a) La Sedimentación: esta técnica tiene ciertas ventajas por ser económica, sencilla de relizar y de gran capacidad de tratar grandes volúmenes de heces, especificidad para formas parasitarias de gran densidad (Cordero et al, 1999; Nolan, 2002).

Método de la técnica de sedimentación

- Colocar una suspensión de heces (2 gramos) en agua o solución salina fisiológica, en un tuvo de ensaye cónico.
- Dejar el tuvo en reposo por un minimo de 15 minutos o se deja sedimentar por 30 segundos, después se centrifuga a 1500 rpm durante 1 a 2 minutos.
- Extraer el sedimento mediante una pipeta Pasteur o gotero.
- Examinar al microscopio bajo un cubreobjeto (Cordero et al, 1999; Nolan, 2002).

- b) La técnica de Flotación: este procedimiento da buenos resultados para localizar e identificar los huevos de cestodos. En esta técnica se dispersa una suspensión de material fecal en una solución de mayor densidad que los huevos del parásito. La diferencia en la gravedad especifica hace que los huevos se eleven a la superficie. La mayor parte de las particulas fecales caen hacia el fondo ya que su densidad es mayor que la de la solución. Los

huevos se separan del material extraño y se concentra en una sola área (Cordero et al, 1999; Nolan, 2002).

Se utilizan soluciones hiperdensas para hacer flotar a los huevos y lo suficientemente inerte como medio de flotación. Las técnicas y las soluciones empleadas son las siguientes: técnica de füllebor, con cloruro de sodio. Método de Faust, con Sulfato de Zinc al 33%; el Método de Janeckso y Urbany, con biyoduro de Mercurio; también se utilizan soluciones como el azúcar y el Nitrato de Sodio. Si se utiliza la centrifuga, el medio ideal es el azúcar. En caso de no recurrir a la centrifuga, la sustancia preferida sera Nitrato de Sodio (Ibidem). Al examen macroscópico se abservan las características morfológicas del parásito, tales como, la forma, tamaño y rasgos específicos (Romairone, 2000).

Al examen microscópico, los huevos del parásito pueden diferenciarse tomando como base su forma, tamaño, color, características de la membrana envolvente, estructura interna y otras peculiaridades morfológicas (Romairone, 2000).

8.2 Diagnóstico Diferencial

En los perros se diferencia de las siguientes enfermedades:

- a) Ancilostomiasis: causada por una parasitosis (*Angylostomiasis caninum*), los signos pulmonares generalmente son inaparentes; sin embargo debido a la irritación en bronquios y tráquea, puede haber catarro, cambio de timbre de sonido canino y tos. Además produce diarrea de color oscura, debilidad general, emaciación, deshidratación y anemia. La piel está seca y el pelo se desprende fácilmente (Birchard y Sherding, 1996; Quiroz H., 1999; Carter, 2001).
- b) Coccidiosis: Causada por la *Isospora canis*. Si la infección es masiva, los cachorros son más susceptibles, hay diarrea de tipo catarral y sanguinolenta, emaciación, anemia, debilidad y algunas veces se observan síntomas nerviosos y salivación (Quiroz H., 1999; Carter, 2001).
- c) Giardiasis: es causada por la *Giardia lamblia*. Es más común en cachorros, ya que presentan diarrea aguda o crónica, acompañada por la pérdida de peso, deterioro de la calidad del pelaje. Clínicamente se caracteriza por mal absorción intestinal (Birchard y Sherding, 1996; Carter, 2001).

d)Tenias: el *Dipylidium caninum* se aloja en el intestino delgado, causa disminución de la condición corporal (emaciación), prurito anal, la capa del pelo es áspera, hay vomito, diarrea leve (Carter, 2001; Torres, 2001).

8.2 Diagnóstico Físico

La identificación de los proglotidos, en heces en estado fresco se observan en forma de semilla de calabaza y presentan un color rojizo parduzco, mientras que en las heces secas adquieren el aspecto de un grano de arroz. Después de introducirlos en agua, y se observan las típicas cápsulas esféricas visibles al microscopio (Diiwel W., 2000).

IX. PRONÓSTICO

Aunque la evolución de las Cestodosis es generalmente de carácter crónico, el pronóstico es habitualmente benigno puesto que la infección es bien tolerada y hay buena respuesta al tratamiento de antihelmínticos. Con el tratamiento médico apropiado, el pronóstico es favorable (Berkeley, 1997).

X. TRATAMIENTO

Se recomienda la desparasitación repetida en los cachorros a los 14 días después del nacimiento, con repeticiones a las 4, 6 y 8 semanas de edad y luego los perros adultos se deben desparasitar cada 4 meses para evitar la reproducción de los parásitos, y confirmar la efectividad de la desparasitación con un examen coproparasitoscópico. Las hembras gestantes también se deben desparasitar antes de la cruce, al momento del parto y a las 4 semanas después del parto junto con los cachorros, para evitar la transmisión durante la gestación o lactancia a los cachorros (Quiroz H., 1999; Lemmon, 2000; Schenone, 2001).

Es recomendable desparasitar antes de la vacunación, para que el estado de la enfermedad parasitaria no interfiera con la inmunidad vacunal (Delalix, 1994; Reinoso, 2002).

Los perros adultos y perras que no están en gestación se desparasitan 2 ó 4 veces al año (cada 3 ó 6 meses) dependiendo del nivel de riesgo (Delalix, 1994; Birchard y Sherding, 1996; Flores, 1997; Reinoso, 2002).

Las hembras se deben desparasitar cuando están en celo y si se van a cruzar o aparear se desparasitarán 10 a 15 días antes de la fecha prevista del parto e inmediatamente después del parto (Delalix, 1994; Flores, 1997; Reinoso, 2002).

Si se utiliza Febendazol, el tratamiento es a partir del día 40 de gestación y el día 14 de la lactancia. Cuando se trata con Ivermectinas, se debe realizar al día 30 y 60 de la gestación y al día 10 posparto. Esto interfiere en el ciclo evolutivo del *Dipylidium caninum*, de tal modo que previene la descarga de huevos y reduce enormemente la incidencia de la infección de los cachorros (Quiroz H., 1999; Centers Disease Control^a, 2002).

La administración de los antihelmínticos es menos eficaz sobre las larvas somáticas hipobióticas que frente a otros estados de desarrollo (Quiroz H., 1999; Centers Disease Control^a, 2002).

Cuando la perra no recibe tratamiento profiláctico durante la gestación, los cachorros deben ser tratados a la 2, 4 y 6 semanas de edad y después cada mes hasta que el animal tenga 6 meses de edad. Los cachorros que no reciben tratamiento antes de las 6 a 8 semanas de edad, son portadores de la infección y contaminarán activamente el ambiente (Centers Disease Control^a, 2002; Martínez *et al.*, 1998; Kelsey, 2000).

10.1 Los Fármacos de Elección son:

El Praziquantel, que es bien tolerado, que se puede administrar por vía oral o intramuscular, siendo menos activo por vía subcutánea. Un solo tratamiento permite eliminar el 100% de las formas adultas del *Dipylidium caninum*, la administración debe ser de 20 mg/kg de peso corporal (Cordero, 1999).

El epsiprantel es una molécula sintetizada más recientemente con un espectro de acción similar al praziquantel administrado por vía oral tiene una buena actividad frente al *Dipylidium caninum*, la dosis es de 7.5 mg/kg de peso vivo (Coppoc, 1996).

La Niclosamida se administra tras una noche de ayuno a dosis de 500 mg/kg de peso vivo, administrada cuatro veces a intervalos de tres días y se recomienda retirar el alimento unas horas después del tratamiento (Berkeley, 1997; Murray, 2001).

10.2 Fármacos Antihelmínticos Utilizados para Cestodos. (Cuadro 2)

Nombre	VIA DE ADMINISTRACIÓN, FRECUENCIA Y DOSIS	EDAD Y PESOMINIMOS
Albendazol	Oral/25 mg/kg, 3 a 5 días	Cualquier edad y peso
Diclofene	Oral/20 mg/kg	1kg
Febantel (a)	Oral/ 25 mg/kg	8 semanas
Praziquantel	Oral/ 20 mg/kg	1 mes y 1kg
Mebendazol	Oral/ 22 mg/kg	Cualquier edad y peso

(Gutiérrez, 1997; Maqbool et al, 1998; CDC, 2002)

10.3 Antihelmínticos Comerciales de Uso Común para Cestodos. (Cuadro 3)

NOMBRE COMERCIAL Y LABORATORIO FABRICANTE	FÁRMACO Y CONCENTRACIÓN	PRESENTACIÓN Y DOSIS VÍA ORAL	RECOMENDACIONES
Vermicell (ANDOCI)	Mebendazol La suspensión contiene 20 mg en 1 ml, y cada tableta contiene 100 mg	Suspensión: 5 ml por 5 Kg de peso. Se debe administrar durante 5 días consecutivos Tableta: una por cada 5 Kg de peso. Se debe administrar durante 3 días consecutivos.	Si se administra suspensión no exceder mas de 20 ml al día. Si es tableta no exceder de 4 tabletas al día.
Basken Doble 40 (FORT DODGE)	Pirantel base 50mg Oxatel base 50mg Praziquantel 50 mg	Una tableta por cada 10 kg peso	Una sola dosis es para lograr la desparasitación adecuada. No requiere ayuno previo ni

			posterior, se puede mezclar con el alimento, controlando la completa ingestión del mismo.
Drotal Plus (BAYER)	Praziquantel 50 mg Pirantel 144 mg Febantel 150 mg	Una tableta por cada 10 Kg de peso.	Repetir el tratamiento cada 6 meses o una vez al año.
Cestodan (FORT DODGE)	Prazincuantel 25mg	Una tableta por cada 5 Kg de peso.	Antiparasitario interno para perros y gatos contra cestodos tales como <i>Dipylidium caninum</i> , <i>Taenia pisiformis</i> , <i>Echinococcus granulosus</i> , etc. Es un medicamento seguro durante la preñez
Vendaval (HAL-VET)	Albendazol 50 mg	Una tableta pos cada 10 Kg de peso.	
Vermiplex Plus (HOLLAND DE MEXICO)	Pamoato de pirantel 150 mg Febendazol 150 mg Praziquantel 50 mg	Una tableta por cada 10 Kg de peso. Volver administrar cada 4 meses.	En parasitosis severas repetir a los 15 días.
Mebendavedi (VEDI DE MEXICO)	Mebendazol 20 g	Suspensión: 1 ml por 1 Kg de peso.	No exceder la dosis a mas de 20 ml.
Nota: para realizar un programa de desparasitación, es necesario realizar las pruebas de diagnóstico.			

(Prontuario de Especialidades Veterinarias, 2000).

XI. PREVENCIÓN Y CONTROL

La educación pública es necesaria para tomar las medidas preventivas necesarias contra las infecciones causada por cestodos. Tal prevención se concreta a llevar un tratamiento eficaz y llevando a cabo una buena higiene, mantener un ambiente limpio, recoger periódicamente las heces de los animales domésticos antes de que se diseminen los huevos viables por medio de los insectos, o la migración activa de las larvas (Kelsey, 2000; Centers Disease Control^a, 2002; Overgaauw *et al.*, 2002).

Muchos dueños de animales domésticos ignoran que sus mascotas representan un alto riesgo para la salud de ambos, ya que pueden llevar algunos gusanos planos con la capacidad de infectarlos. Una vez en el suelo tienden a seguir contaminando, los huevos infectados persisten por largos períodos de tiempo (Quiroz H., 1999; Kelsey, 2000).

Por lo tanto, el control del *Dipylidium caninum* es el tratamiento con antiparasitarios, especialmente en cachorros y perras gestantes, esto reduce la contaminación del medio ambiente; y también es recomendable hacer exámenes coproparasitológicos para que el tratamiento presente mayor eficacia.

Los perros adultos deben ser supervisados a través de exámenes de diagnóstico semestrales o anuales y deben ser tratados con el antihelmíntico que corresponda al parásito intestinal específico (Centers Disease Control^a, 2002).

Se recomienda realizar las siguientes actividades para tomar las medidas preventivas necesarias en la eliminación de *Dipylidium caninum*:

- La infección se evita mediante el retiro frecuente y oportuno de las heces en el lugar donde vive el perro.
- Los perros deben mantenerse sobre una superficie fácil de limpiar.
- Impedir el ingreso de los perros a las áreas reservadas para recreo de los niños.
- Después de jugar en parques y jardines públicos o con el perro, se deben lavar las manos los niños.

- Todos los animales deben ser tratados regularmente por antihelmínticos; en particular, las perras gestantes deben recibir un tratamiento profiláctico antes del parto, con el fin de reducir el índice de parasitosis en los cachorros.
- Los cachorros deben ser tratados a las 2 semanas de edad, y después con intervalos de 2 a 3 semanas; hasta el tercer mes de edad (Johnstone, 2000; Huh, 2002; Overgaauw *et al.*, 2002; Redlus *et al.*, 2002).

Se ha comprobado que los huevos de *Dipylidium caninum* continúan su desarrollo después de permanecer en soluciones desinfectantes de uso común, tales como el formaldehído, hipoclorito sódico al 2% y cloruro de benzal; incluso concentrados cinco veces más de lo recomendado en la práctica (Quiroz H., 1999; Redlus *et al.*, 2002).

Por la acción directa de los rayos solares y en condiciones de desecación, se inactivan fácilmente y lo mismo sucede si se flamea el suelo directamente (Quiroz H., 1999).

La elevada frecuencia de contaminación de áreas verdes, así como el alto porcentaje de prevalencia del parásito, hacen necesario legislar medidas de control de heces tanto en perros con dueño como de vagabundos (Martínez *et al.*, 1998).

El control de los perros vagabundos compete al respectivo ayuntamiento, el cual deben contar con instalaciones adecuadas para la recepción, mantenimiento, observación, eutanasia y cremación de estos animales perdidos o abandonados, ya que supone un grave riesgo sanitario por ésta y otras enfermedades (Flores, 1997).

MATERIAL Y METODOS

La Colonia Valle Verde se encuentra en la ciudad de Torreón, Coahuila México, la cual esta geográficamente localizada entre los meridianos 101° 41´ y 105° 01´ al oeste del meridiano de Greenwich y paralelos 24° 59´ y 26° 26´ latitud norte con una altura sobre el nivel del mar de 1151 mts. El clima es semidesértico extremo con una precipitación menor anual de 250 mm.

En esta colonia se procedió a recolectar 100 muestras de heces fecales de caninos sin distinción de raza, sexo, o edad. Procedimiento para el cual se utilizó el siguiente material.

Material para la recolección de muestras:

- 100 tubos de ensaye donde se conservaran las muestras de heces fecales.
- 100 pares de guantes de látex para la recolección de heces.
- 100 copias para el cuestionario de muestra.
- 2 lapiceros tinta negra.
- 100 etiquetas para identificación del tubo de ensaye.
- 100 palillos de madera.

Se procedió a recolectar las muestras a los domicilios particulares que poseían un can como mascota, solicitándoles la información que se refiere en el siguiente cuadro:

Formato de muestra:

UAAAN-UL

INVESTIGACIÓN: Incidencia de *Dipylidium caninum* en caninos.

Fecha: _____ Muestra N° _____

Nombre del perro: _____ Edad: _____

Raza: _____ Sexo: _____

Última desparasitación: _____ Producto utilizado: _____

Condición general del animal: excelente buena regular mala

Tipo de alimentación: casera comercial otras especifique _____

Marca comercial: _____

Lugar de alimentación: tazón suelo otros especifique _____

Lugar de habitación: traspatio calle azotea dentro de la casa

Manejo: correa libremente otros _____

Acceso libre a la calle: si no ocasionalmente

Datos del propietario:

Nombre: _____ Teléfono: _____

Dirección: _____

Desea obtener los resultados: si no

Muestra tomada por: _____

Para la evaluación de las muestras se requirieron los siguientes puntos:

Material para la evaluación de muestras:

- microscopio
- solución glucosada
- lugol al 5%
- agua destilada.
- mortero con mazo
- coladeras y gazas
- tubos de ensaye.
- centrifuga.
- vasos de precipitados.
- pipetas de pasteur.
- 100 portaobjetos.
- 100 cubreobjetos.

Asesoramiento técnico por personal capacitado para la identificación de pruebas.

Evaluación de muestra utilizando la técnica de flotación:

Este procedimiento da buenos resultados para localizar e identificar los huevos de cestodos. En esta técnica se dispersa una suspensión de material fecal en una solución de mayor densidad que los huevos del parásito. La diferencia en la gravedad específica hace que los huevos se eleven a la superficie. La mayor parte de las partículas fecales caen hacia el fondo ya que su densidad es mayor que la de la solución. Los huevos se separan del material extraño y se concentra en una sola área (Cordero et al, 1999; Nolan, 2002).

RESULTADOS

De acuerdo con los resultados obtenidos en la evaluación de las muestras de heces fecales obtenidas de 100 caninos diferentes se encontró que solo el 7% dio positivo a *Dipylidium caninum*, sin mostrar ninguna predisposición por raza, sexo o edad, pero si en que la mayoría de los caninos afectados eran alimentados con sobras de alimento casero y no habían sido desparasitados internamente con ningún tipo de fármaco por lo menos en seis meses anteriores a la obtención de la muestra. Y todos ellos estaban en patio donde había tierra, algunos tenían acceso libre a la calle y ninguno era alimentado en el suelo.

Tabla de resultados:

EDAD (meses)	SEXO	MUESTRAS TOMADAS	INFECTADOS
Menores de 8	Machos	21	1
Menores de 8	Hembras	14	0
Mayores de 8	Machos	38	4
Mayores de 8	Hembras	27	2
Total		100	7

La tasa de prevalencia fue de 7%.

DISCUSIÓN

Según los resultados obtenidos durante la realización de este trabajo, y con la experiencia obtenida en la recolección de muestras a los diferentes domicilios particulares en esta colonia, me doy cuenta que existe gran inquietud de la población en cuanto a, que es lo mejor para ellos y sus mascotas, sin embargo también existen dudas y tabúes, resultado de la mala información que aun existe, lo cual se vería contrarrestado si el gobierno prestará un poco más de atención a el peligro que representa un mal cuidado de las mascotas y organizará programas colectivos de desparasitación que si bien; no deben ser gratuitos almenos se prestarían a un costo mucho mas accesible.

CONCLUSIÓN

La posibilidad de que un ser humano desarrolle una infección por *Dipylidium caninum* es muy baja sin embargo existe, por lo cual según los resultados de esta investigación la prevalencia de este parásito es baja 7%, pero aun así es considerable, y puede llegar a presentarse en humanos. No así si llevamos a cabo una serie de medidas básicas como son:

- Realización de pruebas coproparasitológicas.
- Desparasitación interna de todas nuestras mascotas por lo menos cada 6 meses.
- Control de los huéspedes intermediarios en este caso las pulgas tanto en la mascota como en su habitad.
- Restricción de las salidas del perro a la calle sin nuestra vigilancia.

Llevando a cabo esta serie de actividades, reduciremos al mínimo el riesgo de que nuestra mascota contraiga este tipo de parasitosis y al mismo tiempo protegeremos nuestra salud.

Es necesario dar a conocer de manera clara y carente de alarmismo al público, el riesgo que se tiene al convivir con perros que albergan en su intestino diferentes especies de parásitos que tienen la capacidad de infectar al humano.

Es conveniente el empleo de antihelmínticos de amplio espectro, que sean efectivos frente a los parásitos. En los perros adultos y previamente a la desparasitación, es conveniente realizar un análisis parasitológico para identificar los parásitos que pueden estar presentes, para así poder proporcionar el fármaco conveniente.

LITERATURA CITADA

1. Nores M. A. 1999. Gusanos. Mexico. <http://www.dogoboaplio.freescroers.com/ind re. htm>
2. Angus M. D. 1996. Helminología Veterinaria. Manual Moderno México. pp390.
3. Birchard S. y Sherding R. 1996. Manual clínico de pequeñas especies. McGraw-Hill Interamericana. México. pp. 1747.
4. Canesel A., Domínguez R., Otto C., Ocampos C. y Mendoca E. 2001. Huevos infectivos de *Diphylidium caninum*, en arenas de plazas y parques de Asunción, Paraguay. Organó Oficial de la Sociedad Paraguaya de Pediatría. Vol. 28 (2) pp. 480~ <http://www.oftalmo.com/lscolrevista11/1/lscol9.htm>.
5. Rau C. A. 2002. Parásitos en infantes en Argentina . Fundación de Parasitología Argentina. http://www.vary.mx/biomed~c/rev_biomed/html/rbOOI_127.html
6. Center for Disease Control. 2002. Prevention of transmission of cestoda and hookworms of dog and cats: guidelines for veterinarians. Atlanta Georgia. <http://www.cdc.gov/ncidod/diseases/roundworm/roundworm.htm>.
7. Cohn J. 1998. *Diphylidium caninum* Life Gate. E.U.A. http://cahvet.upenp/material/cestode/dipy_a.htm
8. Cordero J., Rojo F., Martínez A., Sánchez M., Hernández S., Navarrete I., Díez P., Quiróz H. y Carralho M. 1999. Parasitología veterinaria. Ed. McGraw- Hill Interamericana. Zaragoza, España. pp 968
9. Cuéllar C., Fenoy S., Aguila C. y Guihlén J. 2001. Isotype específico immune responses in murine experimental. Universidad Complutense. Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz. Madrid, Espana...http://memorias.ioc.fiocruz.br/964/41_3703.html.

11. Dan. 1999. The pets of online newsletter.
<http://www.saudevide.online.com.br.htm>
12. Lemmon D. 2000. *Diphylidium caninum*. Puertorrico. <http://www.s-h-hocom.au/tapeworm.htm>.
13. Delalix A. 1994. El mastín napolitano. Vecchi. Valencia, España. pp 139.
14. Souky E.J.L. 1997. Parasitología y enfermedades en los animales domésticos. México. <http://www.idra.tripub.com/parassit.htm>
15. Flores A. 1997. Cestodos. Centro Ponicilnico Veterinario. Malaga, España. <http://www.veterinaria.org/ajfa/art31.htm>.
16. Guerrero J., Chou S., Hobday M., Smit R. y Eisenberg A. 2000. Introduction to parasitology. University of Pennsylvania. <http://cal.vet.upenn.edu/merial/>.
17. Heinz S. 2002. Istitut for Parasitology University. Berlín. <http://www.Kleintermedizin.ch/hund/helminthelminth4.htm>.
18. Hökehek M. y Lutwick L. 2002. Cestodos infections. Ondokuz May's University-Medical-School,-Turkey. <http://www.emedicine.com/med/topic1594.thm>
19. Magnaval J. F. 2000. *Diphylidium caninum* Imagenes. Laboratorio de parasitología. CHU Purpan 31059. Toulouse, France. <http://www.imagenes.parasitologie-CHU.htm>
20. Johnstone C. 2000. Parasites and parasitic diseases of domestic animals. University-of-Pensilvania.
21. Manning K. W. 2000. *Diphylidium caninum*. Departamento de Microbiología y Parasitología. México. <http://www.microbiolo.edu.htm>
22. De Cicco S. L. E. 2000. Doencas dos Animais. Pulgas. Univercidade Estadual de Campinas. Italy. <http://www.Saudeevida.Online.Pulqa.htm>
23. Rodríguez B. L. J. 2000. Epidemiología. Laboratorio de Parasitología Animal <http://www.uprm.edu/biology/psls/bonkley/lab9.htm>.

24. Magnaval J., Fabre R., Maurieres P., Charlet J. y Larrad B. 2002. Eye and visceral organs parasites. Laboratoire de Parasitology, Toulouse, France.
<http://www.cdround.to.11/HTML/dir3.htm>.
25. Maizels R. 2002. Biology of *Diphylidium caninum*. University of Edinburgh.
<http://hehios.bto.ed.ac.uk/licapb/maizels/organisms/toxocara/references.html>
26. Maqbool A., Raza S., Hayat C. and Shafiq M. 1998. Prevalence and chemotherapy of *Diphylidium caninum* dog in Faisalabad (Punjab). Pakistan. Department of Clinical Medicine and Surgery, Faculty of Veterinary Science. University of Agriculture. Faisalabad, Pakistan.
<http://www.vef.hr/vetarhiv/684/magbool.htm#blank>.
27. Martínez I., Fernández A., Vázquez O. y Ruiz A. 1998. Frecuencia de *Diphylidium caninum* en perros y áreas verdes del sur de la ciudad de México distrito federal. Departamento de Microbiología y Parasitología, Facultad de Medicina. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. Veterinaria México.
28. Corns P. M. 2001. Mybarboric YAWP *Diphylidium caninum*. <http://escuela.med.puc.ch/paginas/udas/Parasitologia/Archivos/cestodos.ppt.htm>
29. Murray J. y Kennedy. 2000. Tapeworms in Cats. E.U.A.
<http://www.gate.net/mcorriss/ADE.htm>
30. Nolan T. 2002. *Diphylidium caninum* U.S.A
<http://www.cal.vet.upenn.edu/dxendopar/parasitepages/ascaris/tcanis.htm>
31. Overgaauw P., Okkens A., Bevers M. y Kortbeek L. 2002. Incidence of patent *Diphylidium caninum* infection. Dept of Clinical Sciences of Companion animals, Facultad of Veterinary Medicine, University of Utrecht. Netherlands.
<http://www.library.uu.nl/digiarchief/dip/diss/01754824/c6.pdf>.
32. Prontuario de especialidades veterinarias. 2000. 20a ed. Ediciones PML. p. 856. Mexico.
33. Quiroz H. 1999. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 8a ed. Limusa. pp 876. México

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Tripp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Immunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Brook. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Trapp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Inmunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Book. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The prazicuantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Tripp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Immunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Brook. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Trnipp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Inmunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Book. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Maturis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Trapp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Immunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Book. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Tripp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Immunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Book. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>

34. Borres R. 2002. Cestodos. Departamento de Microbiología, Hospital clínico Universitario y facultad de Medicina, Universidad de Valencia. España. <http://www.bus.insp.mx/componem/svirtual/ppriors/05/11/arti.htm>
35. Redlus h., Berg M., Daniels j., Lange A., Matunis D. y Antas L. 2002. Roundworm infection in dogs. Columbus Central Veterinary Hospital and Emergency Clinic. Columbus. <http://www.ccvh.neficanine/roundwor.pdf>.
36. Reinoso R. 2002. Plan de vacunación y desparasitación en perros. Venezuela. <http://www.mascotasconsentidas.com/cuidando/vacunaciondesparasitacionperrosOOI.php>.
37. Devera R. 2000. Dipilidiasis humana. Departamento de parasitología y Microbiología. Universidad del Oriente. Venezuela. <http://www.departamento.parassi/microo/dipihi.htm>
38. Romairone A. 2000. Coprología clínica canina y felina <http://www.diagnosticoveterinario.com/parasitologia/coprohogia.htm>.
39. Schenone H. y Thompson L. 1996. Infection by *Diphylidium caninum* in a young gyrt. E.U.A. <http://www.emedicine/med.htm>
40. Upton J. S. 1999. Animal Parasitology and Biology E.U.A. <http://www.unmsn.edu.pc/veterinaria.htm>
41. Taranto N., Passamonte L., Marinconz R., Marzi M., Cajal S. y Malchiodi E. 2000. Cestodosis transmitidas por perros en el Chaco Salteño, Argentina. Instituto de investigaciones en Enfermedades Tropicales, Universidad Nacional de Salta. Argentina. Medicina. Vol. 60 (2): 217-220.
42. Tetteh K., Loukas A., Trapp C. y Maizeis R. 1999. Identification of abundantly expressed novel and conserved genes from the infective larval stage of *Diphylidium caninum* by an expressed sequence tag strategy. Institute of Cell, Animal and Population Biology, University of Edinburgh. Edinburgh. Journal Infection and Immunity. Vol. 67 (9): 4771-4779.
43. Venkal R. M. 2002. Divisions of infections Disease, Winthrop. State University of New York school of Medicine of Stony Brook. <http://www.emedicine.com/med/tpics573.htm>
44. Wijesundera. 1999. The praziquantel in human infection with *Diphylidium*. E.U.A. <http://www.emedicine.com/med/topic.htm>