

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



**“COMPARACIÓN DE LA TÉCNICA DE HAKARUA-UENO
CONTRA PLATO DE ARCILLA, PARA EL HALLAZGO Y
TIPIFICACIÓN DE LARVAS DE *Ancylostoma caninum*
EN HECES DE PERROS NATURALMENTE
INFESTADOS”**

DULCE MARINA RAMÍREZ HERNÁNDEZ

Médica Veterinaria

GUATEMALA OCTUBRE DE 2013

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



**“COMPARACIÓN DE LA TÉCNICA DE HAKARUA-UENO
CONTRA PLATO DE ARCILLA, PARA EL HALLAZGO Y
TIPIFICACIÓN DE LARVAS DE *Ancylostoma caninum* EN
HECES DE PERROS NATURALMENTE INFESTADOS”**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD

POR

DULCE MARINA RAMÍREZ HERNÁNDEZ

Al Conferirle el título profesional de

Médica Veterinaria

En el grado de Licenciado

GUATEMALA OCTUBRE DE 2013

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

DECANO:	MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
SECRETARIA:	M.V. Blanca Josefina Zelaya de Romillo
VOCAL I:	Lic. Sergio Amílcar Dávila Hidalgo
VOCAL II:	MSc. Dennis Sigfried Guerra Centeno
VOCAL III:	M.V. Carlos Alberto Sánchez Flamenco
VOCAL IV:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez
VOCAL V:	Br. Juan René Cifuentes López

ASESORES

M.A. MANUEL EDUARDO RODRÍGUEZ ZEA
M.A. CARLOS ENRIQUE CAMEY RODAS
M.V. MARIO ESTUARDO LLERENA QUAN

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

**“COMPARACIÓN DE LA TÉCNICA DE HAKARUA-UENO
CONTRA PLATO DE ARCILLA, PARA EL HALLAZGO Y
TIPIFICACIÓN DE LARVAS DE *Ancylostoma caninum* EN
HECES DE PERROS NATURALMENTE INFESTADOS”**

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

Como requisito previo a optar al título profesional de:

MÉDICA VETERINARIA

DEDICATORIAS

A DIOS:

Que me dio la oportunidad de vivir y regalarme una familia maravillosa.

A MIS PADRES:

Ana Patricia de Ramírez y Jorge Ramírez, que me dieron la vida, gracias por creer en mí y estar conmigo cada momento apoyándome. Papá y Mamá los amo mucho.

A MIS HERMANOS:

Jorge Vidal, Victoria, Sarahí, Javier y Gerson gracias por estar conmigo y apoyarme siempre, los amo mucho.

A MI SOBRINITO:

Christopher espero ser un ejemplo como profesional, te quiero mucho.

A MIS ABUELOS:

Goyito, Mamita, Abuelo Julio y Abuelita Mary (†) gracias por sus consejos y por sus oraciones, los quiero.

A MI FAMILIA:

Tía Chiqui, tía Mayra, tía Mery, tía Cristi, tía Aura, tía Telma, a mis primos, primas y agregados, quisiera mencionar a todos pero son muchos, pero gracias por apoyarme en el recorrido de mi carrera. En especial a mi tía Anabela (†) y tío Hugo (†) que fueron un gran ejemplo de lucha a pesar de las malas circunstancias.

A MI NOVIO:

Otto, gracias por todo el apoyo que me has dado para continuar y seguir con mi camino, te amo mucho.

AGRADECIMIENTOS

A TI DIOS:

Por bendecirme para llegar hasta donde he llegado, porque hiciste realidad este sueño anhelado.

A LA FACULTAD:

Medicina Veterinaria y Zootecnia por darme la oportunidad de estudiar y ser una profesional.

A MIS AMIGOS:

Diana, Karin, Ligia, Abby, Olson, Luis y Abel gracias por ser mis amigos y recuerden que siempre los llevare en el corazón.

A MIS ASESORES:

Dr. Rodriguez, Dr. Camey y Dr. Llerena a quienes agradezco sus conocimientos, su experiencia, paciencia y motivación para la realización de esta tesis.

A MIS PROFESORES:

Que a lo largo de mi carrera aportaron un granito de arena en mi formación profesional, muchas gracias.

ÍNDICE

I. INTRODUCCIÓN	1
II. HIPÓTESIS	4
III. OBJETIVOS	5
3.1 Objetivo General	5
3.2 Objetivos Específicos	5
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	6
4.1 Ancilostomiasis	6
4.1.1 Sinónimos	6
4.2 <i>Ancylostoma caninum</i>	7
4.2.1 Ciclo vital de <i>Ancylostoma caninum</i>	8
4.3 Patogénesis	11
4.4 Semiología	13
4.5 Lesiones	14
4.6 Inmunidad	16
4.7 Diagnóstico	17
4.8 Métodos de Laboratorio	18
4.8.1 Método de Flotación	18
4.8.1.1 Interpretación	18
4.8.2 Método de Hagar-Ueno	18
4.8.3 Método de Plato de Arcilla	19
4.9 Epidemiología	19
4.10 Tratamiento	20

4.11	Profilaxis	22
4.12	<i>Larva migrans</i> cutánea en el hombre	23
4.12.1	Epidemiología Latino América (Situación en Guatemala)	23
4.12.2	Ciclo biológico y mecanismo de transmisión	24
4.12.3	Patogenia e histopatología	25
4.12.4	Espectro clínico	25
4.12.5	Diagnóstico	26
4.12.6	Tratamiento	27
4.12.7	Prevención	27
V.	MATERIALES Y MÉTODOS	28
5.1	Recursos humanos	28
5.2	Recursos de laboratorio	28
5.3	Recursos biológicos	29
5.4	Recursos de campo	29
5.5	Centros de Referencia	29
5.6	Metodología	30
5.6.1	Diseño de la muestra	30
5.6.2	Procedimiento: Toma de muestras	30
5.6.2.1	Recolección de las heces	30
5.6.3	Proceso de las muestras	31
5.6.4	Método de Flotación	31
5.6.4.1	Procedimiento	31
5.6.4.2	Interpretación	32
5.6.5	Método de Hakarua-Ueno	32

5.6.5.1 Procedimiento	33
5.6.6 Método de Plato de Arcilla	33
5.6.7 Tipificación de larvas	34
5.6.8 Análisis de datos	34
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
6.1 Resultados	36
6.2 Análisis y Discusión	36
VII. CONCLUSIONES	39
VIII. RECOMENDACIONES	40
IX. RESUMEN	41
SUMMARY	42
X. BIBLIOGRAFÍA	43
XI. ANEXOS	46

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla No. 1	Método de Flotación	47
Tabla No. 2	Método Hakarua Ueno	48
Tabla No. 3	Método de Plato de Arcilla	49
Tabla No. 4	Muestras Procesadas con Método de Flotación	50
Tabla No. 5	Diagnóstico por Método Hakarua Ueno	51
Tabla No. 6	Diagnóstico por Método Plato de Arcilla	52

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro No. 1	Huevos por campo: Cruces Grado de Infestación	32
--------------	---	----

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Gráfica No. 1	Muestras Procesadas con Método de Flotación	50
Gráfica No. 2	Frecuencia de Número de Cruces por Muestra Positiva a <i>Ancylostoma caninum</i> por Método de Flotación	50
Gráfica No. 3	Diagnóstico por Método Hakarua Ueno	51
Gráfica No. 4	Diagnóstico por Método Plato de Arcilla	52

I. INTRODUCCIÓN

El parasitismo por *Ancylostoma caninum* es de elevada presencia en perros criados domiciliarmente, en perreras, y en perros vagabundos que merodean las áreas urbanas y rurales. (18)

A. caninum es un nematodo que puede ocasionar la enfermedad conocida como *larva migrans* cutánea en humanos, particularmente en la población infantil. (12, 18)

La *larva migrans* cutánea penetra la piel y se desarrollan en animales domésticos y salvajes pueden causar la enfermedad en el hombre. Las larvas se suelen encontrar en la piel en donde causan dermatitis, pero a veces migran a los pulmones; en tales casos, las lesiones dérmicas van seguidas de lesiones pulmonares de la forma observada en el síndrome de Loeffler y pueden encontrarse larvas en los esputos. Por consiguiente, las larvas de *Ancylostoma* producen *larva migrans*, tanto visceral como cutánea. Prueba de ello son las observaciones, según las cuales las larvas de *Ancylostoma* se asocian a la opacidad de la córnea y las larvas de *A. caninum* son a veces excretadas con la leche de huéspedes paraténicos (ovejas y cabras). (11,16)

La entidad conocida como *Ancilostomiasis* en muchos de los casos pasa inadvertida, al no ocasionar o no ser detectados signos clásicos del mismo. (3)

En la práctica veterinaria las infestaciones patentes con *A. caninum* puede ser detectadas por examen fecal para observar la presencia de huevos, pero tiene desventajas como el hecho que algunos huevos regresan al fondo, se retraen y deforman fácilmente lo cual dificulta su identificación, además se da la cristalización rápida debido a la evaporación de la solución y puede que no se observen los huevos. (3)

Se ha observado que los coprocultivos proporcionan un medio conveniente

para el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de las larvas llegando a su estado infectivo, en donde se pueden tipificar de acuerdo a sus características morfológicas diferenciales. (6)

En la actualidad se aplican técnicas diagnósticas que permiten definir a la *Ancilostomiasis*, como afección intestinal en caninos. No existen técnicas para el diagnóstico de larvas en medicina veterinaria en especies menores, ya que la única prueba que permite detectar estados larvarios, es la tradicional Técnica de Hakarua Ueno, aplicada en rumiantes y equinos para la tipificación de larvas del género *Strongylus* (Harada 1951 y Duncan 1974). No hay técnica diagnóstica de fases infectivas en especies menores. La técnica de Plato de arcilla es utilizada comúnmente para el diagnóstico de fases infectivas de *Ancylostoma sp.* en humanos. Por tal razón se considera que si es útil en humanos, está se puede aplicar en la Medicina Veterinaria, como sucede con la primera antes mencionada.

Por lo tanto, las técnicas sugeridas nos brindan una alternativa de laboratorio para la confirmación del diagnóstico parasitológico. Además, las técnicas a estudiar enriquecerán el diagnóstico en el laboratorio parasitológico y la docencia, debido a que se podrá estudiar y tipificar las larvas de *A. caninum*.

Debido a la importancia en salud pública del diagnóstico de larvas de *Ancilostomiasis canina*, este estudio propondría discernir epidemiológicamente esta parasitosis, así como otras parasitosis zoonóticas, brindando una alternativa para el control epidemiológico de dichos parásitos en los alimentos, el agua y el suelo contaminados con heces, los cuales son las principales vías de transmisión de parásitos al hombre. (1,16, 21)

Por lo anteriormente expuesto, se comparó la eficacia de las dos técnicas mencionadas anteriormente, para el diagnóstico de las fases infectivas de *A. caninum* en perros infestados naturalmente, y se brindó una alternativa viable para la confirmación del diagnóstico clínico en mascotas sospechosas con

Ancilostomiasis y potenciales transmisores de la enfermedad *larva migrans cutánea* a los humanos.

II. HIPÓTESIS

La técnica del Plato de Arcilla es mas eficaz para el hallazgo y tipificación de larvas de *A. caninum* que la técnica de Hakarua-Ueno.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo General:

Determinar cuál de las técnicas (Hakarua Ueno y Plato de arcilla) es más conveniente para el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de larvas del *A. caninum*, en heces de perros infestados naturalmente.

3.2 Objetivos Específicos:

Identificar las larvas de *A. caninum* por medio de su tipificación en cada técnica comparando su factibilidad.

Determinar si la técnica de plato de arcilla es más efectiva que la técnica de Hakarua-Ueno o viceversa.

Comparar la eficacia y rapidez para el diagnóstico de larvas de *A. caninum* entre las técnicas de Hakarua-Ueno y Plato de arcilla.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 *Ancilostomiasis.*

4.1.1 Sinónimos.

Ancilostomiasis, Uncinariasis, anemia perniciosa de los perros de caza. (17,20)

Así se le denomina a la infestación causada por la presencia y acción de larvas y adultos de varias especies de género *Ancylostoma*. Clínicamente se caracteriza por anemia y alteraciones intestinales. (6, 17, 20) Es de distribución cosmopolita más frecuente en regiones tropicales y subtropicales que en las templadas y frías (5, 9,19) se pueden localizar en jaulas, perreras con malas prácticas de saneamiento, (9) se dice que se encuentran en jaulas con calefacción. (13) La transmisión se realiza por el suelo y la infestación es por vía cutánea, oral o por vía placentaria. Las larvas de algunas especies parasitan el hombre dando lugar a problemas de larva migrans cutánea. (17)

Los *Ancilostomas* miden 1-2 cm, y son de color gris-rojizo, dependiendo de la presencia de sangre en el tubo digestivo. (19) Los huevos son ovalados de unos 45-75 μm , con una cubierta fina y transparente y tienen 6-8 células al salir con las heces. (6) Su cápsula bucal es profunda e infundibuliforme, posee tres pares de dientes en el borde ventral y dos lancetas de forma triangular o dientes dorsales en el fondo. Hay una fístula dorsal en el margen de la boca. La vulva se encuentra en el tercio posterior del cuerpo. En los machos, el rayo ventral de la bolsa copulatriz tiene una hendidura, el dorsal está bifurcado, así como en cada rama. Los rayos laterales dan lugar al tronco común. El rayo externo dorsal puede originarse del tronco común con el rayo dorsal. Tienen un gubernáculo y las espículas son iguales. (17, 19)

4.2 *Ancylostoma caninum*.

Dominio	Eucariota
Reino	Animalia
Subreino	Metazoos
Filo	Nematoda
Clase	Chromadoria
Suborden	Strongylida
Familia	<i>Ancylostomatidae</i>
Subfamilia	<i>Ancylostominae</i>
Género	<i>Ancylostoma</i>
Especie	<i>caninum</i>

Se localizan en el intestino delgado del perro, cánidos silvestres y raras veces en gatos (8, 9, 14, 17); se caracterizan por su hematofagia debido a que poseen cápsula bucal bien desarrollada (8, 19), provista de estructuras dentiformes o placas quitinosas cortantes en su margen ventral, con la característica que su extremo anterior adopta una curvatura típica en sentido dorsal (gusanos ganchudos). (6, 8) El *A. caninum* succiona 0.12 mm de sangre en 24 horas, la rapidez con que pasa la sangre a través del intestino del verme no le sirve para alimentarse sino para obtener oxígeno. Además, la pérdida de sangre se ve aumentada porque el nematodo secreta una sustancia anticoagulante y cambia constantemente de lugar, dejando una pequeña herida que sigue sangrando.

Los machos miden de 10-13 mm y las hembras de 13-20.5 mm de largo con una cola relativamente ancha. (9, 17) La bolsa copuladora del macho está bien desarrollada y las espículas miden 0.8-0.95 mm de longitud. La vulva está situada próxima a la unión del segundo tercio del cuerpo con el tercero. El útero y los ovarios forman numerosas asas transversas a lo largo del cuerpo. (8, 19) Los huevos miden de 55- 72 por 34 a 45 micras. (9, 10, 17)

4.2.1 Ciclo vital de *Ancylostoma caninum*.

Las hembras adultas producen una media de 16,000 huevos diarios, si bien el número de huevos producidos es inversamente proporcional al número de gusanos presentes. Las fases pre-infestantes no resisten a la desecación, por lo que únicamente se pueden encontrar en ambientes húmedos. Los más asequibles son los suelos ligeramente arenosos; la grada y la grava no son adecuadas. La temperatura óptima para el desarrollo oscila entre 23-30°C. (4, 9, 19)

La primera larva se desarrolla en un día, se alimenta de bacterias y muda para llegar al segundo estado larvario (ambas con esófago rabadiforme). (4) Se alimenta y muda para dar lugar al tercer estado larvario, conserva la muda de la segunda larva, ya no se alimenta y la muda le sirve de protección; ésto sucede en 22 días a 15°C o en dos días a 20 o a 30°C. (17) El estado larvario alcanza una semana, aproximadamente, pero si la temperatura es baja, el desarrollo es más lento. La infestación de un nuevo hospedador se produce por la ingestión de la larva infestante, o por penetración parenteral de la misma. (19)

Después de la infestación, pueden producirse distintos esquemas de desarrollo:

- La infestación oral puede producir desarrollo directo de gusanos adultos; cuando las larvas se encuentran en la boca, una parte de ellas penetrará a través del epitelio bucal y faríngeo, llevarán a cabo la migración de la misma manera que si se hubiera producido una penetración a través de la piel. (17, 19)
- La penetración dérmica lleva a una migración por la ruta linfática para llegar al corazón y pulmones, en donde a través de los capilares pasa a los alvéolos; siguen su migración por bronquiolos, tráquea y faringe en donde es deglutida para llegar al intestino (15, 17, 19); esta migración tarda de dos

días hasta una semana. (17, 19) Puede haber una migración somática de las larvas a la musculatura, tras lo cual se produce un período de letargo. (19)

- Infestación prenatal de fetos por vía intrauterina (19), las larvas pasan por vía transplacentaria a los fetos. (9, 15) Las larvas no maduran sino hasta que el cachorro nace y los huevos salen a los 10 o 12 días de nacidos. (10, 17)
- Infestación calostrual o lactogénica de las crías, por el paso de larvas mediante la leche a cachorros lactantes. (15, 17, 19)

Las larvas que penetran por el intestino generalmente pasan por las glándulas de Lieberkhün, donde permanecen unos días; posteriormente regresan al lumen, donde mudan al cuarto estado (aproximadamente a los tres días de la infestación). (19) El período prepatente es de 15 a 18 días en perros jóvenes (infestación percutánea), de 15 a 26 en perros adultos y de 12-16 días en cachorros (infestación galactógena). (14, 17, 19) El período patente es de 6 a 12 meses y hasta años. (14, 17) Sin embargo, se puede producir en el intestino delgado una inhibición del desarrollo de los estados larvarios parásitos, si las larvas infestantes (pre-parasitarias) se someten a una refrigeración súbita, lo que conduce a una inhibición del desarrollo larvario del 60-70%, también comunican la inhibición del desarrollo larvario en el intestino. La capacidad de inhibición está determinada en gran manera por un cambio fisiológico en la larva, inducido por el enfriamiento, mientras que el *status* inmunológico del perro, influye en el número de larvas capaces de establecerse, más que en su capacidad de inhibición. (19)

En cachorros de unos tres meses de edad, las larvas penetran por la piel o por la membrana mucosa oral; con la ayuda de una colagenasa y otras enzimas, acceden a los vasos sanguíneos o linfáticos y son transportadas por el sistema venoso o conductos torácicos al corazón y a los pulmones. Las larvas en los

alvéolos migran hacia los bronquiolos, bronquios y tráquea, desde donde son deglutidas y maduran en el intestino delgado. La muda, al cuarto estado larvario, se produce después que las larvas llegan a los alvéolos (48 horas), y las larvas de cuarto estado se encuentran en gran número en el intestino, a partir del cuarto día post-infestación. La cuarta muda, que da lugar a adultos inmaduros, se produce al sexto día, los órganos reproductores se evidencian en los gusanos adultos sobre el duodécimo día, y los gusanos maduros comienzan a aparecer unos 17 días después de la infestación. (19)

No obstante, en animales más viejos, aún en aquellos que no han sufrido infestación anterior, maduran pocas larvas, y aquéllas infestantes que penetran, siguen una ruta migratoria somática y permanecen quiescentes en la musculatura. El tercer estado larvario de *A. caninum* puede vivir en la musculatura al menos 240 días. Al parecer, tales larvas constituyen una reserva para la población de la glándula mamaria al comienzo de la lactancia, o para la repoblación del intestino, cuando la carga parasitaria existente sea eliminada. No se dispone información acerca del destino de las larvas que se fijan al intestino después de refrigeración. (19)

La infestación prenatal que se produce intrauterinamente fue considerada como una ruta común de infestación; las larvas penetran el torrente circulatorio de las hembras gestantes, atraviesan la placenta y entran en el feto. Las relaciones entre las larvas musculares quiescentes y la infestación intrauterina del feto no han sido determinadas. (19)

En la infestación calostrala o galactógena puede encontrarse larvas a los 20 días, o más, después del parto. (19)

Una fuente adicional de infestación, cuyo significado es desconocido, es que haya hospederos paraténicos que porten larvas infestantes. (19) Cuando las larvas de *A. caninum* penetran en huéspedes accidentales como el ratón, las

larvas se desarrollan poco, pero han sido recuperadas después de algún tiempo en músculos y cerebro. (15, 17) Por otra parte, se señala cierto papel en la transmisión a las cucarachas y otros insectos que actúan con huéspedes mecánicos al ingerir larvas. (17)

4.3 Patogénesis.

La anemia es la consecuencia principal de la infestación por *A. caninum*, y está relacionada con la pérdida intestinal de sangre, la cual, a su vez, depende de los hábitos alimenticios de los adultos parásitos. (19)

Las larvas ejercen acción traumática en la piel, pulmón e intestino en su migración. (4, 9) La acción expoliatriz durante este período es básicamente histófaga y hematófaga. (6, 17) Además, la intensidad de los síntomas clínicos se relaciona con la intensidad de la infestación, edad, estado nutricional, reservas férricas y existencia de inmunidad adquirida. En principio, la anemia es normocítica y normocrómica, pero el hospedador se va haciendo deficiente en hierro, deriva a hipocrómica y microcítica. (6, 17, 19)

En la acción bacterífera es importante señalar la inoculación piógena en el trayecto cutáneo, tanto las larvas que continúan su migración como las que dan lugar a *larva migrans* cutánea en huéspedes accidentales como el hombre (5, 15), condición que se traduce en dermatitis con trayectos reptantes con infección piógena. (4, 17)

La acción antigénica de las larvas debido al cambio de muda, al líquido de la muda y a secreciones y excreciones da lugar a una respuesta inmune, desarrollando en algunos casos sensibilización y diferentes grados de resistencia. (17)

Los cachorros, que son los más afectados, adquieren una notable carga parasitaria por la vía galactogénica. Aquellos que sufren una lactancia más pobre,

se ven más afectados que los que se alimentan mejor, pero en cualquier caso, la reserva férrica de los cachorros recién nacidos es exigua, ya que la leche es pobre en hierro. (6, 19)

Los animales de más edad resisten mejor la pérdida de sangre, la cual puede alcanzar un cuarto del volumen eritrocítico circulante. Las pérdidas diarias estimadas por gusano varían desde 0.8 ml por gusano y día (5, 19), a las de 0.01-0.09 ml por gusano y día, dependiendo de la intensidad de la infestación. (9, 17, 19)

Las pérdidas de sangre comienzan al octavo día post-infestación, coincidiendo con la cuarta muda y el desarrollo de la cápsula bucal del adulto. Hay un claro ritmo difásico en la pérdida de sangre. El máximo se sitúa entre la rápida maduración de los gusanos (10-15 días post-infestación) y el establecimiento de la puesta de huevos, hacia el vigésimo día de infestación. (19) Debido a que la zona donde está adherido el verme aparece infiltrada de sustancias anticoagulantes y enzimas proteolíticas, estas favorecen que la pequeña úlcera siga sangrando después de que el parásito cambia de sitio de alimentación, dando lugar a que se produzcan ligeras infecciones o a la pérdida de sangre. (8, 17)

La muerte de los cachorros por anemia se produce normalmente entre 10 y 24 días después de una simple infestación primaria. En cachorros de más edad, con reservas de hierro adecuadas, hay una rápida respuesta eritropoyética que compensa la pérdida de sangre. (19)

Otras secuelas de la infestación por *A. caninum* son diarrea, que puede aparecer hacia el cuarto día de infestación, cuando la larva en el octavo día puede presentarse mezclada con sangre fresca y mucus acuoso. Hay lesiones dérmicas asociadas con la infestación percutánea, que van del eccema a la ulceración donde se dio la penetración de las larvas, especialmente en las zonas interdigitales y región abdominal. (6) Los daños son más graves en las patas, y se ven intensificados por lametones o mordeduras (19), debido al eritema y prurito. (6)

Estas lesiones aparecen con frecuencia después de la lluvia, cuando los perros han corrido por campos arenosos y húmedos de zonas endémicas. (6, 19) En ocasiones, las infestaciones intensas pueden producir graves daños pulmonares, desde el primero al quinto día de la infestación. Las larvas producen una neumonitis hemorrágica cuando abandonan la circulación pulmonar y penetran en los alvéolos. En casos mortales, los pulmones aparecen endurecidos y cubiertos de múltiples hemorragias. (19)

La infestación crónica por *A. caninum* se caracteriza por la pérdida de apetito, déficit de crecimiento y pobreza de pelo. (19)

4.4 Semiología.

Se presenta sobre todo en animales confinados en áreas relativamente pequeñas de terreno húmedo, como los caninos en perreras y los zorros en cautividad. (19)

Pueden presentarse distintas formas clínicas. La más frecuente es la infección débil, con sintomatología variable, desde anemia ligera, compensada por la respuesta medular, hasta síntomas respiratorios, alteraciones cutáneas y moderada pérdida de peso y apetito. (6)

En la infestación prenatal o calostrala parecen normales los primeros días, pero su estado empeora con rapidez. Puede producir anemias más graves; esta fase aguda, además de anemia, se caracteriza por disnea y heces diarreicas de color negruzco; (6, 14, 19) los síntomas respiratorios debido a la irritación en bronquios y tráquea, puede haber catarro, cambio del timbre de sonido canino y disminución del olfato, además de tos ronca con secreción mucosa o epistaxis, que coinciden con la fase de migración larvaria, pero se deben a la anoxia (17, 20), acompañadas de coma y muerte, que se producen en tres semanas después del nacimiento. (19)

La enfermedad puede ser aguda y rápidamente fatal en animales susceptibles, aunque otros pueden desarrollar un determinado grado de resistencia a los efectos de la infestación. El signo clínico más evidente es la anemia, acompañada de hidremia, a veces edema, debilidad general y emaciación. (19)

En las últimas fases de la enfermedad, dentro de los cambios sanguíneos pueden incluir eosinofilia. (19) La sangre tiene menor densidad, es fluida, pálida, hipocoagulable, aunque en algunos casos puede aumentar el tiempo de coagulación. Hay marcada disminución de eritrocitos con formas inmaduras, crenación, poliquilosis y microcitos con disminución de la hemoglobina. La anemia es hipocrómica microcítica con hipoproteinemia y aumento de la globulina y disminución de la albúmina. La tasa de fibrinógeno está disminuida. (17) El crecimiento se ve reducido, y el pelo se hace seco y áspero. Puede observarse picazón de la piel en áreas de dermatitis causada por la penetración de las larvas de los gusanos. Las heces a menudo, diarreicas mucosas y sanguinolentas, o pueden adquirir un aspecto alquitranoso. Algunas veces, hay signos de nefritis con albuminuria. Las hembras gestantes llegan a abortar. (17) La muerte se presenta precedida por marcada debilidad y extrema palidez de las membranas mucosas. (19)

Hay formas asintomáticas crónicas que no están compensadas, y que muestran un grado de anemia considerable, que se traduce a animales caquéuticos, cuya capacidad de regeneración es mínima, lo cual requiere un tratamiento compensado, con aportación férrica y proteica. (6)

4.5 Lesiones.

Las lesiones en la *Ancilostomiasis* incluyen dos períodos sucesivos ligados a la evolución del parásito. Las lesiones cutáneas generalmente son discretas y de corta duración, sobre todo en animales jóvenes, que se manifiestan por eritema

que puede pasar inadvertido. En los individuos adultos se puede observar pequeños puntos de congestión o pápulas puntiformes acompañadas de prurito. Experimentalmente, se produce la reacción más intensa con formación de pápulas y vesículas seguidas de formación de costras. Histológicamente, hay inflamación con infiltración leucocitaria a base de polimorfonucleares, islotes de necrosis, atrofia de los folículos piloso-sebáceos y supuración. Si hay infección bacteriana las lesiones son mayores. La duración es más o menos de 8-10 días. (17)

Hay lesiones también de hipertrofia ganglionar de acuerdo con la zona de invasión. Las lesiones pulmonares discretas se traducen en pequeñas zonas inflamatorias en el parénquima, sobre todo en la región subpleural. Histológicamente, hay puntos neumónicos con infiltración de polimorfonucleares. (17)

Durante la fase intestinal son muy evidentes la anemia y la caquexia, al tiempo que se ven con frecuencia edema y ascitis. El hígado muestra color pardo brillante, y presenta alteraciones grasas. El contenido intestinal es hemorrágico. La mucosa se presenta frecuentemente inflamada, cubierta de moco, y muestra numerosas pequeñas mordeduras de gusanos. Éstos se encuentran fijados a la mucosa o, a veces, libres; son de color gris o rojizo, dependiendo de la cantidad de sangre que contenga en el intestino. (6, 19)

Histológicamente hay enteritis subaguda, con zonas de infiltración linfocitaria y macrófagos con presencia de polimorfonucleares eosinófilos. En el punto de fijación del verme hay necrosis con gránulos picnóticos. Los ganglios linfáticos superficiales y mesentéricos están hipertrofiados, con el parénquima blando e infiltrado. (17)

El corazón puede tener aspecto pálido, hipertrofiado, dilatado con paredes blandas y flácidas. Los riñones muestran signos de nefritis difusa, parenquimatosa e intersticial. (17)

4.6 Inmunidad.

Los perros jóvenes son más susceptibles que los adultos. Después de infestaciones previas desarrollan un estado de resistencia a la reinfestación, que se manifiesta al reducirse la producción de huevos y por la eliminación de gusanos adultos en las heces. (17)

Se sabe que los perros se hacen inmunes a las infestaciones por *Ancilostomas*. Si se administran dosis graduales de larvas, bien por vía oral o parenteral, la producción de huevos sigue el mismo ritmo en las infestaciones iniciales hasta alcanzar un máximo a los dos meses post-infestación. (19) Los anticuerpos circulantes que se forman se ponen de manifiesto al formar un precipitado en la boca, ano y poro excretor de la larva. (17) Después de esto, se produce un marcado descenso en la producción, y comienza a aparecer un gran número de gusanos adultos en las heces, lo que se considera como una “crisis”, y se compara con la “auto-cura”. (19)

Los extractos esofágicos del parásito adulto protegen parcialmente contra la infestación, manifestándose por un menor número de parásitos y de talla más pequeña. (17) Si las infestaciones se suceden con mucha frecuencia, se produce una muerte rápida, debido a que la respuesta inmune no tiene tiempo de controlar la infestación. Hay una resistencia natural, debido a la edad, que se manifiesta en las hembras a los 8 meses, y en los machos a partir de los 11 meses. (19)

Los perros bien alimentados tienen mejor respuesta inmunógena y los perros inmunes cuando tienen una alimentación deficiente vuelven a ser susceptibles; además la dieta de leche y la anemia los hace más susceptibles. (17)

Una doble vacunación, efectuada por inoculación subcutánea de 1000 larvas infestantes, previamente expuestas a 40kr de irradiación, protege a los cachorros de ataques severos y previenen completamente la morbilidad y

mortalidad asociadas con las infestaciones intensas por larvas normales. La vacunación puede comenzar 72 horas después del nacimiento, y tanto los anticuerpos maternos como la infestación prenatalcalostrada no interfieren con la eficacia de la vacuna. No obstante, la vacuna aplicada después de la eliminación mediante antihelmínticos de las infestaciones adquiridas por vía calostrada. La duración de inmunidad es de, al menos, siete meses, si no hay una exposición posterior, y en la práctica, con la adquisición de la resistencia por edad, no suelen ser necesarias las revacunaciones. Una ventaja adicional de la vacuna también induce a la protección contra *A. brasiliense* y *U. stenocephala*. Sin embargo, debido a un fallo en las expectativas comerciales y económicas de la vacuna, ésta dejó de producirse en 1975. (19)

4.7 Diagnóstico.

El diagnóstico puede hacerse por los signos clínicos se deben sospechar en zonas en donde la *Ancilostomiasis* es un problema enzoótico (17), y confirmarse por la investigación en heces de gran número de huevos (varios miles por gramo de heces), típicamente strongiloides. En las infestaciones intensas prenatales o calostradas, puede desarrollarse una severa anemia antes que aparezcan huevos en las heces de cachorro. (19) Además, determinar el valor hematocrito, grado de anemia, el estado general y la sintomatología manifestada. (17)

No obstante, el efecto multitudinario hace difícil la interpretación de los análisis coprológicos y la diferenciación con los huevos de *Uncinaria* no es sencilla, puesto que estos son mayores, sus medidas se aproximan mucho: 53-69 x 36-53 μm los de *A. caninum* frente a 75-85 x 40-45 μm los de *Uncinaria stenocephala*, que son ligeramente alargados y estrechos. Se puede acudir al cultivo de larvas y su identificación microscópica. (6)

Si la infección prenatal ha sido muy intensa, puede que los parásitos no hayan llegado al estado adulto y en tal caso no se observaran los huevos. (20)

El diagnóstico post-mortem mediante la observación de las lesiones en intestino, la presencia del número de vermes y el estado general de lesiones permiten establecer un diagnóstico más preciso. (6, 13)

4.8 Métodos de Laboratorio.

4.8.1 Método flotación.

Es un método cualitativo y cuantitativo, ya que permite identificar las especies parasitarias y determinar el grado de infestación. Los huevos de los parásitos se separan de las masas fecales mediante una técnica de flotación usando soluciones de peso específico elevado. (13)

4.8.1.1 Interpretación.

Es imposible determinar el número de parásitos que hay dentro del intestino en base al hallazgo y recuento de huevos fecal. La producción varía considerablemente entre, las especies de vermes, hospedador, estado la larvas, etc. (13)

Los resultados del examen coprológico por el método de flotación se reportan como:

- Negativos
- Positivos
- Reflejan la gravedad de la carga parasitaria, siendo leve, moderada o grave. (13)

4.8.2 Método de Hakarua-Ueno.

Este método se basa en la utilización de termotropismo e hidrotropismo positivos, lo que hace que cuando la muestra de heces se ponga en contacto con

agua con una temperatura entre 25-27°C, se permita el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de los mismos a larva, hasta llegar a su estado infectivo. Así, las larvas se pueden diferenciar y hacen posible distinguir el género y en algunos casos las especies. (13)

4.8.3 Método de Plato de arcilla.

Permite la incubación de heces brindándoles un ambiente conveniente para el desarrollo por medio de la arcilla, humedad y con la temperatura 25-30°C brinda una superficie adecuada para el desarrollo de los nematodos, para la identificación de las larvas en fases infectivas basándose en sus características morfológicas, tanto de su porción anterior como posterior. (15)

4.9 Epidemiología.

Muchos factores ambientales influyen en la presencia del verme en un área. La temperatura y la cantidad de lluvia son factores a considerar. Debido a que el verme no sobrevive a la desecación. (4)

Las heces en tierra después de la lluvia, ayuda a que algunas larvas escapen de la desecación escabulléndose de la tierra en búsqueda de la humedad, aunque algunos llegan a ser víctimas de la desecación en este proceso; probablemente esto hace que algunas larvas sobrevivan en tierra húmeda más de 6 o 7 semanas. (4) Se ha señalado que los *Ancilostomas* son más frecuentes en las zonas tropicales y en las zonas templadas. (17)

La fuente de infestación la representan los mismos huéspedes. En el caso del *A. caninum* las larvas se desarrollan también en el hombre y otros huéspedes experimentales. Las condiciones ambientales tienen un papel en la transmisión, ya que requiere de humedad, temperatura, materia orgánica, oxígeno para que las larvas se desarrollen hasta su fase infestante, luego que ocurre contaminación fecal de la piel o la ingestión de alimentos contaminados (17); Por lo cual, en las

áreas rurales es donde la larva se llega a desarrollar mejor debido al uso de fertilizantes de las heces de los animales y humanos. (4) Por otra parte, en la difusión de esta parasitosis, la transmisión trasplacentaria y la trasmamaria hacen que sea una de las parasitosis más frecuentes. (17)

4.10 Tratamiento.

Cuando se tratan los perros por una infestación por Ancilostómidos, se debe tener en cuenta la capacidad de las larvas quiescentes o hipobióticas para repoblar el intestino. Esto puede conducir a una falsa conclusión sobre la resistencia al fármaco por parte del parásito. En tales casos, debe repetirse el tratamiento, si es necesario, usando el mismo compuesto. (19)

El tetracloroetileno se ha usado ampliamente para el tratamiento de *Ancilostomiasis* de 0.2 ml/kg, tiene una eficacia de 99%. El tratamiento debe ir precedido de una noche de ayuno (deben suprimirse las grasas). Y seguido de un laxante salino, pero no es necesario solo si coexisten áscaris; entonces, se administrará sulfato de sodio o de magnesio a continuación del antihelmíntico o aceite de castor 5 horas más tarde. Hay peligro de intoxicación cuando la irritación intestinal es muy intensa. En la actualidad apenas se usa. (19, 20)

Los compuestos de Befenio, administrados en dosis única de 20 mg/kg, como cloruro, bromuro, ioduro o hidroxinaftoato, presentan una eficacia del 99.4%. Un compuesto parecido, Thenium (p-clorobenceno sulfonato de thenium) es muy eficiente en tasa de 200-250 mg/kg, administrado dos veces al día. (19, 20)

Disofenol (2:6 diiodo-4-nitrofenol) es muy eficaz. Una única dosis subcutánea de 7.5 mg/kg es muy eficaz contra los adultos de *A. caninum*. (19)

Diclorvos se usa en tasas de 12-15 mg/kg. Este es un fármaco inhibidor de la colinesterasa, y no debe administrarse conjuntamente, ni en un plazo corto de días, con otros fármacos inhibidores de la colinesterasa, otros antihelmínticos,

relajantes musculares, tranquilizantes o vacunas de virus atenuados. No deben ser tratados los perros con signos graves de constipación, función hepática disminuida, fallos circulatorios o enfermedades infecciosas. (19)

Metilbenceno (tolueno) puede formularse con diclorfen en capsulas para perros de diversos pesos. Es necesario mantenerlos a dieta desde 18 horas antes a cuatro después del tratamiento. (19)

Estilpiridinio puede formularse junto a dietilcarbamacina (6.6 mg con 2.6 mg/kg respectivamente). Administrado diariamente durante una semana, eliminada los Ancilostómidos adultos del perro. Una dosis similar previene la infestación en cachorros, a los que se suministran por vía oral larvas infestantes durante 11 días. (19)

Tetramisol en dosis única de 7.5 a 10 mg/kg por inyección subcutánea o 20 mg/kg por vía oral. (19)

Mebendazole es una dosis oral de 40 mg/kg o 2-5 dosis de 10 mg/kg, es eficaz contra la mayoría de las especies de Ancilostómidos del perro, así como el tiabendazole, en tasas de 20 mg/kg, administrado oralmente. (14, 19)

Febendazole en dosis única de 20 mg/kg es eficaz contra las fases maduras e inmaduras del *A. caninum* y 5 dosis de 20 mg/kg, o dosis de 100 mg/kg, tienen una eficacia del 100%. (14, 19)

Nitroscanato, en una dosis oral de 50 mg/kg. (19)

Además del uso de los antihelmínticos específicos que se mencionan, los animales seriamente afectados pueden necesitar transfusiones de sangre o, al menos, una terapia de hierro asimilable, restablecimiento del equilibrio electrolítico y la hidratación, vitaminoterapia. (6) Además, el tratamiento de sostén debe incluir

alimentos ricos en proteínas. (19) En caso de una complicación bacteriana, especialmente si hay hipertermia, deberá aplicarse antibioterapia. (6)

Las perras deberían ser desparasitadas al mismo tiempo que sus camadas y, al menos una vez durante la gestación. Con fines preventivos, en zonas de riesgo se recomienda tratar a los cachorros destetados y a los perros adultos al menos tres o cuatro veces al año. Las larvas somáticas de las perras se controlan mediante medicación diaria de Febendazole, según la pauta citada en las helmintiasis. Recientemente, se ha ensayado con éxito (99.6% de eficacia) un tratamiento conjunto a base de pamoato de pirantel e ivermectina (5 mg y 6 µg, respectivamente) aplicado mensualmente en un intento de prevenir la dirofilariosis y controlar las *Ancilostomiasis caninas*. (6)

La dermatitis no responde bien al tratamiento sintomático, pero cuando no hay reinfección pronto desaparecen las manifestaciones. (6)

4.11 Profilaxis.

La administración preventiva de antihelmínticos a las madres y cachorros es importante para el control de la parasitosis, pero también es fundamental el mantenimiento de condiciones higiénicas óptimas. La milbemicina, como preventiva a dosis de 0.5 mg/kgpv VO, ha demostrado ser eficaz frente a *A. caninum* en perros adultos con infección natural. Se ha demostrado también que la ivermectina, aplicada a las perras desde 2-10 días anteparto (0.5-1 mg/kgpv) redujo las cargas de los cachorros el 96.6 y 98.5%, respectivamente. (6) Esta medida evita la salida de larvas por la leche. (17)

Los estados preinfestantes no son resistentes a la desecación, de forma que los terrenos y locales que frecuentan los animales susceptibles deben mantenerse lo más secos posible, y las heces eliminarse a cortos intervalos. Los suelos de las perreras someterse a tratamiento con sal común o borato sódico (2

kg/10m²), que ayuda a matar las larvas. Donde sea posible, los suelos de las perreras y de los patios de ejercicio impermeabilizarse con hormigón y otro material similar. (19) También se puede usar soda caustica caliente o limpieza a base de vapor de agua a presión. (6)

4.12 Larva migrans cutánea en el hombre.

Larva migrans cutánea (LMC) es un síndrome causado por la presencia y subsiguiente migración de larvas de nematodos de diferentes animales en capas superficiales y/o profundas de la piel. Los principales agentes etiológicos son *Ancylostoma caninum* y *Ancylostoma braziliense*, el primero nematodo de cánidos y el segundo de cánidos y félidos. (6, 19)

LMC es un término clínico que designa una erupción dérmica de carácter lineal y serpiginoso, producida por larvas de gusanos nematelmintos. Algunos autores lo hacen sinónimo de erupción serpiginosa “creeping eruption”. Constituye una de las dermatosis zoonóticas endémica en climas cálidos y húmedos de áreas tropicales y subtropicales, pero cada vez más evidente en otras áreas, dada la frecuencia de turistas y viajes de placer a países exóticos. (9,19)

4.12.1 Epidemiología Latino América (Situación en Guatemala).

Esta es una patología frecuente en zonas tropicales y subtropicales que satisfacen las exigencias del parásito. Los reportes de hallazgos en humanos de LMC mencionan principalmente a turistas de países europeos y de EUA al Caribe, Centroamérica, México, Brasil, Venezuela, Colombia, Jamaica, Venezuela, Barbados, Senegal y varios países asiáticos, destacando Tailandia. Los casos autóctonos en Europa y EUA son escasos. (1)

Mundialmente las Helmintiasis presentan alta prevalencia, el promedio oscila entre el 20%-30% para población en general, pero en zonas endémicas la prevalencia es tan alta como del 60% al 80%. (12)

La frecuencia en la distribución del número de gusanos por huésped ha sido demostrada de ser altamente agregada sobre dispersos tanto así que pocos individuos presentaron desproporcionalmente cargas altas de gusanos. Significa que en cualquier comunidad aproximadamente 15% de la población humana presentará más de 65% de gusanos. (12)

En 1952, Aguirre realizó un estudio sobre la incidencia de parásitos intestinales en algunas áreas rurales de Guatemala, en el que reportó los resultados obtenidos de los exámenes coprológicos practicados en el área de Sacatepéquez. (18)

Los microhábitat apropiados se encuentran en zonas costeras con presencia habitual de perros, lo que ocasiona que los turistas estén en riesgo de adquirir la enfermedad al asolearse en las playas (50% de los casos). Asimismo se considera en riesgo a los niños, debido a sus hábitos de juego, a jardineros y otros sujetos que se encuentren expuestos a suelos apropiados con materia fecal de perro disuelta "invisible". (4)

4.12.2 Ciclo biológico y mecanismo de transmisión.

En los hospederos definitivos, *A. caninum* tiene un ciclo de vida similar al de las uncinarias de los humanos. Los cánidos infectados eliminan con la materia fecal alrededor de 20,000 huevos/día, los cuales embrionan en condiciones favorables (temperaturas mayores a los 25°C, humedad suficiente y suelos arcillosos o arenosos y sombreados); la eclosión puede ocurrir al cabo de 48 h, dando lugar a larvas de estadíos 1, 2 y 3. La larva L3 es filariforme y la forma infecciosa, tanto para el perro como para el humano, hospedero accidental. (4)

La infección se adquiere por el contacto de la piel con suelos contaminados con materia fecal de perros infectados. Las larvas penetran activamente por la piel, aún sin solución de continuidad, folículos pilosos y rara vez, mucosas. (1, 4)

4.12.3 Patogenia e histopatología.

A. caninum presenta enzimas proteasas relacionadas con la écdisis, invasión tisular, destrucción de tejidos y degradación de la mucosa. También se ha identificado un factor inhibidor de la adhesión de neutrófilos activados. (4)

Los eventos histopatológicos incluyen una dermatitis difusa con acantosis, focos de espongirosis con vesículas intraepidérmicas que contienen queratinocitos necróticos. En zonas perivasculares de la dermis superior y media se observan infiltrados inflamatorios de predominio eosinofílico. El hallazgo de la larva de *Ancylostoma* sp. u otro agente etiológico no es frecuente debido a que el parásito no se encuentra dentro de la lesión visible. (4)

4.12.4 Espectro clínico.

Las zonas corporales afectadas con mayor frecuencia son pies, manos, glúteos, área anogenital, tronco, muslos y piernas. (1)

Los pacientes refieren con frecuencia el sentir "un piquete" en el sitio de entrada de la larva (o larvas). Horas después de la penetración aparece una pápula pruriginosa. En el transcurso de días o semanas y a una distancia aproximada de 2 de la primera lesión la migración de las larvas da lugar a trayectos levantados, sinuosos, únicos o múltiples, de acuerdo al número de parásitos, con pápulas, vesículas, descamación y eritema (signo de la dermatitis verminosa reptante). Estos trayectos avanzan generalmente unos cuantos mm/día. La lesión es progresiva y causa un prurito muy importante (primera causa de consulta). (21)

La gravedad de las lesiones dérmicas está relacionada con el grado de exposición a las larvas infestantes. Cuando se ha producido una exposición extensa a *A. caninum*, por ejemplo, una nueva exposición conduce a la formación de pápulas, edema y lesiones muy pruriginosas. Ocasionalmente, las larvas

pueden llegar a los vasos sanguíneos o linfáticos, donde el flujo de sangre lo lleva al ventrículo derecho del corazón y de ahí a los pulmones, donde usualmente se adhieren al epitelio ciliar de los bronquios y la tráquea, llevándolos a la garganta, en donde son ingeridos por expectoraciones con esputo. (4) Debido a que las larvas de Ancilostómido pueden llegar al torrente sanguíneo también pueden causar opacidad en la córnea, mucosa oral o tejido muscular. (5, 19)

El cuadro se resuelve habitualmente en unas semanas (20 - 80% de las larvas muere en el transcurso de 2 - 8 semanas), pero en ocasiones puede prolongarse durante meses. La infección bacteriana es frecuente, así como dermatitis por contacto por automedicación con remedios tópicos. (4, 21)

La LMC puede tomar la forma de una foliculitis papular eosinofílica de curso crónico cuando una gran cantidad de larvas penetran los folículos pilosos. Esta condición no incluye trayectos en piel, lo que puede conducir a un diagnóstico erróneo. (21)

Existen varios reportes de enteritis eosinofílica en Australia; también se ha diagnosticado en EUA; esta ocurre cuando una larva o parásito adulto inmaduro (casi en el 100% de los casos se trata de un solo parásito) se localiza a nivel intestinal, dando lugar a un síndrome con dolor abdominal agudo, náuseas, anorexia y diarrea. Es rara la ulceración de íleon terminal y colon, lo que constituye una emergencia quirúrgica. (1)

Se han reportado de manera esporádica: neumonitis eosinofílica, eritema multiforme, opacidad en córnea, larvas en tejido muscular y neuroretinitis subaguda unilateral difusa. (2)

4.12.5 Diagnóstico.

Se basa de manera fundamental en los antecedentes epidemiológicos y cuadro clínico. Los estudios de laboratorio reportan de manera poco consistente

eosinofilia y niveles altos de IgE total. La biopsia de piel ofrece el diagnóstico definitivo, pero es difícil realizarla debido al movimiento errático de las larvas. (1)

El diagnóstico diferencial debe realizarse con los parásitos que pueden causar LMC, ya mencionados, con lesiones debido a dermatofitos y dermatitis por contacto. (1)

4.12.6 Tratamiento.

- Ivermectina VO 200 mg/kg/dosis única.
- Albendazol VO 400 mg/día/3 - 7 días (ocasionalmente debe prolongarse).
- Tiabendazol tópico 10 - 15%, 3 aplicaciones/día/5días. Su eficacia es similar a la de la ivermectina, fármaco de elección, pero no es práctico en lesiones extensas y no tiene utilidad en la foliculitis. (1, 4, 21)

4.12.7 Prevención.

Es importante que el personal de cuidado de los animales en perreras y propietarios de mascotas deba ser advertido de la posibilidad de ser infectado, tomar medidas higiénicas e indicar cuales son los métodos seguros de manipulación de animales infectados y de los excrementos. (7) Además en áreas rurales, concientizar a la población sobre el uso de calzado y emplear larvicidas en suelos infectados. (9, 19)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Recursos humanos.

- Una Investigadora ejecutora del estudio.
- Técnico del Laboratorio de Parasitología FMVZ.
- Tres Profesionales Veterinarios asesores del estudio.

5.2 Recursos de laboratorio.

- Instalaciones del Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Mortero con pistilo.
- Solución sobresaturada de azúcar.
- Coladores.
- Beacker.
- Frascos pequeños de fondo plano.
- Láminas Porta y cubre Objetos.
- Microscopio.
- Incubadora.
- Frascos de vidrio de boca ancha tipo Gerber.
- Cajas de Petri.
- Aserrín de madera estéril.
- Agua destilada.
- Pipeta Pasteur.
- Lugol parasitológico.
- Platos de arcilla.
- Gaza.

5.3 Recursos biológicos.

Muestras fecales de perros sospechosos a *Ancilostomiasis*, provenientes de clínicas veterinarias, refugios, parques y casas particulares de la ciudad de Guatemala.

5.4 Recursos de campo.

- Vehículo.
- Hielera.
- Hielo o refrigerante.
- Bolsas plásticas de 1 libra.

5.5 Centros de Referencia.

- Biblioteca Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Biblioteca Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Biblioteca M.V. Manuel Rodríguez Zea - Departamento de Parasitología.

5.6 Metodología

5.6.1 Diseño de la muestra.

Se muestreó caninos sospechosos a parasitosis, tomando únicamente para esta investigación las muestras positivas a *A. caninum* por medio del método de Flotación, descartando otros tipos de parasitosis. Posteriormente se les realizó el cultivo de larvas con los métodos de Hakarua Ueno y Plato de arcilla.

Criterios de exclusión:

- Se excluyó perros físicamente sanos
 - Buena condición corporal
 - Sin evidencia a enfermedad digestiva
- Negativos al método de flotación
- Se haya administrado desparasitante recientemente
- Perros estético (estreñido), no ha ingerido alimentos o presenta pocas evacuaciones. (3)

5.6.2 Procedimiento: Toma de muestras.

5.6.2.1 Recolección de las heces.

La muestra se recolectó directamente del recto del animal, para hacer un mejor examen coprológico y que no presente elementos extraños que dificulten su interpretación. Para su obtención se sujetó el perro con ayuda de otra persona (dueño), evitando que el perro gire hacia su parte trasera, se utilizó una bolsa de plástico delgada humectando la bolsa con agua corriente al igual que la región anal, con el fin de no maltratar dicha región. Para obtener la muestra, se realizó movimientos con los dedos para estimular la eliminación de heces. Luego de

obtener la muestra se invirtió la bolsa directamente sobre sí misma, utilizándola como medio de transporte. Se llevó en la misma bolsa en una hielera con suficiente hielo, transportándolas al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la USAC, donde fueron procesadas en un período no mayor de 48 horas desde la toma de la muestra. Las heces fueron tomadas en la mañana debido a que las hembras tienden a ovipositar en temperaturas frescas y así obtener mayor número de huevos. (3)

5.6.3 Proceso de las muestras.

Todas las muestras rectales fueron procesadas para la observación e identificación microscópica de huevos de *A. caninum*, por el método de Flotación. A las muestras positivas al método de Flotación, se les realizó los dos métodos de cultivo de larvas para la identificación parasitaria.

5.6.4 Método de Flotación.

Por ser un método enriquecido, para esta técnica, se utiliza una solución sobresaturada de azúcar consistente en 1,280 gramos de azúcar disuelta en 1Lt. de agua calentándola a temperatura moderada, hasta que desprenda vapores sin llegar a hervir y luego dejándola enfriar para su utilización.

5.6.4.1 Procedimiento:

1. Colocar en un mortero aproximadamente 2 gramos de heces.
2. Agregar 15 ml. de solución saturada de azúcar y homogenizar con el mango del mortero hasta lograr una suspensión adecuada.
3. Tamizar a través de un colador sobre un beaker pequeño para depositar el filtrado.
4. Trasladar el filtrado a un frasco de fondo plano de unos 10 ml. de capacidad, tratando que el menisco sea convexo.

5. Colocar un cubreobjetos sobre el menisco y dejar reposar por 10 minutos.
6. Levantar el cubreobjetos con la muestra en la parte de abajo, y colocarlo sobre una lámina porta objetos en la misma posición.
7. Colocar el montaje de la muestra en un microscopio y observar con 100 X.
8. Para la lectura de la muestra se debe enfocar una de las esquinas superiores e ir observando en zigzag.

5.6.4.2 Interpretación:

Los huevos son identificados de acuerdo a las características de cada especie y el grado de infestación se da por el número de huevos que se cuenten en el campo, donde haya mayor número de ellos, asignándoles de una a cuatro cruces según el rango, de la manera siguiente:

Cuadro No.1 Huevos por campo: Cruces Grado de infestación.

1- 5 huevos por campo	una cruz (+)	Infestación Leve
6- 10 huevos por campo	Dos cruces (++)	Infestación Moderado
11- 15 huevos por campo	Tres cruces (++++)	Infestación Grave
16 ó más huevos por campo	Cuatro cruces (++++)	Infestación Potencialmente letal

(13)

5.6.5 Método de Hakarua Ueno.

Con la incubación de las heces se logra un medio artificial conveniente para el desarrollo de los huevos de los helmintos, lográndose la eclosión de larvas que llegan al estado infectivo para poderlas identificar.

5.6.5.1 Procedimiento:

1. Se utilizan 10-20 gramos de heces colectadas directamente del recto del animal.
2. Mezclar y homogenizar las heces con una cantidad un poco mayor de aserrín estéril en un frasco de unos 250 ml. de fondo plano y boca ancha, agregando agua para humedecer la mezcla y facilitar la homogenización.
3. La mezcla se distribuye en el fondo dejando una depresión en el centro. El frasco se tapa ligeramente para permitir la aireación.
4. Se incuba la mezcla por 7-12 días a 25-27°C, revisando y agregando agua cuando sea necesario para que la muestra no se reseque.
5. Al sacar la muestra, se destapa y se le agrega agua a 37°C, hasta lograr consistencia acuosa en el centro, se coloca una caja de Petri invertida sobre la boca del frasco y se voltean ambos, sosteniendo firmemente la caja de Petri en la boca del frasco, hasta que el frasco quede invertido.
6. Se deja reposar la muestra por 30 minutos, calzando la placa de Petri en uno de los lados para inclinarla.
7. Con una pipeta Pasteur se recoge una pequeña cantidad de líquido se deposita en un cubreobjetos y se observa al microscopio con 100 X.
8. Muchas veces es necesario aplicar Lugol parasitológico para matar a las larvas y poder observar detalles que ayudan a su identificación.
9. La identificación de las larvas (L3) se tiene que hacer en base a sus características morfológicas diferenciales.

5.6.6 Método de Plato de arcilla.

Proporciona un medio conveniente para el desarrollo de los huevos llegando a su fase infectiva (L3) donde puede ser tipificada.

5.6.6.1 Procedimiento:

1. Preparar antes de usar el plato de arcilla (6 cm de diámetro y 1 cm de espesor) lavarlo con agua estéril y caliente para evitar bacterias y hongos.
2. Mezclar de 3-4 g. de la muestra fecal con agua en un recipiente apropiado y revolver bien. Después se filtra la suspensión fecal a través de una gasa durante 30 minutos para eliminar los residuos fecales grandes.
3. Se decanta el sobrenadante y se agrega agua a los sedimentos.
4. Centrifugar la suspensión y extender el sedimento resultante en el plato de arcilla de manera uniforme.
5. Coloque el plato de arcilla en la placa de Petri y añadir agua hasta una profundidad de 5 mm. Luego se incubó a temperatura ambiente durante 10 días.
6. Recoger el líquido de la caja de Petri en un tubo de centrifuga, la cual debe hacer girar adecuadamente para concentrar las larvas emergentes.
7. Examinar el sedimento en un portaobjetos en el microscopio reconociendo las larvas (L3) en base a sus características morfológicas diferenciales.

5.6.7 Tipificación de larvas.

Se basó en las estructuras morfológicas (anterior y posterior), ya que presentan una cavidad oral prolongada, estrechamiento en el final del esófago y una pequeña abertura genital primaria. (15)

5.6.8 Análisis de datos.

Se midió la eficacia y eficiencia de cada una de las técnicas a comparar según el costo que estas conllevan. Asimismo, para medir cuánto tiempo se

necesita para el hallazgo de larvas según la técnica, se usó el método T de Student.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Resultados

Se muestreó un total de 62 muestras de perros procedentes de clínicas veterinarias, refugios, parques y casas particulares de la ciudad de Guatemala.

De las muestras caninas procesadas, en 17 se diagnosticó positividad a la infestación por *Ancylostoma caninum*, observando e identificando microscópicamente huevos de este nematodo a través del método de flotación (Tabla No. 1). Posteriormente, a las muestras positivas, se les aplicó los dos métodos de cultivo de larvas, para la identificación y confirmación parasitaria (Hakarua Ueno y Plato de arcilla).

Al aplicar el Método de Hakarua Ueno, se colocaron las muestras por 10 días a 37°C, en una incubadora, para la identificación de larvas, pero no se observaron estas fases sino únicamente los huevos del helminto. Por esta razón, se prosiguió la incubación por 5 días más, obteniendo resultados similares al décimo día. Se reanudó la incubación hasta los 21 días, pero no se logró la eclosión de larvas para su identificación. (Tabla No. 2).

A las mismas muestras, se les aplicó el Método de Plato de Arcilla. Para su incubación se esperó a los 10 días a temperatura ambiental para esperar la eclosión de larvas, pero no se observaron fases larvales únicamente la presencia de huevos larvados. Por ello, se prosiguió la incubación por 2 días más, obteniendo 7 muestras positivas, lo que representa el 41.17% de resultados positivos para el hallazgo y tipificación de larvas en tercer estado de *A. caninum* (Tabla No. 3), mientras que con la de Hakarua Ueno, fue el 0%.

6.2 Análisis y Discusión

Las enfermedades de tipo zoonótico parasitaria están adquiriendo una prevalencia creciente en nuestro medio, por el mismo desconocimiento en cuanto

a su diagnóstico. (12,16,18) Por tanto, es importante la realización de pruebas diagnósticas precisas con la finalidad de detectar huevos de parásitos, que permitan brindar alternativas para el control epidemiológico.

En este trabajo de investigación, se determinaron 17 perros con infestación por *Ancylostoma caninum* con el método de flotación, de un total de 62 perros muestreados. Posteriormente las muestras positivas a éste parásito se incubaron, utilizando los métodos de Hakarua Ueno y Plato de Arcilla, para poder determinar cuál es el más eficiente para el desarrollo y eclosión de fases larvales.

Se proyectó comparar la eficacia de las dos técnicas mencionadas anteriormente, para el diagnóstico de las fases infectivas de *A. caninum* en perros infestados naturalmente, y proponer así una alternativa viable para la confirmación del diagnóstico clínico en mascotas sospechosas de *Ancilostomiasis* y potenciales transmisores de la enfermedad *larva migrans cutánea* a los humanos.

Para el método de Hakarua Ueno se realizó la incubación por 10 días pero no se logró observar fases larvales, por lo cual se reanudó la incubación en días posteriores hasta por 21 días más, pero no se observaron fases larvales únicamente los huevos del helminto (Tabla No. 2). La técnica de Hakarua Ueno brinda las condiciones en el medio artificial de incubación, capaces para que se desarrollen y eclosionen las larvas incluidas dentro de los huevos de helmintos, pero para el nematodo *A. caninum*, este método fue incompetente. Debido a esto, se decidió comprobar si la temperatura era uno de los factores de los cuales afectó la eclosión de huevos de helmintos. Se tomaron muestras positivas *A. caninum* por el método de flotación, posteriormente se les aplicó la técnica de Hakarua Ueno a temperatura ambiental por 21 días, pero la muestra se contaminó con hongos, por lo que no dio los resultados pretendidos. No se observó desecación de los huevos de helminto, por lo que se estima que únicamente no tenían el medio óptimo para su desarrollo, por lo que los huevos se mantuvieron en estado de letargo, inhibiendo el desarrollo larval.

Para el método de Plato de Arcilla se realizó la incubación a temperatura ambiente presentando a los 10 días huevos larvados, y a los 12 días se obtuvo la identificación de fases larvales (Tabla No. 3). Logrando la eclosión de larvas para su identificación, por lo que se asume que el medio es el ideal, de acuerdo a lo planteado por Okumura y Tochi quienes desarrollaron la técnica para el diagnóstico de *A. duodenale* en seres humanos.

De las técnicas estudiadas, no se pudo comparar la eficacia y rapidez en base a su efectividad diagnóstica. Así como no se determinó el tiempo de eclosión de las mismas con el método T de Student, debido a que el método de Hakarua Ueno no brindó las condiciones artificiales adecuadas para realizar la incubación y eclosión de larvas en esta especie. Por otra parte el método de Plato de Arcilla sí fue eficaz para el diagnóstico de larvas de *A. caninum*.

VII. CONCLUSIONES

La técnica de Plato de Arcilla es conveniente para el desarrollo de los huevos y lograr la eclosión de larvas del *A. caninum* en heces de caninos.

Se logró la identificación y tipificación de las larvas de *A. caninum* obtenidas de la Técnica del Plato de Arcilla a los 12 días de incubación.

La Técnica de Hakarua Ueno no es efectiva para el diagnóstico de larvas de *A. caninum*, ya que no brindó las condiciones artificiales de incubación adecuadas para el desarrollo de larvas y provocó letargo en el desarrollo de los huevos de helmintos.

No se puede comparar la eficiencia y rapidez de la incubación con las técnicas utilizadas, debido a que la técnica de Hakarua Ueno fue ineficaz para el diagnóstico de larvas.

VIII. RECOMENDACIONES

Para la confirmación de un diagnóstico parasitario gastrointestinal se recomienda la Técnica de Plato de Arcilla como método de diagnóstico parasitológico y en docencia, para el estudio y tipificación de larvas de *A. caninum*.

Para el estudio de coprocultivos de larvas de *A. caninum*, se recomienda utilizar muestras positivas con infestaciones graves (+++) al método de flotación.

No se recomienda el empleo de la Técnica de Hakarua Ueno para la incubación de larvas de *A. caninum* en caninos.

IX. RESUMEN

El parasitismo por *Ancylostoma caninum* es de elevada presencia en perros criados domiciliarmente, en perreras, y en perros vagabundos que merodean las áreas urbanas y rurales de nuestro país. Puede ocasionar la enfermedad conocida como *larva migrans* cutánea en humanos, particularmente en la población infantil. Actualmente, en Medicina Veterinaria no hay técnica diagnóstica de fases infectivas en especies menores, es por eso que el objetivo de esta investigación es determinar cuál de las técnicas (Hakarua Ueno y Plato de arcilla) es conveniente para el desarrollo de los huevos de helmintos y la eclosión de larvas del *A. caninum*, en heces de perros infestados naturalmente; mediante la incubación de 17 muestras positivas a dicho parásito, se comparó cada una de las técnicas, mediante el cual se pudo establecer que la Técnica de Hakarua Ueno no es apto para la incubación en esta especie, ya que los huevos se mantuvieron en estado de letargo, inhibiendo el desarrollo larval, por lo que se estima que únicamente no tenían el medio óptimo para su desarrollo. Por otra parte, la Técnica de Plato de Arcilla logró la eclosión de larvas para su identificación, por lo que se asume que el medio es el ideal, por lo tanto, sí fue efectivo para el diagnóstico y tipificación de larvas de *A. caninum*. Dado los resultados, la Técnica de Plato de Arcilla es recomendada como Técnica de diagnóstico Parasitológico y en docencia, para el estudio y tipificación de larvas de *A. caninum* u otros nematodos gastrointestinales en caninos.

SUMMARY

Parasitism by *Ancylostoma caninum* is high presence in dogs bred at home, in kennels, and stray dogs that roam the urban and rural areas of our country. It can cause a disease called *cutaneous larva migrans* in humans, particularly in children. Currently, no exist diagnostic technique from larval stages that infect in minor species on Veterinary Medicine, that is why the aim of this research is to determine which technique (Hakarua Ueno and clay plate) is more suitable for the development of helminth eggs and hatching of larvae of *A. caninum* in naturally infected dog feces, by incubation of 17 positive samples for the parasite, was compared each of the techniques by which it was established that the Hakarua Ueno technique is not suitable for incubation in this species, due that the eggs were kept in dormant state, inhibiting larval development, so it is estimated that is not had the optimal environment for its development. Moreover, the clay plate technique, larval hatching achieved for identification, so it is assumed that the medium is ideal therefore itself was effective for the diagnosis and classification of larvae of *A. caninum*. Given the results, the clay plate technique is recommended as parasitological diagnostic technique and to the teaching, for the study and tipification of larvae of *A. caninum* or other canine gastrointestinal nematodes.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Albanese, G; Venturi, C; Galbiati, G. 2001. Treatment of *larva migrans* cutanea (creeping eruption): a comparison between albendazole and traditional therapy. (En línea). International Journal of Dermatology; 40: 67-71. Blackwell Science Ltd. Consultado 17 oct. 2011 Disponible en <http://www.medynet.com/elmedico/publicaciones/dermocosmetica4/236-240.pdf>
2. Bowman, DD. et al. 2010. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. (en línea). Review Trends Parasitol, Apr; 26(4):162-167. doi:10.1016/j.pt.2010.01.005. Consultado 17 oct. 2011 Disponible en <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1471492210000176>
3. Cardona, E. 2005. Parasitología Práctica Veterinaria: La coprología como técnica diagnóstica. (en línea). Universidad de Antioquia Facultad de Ciencias Agrarias Escuela de Medicina Veterinaria. Medellín, Colombia. Consultado 10 ene. 2012 Disponible en http://aprendeenlinea.udea.edu.co/lms/moodle/file.php/410/Modulo_2/LA_COPROLOGIA_COMO_T_CNICA_DE_DIAGNOSTICO.pdf
4. Chandler, A. 1961. Introduction to parasitology with special reference to the parasites of man. 10 ed. United State, John Wiley & Jon's, Inc. p. 417-438.
5. Cheng, TC. 1964. The biology of animals' parasites. Philadelphia, London, Saunders Company. p. 431-433.
6. Cordero de Campillo, M; Rojo, FA. 1999. Parasitología Veterinaria. España, McGraw-Hill interamericana. p. 642-646.

7. Ershov, VS. 1956. Parásitology and parasitic diseases of livestock. Moscow, House for Agricultural literature, State. p. 181-185.
8. Fiebiger, J. 1941. Parásitos de los animales, del hombre y de los animales domésticos. 3 ed. Madrid, Viuda de Juan Pueyo, España. p. 340-341.
9. Flynn, RJ. 1973. Parasites of laboratory animals. Argonne, Illinois. p. 207-209.
10. Foreyt, WJ. 2001. Veterinary Parasitology: Reference Manual. 5 ed. s.l. Blackwell. p. 19, 22-23.
11. Georgi, J. 1972. Parasitología Animal. New York State Veterinary College Cornell. University Ithaca, New York, United States. Interamericana. p. 211.
12. Gudiel, M. 1996. Evaluación Epidemiológica de la parasitosis intestinal en niños: Estudio descriptivo aplicado, utilizando el método de Kato-Katz, en niños de 2 a 14 años de las aldeas de Sacoj Chiquito, Sacoj Grande y Lo de Bran II, Municipio de Mixco, Mayo a Junio de 1996. Medico y Cirujano. Ciudad de Guatemala, Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Ciencias Médicas. p. 19-21.
13. Levine, ND. 1978. Tratado de Parasitología Veterinaria. Acribia. España. Trad. JM, Tarazona Vilas. p. 276.
14. Mehlhorn, H; Düwel, W. 1994. Manual de parasitología Veterinaria. Ed. Grass-iatros. Barcelona, España. p. 38-40.
15. Miyazaki, I. 1991. Helminthic zoonoses. SEAMIC. Tokyo, Japón. p. 340-344.

16. OMS (Organización Mundial de la Salud, SUI). 1979. Zoonosis parasitarias: Informe de un comité de Expertos de la OMS con la participación de la FAO. Serie de informes técnicos 637, Ginebra. p. 98.
17. Quiroz, H. 1988. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. 2 ed. s.l. LIMUSA. p. 483-490.
18. Roca, L. 2009. Prevalencia de Helmintos en Madres y sus Hijos del Colegio Monte Hermon de la Aldea Cruz Blanca San Juan Sacatepéquez, Influencia de Factores Sanitarios y Escolaridad de las Madres. Química Bióloga. Ciudad de Guatemala, Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. p. 11-13.
19. Soulsby, E.J.L. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7 ed. s.l. Interamericana. p. 199-207.
20. Tagle, I. 1970. Enfermedades Parasitarias de los animales domésticos: 1ra. Parte. Generalidades y helmintología. Ed. Andresbello. Santiago de Chile. p. 108-110.
21. Valera, CS; Valera, Ma; Pascual, M. 2002. Larva migrans cutánea: diagnóstico de sospecha y tratamiento en atención primaria. (en línea). Medifam; 12 (10): 655-657. Consultado 17 oct. 2011 Disponible en http://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=S1131-7682002001000008&script=sci_arttext

XI. ANEXOS

Anexo 1

Resultados Método de Flotación

Tabla No. 1 Método de Flotación.

No. Muestra	Huevos por campo	No. Cruces	Grado de Infestación
1	6 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
2	8 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
3	6 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
4	4 huevos por campo	(+)	Infestación Leve
5	8 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
6	12 huevos por campo	(+++)	Infestación Grave
7	10 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
8	10 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
9	12 huevos por campo	(+++)	Infestación Grave
10	5 huevos por campo	(+)	Infestación Leve
11	12 huevos por campo	(+++)	Infestación Grave
12	8 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
13	8 huevos por campo	(++)	Infestación Moderada
14	3 huevos por campo	(+)	Infestación Leve
15	5 huevos por campo	(+)	Infestación Leve
16	12 huevos por campo	(+++)	Infestación Grave
17	12 huevos por campo	(+++)	Infestación Grave

Anexo 2

Resultados Método Hakarua Ueno

Tabla No. 2 Método de Hakarua Ueno.

No.	Diagnóstico según Tiempo de Incubación		
	10 días	15 días	21 días
1	(-)*	(-)	(-)
2	(-)	(-)	(-)
3	(-)	(-)	(-)
4	(-)	(-)	(-)
5	(-)	(-)	(-)
6	(-)	(-)	(-)
7	(-)	(-)	(-)
8	(-)	(-)	(-)
9	(-)	(-)	(-)
10	(-)	(-)	(-)
11	(-)	(-)	(-)
12	(-)	(-)	(-)
13	(-)	(-)	(-)
14	(-)	(-)	(-)
15	(-)	(-)	(-)
16	(-)	(-)	(-)
17	(-)	(-)	(-)

*(-) No se observó fases larvales

Anexo 3

Resultados Método de Plato de Arcilla

Tabla No. 3 Método de Plato de arcilla.

No.	Diagnóstico según Tiempo de Incubación	
	10 días	12 días
1	(-)*	(-)
2	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
3	(-)	(-)
4	(-)	(-)
5	(-)	(-)
6	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
7	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
8	(-)	(-)
9	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
10	(-)	(-)
11	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
12	(-)	(-)
13	(-)	(-)
14	(-)	(-)
15	(-)	(-)
16	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*
17	(-)	<i>Ancylostoma caninum</i> Fase L3 (+)*

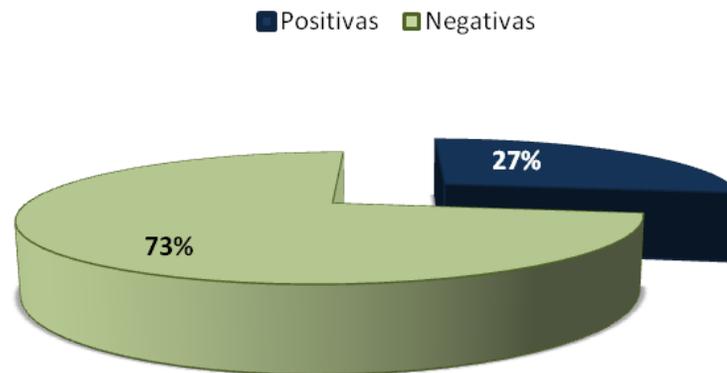
*(-) No se observó Fases Larvales

*(+) Se observaron Fases Larvales

Tabla No. 4 Muestras Procesadas con Método de Flotación.

Muestras Tomadas	
Positivas	17
Negativas	45
Total	62

Gráfica No. 1 Muestras Procesadas con Método de Flotación.



Gráfica No. 2 Frecuencia de Número de Cruces por Muestra Positiva a *Ancylostoma caninum* por Método de Flotación.

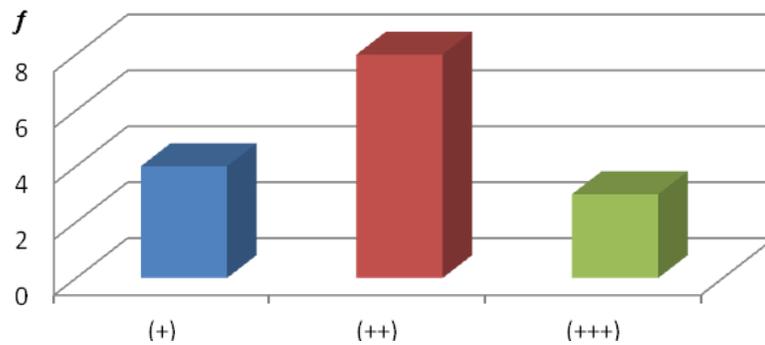


Tabla No. 5 Diagnóstico por Método Hakarua Ueno.

Método Hakarua Ueno	
Positivas	0
Negativas	17
Total	17

Gráfica No. 3 Diagnóstico por Método Hakarua Ueno.

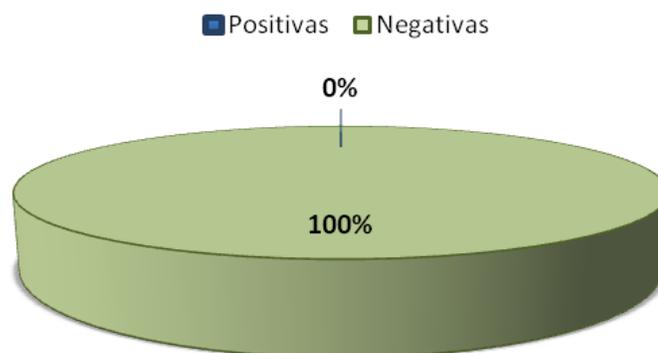
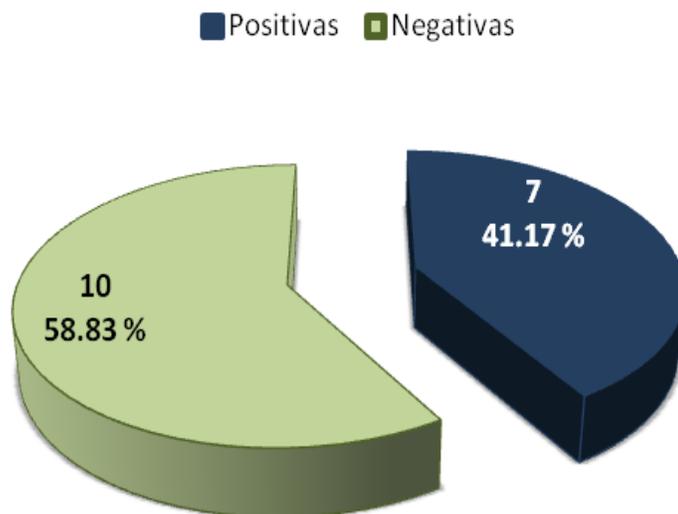


Tabla No. 6 Diagnóstico por Método Plato de Arcilla.

Método Plato de Arcilla	
Positivas	7
Negativas	10
Total	17

Gráfica No. 4 Diagnóstico por Método Plato de Arcilla.



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

**“COMPARACIÓN DE LA TÉCNICA DE HAKARUA-UENO
CONTRA PLATO DE ARCILLA, PARA EL HALLAZGO Y
TIPIFICACIÓN DE LARVAS DE *Ancylostoma caninum* EN
HECES DE PERROS NATURALMENTE INFESTADOS”**

f. _____
Br. Dulce Marina Ramírez Hernández

f. _____
M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea
ASESOR PRINCIPAL

f. _____
M.A. Carlos Enrique Camey Rodas
ASESOR

f. _____
M.V. Mario Estuardo Llerena Quan
ASESOR

IMPRÍMASE:

f. _____
MSc. Carlos Enrique Saavedra Vélez
DECANO

