

208
28j.



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

**"DETERMINACION DE PARASITOS PULMONARES EN PERROS,
POR MEDIO DE LA TECNICA DE LAVADO TRAQUEAL".**

T E S I S

**Que para obtener el titulo de
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

p r e s e n t a

SOLEDAD DEL CARMEN SANTIAGO CARRASCO



Asesor: M.V.Z. JORGE PADILLA SANCHEZ

México, D. F.

1987



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Contenido

1.0	RESUMEN	1
2.0	INTRODUCCION	3
2.1	TABLA 1	12
2.2	HIPOTESIS	13
2.3	OBJETIVO	13
3.0	MATERIAL Y METODO	14
3.1	TECNICA DE LAVADO Y ASPIRACION TRANSTRAQUEAL	15
4.0	RESULTADOS	18
4.1	TABLA 2	20
4.2	TABLA 3	21
4.3	TABLA 4	22
4.4	TABLA 5	23
4.5	TABLA 6	24
4.6	TABLA 7	25
4.7	TABLA 8	26
4.8	TABLA 9	27
5.0	CONCLUSIONES	28
6.0	LITERATURA CITADA	34

1.0 R E S U M E N

SOLEIDAD DEL CARMEN SANTIAGO CARRASCO. Determinación de parásitos pulmonares en perros, por medio de la técnica de lavado traqueal. Asesor: M.V.Z. Jorge Padilla Sánchez.

Las enfermedades parasitarias del sistema respiratorio en un alto porcentaje no pueden ser diagnosticadas por medio de las herramientas propedéuticas de rutina como son la historia clínica, el exámen físico, las radiografías torácicas y los exámenes coproparasitológicos, sin embargo existen técnicas diagnósticas como el lavado y aspiración traqueal que nos brinda la oportunidad de establecer un diagnóstico preciso de estos padecimientos.

El lavado y aspiración traqueal consiste en obtener material de las vías aéreas mayores por medio de un catéter de pequeño diámetro insertado en el ligamento cricotiroides o través del cual se introduce una solución que se recupera inmediatamente para su observación microscópica.

En el presente trabajo fueron muestreados, de acuerdo a la técnica descrita por Bower 140 perros de distintas razas, edades y de ambos sexos elegidos al azar, de 7 Centros Antirrábicos y Centros de Control Canino del

Distrito Federal. Identificándose en un 2.14% de los individuos muestreados diferentes fases del parásito Filaroides osleri.

Aun siendo que los resultados obtenidos fueron satisfactorios, en cuanto a la capacidad diagnóstica del método, se sugiere la utilización de un 50% más de solución para la realización del lavado que la empleada en el presente estudio, con lo que se estima que podrá obtenerse una muestra más representativa de la flora traqueobronquial.

2.0 I N T R O D U C C I O N

En la práctica médica dentro de la clínica de pequeñas especies, toma radical importancia la exactitud con la que se realiza un diagnóstico, pues de él depende que se prevenga, determine el pronóstico y trate definitivamente una enfermedad. Así mismo, la eficacia de la terapia médica o quirúrgica requiere que la enfermedad bajo tratamiento haya sido establecida bajo un diagnóstico preciso (22).

Las técnicas utilizadas comúnmente para el diagnóstico se basan en la elaboración de una historia clínica completa obtenida en forma comprensible, detallada y ordenada donde se incluyan procesos presentes y pasados; de la realización de un cuidadoso examen físico general ejecutado en forma sistemática y basado en los parámetros clásico de observación, palpación, auscultación y percusión; así como de pruebas rutinarias de laboratorio las cuales nos permitan encontrar signos indicativos de alteraciones en el funcionamiento normal de un órgano o

sistema (12/ 13/ 14/ 31). Sin embargo, es importante destacar que estos procedimientos diagnósticos de rutina presentan limitaciones, lo cual determina que en ciertas afecciones no se encuentren indicadores objetivos de anormalidad (16/ 31/ 32).

Uno de los sistemas donde toman mayor importancia las técnicas diagnósticas, es en el aparato respiratorio, debido a que constantemente se ve involucrado por muchas de las enfermedades más comunes en la clínica canina, a la complejidad del mismo y a su íntima relación con el medio ambiente; relación que adquiere mayor importancia en pacientes que habitan en zonas urbanas donde el índice de contaminación ambiental es muy elevado e influye directamente en la disminución de la capacidad del sistema para responder a los agentes potencialmente dañinos que lo agreden (5/ 12/ 15).

De esta forma, el aparato respiratorio se ve continuamente expuesto a una extensa variedad de agentes nocivos, tanto físicos, químicos como biológicos; los cuales en la mayoría de los ocasiones no se presentan en forma aislada, sino que llegan a identificarse afecciones donde se relacionan dos o más elementos, complicando en esta forma el cuadro clínico y dificultando su

diagnóstico (2/15).

Los agentes infecciosos y no infecciosos pueden llegar al sistema respiratorio a través de las vías aéreas después de su inhalación o por medio de la sangre después de su ingestión, por administración parenteral o extendiéndose de otros órganos del cuerpo. Es entonces, cuando el sistema respiratorio responde a la agresión en forma variada dependiendo de la naturaleza del agente, la severidad y persistencia del daño, así como al tipo de célula afectada y a la activación de los mecanismos reparadores (15). Y aunque existe una variedad de mecanismos de defensa respiratoria, los cuales previenen el contacto de los agentes nocivos con el tejido susceptible, frecuentemente las defensas son inadecuadas, ocurriendo el daño y presentándose la enfermedad.

Una afección de difícil diagnóstico es la invasión de parásitos al tracto respiratorio; sin embargo, el hecho de ser poco diagnosticada no implica su inexistencia (5/19/28).

Se tienen antecedentes que demuestran que desde 1955 se llevaron a cabo estudios en la Ciudad de México, donde se ratificó por primera vez la existencia de parasitosis

pulmonar en perros, identificándose al Filaroides parvirostratus como el agente involucrado en una frecuencia del 1% (14).

Con base en el trabajo anterior, en 1967 se efectuó una investigación en 250 perros de diferentes zonas del Distrito Federal muestreando tráqueas y heces, encontrándose un 4% de la nematodiasis causada por el parásito Filaroides osleri (1).

Para 1978, se comprueba la existencia de parasitosis traqueobronquial por Filaroides osleri en perros mantenidos bajo condiciones de bioferro, en los cuales se comprobó la ausencia de vectores y cuyo diagnóstico se efectuó a la necropsia dado que ninguno presentó signos clínicos de enfermedad (28).

La invasión de parásitos al sistema respiratorio se manifiesta por una extensa variedad de signos clínicos y lesiones patológicas. Mientras la severidad de las manifestaciones clínicas depende del número de organismos, los cuales invaden los pulmones o vías respiratorias, esto también se determina por el sitio de predilección del parásito dentro del sistema y de la naturaleza de respuesta del huésped (2/ 6/ 33).

Lo que complica aún más el cuadro clínico, es el hecho de que no todos los parásitos que causan alteraciones respiratorias viven como adultos en los pulmones o estructuras asociadas, algunos pasan a través de los pulmones en el curso normal de su migración y actúan como factores de desarrollo de enfermedades alérgicas pulmonares (23), mientras que otros parásitos inciden sobre el sistema respiratorio como resultado de su migración aberrante y por último algunos parásitos que residen de manera primaria en otros sistemas pueden causar síndromes de dificultad respiratoria como principal signo (33). Ver TABLA 1.

La mayoría de los nemátodos que residen como adultos en el aparato respiratorio son metaestróngilos, algunos involucran en sus ciclos de vida a invertebrados como babosos y caracoles, los cuales son ingeridos por pájaros y roedores que actúan como huéspedes transportadores hasta los carnívoros domésticos o salvajes. No son muy frecuentes los casos clínicos detectados en carnívoros domésticos; sin embargo, muchos autores aseguran que es debido a que no se diagnostica. Ejemplos de estos parásitos son: Filaroides osleri, Filaroides milski, Filaroides hirti, Crenosoma vulpis, Aelurostrongylus abstrusus, Capillaria aerophila, Paragonimus kellicotti y

artrópodos nasales (Pneumonyssus caninum y Linguatula serrata) (33).

Dentro de los parásitos que emigran a través del sistema respiratorio se encuentran formas larvarias de varios nemátodos intestinales, que pasan a través de los pulmones como parte de su ciclo normal de migración; los cuales son espectorados y deglutidos alcanzando su madurez en el intestino delgado. Ejemplos de estos parásitos son: los larvas de Toxocara canis, Toxocara cati, Strongyloides stercoralis y Ancylostoma caninum (33).

Existe otra clase de parásitos que emigran de manera aberrante dentro del sistema respiratorio de carnívoros domésticos como son los estados larvarios de las moscas Cuterebra maculata y el gusano esofágico de los perros Spirocercia lupi (33).

Finalmente, es necesario diferenciar la signología respiratoria que manifiestan los parásitos que residen en forma primaria en otros sistemas y que causan complicaciones en la función respiratoria como principal cuadro clínico. Ejemplos de estos parásitos son los gusanos cardíacos del perro Dirofilaria immitis, el Angiostrongylus vasorum y Toxoplasma gondii (33).

Las técnicas utilizadas rutinariamente para diagnosticar la parasitosis pulmonar se basan exclusivamente en la observación de huevecillos en muestras fecales por medio de flotación, sedimentación y en algunos casos a través de la obtención de larvas con la técnica de Baermann (4/ 10/ 21/ 23/ 30). Sin embargo, se ha demostrado que aún en perros parasitados, muchas veces los exámenes coproparasitológicos tradicionales resultan negativos, debido a que la migración pulmonar usualmente toma lugar durante el periodo de prepatencia, porque las técnicas estándar de flotación comunmente no revelan los larvas de ciertos parásitos y en otros casos, porque las larvas son pocas y facilmente deformadas por las soluciones empleados (2/ 7/ 8/ 9/ 10/ 11/ 19/ 25/ 28/ 29/ 33).

Afortunadamente se cuenta con otras técnicas diagnósticas complementarias como son los exámenes hematólogicos, la radiología y la endoscopia así como el lavado y aspiración transtroqueal; los cuales, aunque requieren de cierto material especializado, proporcionan información específica la cual no es posible obtener a través de los métodos convencionales (2/ 4/ 16/ 25/ 26/ 31/ 32).

En especial la técnica de lavado y aspiración transtraqueal nos brinda la oportunidad de establecer un diagnóstico preciso de parositosis pulmonar, a través del exámen citológico de una muestra representativa obtenida del árbol broncopulmonar, en aquellos pacientes que después de haber sido tratados, considerando una enfermedad respiratoria de etiología bacteriana, viral o alérgica, no responden al tratamiento (3/ 9/ 16/ 17/ 18/ 20/ 23/ 25).

La técnica de lavado y aspiración transtraqueal es un método sencillo, atraumático de fácil uso en la práctica clínica y de gran valor en la obtención de material traqueobronquial para su exámen citológico y microbiológico. Presenta como ventajas el ser bien tolerada en la mayoría de las especies, el equipo necesario para su realización es relativamente económico y de fácil disponibilidad, requiere solamente de una ligera sedación por lo que puede ser utilizado en pacientes críticos que no toleren la anestesia, permite obtener material para cultivo del tracto respiratorio bajo, sin contaminarse con la flora orofaríngea, brindando además la posibilidad de identificar a la o las bacterias, hongo, parásito, así como cualquier proceso alérgico o neoplásico (4/ 23/ 31).

Se han observado ciertas complicaciones asociadas con la utilización de esta técnica entre las que se encuentran: enfisema subcutáneo, pneumomediastino, pneumotórax, infección en el sitio de punción, hemorragia endotraqueal y pérdida de alguna porción del cateter. En humanos se han reportado problemas más serios como fibrilación atrial, bradicardia y hemorragias fatales (4).

Existen reportes que indican que esta técnica fue introducida inicialmente para su utilización en humanos por Pécora en el año de 1959 (23) y fué en 1963 que se describe como una técnica que permite obtener secreciones directamente de la tráquea, desviando los pasajes respiratorios superiores para cultivo y citología del árbol traqueobronquial del humano (31). En 1974 Creighton y Wilkins aplican la técnica en pequeñas especies, describen la citología normal y anormal de la tráquea y bronquios y designan categorías para clasificar sus hallazgos en 87 casos. A partir de entonces, dicha técnica ha venido siendo modificada y ampliamente aceptada para su uso en una gran variedad de animales.

2.1 TABLA 1.

PARASITOS QUE AFECTAN EL SISTEMA RESPIRATORIO DE PERROS Y GATOS
Tomado de la referencia No.23

PARASITO	HUESPED	LOCALIZACION	METODO DIAGNOSTICO
A.ohstrusus (1)	gato	Bronquios Terminales	Larvas y a veces huevecillos en lavados bronquiales o heces frescas
A.coninum (3)	perro y gato	Tracto intestinal, larvas migran a través pulmones	Huevecillos en heces por flotación
A.usoma (4)	perro	Art.pulmonar(ventr.der.)	Larvas en heces por T.Baermann
C.aerophila (1)	perro,gato y zorro	Bronquios,bronquiolos,alveolos y pasajes nasales	Huevecillos en heces (directo o flotación) y en lavados bronquiales
C.maculata (2)	gato	Larvas en Tej.subcutáneo; migran aberrantemente a faringe o tráquea.	Palpación de masas en región faríngea.
C.vulpis (1)	perro	Bronquios y bronquiolos	Larvas en lavados bronquiales y heces frescas por T.Baermann.
D.immitis (4)	perro,gato	Art.pulmonar(ventr.der.)	Microfilaria en sangre, cambios radiológicos en corazón y pulmón.
F.hirti (1)	perro	Alveolos y bronquios	Larvas en heces por T.Baermann y lavados bronquiales.
F.milski (1)	perro	Parénquima pulmonar	Huevecillos embrionados o larvas en lav. bronquial, larvas en heces.
F.osleri (1)	perro	Módulos en tráquea y bronquios primarios	Huevecillos embrionados o larvas en lav. bronquial, larvas en heces.
L.serrata (1)	perro	Pasajes nasales	Huevecillos en secreción nasal.
P.spp. (1)	gato,perro	Ovistes en parénq.pulm.	Huevos en lav.bronquiales y heces.
P.caninum (1)	perro	Pasajes nasales	Acaros en descargas mucosas.
S.lupi (2)	perro	Granulomas en esófago migran aberrantemente a tráquea y bronquios.	Huevecillos en heces.
S.stercoraris(3)	perro,gato	l.delgado,larvas migran a pulmones.	Larvas en heces frescas por T. Baermann.
T.canis (3)	perro	l.delgado,larvas migran a pulmones	Huevecillos en heces.
T.cati (3)	gato	pulmones	
T.gondii (3)	gato y perro	Tracto intestinal, proliferan zoitos en pulmones.	Serología (Prueba de IFA),oquistes en heces de gato.

(1) Parasito primario del Sistema Respiratorio.

(2) Afecta los pulmones a través de su migración aberrante.

(3) Afecta los pulmones a través de su normal migración larval.

(4) Parasito de otro sistema que produce sintomatología respiratoria.

2.2 HIPÓTESIS

Debido a que muchos de los pacientes afectados por parásitos pulmonares no presentan los signos clínicos de la infección y que en la mayoría de los exámenes coproparasitológicos no se evidencia la existencia de huevecillos y/o larvas de dichos nemátodos, se espera que al aplicar la técnica de lavado y aspiración transtraqueal nos proporcione el diagnóstico definitivo para este problema.

2.3 OBJETIVO

Determinar parasitosis pulmonar en perros de ambos sexos y diversas edades, obtenidos de los Centros Antirrábicos de Distrito Federal, por medio de la técnica de lavado traqueal.

3.0 MATERIAL Y METODO

Para la realización del presente trabajo se utilizaron 140 perros de distintas razas, edades y ambos sexos escogidos al azar de los Centros Antirrábicos y de Control Canino del Distrito Federal. De cada Centro se formaron lotes de 20 perros, los cuales se identificaron con un número en registros individuales, donde se anotaron la raza, edad aproximada, peso y condición física. Dichos datos se agruparon posteriormente en registros para cada Centro (Ver TABLAS 2, 3, 4, 5, 6, 7 y 8).

Para la obtención de las muestras de secreción traqueal, se utilizó la técnica descrita por Bower (4). Cada muestra fue trabajada el mismo día de su obtención, observándolas microscópicamente en forma directa y el sedimento de la muestra centrifugada a 1500 r.p.m. durante 5 minutos.

3.1 TÉCNICA DE LAVADO Y ASPIRACION TRANSIRAQUEAL

Se tranquilizó ligeramente al paciente con Propiopromazina al 1% (COMRELEN de Bayer de México), por vía intramuscular a una dosis de 0.2 mg/Kg de peso. Se evitó tranquilizarlo profundamente o anestesiario en forma general para no suprimir el reflejo tusígeno, el cual facilita la excreción de la solución y de las secreciones del tracto.

Se colocó al paciente en posición de recumbencia esternal con el cuello y la cabeza extendidos dorsalmente, se localizó por palpación la región laríngea y proximal de la tráquea y se rasuró, lavó y desinfectó dicha zona.

Una vez preparada la zona se localizó el ligamento Cricotiroideo de la laringe (membrana elástica que se extiende desde el borde rostral del cartilago cricoides hacia el cuerpo del cartilago tiroides) [Figura No.1], a través del cual se insertó un trócar (aguja metálica

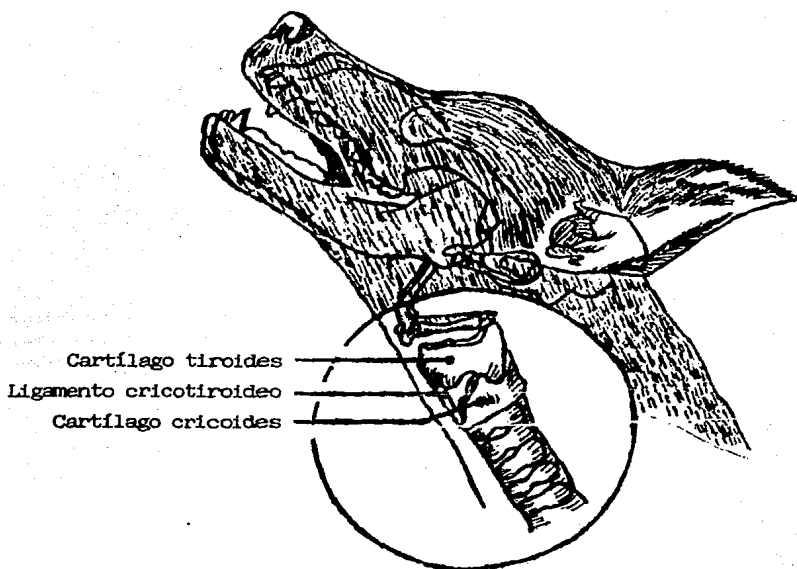


Figura No.1 . Diagrama que representa las estructuras anatómicas involucradas en la técnica de aspiración transtraqueal. El mejor sitio para realizar la punción es el ligamento cricotiroides de la laringe , sin embargo, también se puede penetrar el lumen a través de los anillos traqueales de la región cervical. Tomado de la referencia No.31.

del No.12 o 14) hacia el lumen de la tráquea en forma perpendicular a la pared de la laringe, dirigiéndolo una vez dentro hacia atrás y abajo.

Posteriormente se introdujo a través del lumen del trócar un catéter de aspiración (sonda urinaria de polipropileno de 5mm X 22 pulgadas) hacia la porción distal de la tráquea y talle bronquial [Figura No.2]. Una vez colocado el catéter en la posición adecuada, se retiró el trócar del lumen traqueal, con lo que se evitó lastimar los tejidos o que se seccionara el catéter durante la aspiración.

Se fijó en la porción proximal del catéter de aspiración una jeringa de 10 c.c. conteniendo 5 ml de solución salina, cuando la cantidad de líquidos en el tracto fue abundante se realizó la aspiración en forma directa, de lo contrario se introdujo la solución y se succionó inmediatamente, repitiendo el procedimiento con otras jeringas hasta obtener suficiente material para realizar el examen microscópico [Figura No.3]. Concluida la aspiración se retiró la jeringa, el trócar y el catéter de aspiración, aplicando una ligera presión digital sobre el sitio de punción.

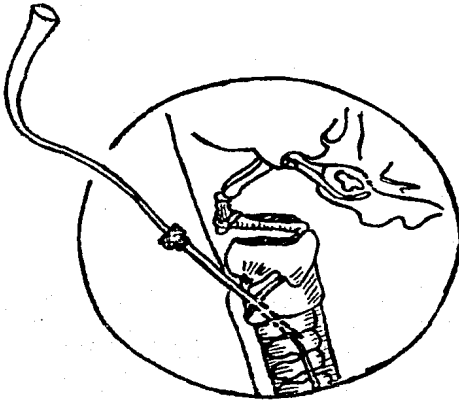
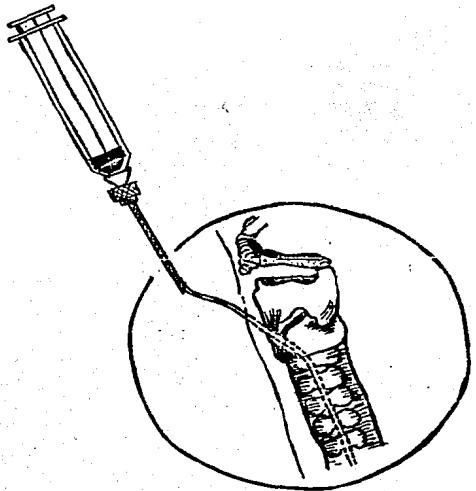


Figura No. 2. Una vez dentro de la tráquea el trocar se dirige caudalmente, insertando a través de su lumen el cateter de aspiración - hasta la bifurcación traqueal. Adaptado de la referencia No. 31.

Figura No. 3. Diagrama que muestra la posición del cateter de aspiración en la tráquea y la jeringa insertada en el extremo externo. El trocar fue retirado de los tejidos del cuello con lo que se evitó dañar los tejidos y estructuras, así como seccionar el cateter durante la aspiración. Adaptado de la referencia No. 31.



Las muestras de material aspirado se colocaron en tubos individuales previamente identificados para su evaluación microscópica. De las muestras colectadas se prepararon frotis directos, depositando unas gotas de material en una laminilla con cubre-objetos y observándolas con los objetivos seco débil (10 X) y seco fuerte (40 X); al material sobrante se le agregó 1 ml de solución salina y se le transfirió un tubo para centrifuga el cual se trabajó a 1500 r.p.m. durante 5 minutos. Centrifugada la muestra se decantó el sobrenadante y del sedimento se preparó un frotis en forma semejante al primero el cual se observó también al microscopio.

La clasificación de huevecillos y larvas se obtuvo a través de la identificación de sus características morfológicas. Encontrándose a los huevecillos dentro de un rango de 50 a 90 micras aproximadamente, de cubierta delgada, incolora y flexible conteniendo una larva en su interior; mientras que las larvas se caracterizaron por presentar la punta de la cola rizada en forma de S y midiendo entre 240 a 280 micras.

4.0 R E S U L T A D O S

Los resultados individuales de las observaciones microscópicas obtenidos con la aplicación de la técnica de lavado y aspiración transtraqueal se muestra en las TABLAS 2, 3, 4, 5, 6, 7 y 8. En la TABLA 9 se resumen los principales hallazgos de las 140 muestras trabajadas.

Las abreviaciones que se utilizan en la elaboración de las gráficas se describen al pie de las mismas.

Se le consideró como material escaso a las muestras de las cuales no se pudo recuperar la solución introducida.

Dentro de los hallazgos microscópicos se agrupan como muestras normales aquellas donde no se observaron estructuras o células de ningún tipo. Las células de descamación en general fueron del tipo de epitelio traqueobronquial. Se agruparon como células inflamatorias a neutrófilos, eosinófilos y mononucleares. Dentro de

misceláneas se encuentran los muestras con detritus celulares, materia vegetal y orgánica.

R E S U L T A D O S

Registro de los animales muestreados en el Centro Antirrábico Taxqueña.

No.	Raza	Sexo	Edad aprox.	Peso(Kg)	Edo.Físico	Hollazgos microscópicos
1	Cr	M	1 a	15	C.S.	Cels.descamación
2	Cr	M	9 a	20	C.S.	Eritr.,pig.antracoides
3	Cr	M	7 a	18	T.	Cels.inflamatorias
4	Cr	H	4 a	7	C.S.	Normal
5	Cr	H	1 a	10	Em.	Huevos de F.osleri
6	Cr	H	2 m	2	Em,T	Larvas de F.osleri
7	Cr	M	3 s	.5	C.S.	Material escaso
8	Cr	M	3 s	.5	C.S.	Material escaso
9	Cr	M	3 s	.5	C.S.	Material escaso
10	Cr	M	3 a	8	T,E	Leucocitos,Bacterias
11	Cr	M	2 a	4	D,V.	Mat.Veg.,Detritus
12	Cr	H	1 a	6	C.S.	Normal
13	Cr	H	3 a	6	C.S.	Mat. orgánica
14	Cr	H	6 a	5	D,Em	Material escaso
15	Cr	H	3 a	20	C.S.	Normal
16	Cr	H	3 a	20	C.S.	Detritus
17	Cr	H	2 a	8	De,Em	Eritr.,Cels.descam.
18	Cr	H	7 a	12	C.S.	Pig.antracoides
19	Cr	M	6 a	23	T.	Moco, Detritus
20	Cr	H	4 a	12	C.S.	Normal

* Abreviaturas

Cr - Criollo

C.S.- Clínicamente sano

E.- Estornudos

Em.- Emaciado

D.- Diarreo

De.- Deprimido

T.- Tos

V.- Vómito

4.2 TABLA 3

Registro de los animales muestreados en el Centro Antirrábico Aragón

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo. Físico	Hallazgos microscópicos
21	Ma	H	3 a	5	C.S.	Normal
22	Cr	M	1 a	15	Em.	Mat.veg.,Cels.descam.
23	Cr	M	3 a	18	C.S.	Cels.descamación
24	Bo	M	1 a	15	C.S.	Detritus
25	Cr	H	5 a	15	C.S.	Pig. antracoides
26	Cr	M	3 a	25	C.S.	Normal
27	Cr	H	2 a	30	T,U.	Cels.inflamatorias
28	Ma	H	4 a	10	C.S.	Mat. vegetal
29	Cr	M	1 a	30	C.S.	Mat. orgánico
30	Cr	M	3 a	15	Em.	Material escaso
31	Cr	H	1 a	10	C.S.	Material escaso
32	PA	M	2 a	25	T,E,D	Eritr.,Cels.inflam.
33	Cr	M	4 a	25	C.S.	Normal
34	Cr	M	1 a	20	D.	Normal
35	Cr	M	5 a	30	T.	Pig.antracoides,Moco
36	Cr	M	2 a	25	De.	Normal
37	Cr	M	4 a	25	C.S.	Normal
38	Cr	M	6 a	20	T.	Detritus
39	Cr	H	1 a	15	Em.	Mat.vegetal, Moco
40	Cr	M	2 a	30	C.S.	Cels. descamación

* Abreviaturas:

Cr- Criollo
 Bo- Boxer
 Ma- Maltés
 PA- Pastor Alemán

C.S.- Clínicamente Sano
 E.- Estornudos
 Em.- Emaciado
 D.- Diarrea
 De.- Deprimido
 T.- Tos
 U.- Vómito

4.3 TABLA 4

Registro de los animales muestreados en el Centro de Control Canino Contreras

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo.Físico	Hallazgos microscópicos
41	Co	H	3 a	12	T,E	Moco
42	Pe	H	4 a	10	D,Em	Material escaso
43	Cr	H	3 m	5	C.S.	Normal
44	Cr	M	6 m	10	C.S.	Detritus
45	Cr	H	10 m	10	T.	Leuco.,Cels.inflamat.
46	Cr	M	4 a	20	C.S.	Normal
47	Cr	M	3 m	5	C.S.	Material escaso
48	Cr	H	2 a	15	D.	Normal
49	Cr	M	3 a	6	Em,D	Cels.descam.,Leuco.,Moco
50	Cr	H	1 a	20	C.S.	Materia Vegetal -
51	Cr	H	1 a	15	C.S.	Normal
52	Cr	H	4 a	20	D.	Normal
53	Cr	H	1 a	15	E,T	Leuco.,Eritr.,Cels.inflamat
54	Cr	H	4 a	12	D,V	Cels.inflamatorias
55	Cr	M	2 a	25	C.S.	Normal
56	Co	H	2 a	12	De	Normal
57	Cr	M	4 a	20	C.S.	Mat.vegetal,Pig.antracoides
58	Cr	M	3 m	3	C.S.	Normal
59	Ma	H	6 a	12	T,E,De	Abundante moco
60	Cr	H	4 a	20	Em	Pig.antracoides

* Abreviaturas :

Co- Cocker
 Cr- Criollo
 Ma- Máltes
 Pe- Pequinés

C.S.- Clínicamente Sano

E.- Estornudos

Em.- Emaciado

D.- Diarrea

De.- Deprimido

T.- Tos

V.- Vómito

4.4 TABLA 5

Registro de los Animales muestreados en el C.C.C. Venustiano Carranza.

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo.Físico	Hallazgos microscópicos
61	Po	M	4 a	30	C.S.	Normal
62	PA	M	5 a	35	C.S.	Pig.antraçoides
63	AP	H	4 a	30	C.S.	Normal
64	Cr	M	3 a	5	Em.	Material escaso
65	Cr	H	4 a	10	C.S.	Cels.descamación
66	Cr	M	1 a	15	T,E	Bacterias,Cels.inflamat.
67	Cr	M	2 a	20	C.S.	Normal
68	Cr	H	2 a	25	T.	Moco,Mat.vegetal
69	Cr	M	5 a	25	D.V	Leuco.,Cels.inflamat.
70	Cr	M	2 a	20	C.S.	Normal
71	Cr	M	2 a	13	Em.	Normal
72	Cr	H	1 a	18	T,Di,Em	Larvas de F.osleri
73	Cr	M	4 a	20	C.S.	Eritrocitos
74	Cr	M	6 m	12	C.S.	Normal
75	Cr	M	1 a	8	T,De.	Eritr.,Bact.,Cels.descam.
76	Cr	H	4 a	15	T,V	Abundante moco
77	Cr	M	1 a	30	C.S.	Normal
78	Cr	M	3 a	15	C.S.	Cels.descam.,Pig.antraçoides
79	Cr	M	2 a	25	De.	Normal
80	Cr	M	8 m	20	C.S.	Detritus celulares

* Abreviaturas :

Cr- Criollo

AP- Antiguo Pastor Inglés

PA- Pastor Alemán

Po- Pointer

C.S.- Clínicamente sano

E.- Emaciado

Em.- Emaciado

D.- Diarrea

De.- Deprimido

Di.- Disnea

T.- Tos

V.- Vómito

4.5 TABLA 6

Registro de los animales muestreados en el C.C.C. Tldhuac

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo. Físico	Hallazgos microscópicos
81	Cr	H	3 a	8	Em.	Normal
82	Cr	H	5 a	20	C.S.	Normal
83	Cr	M	6 m	10	T.	Cels.descam.,Bacterias
84	Co	M	10 a	12	De.	Normal
85	Ma	M	3 a	6	Em,D,V	Material escaso
86	Cr	M	2 a	12	C.S.	Normal
87	Cr	M	7 m	16	C.S.	Cels.descam.,Eritr.
88	Cr	H	3 a	12	T,E	Abundante moco
89	Cr	H	4 a	18	C.S.	Normal
90	Cr	H	6 a	25	C.S.	Pig.antrac.,Cels.descam.
91	PA	M	3 m	8	T,R,V,D	Leuco.,Cels.inflamat.y descam.
92	Cr	M	1 a	13	C.S.	Normal
93	Cr	H	2 a	10	T.	Moco, Mat.vegetal
94	Cr	H	4 a	15	De.	Detritus,Leucocitos
95	Cr	M	2 a	12	C.S.	Normal
96	Cr	M	4 m	6	C.S.	Normal
97	Cr	H	5 a	8	Em,D	Pig.antrac.,Cels.descam.
98	Cr	M	3 a	16	Em.	Materia vegetal
99	Cr	H	1 a	6	De,Em	Normal
100	Cr	H	1 a	18	V,D	Cels.descam.,Detritus

* Abreviaturas :

Co- Cocker
 Cr- Criollo
 Ma- Maltés
 PA- Pastor Alemán

C.S.- Clínicamente sano

Em.- Emaciado

D.- Diarrea

De.- Deprimido

E.- Estornudos

T.- Tos

V.- Vómito

Registro de los animales muestreados en el C.C.C. Ixtacalco

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo.Físico	Hallazgos microscópicos
101	Co	M	3 a	6	De,Em.	Material escaso
102	Cr	H	1 a	10	C.S.	Normal
103	Cr	M	1 a	25	C.S.	Normal
104	Cr	M	5 a	15	C.S.	Cels.desca.,Eitr.
105	Cr	M	3 a	20	T.	Bacter.,Leucocitos
106	Cr	M	1 a	7	Em,T	Material escaso
107	Bo	M	5 a	15	Em.	Materia vegetal
108	Cr	M	2 a	30	C.S.	Normal
109	Cr	H	3 a	10	C.S.	Normal
110	Cr	H	2 a	10	T.	Mat.veget.,Cels.inflam.
111	Cr	M	6 m	12	C.S.	Normal
112	Cr	H	4 a	20	V,D	Cels.inflam.,Detritus
113	Cr	H	14 a	12	Em.	Pig.antracoides
114	Cr	H	1 a	10	C.S.	Normal
115	Cr	M	3 a	18	C.S.	Normal
116	Cr	M	6 m	12	T.E.	Abundante moco
117	Cr	M	2 a	6	C.S.	Detritus
118	Cr	H	9 m	15	De,V	Cels.inflamatorias
119	Cr	H	5 m	10	E,Di	Cels.inflamatorias
120	Cr	M	7 m	15	C.S.	Normal

* Abreviaturas :

Bo - Boxer
Co - Cocker
Cr - Criollo

C.S.- Clínicamente sano

Em.- Emaciado

D.- Diarrea

De.- Deprimido

Di.- Disnea

T.- Tos

V.- Vómito

4.7 TABLA 8

Registro de los animales muestreados en el C.C.C. Atzacotalco

No.	Raza	Sexo	Edad	Peso(Kg)	Edo.Físico	Hallazgos microscópicos
121	Cr	H	2 a	20	T,E.	Ahundante moco
122	Cr	M	6 m	6	Em.	Normal
123	Bo	H	3 a	25	De,Di	Cels.descam.,Bacterias
124	Cr	H	6 a	18	C.S.	Normal
125	Cr	M	2 a	8	C.S.	Eritrocitos,Detritus
126	Cr	M	3 a	10	T.	Cels.descam.e inflam.
127	Cr	H	4 m	13	E,V.	Cels.inflamatorias
128	PA	H	1 a	18	Em,D.	Material escaso
129	Cr	H	2 a	7	C.S.	Material escaso
130	Cr	M	6 m	15	C.S.	Normal
131	Ma	M	3 a	6	Em,De	Material escaso
132	Cr	H	3 a	8	C.S.	Detritus,Cels.inflamat.
133	Cr	M	10 a	13	Em.	Pig.antracoides
134	Cr	M	10 m	20	U,D.	Normal
135	Cr	H	3 a	15	C.S.	Normal
136	Cr	M	2 a	7	T,Di	Cels.descam.,Leuco.
137	Da	H	1 a	12	T,E,De	Moco,Cels.descam.
138	Cr	M	3 a	10	C.S.	Normal
139	Cr	M	2 a	7	D,V.	Cels.inflamat.
140	Cr	H	3 m	5	E,T,Di	Bacter.,Cels.descam.

* Abreviaturas :

Bo- Boxer
 Cr- Criollo
 Da- Dalmata
 Ma- Maltés
 PA- Pastor Alemán

C.S.- Clínicamente sano

E.- Estornudos

Em.- Emaciado

D.- Dolor

De.- Deprimido

Di.- Disnea

T.- Tos

V.- Vómito

4.8 TABLA 9

Resultados de 140 Lavados Traqueales

Principales Hallazgos Microscópicos	No. Casos	%
Normales	50	35.7
Material escaso	15	10.7
Cels. de descamación	13	9.2
Cels. inflamatorias	13	9.2
Abundante moco	10	7.1
Parásitos	3	2.1
Eritrocitos	6	4.2
Bacterias	3	2.1
Pigmentos entracoides	8	5.7
Miscelaneos	19	13.5
TOTAL	140	99.5

5.0 C O N C L U S I O N E S

Los resultados obtenidos concuerdan con los estudios realizados anteriormente en cuanto al por ciento de positividad en los perros muestreados en el Distrito Federal, encontrándose aparentemente que no es un lugar de alta incidencia. Sin embargo, se sugiere se realicen estudios más controlados donde se conozcan los antecedentes del paciente y se practiquen pruebas complementarias, como exámenes coproparasitológicos, radiológicos y endoscopia.

La aplicación de la técnica de lavado y aspiración transtraqueal (método de Rower) para la determinación de parásitos pulmonares permitió la identificación de hueverillos y fases larvadas (L1) del nemátodo Filaroides osleri.

Un problema enfrentado con la aplicación de esta técnica fue el alto porcentaje de muestras obtenidas con insuficiente material para su examen microscópico

(clasificados como material escaso), lo cual se debió a la incapacidad para controlar a los animales muy pequeños durante la toma de muestras, así como a la mínima cantidad de solución salina recuperada en perros de talla grande donde la cantidad de solución introducida fue insuficiente.

Es conveniente y proporciona mejores resultados realizar la aspiración con un aspirador eléctrico, sobretodo cuando la cantidad de secreción en la tráquea y tallo bronquial es abundante, si se utiliza este método la cantidad de líquido para el lavado deberá aumentarse al doble.

En este trabajo los 3 casos positivos presentaron al parásito *E. asleri* y correspondieron a hembras criollas cuyas edades fluctuaron entre los 3 meses y el año de edad. Lo anterior concuerda con los estudios de Acevedo (1) y Acampa (28) donde se observa que es un problema predominante en perros jóvenes, aunque son susceptibles de enfermar a cualquier edad, incluso es posible la reinfestación de perros adultos. Por la naturaleza de los perros muestreados se supone que la mayor incidencia de parasitosis primaria pulmonar en los perros libres del Distrito Federal es por este parásito, por existir los

condiciones ambientales propicias para su desarrollo.

Los animales que resultaron positivos en este estudio se encontraron en muy mala condición física, (emaciados) y dos de ellos con signología respiratoria (tos y disnea) como única manifestación clínica.

La manifestación de signos clínicos depende generalmente de la severidad de la infestación y de la talla del paciente.

En perros adultos y de talla grande los signos son menos severos o no llegan a presentarse debido a que el grado de obstrucción por la presencia de nódulos en tráquea y bronquias primarias es mínima comparado con el diámetro de dichas estructuras. En general la mayor parte de los perros afectados en forma moderada no presenta signología clínica por lo que pasa desapercibida. Sin embargo, a todo perro que presente tos seca no productiva y silbidos respiratorios a la auscultación se recomienda la aplicación de técnica de lavado traqueal como prueba de rutina.

No se observó material alguno en el 35% de los casos, tal vez debido a que la solución introducida no estuvo en

contacto el tiempo suficiente con el epitelio traqueobronquial o bien porque no se identificaron las células de descamación.

Con el propósito de corregir estas deficiencias, se recomienda en casos de este tipo teñir el frotis con Gram, Wright, o tinciones tricrómicas. Sin embargo para la identificación de parásitos pulmonares no es necesario teñir la muestra.

Los eritrocitos encontrados en los frotis son resultado del sangrado en el sitio de la punción o de la lesión en la mucosa traqueobronquial producida por la introducción del trócar y del cateter de aspiración.

La presencia de moco abundante en la muestra puede impedir la visualización de ciertos elementos, para lo cual se recomienda agregar más solución salina al momento de realizar el lavado traqueal.

Hasta hace algunos años se desconocía el ciclo de vida del parásito Filaroides osleri, se creía que al igual que otros parásitos de la especie Filaroides poseía ciclo indirecto, sin embargo, se ha comprobado en forma natural y experimental que su ciclo de vida es directo y no

requiere de la intervención de huéspedes intermediarios (11/ 19/ 21). Los detalles precisos sobre el desarrollo larval aún se desconocen.

El ciclo se inicia con la ingestión de heces o saliva infectado con fases larvadas, esta última considerada como la forma de transmisión más importante de las perras lactantes a sus descendientes a través de los hábitos de higiene y en carnívoros salvajes durante el periodo de alimentación donde la comida es regurgitada o los cachorros.

En el presente estudio la observación tanto de huevecillos como de las fases larvadas de E. osleri se logró en muestras centrifugadas.

En cuanto a la aplicación de la técnica de lavado traqueal a pacientes sumamente nerviosos se recomienda la infiltración de 3 ml. de Lidocaina al 2% en la piel y tejido subcutáneo del sitio de punción, reduciendo así la sensibilidad de la zona.

Otra opción para introducir el trócar a la tráquea es entre el 4o y 5o o 5o y 6o anillos traqueales, con lo que se evita dañar las cuerdas vocales reduciendo además

el reflejo de deglución.

En ocasiones al introducir la solución salina al árbol traqueobronquial se estimula el reflejo tusígeno, lo que facilita la aspiración de las secreciones, pero si no se obtiene de esta manera se intenta estimular la tos mediante la palpación traqueal o moviendo ligeramente el catéter.

A pesar de que la mayor cantidad de solución salina no es recuperada con la aspiración, ésta es rápidamente absorbida por la mucosa broncopulmonar.

En ciertos casos, como cuando se presenta tos persistente o disnea, es conveniente aplicar un vendaje que ejerza una ligera presión en el sitio de punción durante algunos horas, con el objeto de controlar posibles hemorragias o fuga de aire hacia el tejido subcutáneo.

Aunque se presentan ciertas complicaciones al utilizar la técnica de lavado y aspiración transtraqueal, éstas pueden minimizarse al aplicar la técnica sin brusquedad.

4.0 L I T E R A T U R A C I T A D A

1. Acevedo, H.A.: Contribución al estudio de la frecuencia de Eilaroides osleri en canidos del D.F. Tesis de Licenciatura. Fac.de Med. Vet. y Zoot. Universidad Nacional Autónoma de México. D.F. (1968).
2. Barsanti, J.A. and Prestwood, A.K.: Parasitic disease of the respiratory tract. Current Veterinary Therapy VIII, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 241-246, W. B. Saunders Co., Philadelphia. (1983).
3. Bennet, D. and Beresford, W.P.: Treatment of Eilaroides osleri infestation in a 16 month old male Yorkshire terrier with Thiabendazole. The Veterinary Record. 93: 226-227 (1973).
4. Bower, J. D.: Transtracheal wash: A pulmonary diagnostic technique. California Veterinarian. 10: 11-13 (1977).
5. Buen Llodo, N. y Costilla, A.C.: Citología Bronquial en el perro. Vet. Mex. 9: 169-181 (1978).
6. Burnows, C.F.; O'Brien, J.A. and Biery, D.N.: Pneumothorax due to Eilaroides osleri infestation in the dog. Journal of small animal practice. 3: 613-618 (1972).
7. Clayton, H.M. and Lindsay, F.F.: Eilaroides osleri infection in the dog. J. Small Anim. Pract. 20, 773-782 (1979).
8. Craig, T.M.; Brown, T.W.; Sheftod, D.K. and Williams, G.D.: Fatal Eilaroides hirtii infection in a dog. J.A.V.M.A. 9: 1097-1098 (1978).
9. Darko, P.G.G.: Use of levamisole in the treatment of parasitic tracheo-bronchitis in the dog. Veterinary Record. 99: 293-294 (1976).
10. Dunn, A.M.: Veterinary helminatology. Willian Heinemann Medical Books Ltd. (1978).
11. Bunsmore, J.D. and Spratt, D.M.: The life history of Eilaroides osleri in wild and domestic canids in Australia. Veterinary parasitology. 5: 275- 286 (1979).

12. Ettinger, S.J.: Differential Diagnosis of Coughing. Textbook of veterinary internal medicine, disease of the dog and cat. Edited by: Ettinger, S. J., I: 95-97, 2nd. ed., W.R. Saunders Co., Philadelphia (1983).
13. Ettinger, S.J. and Tiercer, J.W.: Disease of the trachea. Textbook of veterinary internal medicine, disease of the dog and cat, Edited by: Ettinger, S.J., I: 723-747, 2nd.ed., W.R. Saunders Co., Philadelphia (1983).
14. Flores, R. I.: Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. Secretaría de Educación Pública. Instituto Politécnico Nacional. México, D. F. 3-4 (1955).
15. Haschek, W.M.: Response to the lung to injury. Current Veterinary Therapy IX, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 235-242, W.R.Saunders Co. Philadelphia (1986).
16. Mead, J.R. and Suter, P.F.: Approach to the patient with respiratory disease. Textbook of veterinary internal medicine, disease of the dog and cat. Edited by: Ettinger, S.J., I: 544-544, W.R. Saunders Co., Philadelphia (1975).
17. Hirsh, H.C.: Bacteriology of the lower respiratory tract. Current veterinary therapy IX, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 247- 250, W.R. Saunders Co., Philadelphia (1986).
18. Hoffman, W.E. and Wellman, M.I.: Tracheobronchial cytology. Current veterinary therapy IX, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 243-247, W.R. Saunders Co., Philadelphia (1986).
19. Jones, B.R.; Clark, W.T.; Collins, G.H. and Johnstone, A.C.: Filaroides osleri in a dog. New Zealand veterinary Journal. 25: 103-104 (1977).
20. Kelly, P.J. and Mason, P.R.: Successful treatment of Filaroides osleri infection with oxfendazole. The Veterinary Record. 116: 445-446 (1985).
21. Levine, N.D.: Textbook of veterinary parasitology. Burgess Publishing Co. Minnesota (1979).
22. Low, D.G.; Osborne, C.A. and Fico, D.R.: The pillars of diagnosis: history and physical examination. Textbook of veterinary internal medicine, disease of the dog and cat. Edited by: Ettinger, S.J., I, 34-53, W.R. Saunders Co., Philadelphia (1975).

23. Mc Kiernan, B.C.: Lower respiratory tract disease. Textbook of veterinary internal medicine, disease of the dog and cat. Edited by: Fittinger, S.J., I: 740-828, 2nd.ed. W.B. Saunders Co., Philadelphia (1983).

24. Mills, J.H.L.: Filarioidiasis in the dog. Journal of small animal practice. 8: 37-43 (1967).

25. Noone, K.E.: Pulmonary Hipersensitivities. Current veterinary therapy IX, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 285-292, W.B. Saunders Co., Philadelphia (1986).

26. O'Brien, J.A.: A diagnostic approach to respiratory disease. Current Veterinary Therapy VII. W.B.Saunders Company. Philadelphia (1980).

27. O'Brien, J.A. and Rozsel, J.F.: Bronchoscopy and bronchial cytology. Current veterinary therapy V. Edited by Kirk, R.W. W.B. Saunders Co. Philadelphia (1974).

28. Ocampo, A. A. de, Dominguez, O. P.: Hallazgos de Eilarioses asleri en perros utilizados para investigación. Descripción de 6 casos. Vet. Mex. 9: 105-110 (1978).

29. Poley, I. and Creighton, S.R.: Experimental direct transmission of the lungworm Eilarioses asleri in dogs. Veterinary Record. 7: 136-137 (1977).

30. Randolph, J.F. and Rendano, V.T.: Treatment of Eilarioses asleri infestation in a dog with Thiabendazole and Ievamisole. J.A.A.H.A. 20: 795-798 (1984).

31. Roudehush, P.: Diagnosis for respiratory disease. Current veterinary therapy VIII, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 222-230, W.B. Saunders Co., Philadelphia (1983).

32. Roudehush, Ph.; Green, R. A. and Digilio, K.M.: Percutaneous fine-needle aspiration biopsy of the lung in disseminated pulmonary disease. J.A.A.H.A. 17: 109-116 (1981).

33. Williams, J.F.: Parasitic disease of the respiratory tract. Current veterinary therapy VII, small animal practice. Edited by: Kirk, R.W., 270-277, W.B.Saunders Company. Philadelphia (1980).