

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



**DETERMINACIÓN DE ANTÍGENOS CIRCULANTES DE  
*Dirofilaria immitis*, POR MEDIO DE LA PRUEBA  
RÁPIDA DE INMUNOCROMATOGRAFÍA EN PERROS  
ATENDIDOS EN UNA CLÍNICA VETERINARIA DEL  
ÁREA DE ZONA 7 DE MIXCO, GUATEMALA**

**Mildred Alejandrina De León Arreaga**

**Médica Veterinaria**

**GUATEMALA, AGOSTO DE 2023**

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



**DETERMINACIÓN DE ANTÍGENOS CIRCULANTES DE  
*Dirofilaria immitis*, POR MEDIO DE LA PRUEBA  
RÁPIDA DE INMUNOCROMATOGRAFÍA EN PERROS  
ATENDIDOS EN UNA CLÍNICA VETERINARIA DEL  
ÁREA DE ZONA 7 DE MIXCO, GUATEMALA**

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA  
FACULTAD**

**POR**

**MILDRED ALEJANDRINA DE LEÓN ARREAGA**

Al conferírsele el título profesional de

**Médica Veterinaria**

En el grado de Licenciado

**GUATEMALA, AGOSTO DE 2023**

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

DECANO:	M.A. Rodolfo Chang Shum
SECRETARIA:	M.Sc. Lucrecia Emperatriz Motta Rodríguez
VOCAL I:	M.Sc. Juan José Prem González
VOCAL II:	Lic. Zoo. Miguel Ángel Rodenas Argueta
VOCAL III:	M.V. Edwin Rigoberto Herrera Villatoro
VOCAL IV:	Br. César Francisco Monzón Castellanos
VOCAL V:	P. Agr. Jorge Pablo Rosales Roca

**ASESORES**

M.A. LUDWIG ESTUARDO FIGUEROA HERNÁNDEZ

M.A. JAIME ROLANDO MÉNDEZ SOSA

## **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:

### **DETERMINACIÓN DE ANTÍGENOS CIRCULANTES DE *Dirofilaria immitis*, POR MEDIO DE LA PRUEBA RÁPIDA DE INMUNOCROMATOGRAFÍA EN PERROS ATENDIDOS EN UNA CLÍNICA VETERINARIA DEL ÁREA DE ZONA 7 DE MIXCO, GUATEMALA**

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

Como requisito previo a optar al título de:

## **MÉDICA VETERINARIA**

## ACTO QUE DEDICO A

- A Dios: Por darme la vida, salud y la oportunidad de estudiar esta bella carrera.
- A mi madre: Ericka, por ser mi mayor ejemplo de perseverancia y esfuerzo en la vida, por ser mi soporte, creer en mí, alentarme y apoyarme en mis sueños y metas incondicionalmente. Este logro es tuyo.
- A mi abuelita: Mama Mima (QEPD), por siempre creer en mí y presumirme con mucho orgullo, este logro también es para ti. Te llevo en mi mente y corazón por siempre.
- A mi padre y hermanos: Gustavo De León, Adolfo, Ángel y David Arreaga, por apoyarme y animarme en todo lo que necesitaba, los quiero mucho.
- A mi novio: Andy, por estar presente en toda mi carrera, por tu admiración, apoyo, motivación y por cuidar de mí en todo momento.
- A mis abuelitos: Papa Peto, Mama Mima (QEPD), Papa Checha, Mama Loty, por estar siempre pendiente de mí, dándome ánimos y por todas sus lindas palabras y consejos de motivación y sabiduría, lo llevo en memoria por siempre.
- A mis amigas y colegas: Tephi y Laura, por ser un pilar importante en mi formación profesional, por creer en mí, por motivarme a dar lo mejor de mí siempre, por todo el apoyo durante estos años de estudio y por regalarme su linda amistad para toda la vida.

## AGRADECIMIENTOS

- A Dios: Por regalarme la vida, poner este sueño en mí y darme la oportunidad de hacerlo realidad, poniendo a las personas correctas a mi lado para poder alcanzar mis metas.
- A la USAC y FMVZ: Por abrirme las puertas a esta casa de estudios, por alimentar de conocimiento mi mente y dejarme los mejores años de mi vida.
- A mi madre: Ericka, por confiar en los propósitos que Dios me dio y querer siempre lo mejor para mí, por sostenerme y a mi carrera, por enseñarme que si perseveras, alcanzas, por siempre elevarme y cuidar de mí, te amo mucho.
- A mi abuelita: Mama Mima (QEPD) por todo el cariño, la admiración y orgullo que siempre me demostró, por ser también una mujer de mucho ejemplo para mí, fuerte, imponente y de mucha fe, espero que te goces este logro en el cielo junto conmigo, te amo.
- A mi novio: Andy, por estar a mi lado todos estos años dándome ánimo, apoyo, cuidado, motivación, confianza y por proyectar conmigo una vida de éxito, gracias por existir en mi vida, te amo.
- A todos mis amigos: Tephi, Laura, Eduardo, Madeleine, Cheyenne, Astrid, Rudy, Andrés y todas las personas que estuvieron conmigo a lo largo de estos años de estudio, gracias por los momentos y conocimientos compartidos, el apoyo y la amistad.
- A toda mi familia: Por ser atentos conmigo, por sus palabras de aliento y apoyo.
- A mis mentores: Dr. Oscar Ruano y Dra. Sandra Ávila, por siempre abrirme las puertas y darme la oportunidad para poder desarrollarme como profesional, por darme el espacio para cumplir con mis obligaciones con la universidad, por todo el conocimiento transmitido y el cariño que me dieron.
- Al personal del Hospital Veterinario San Ignacio: Por el ánimo y apoyo que me dieron para realizar esta tesis.

A mis asesores:

Por guiarme en el camino correcto para llevar a cabo exitosamente esta tesis.

A Reinsa:

Por creer en esta tesis y proveerme los medios para poderla realizarla.

# ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	HIPÓTESIS.....	2
III.	OBJETIVOS.....	3
3.1	OBJETIVO GENERAL: .....	3
3.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS:.....	3
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1	GENERALIDADES.....	4
4.1.1	<i>Definición</i> .....	4
4.2	AGENTE ETIOLÓGICO.....	4
4.2.1	<i>Taxonomía y Morfología</i> .....	4
4.2.2	<i>Distribución geográfica</i> .....	6
4.2.3	<i>Ciclo biológico</i> .....	6
4.3	EPIDEMIOLOGÍA.....	8
4.3.1	<i>Transmisión</i> .....	8
4.3.2	<i>Reservorios</i> .....	9
4.3.3	<i>Vectores</i> .....	9
4.3.4	<i>Factores ambientales</i> .....	10
4.4	FISIOPATOLOGÍA.....	10
4.5	PRESENTACIONES CLÍNICAS Y SINTOMATOLOGÍA.....	12
4.6	DIAGNÓSTICO.....	14
4.6.1	<i>Examen físico</i> .....	14
4.6.2	<i>Imágenes diagnósticas</i> .....	14
4.6.2.1	<i>Radiografía</i> .....	14
4.6.2.2	<i>Ecocardiografía</i> .....	15
4.6.2.3	<i>Electrocardiografía</i> .....	15
4.6.3	<i>Pruebas de laboratorio</i> .....	15
4.6.3.1	<i>Pruebas para la detección de microfilarias</i> .....	16
4.6.3.2	<i>Pruebas serológicas</i> .....	17
4.6.3.3	<i>Reacción en cadena de la polimerasa (PCR)</i> .....	17
4.6.3.4	<i>Técnica de inmunocromatografía de flujo lateral</i> .....	18
4.6.3.5	<i>Hemograma</i> .....	18
4.6.3.6	<i>Bioquímica sanguínea</i> .....	19
4.6.3.7	<i>Alteración renal</i> .....	19
4.6.3.8	<i>Alteración de la función hepática</i> .....	19
4.7	TRATAMIENTO.....	19
4.7.1	<i>Tratamiento microfilarias</i> .....	20
4.7.2	<i>Tratamiento adulticida</i> .....	21

4.7.2.1 Tratamiento quirúrgico (Síndrome caval).....	24
4.8 PREVENCIÓN Y CONTROL .....	24
4.9 SALUD PÚBLICA.....	25
V. MATERIALES Y MÉTODOS .....	27
5.1 MATERIALES .....	27
5.1.1 Recursos humanos.....	27
5.1.2 Recursos biológicos .....	27
5.1.3 Recursos de campo.....	27
5.1.4 Recursos de laboratorio .....	27
5.2 METODOLOGÍA.....	28
5.2.1 Tipo de estudio .....	28
5.2.2 Selección de la muestra .....	28
5.2.3 Ubicación del estudio .....	28
5.2.4 Procedimiento de campo.....	28
5.2.5 Análisis de resultados.....	28
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	29
VII. CONCLUSIONES.....	32
VIII. RECOMENDACIONES .....	33
IX. RESUMEN .....	34
SUMMARY .....	35
X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	36
XI. ANEXOS .....	39

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> .....	5
<b>Figura 2</b> .....	8
<b>Figura 3</b> .....	13
<b>Figura 4</b> .....	23
<b>Figura 5</b> .....	25
<b>Figura 6</b> .....	29
<b>Figura 7</b> .....	30

## I. INTRODUCCIÓN

La dirofilariosis canina es una enfermedad parasitaria, de curso generalmente crónico, provocada por el nemátodo *Dirofilaria immitis*. En su ciclo de vida intervienen hospederos intermediarios, los cuales son principalmente mosquitos hematófagos. Las formas adultas de *D. immitis* se alojan mayormente a nivel de las arterias pulmonares y la parte derecha del corazón de los caninos y felinos, pudiendo también infectar al hombre. En casos más severos, obstruyen las venas cavas, principalmente la posterior, existiendo hallazgos de formas adultas en las venas hepáticas.

Esta enfermedad tiene una distribución mundial y los principales factores que condicionan la difusión de la enfermedad son ambientales, tales como la temperatura y la humedad; además, depende de la densidad de los mosquitos vectores y de la presencia de los huéspedes definitivos en los que el parásito completa su desarrollo y se reproduce (Adrianzén et al., 2003; Sanchez et al., 2011).

La dirofilariosis es una enfermedad potencialmente zoonótica y, al ser de curso crónico y en la mayoría de veces subclínico, es una enfermedad que se diagnostica muy poco en la clínica, dado que en nuestro país contamos con todas las características ambientales y climáticas para que esta enfermedad se desarrolle y se propague, se hace de suma importancia realizar el diagnóstico rutinario de esta enfermedad.

El presente estudio pretende determinar la presencia de antígenos de *Dirofilaria immitis* en perros, sin diferenciación de sexo, raza y edad, para el aporte de información epidemiológica sobre esta enfermedad en los perros atendidos en una clínica veterinaria ubicada en zona 7 de Mixco, Guatemala y que residen en la misma área.

## II. HIPÓTESIS

Existen antígenos circulantes de *Dirofilaria immitis* en los perros atendidos en una clínica veterinaria ubicada en zona 7 de Mixco, Guatemala, y que residen en la misma área.

### III. OBJETIVOS

#### 3.1 Objetivo general:

- Generar información epidemiológica sobre la presencia de antígenos circulantes de *Dirofilaria immitis* en perros, atendidos en una clínica veterinaria ubicada en zona 7 de Mixco, Guatemala, y que residen en la misma área.

#### 3.2 Objetivos específicos:

- Determinar la presencia de antígenos circulantes de *Dirofilaria immitis* en perros, sin diferenciación de raza, sexo y edad, atendidos en una clínica veterinaria ubicada en zona 7 de Mixco, Guatemala y que residen en la misma área.
- Determinar la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en los perros atendidos en una clínica veterinaria, que residen en el área de zona 7 de Mixco, Guatemala.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1 Generalidades

#### 4.1.1 Definición

La dirofilariasis, causada por *Dirofilaria immitis*, o gusano del corazón del perro, es una enfermedad de distribución mundial transmitida por mosquitos de los géneros *Aedes*, *Anopheles* y *Culex*, que origina en el paciente afectado una intolerancia al ejercicio, consecuente a una alteración cardiopulmonar, generada por la acción del parásito en su permanencia dentro de la aurícula derecha del Corazón y la arteria pulmonar. Afecta perros, lobos, zorros, coyotes, gatos domésticos y salvajes, pandas rojos, osos, leones marinos, primates no humanos y humano (Blandón, 2020).

### 4.2 Agente Etiológico

#### 4.2.1 Taxonomía y Morfología

“Taxonómicamente se clasifica como:

Phylum: *Nemathelminthes*

Clase: *Nematoda*

Orden: *Spirurida*

Suborden: *Spirurina*

Superfamilia: *Filaroidea*

Familia: *Filariidae*

Género: *Dirofilaria*

Especie: *immitis*” (Borchert, 1964; Urquhart y col., 2001).

*Dirofilaria immitis* es un nemátodo filiforme y cilíndrico, de color blanco que posee una cutícula con estriaciones transversales y longitudinales. En su extremo anterior que no se adelgaza se encuentran: apertura oral pequeña con labios, cápsula bucal rudimentaria sin órganos de fijación, diez pequeñas papilas cefálicas, sin faringe, esófago con porción anterior muscular y posterior glandular no muy bien delimitadas.

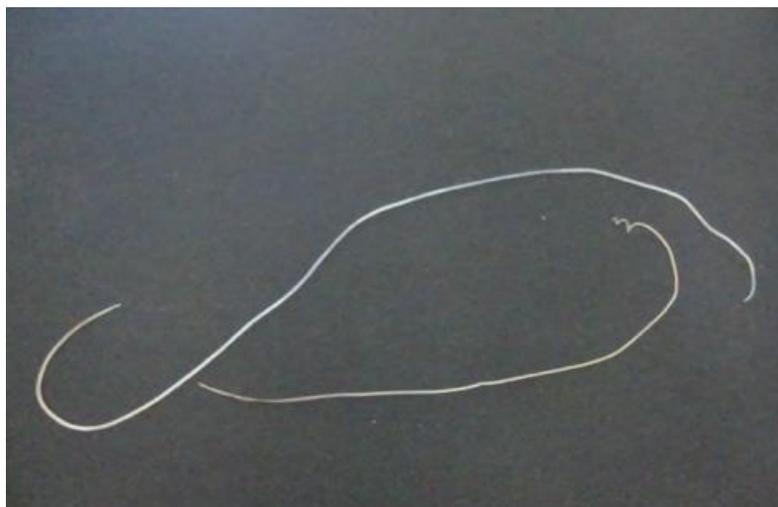
El ano se ubica en posición subterminal. Presentan dimorfismo sexual marcado (Borchert, 1964; Gómez y col., 1999 Levine, 1978).

Hembras: miden de 13,5 a 30 cm. de largo y de 1 a 1,3 mm. de diámetro. La vulva se encuentra ligeramente detrás del esófago (Dillon, 2000; Kittleson y Kienle, 2000; Levine, 1978; Mehlhorn y col., 1993). Su extremo caudal es redondeado y no enrollado. Son ovovivíparas, liberando microfilarias a la circulación” (Gómez y col., 199).

Machos: son de menor tamaño, miden 9,5 a 20 cm. de largo, con 0,7 a 0,9 mm. de diámetro. Su extremo posterior termina en espiral. Posee espículas desiguales en forma y tamaño, la derecha es corta y roma de 175 a 229  $\mu\text{m}$ . de longitud y la izquierda larga y afilada de 300 a 375  $\mu\text{m}$ ., no posee gubernáculo (Gómez y col., 1999; Kittleson y Kienle, 2000; Levine, 1978; Mehlhorn y col., 1993). “Su extremo posterior está provisto de dos pequeñas aletas laterales, además posee 4 a 5 pares de papilas preanales más un par de papilas grandes y 4 a 5 papilas pequeñas postanales” (Borchert, 1964).

Microfilarias: en promedio miden alrededor de 308  $\mu\text{m}$ . de largo (con un rango de 295 a 325  $\mu\text{m}$ .) y 5 a 7,5  $\mu\text{m}$ . de ancho, fusiformes, el extremo cefálico es ahusado y el extremo caudal puntiagudo y recto, no poseen vaina (Blagburn, 1994; Gómez y col., 1999; Kittleson y Kienle, 2000; Urquhart y col., 2001).

**Figura 1.** Ejemplares de *Dirofilaria immitis*.



Fuente: Carretón, Morchón y Montoya-Alonso (2012).

#### **4.2.2 Distribución geográfica**

La *Dirofilaria immitis* es endémica en América, África, Asia, Australia y el sur de Europa (Bulanti, 2005), y prevalente en zonas templadas, tropicales y subtropicales, estando su difusión estrechamente relacionada con la presencia y distribución de los mosquitos los cuales actúan como hospederos intermediarios (Sanchez, 2011).

#### **4.2.3 Ciclo biológico**

Se trata de una enfermedad de ciclo indirecto por transmisión vectorial, es decir, para que se desarrolle una filaria adulta en el hospedador definitivo (el perro), las larvas deben superar previamente un proceso de maduración en el hospedador intermediario (el mosquito) (Carretón & Montoya, 2012).

El mosquito susceptible se infecta cuando se alimenta con la sangre de un hospedador microfilarémico. Las microfilarias no pueden evolucionar a dirofilarias adultas sin antes haberse desarrollado a larva en estadio 1 (L1) en los túbulos de Malpighi del mosquito, mudando después a larva en estadio 2 (L2) y mudando finalmente a larva infecciosa de tercer estadio (L3) (American Heartworm Society, 2014).

La larva de tercer estadio migra entonces a través de la cavidad corporal hasta la cabeza y partes bucales del mosquito, donde se convierten en infecciosas. El tiempo necesario para que las microfilarias se desarrollen hasta la fase infecciosa en el mosquito depende de la temperatura. A 27 °C y una humedad relativa del 80%, el desarrollo dura de 10 a 14 días; la maduración se prolonga a temperaturas más frías (American Heartworm Society, 2014).

Cuando un mosquito se alimenta con sangre, las larvas infecciosas rompen el extremo del labrum del mosquito y emergen en el interior de una pequeña gota de hemolinfa (la sangre del mosquito) en la piel del hospedador. Inmediatamente después de la absorción de sangre, estas larvas sexualmente diferenciadas entran en el cuerpo del animal a través de la herida realizada por las partes bucales del

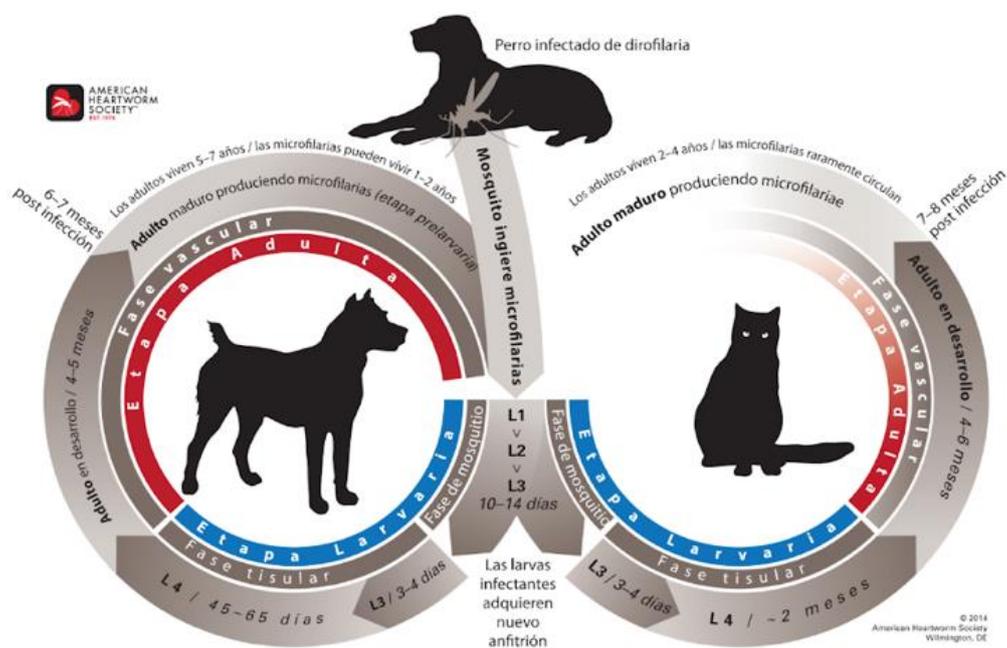
mosquito. Aparentemente, las L3 y L4 viajan a través de las fibras musculares durante la migración, mientras que las juveniles (adultas inmaduras) penetran en los músculos y finalmente en las venas, que las transportan hacia el corazón y los pulmones (American Heartworm Society, 2014).

La muda de L3 a L4 empieza a partir del día 3 como pronto y finaliza entre los días 9 y 12 como tarde. Las L4 mudan a su estadio final entre los días 50 a 70. Los gusanos adultos inmaduros (quinto estadio) alcanzan la vasculatura pulmonar el día 67 como pronto y la alcanzan todos entre los días 90 a 120. Los primeros gusanos que entran en la vasculatura pulmonar entre los días 67 y 85 miden de 25 a 40 mm (American Heartworm Society, 2014).

Posteriormente, los gusanos adultos aumentan su longitud, aumentando la de las hembras casi 10 veces, y llegando a la madurez sexual alrededor del día 120 posterior a la infección. Los perros desarrollan infecciones patentes (p.e., tener microfilarias circulatorias) a partir de los 6 meses, pero por regla general a partir de los 7 a 9 meses después de la infección cuando las dirofilarias juveniles llegan a los pulmones, el flujo sanguíneo las empuja hacia las pequeñas arterias pulmonares (American Heartworm Society, 2014).

Las filarias hembras adultas son las responsables de eliminar hacia la circulación periférica microfilarias, las cuales ingresaran a un nuevo mosquito, para una nueva transmisión. Las filarias adultas pueden vivir entre 5 a 7 años, mientras que las microfilarias liberadas a circulación tienen una vida media de 2 años (Cazaux et al., 2019).

**Figura 2.** Ciclo Biológico de *Dirofilaria immitis*



Fuente: American Heartworm Society (2014).

## 4.3 Epidemiología

### 4.3.1 Transmisión

La dirofilariasis es transmitida por mosquitos de los géneros *Aedes*, *Anopheles* y *Culex*, pudiendo eventualmente afectar al hombre (enfermedad zoonótica), quien actúa como un hospedero accidental. La transmisión es biológica por vectores, es decir, a través de invertebrados hacia animales vertebrados o hacia el hombre (Sánchez, Calvo & Mutis, 2011).

El mosquito pica a un perro infectado y adquiere la microfilaria que está en la sangre del perro. El mosquito luego sirve como huésped intermediario para el futuro desarrollo de los parásitos. Después de 10 a 15 días, la microfilaria pasa a la saliva del mosquito. En esta etapa se llama larva infecciosa, esta madurará luego de reingresar en los hospederos como el canino. Cuando el mosquito pica a otro perro, las larvas entran a través de la herida del pinchazo producido por el insecto, después

de tres o cuatro meses, migran al corazón donde se desarrollan en adultos sexualmente maduros (Blandón, 2020).

#### **4.3.2 Reservorios**

El principal hospedador definitivo y reservorio de dirofilariosis es el perro, pero otros cánidos silvestres tienen un importante rol en la transmisión, como el zorro. Se puede establecer como factores de riesgo para la infección, la especie animal (el perro es el huésped primario natural); el sexo del huésped primario (los perros machos son más vulnerables que las perras); el hábitat del huésped primario (los perros que viven al aire libre están más expuestos a la infección); y el tamaño del huésped primario (los perros grandes tienen más probabilidades de infectarse que los perros pequeños). Los perros menores de seis meses no pueden ser portadores de gusanos adultos, ya que pasan aproximadamente seis meses desde el momento en que el perro se infecta hasta que los gusanos del corazón se convierten en adultos. Por lo tanto, es poco probable que se observen signos clínicos en perros menores de un año (Cazaux et al., 2019).

Se ha demostrado que la *Dirofilaria immitis* también puede transmitirse al hombre por la picadura de mosquitos infectados. La mayor parte de las infecciones humanas pasan desapercibidas ya que los parásitos son eliminados en el tejido subcutáneo; pero en algunos casos, los vermes inmaduros alcanzan una rama de la arteria pulmonar, donde posterior a su destrucción producen un nódulo pulmonar benigno (Sánchez, Calvo & Mutis, 2011).

#### **4.3.3 Vectores**

La transmisión de *D. immitis* ocurre indirectamente a través de mosquitos de los géneros *Culex*, *Anopheles* y *Aedes* los cuales constituyen sus hospederos intermediarios y sin los cuales las microfilarias no pueden desarrollarse. No se conoce que otro vector pueda participar en el ciclo de vida de este nemátodo, por lo que la prevalencia de la enfermedad depende directamente de la densidad de mosquitos transmisores, del número de picadas que ellos puedan efectuar y de las condiciones de vida que tengan los animales, ya que los perros que viven en zonas de riesgo tienen mayor probabilidad de contraer la enfermedad (Bulanti, 2005).

#### 4.3.4 Factores ambientales

Los culícidos requieren de un medio húmedo para el desarrollo de sus larvas y temperaturas que superen los 14 grados centígrados para completar el ciclo biológico. El tamaño de la población depende de la temperatura, humedad, lluvia e intensidad de la luz (Guerrero, 2014).

El parásito completa su desarrollo en el mosquito 2 semanas a temperaturas de 14-16 grados centígrados y en una temporada a media de 25 grados centígrados. El desarrollo se inhibe a temperaturas inferiores a los 12 grados centígrados, aunque las larvas de *D. immitis* pueden sobrevivir en el mosquito aun cuando las temperaturas superan este umbral (Guerrero, 2014).

#### 4.4 Fisiopatología

Los cambios patológicos en el sistema del huésped son consecuencia del daño causado por vermes adultos, microfilarias y larvas migratorias juveniles. Los vermes adultos y/o el antígeno del verme producen lesiones endoteliales, tromboembolismo pulmonar, neumonitis, hipertensión pulmonar, *cor pulmonale* y finalmente congestión hepática, ascitis y glomerulonefritis debida a inmunocomplejos (Bulanti, 2005).

En casos raros, puede haber vermes individuales enroscados alrededor de la válvula tricúspide o de las cuerdas tendinosas. Cuando la carga de vermes es alta (> 50 vermes), los mismos migran activamente desde las arterias pulmonares hacia el ventrículo derecho, la aurícula derecha y, raramente, a la vena cava. Esto puede producir un síndrome agudo de la vena cava que se caracteriza por hemólisis intravascular, coagulación intravascular diseminada (CID) y shock (Bulanti, 2005).

La proliferación vellosa de la mioíntima en las arterias pulmonares que contienen a los gusanos cardíacos constituye la lesión característica. Las anomalías inducidas por los gusanos comienzan con la tumefacción celular endotelial, ensanchamiento de las uniones intercelulares, incremento de la permeabilidad endotelial y desarrollo del edema periarterial. El esfacelamiento endotelial redundante en la adherencia de glóbulos blancos y plaquetas activadas. Diversos factores tróficos estimulan la migración y proliferación de las células del músculo liso dentro de las capas media e íntima (Bulanti, 2005).

La proliferación vellosa de la íntima se presenta hacia las 3 a 4 semanas después de la llegada de los gusanos adultos. Estas proliferaciones, consistentes en músculo liso y colágeno con una cobertura del tipo endotelial, ocasionan el estrechamiento luminal de las arterias pulmonares más pequeñas. El daño endotelial conduce al desarrollo de la trombosis, así como también a la reacción tisular perivascular (Bulanti, 2005).

“El edema periarterial puede tener suficiente magnitud para inducir infiltrados intersticiales y alveolares, reconocibles en las placas radiográficas. En algunos animales se desarrolla la consolidación pulmonar parcial” (Bulanti, 2005).

“Los gusanos muertos parecen incitar una respuesta más pronunciada del hospedero, exacerbando la enfermedad pulmonar” (Bulanti, 2005).

La proliferación vellosa (y distribución de los gusanos) es más llamativa en las arterias de los lóbulos caudal y accesorio. El ventrículo derecho se dilata y luego se hipertrofia, a medida que se requieren presiones sistólicas más elevadas. La hipertensión pulmonar crónica puede ocasionar insuficiencia del miocardio ventricular derecho y signos de insuficiencia congestiva derecha, especialmente junto con la incompetencia tricuspídea secundaria, la congestión hepática crónica secundaria a la enfermedad por gusanos del corazón puede ocasionar daño hepático permanente y cirrosis (Bulanti, 2005).

“Los complejos inmunes circulantes, o posiblemente los antígenos microfilariales, pueden provocar glomerulonefritis” (Bulanti, 2005).

Ocasionalmente se han descrito infecciones ectópicas. Los vermes adultos pueden ser hallados en la cámara anterior del ojo, la piel o el sistema nervioso central (SNC). Durante la migración somática aberrante, las larvas juveniles pueden ser atrapadas en estos sitios y crecer hasta el estado adulto. Si bien las grandes cargas verminosas pueden asociarse con enfermedad seria, la interacción huésped-parásito parece ser más importante que el número de gusanos en la emergencia de las alteraciones clínicas (Bulanti, 2005).

Las cargas verminosas reducidas pueden ocasionar lesión pulmonar sustancial y mayor incremento de la resistencia vascular pulmonar, si el volumen minuto es elevado. La actividad física exagera la condición patológica vascular pulmonar, debido al incremento asociado del flujo sanguíneo local (Bulanti, 2005).

#### 4.5 Presentaciones clínicas y sintomatología

- Presentación 1: Asintomática a leve.

Los pacientes con enfermedad leve es probable que presenten signos tan vagos e inespecíficos como la pérdida de la condición física general del cuerpo, fatiga durante el ejercicio o tos ocasional; sin embargo, no se encuentran signos radiográficos definitivos, anemia u otros datos anormales de laboratorio (Guerrero, 2014).

- Presentación 2: Dirofilariasis moderada.

Presencia de signos radiográficos, anemia leve (volumen globular concentrado entre 20 y 30 %), u otras anormalidades hematológicas son evidentes. Algunas veces se presenta proteinuria leve (2+). Los signos radiográficos incluyen hipertrofia del ventrículo derecho, ligero engrosamiento de la arteria pulmonar, o densidad perivascular circunscrita, además de las lesiones mixtas alveolares o intersticiales. Los datos de la historia clínica y el examen físico pueden ser normales o incluir pérdida de la condición física general, fatiga durante el ejercicio o tos ocasional. En ocasiones, es necesario estabilizar al paciente antes del tratamiento (Guerrero, 2014).

- Presentación 3: Dirofilariasis grave.

El pronóstico es reservado. Los pacientes muestran caquexia cardíaca (inanición), fatiga constante, tos persistente, disnea u otros signos relacionados con hipertrofia del hemicardio derecho. En las radiografías, la arteria pulmonar tal vez se observe muy engrosada y existen patrones circunscritos mixtos o crónicos y patrones difusos de densidad pulmonar o signos de tromboembolia. Es posible que se presente anemia significativa (volumen globular concentrado <20 %) u otras anormalidades hematológicas (Guerrero, 2014).

A veces hay proteinuria (>2+). Un caso se clasifica como clase 3 si los signos clínicos son moderados y las alteraciones de laboratorio o radiográficas son significativas y cuando los signos clínicos son significativos pero las alteraciones de laboratorio o radiográficas son moderadas. A los pacientes con enfermedad clase 3 se les estabiliza antes del tratamiento y a continuación se administra un régimen de dosis alternas (Guerrero, 2014).

- Presentación 4: Síndrome de la vena cava en perros con hipertensión pulmonar grave, insuficiencia cardíaca derecha y *core pulmonale*.

Cuando la carga de gusanos es mayor a los 60 parásitos. Debido a la migración retrógrada, 55 a 84 % de estos gusanos residen en las venas cavas craneal y caudal y la aurícula derecha (Guerrero, 2014).

El síndrome de la vena cava es un conjunto de signos de manifestación aguda en el cual, por la obstrucción que se encuentra en el corazón derecho, taponan la válvula tricúspide y la vena cava posterior, causando un daño en el parénquima hepático lo que produce hiperlipidemia que a su vez, puede causar anemias por hemólisis. El paciente llegará por emergencia con mucosas pálidas y/o ictericas y podría presentar bilirrubinemia, bilirrubinuria y hemoglobinuria (Santiago, 2019).

El *Core pulmonale* es el episodio más común tras la infestación de estos parásitos, es un síndrome de curso crónico que se ocasiona por el aumento de la presión paulatina en las arterias pulmonares que conllevan a una dilatación producto del trabajo forzado del corazón derecho; la insuficiencia del corazón derecho da signos como hemoptisis, síncope, ascitis, coagulación intravascular diseminada y podrían ocasionar la muerte (Santiago, 2019).

El peor cuadro que genera esta infestación es aquella causada por la muerte de los gusanos adultos y el arrastre de sus fragmentos hacia las arteriolas; se observan casos de neumonías alérgicas asociadas a infartos por la localización de los trombos en las arteriolas. El pronóstico es malo, salvo cuando los gusanos se retiren de la aurícula derecha y de las venas cavas (Santiago, 2019; Guerrero, 2014).

**Figura 3.** Resumen de sintomatología.

Leve	Asintomática o con tos
Moderada	Tos, intolerancia al ejercicio, sonidos pulmonares anormales
Grave	Tos, intolerancia al ejercicio, disnea, sonidos pulmonares y cardíacos anormales, hígado dilatado (hepatomegalia), síncope (pérdida temporal de la conciencia debido a la reducción del flujo sanguíneo al cerebro), ascitis (acumulación de fluido en la cavidad abdominal), muerte
Síndrome caval	Inicio repentino de letargia y debilidad graves acompañadas de hemoglobinemia y hemoglobinuria

Fuente: American Heartworm society (2014).

## **4.6 Diagnóstico**

Un diagnóstico de la enfermedad inicia con la realización de un examen clínico que puede detectar los signos y que depende de la fase en la cual se encuentra el paciente. Inicialmente, es común observar intolerancia al ejercicio, disnea y tos, con el desarrollo de la enfermedad aparece hemoptisis, taquicardia, caquexia, soplos cardíacos con presencia de un tercer sonido, ascitis y síncope (Pinilla, 2017).

Ante la presencia de un animal con signos compatibles con la enfermedad en perros que vivan en zonas endémicas, se debe confirmar el diagnóstico en base a los métodos de diagnóstico (estudios serológicos, detección de microfilarias, patrones radiográficos, electrocardiografía, hemograma completo y bioquímica, entre otros) (Pinilla, 2017).

### **4.6.1 Examen físico**

Podría sospecharse en perros de más de 2 años de edad que viven en áreas endémicas, con alteraciones del aparato respiratorio como tos crónica, disnea de esfuerzo o intolerancia al ejercicio, estertores, hemoptisis y alteraciones cardiovasculares. En casos crónicos de anorexia y caquexia; no hay predisposición de edad ni raza por lo cual debe de tenerse en cuenta que cualquier perro puede padecer la enfermedad (Pinilla, 2017).

### **4.6.2 Imágenes diagnósticas**

#### **4.6.2.1 Radiografía**

La radiografía torácica ayuda a determinar la severidad de la lesión y evalúan los cambios en el parénquima cardiopulmonar; los cambios radiográficos asociados a dirofilariosis incluyen incremento prominente de los segmentos de la arteria pulmonar, aumento del tamaño del ventrículo derecho, incremento del tamaño y la densidad de las arterias pulmonares, tortuosidad de las arterias (Pinilla, 2017).

“Se recomienda una radiografía dorsoventral que permite evaluar los vasos pulmonares lobares caudales. Los vasos son considerados anormales si son mayores

que el diámetro de la novena costilla, donde la costilla y la arteria se interceptan” (Pinilla, 2017).

Las radiografías torácicas pueden también ayudar a evaluar el parénquima pulmonar: infiltraciones, nódulos, linfadenopatía y efusiones pleurales. Los cambios en el parénquima pulmonar pueden incluir un patrón mixto intersticial a alveolar y es típicamente más severo en los lóbulos pulmonares caudales; el patrón nodular aparece en la granulomatosis pulmonar nodular eosinofílica (Pinilla, 2017).

#### **4.6.2.2 Ecocardiografía**

“Es una técnica sensitiva para la detección de la disfunción del corazón derecho en el cual la dimensión diastólica del ventrículo derecho y el engrosamiento de la pared del ventrículo derecho son incrementados” (Pinilla, 2017).

En algunas infestaciones, los vermes pueden ser detectados en la arteria pulmonar o el corazón derecho. Esta técnica puede estimar la carga parasitaria, la presencia de regurgitación de la válvula tricúspide, severidad de la hipertensión pulmonar; el síndrome de la vena cava caudal puede ser confirmada o descartada por este método (Pinilla, 2017).

#### **4.6.2.3 Electrocardiografía**

“Es usada para detectar arritmias, pero es una técnica menos sensitiva para la detección del aumento del tamaño de la cámara cardíaca. Esta técnica puede revelar la desviación del eje derecho si la hipertensión pulmonar es moderada o severa” (Pinilla, 2017).

“Las arritmias, así como los latidos ventriculares o atriales prematuros y las anormalidades en la conducción son poco comunes a menos que el aumento cardiaco sea moderado o severo” (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3 Pruebas de laboratorio**

“Se basa por lo general, en la identificación de microfilarias de *Dirofilaria immitis* en una muestra de sangre o en la detección de antígenos del parásito adulto en sangre, suero o plasma, incluyendo siempre un examen físico” (Pinilla, 2017).

La dirofilariosis oculta, representa una proporción significativa de las infestaciones que ocurren naturalmente o en perros que han estado durante 6 o más meses en tratamiento preventivo; esta presentación debe ser diagnosticada mediante técnicas serológicas, ya que, permiten confirmar los antígenos específicos reconocidos, y basándose en evidencias radiográficas (Pinilla, 2017).

Además, este tipo de técnicas han evolucionado de manera importante, ya que desarrollan pruebas con mayor especificidad y sensibilidad. La sensibilidad es la habilidad de una prueba para detectar como positivos a los verdaderos positivos mientras la especificidad es la habilidad de una prueba para detectar los negativos como verdaderos negativos (Pinilla, 2017).

“La interpretación de resultados, en especial los de inmunodiagnóstico, debe considerar el impacto de la sensibilidad, especificidad y prevalencia de la verdadera tasa de infestación en la zona” (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.1 Pruebas para la detección de microfilarias**

El examen de un frotis directo puede detectar las microfilarias y ayudar a distinguir entre la *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum*. Puede haber un resultado falso negativo si se obtiene de una infestación oculta (amicrofilaremia), por el número de microfilarias circulantes en baja o insuficiente cantidad en la sangre examinada (Pinilla, 2017).

“Los animales pueden ser amicrofilarémicos por las siguientes razones:

- Administración previa de medicamentos
- Otras enfermedades
- Destrucción inmunomediada de microfilarias e infestaciones prepatentes.
- Presencia de filarias de un solo sexo o filarias cardíacas infértiles” (Pinilla, 2017).

Los métodos que concentran las microfilarias para detección incluyen: evaluación del tubo de micromatocrito (consiste en observar los movimientos de la microfilaria en interfase celular-plasma del capilar), test de Knott modificado (consiste en centrifugar una muestra de sangre venosa y el sedimento mezclado con azul de metileno se observa al microscopio), test de filtración de Millipore (consiste en usar unos filtros de membranas de policarbonato de 3 a 5 micras); otro procedimiento para

diagnosticar la presencia de microfilarias, es el extendido de gota gruesa o extensión de sangre fresca heparinizada, que pueden ser teñidas con la tinción de Giemsa (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.2 Pruebas serológicas**

Los test basados en la técnica de ELISA (prueba de ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas) o en métodos inmunocromatográficos para detectar antígenos de hembras adultas se consideran muy específicos y algunos de ellos pueden utilizarse en las clínicas como “test rápidos”. Estos test permiten obtener información sobre la carga parasitaria (Pinilla, 2017).

“Se recomienda usar test serológicos junto con la detección de microfilarias, para detectar dirofilariosis agudas u ocultas, pues algunos perros tienen microfilarias circulantes sin presencia de antígenos detectables ni vermes adultos” (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.3 Reacción en cadena de la polimerasa (PCR)**

“La sensibilidad, especificidad y rapidez con la que *Dirofilaria immitis* es identificada a través de PCR, permiten un diagnóstico y seguimiento, imposibles e impensables con otros procedimientos” (Pinilla, 2017).

Esta técnica permite amplificar de manera selectiva fragmentos de ADN o ARN (huella genómica) de la *Dirofilaria immitis*, situados entre dos regiones cuyas secuencias son conocidas (amplicones), es decir, identifica específicamente el agente, mientras que las pruebas comúnmente utilizadas como ELISA, Inmunocromatografía etc. Se basan en la determinación indirecta de la *Dirofilaria immitis* mediante el reconocimiento antígeno – anticuerpo (Pinilla, 2017).

Durante la PCR un ácido nucleico (DNA o RNA) es aislado del paciente y luego amplificado (tras un paso extra de transcriptasa reversa en el caso del RNA) usando primers altamente complementarios a las secuencias conocidas de la *Dirofilaria immitis*. Al mismo tiempo se corren controles y muestras referencia, de tal forma que los controles internos monitorean la extracción y eficiencia de la PCR. Las secuencias amplificadas se visualizan utilizando equipos y protocolos de la más alta tecnología (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.4 Técnica de inmunocromatografía de flujo lateral**

“La técnica de inmunocromatografía de flujo lateral tiene una membrana de nitrocelulosa, la cual permite visualizar la reacción antígeno-anticuerpo por la acumulación de oro coloidal conjugado, donde se han fijado previamente los anticuerpos de captura específicos de *Dirofilaria immitis*” (Pinilla, 2017).

“Este test detecta antígenos específicos (glicoproteínas), el cual es liberado en la sangre por hembras adultas, en la mayoría de casos el test puede detectar infecciones con una o más hembras adultas con por lo menos siete u ocho meses de edad. Los test generalmente no detectan infecciones menores a 5 meses” (El-Moamly, 2014).

La prueba de inmunocromatografía es una herramienta adecuada y práctica por su facilidad de uso, porque no se necesita equipo especial para realizar la prueba y porque los resultados se obtienen dentro de 10 minutos. Además, las pruebas de antígenos se pueden realizar con sangre extraída durante el día o la noche. Los resultados con la prueba de inmunocromatografía son comparables a los de ELISA, y otras ventajas de la primera son que es más rápida y menos complicada, y tiene potencial para pruebas en el lugar de atención y trabajo de campo que pueden persistir después de que las microfilarias hayan desaparecido de la sangre periférica debido a su periodicidad nocturna o progresión de la enfermedad (El-Moamly, 2014).

#### **4.6.3.5 Hemograma**

“Es normal en la mayoría de perros con dirofilariosis clínica, suele encontrarse un leucograma de estrés, además se puede evidenciar una respuesta inflamatoria con linfopenia entre leve y moderada” (Pinilla, 2017).

Además, se puede encontrar anemia normocítica normocrómica en perros con dirofilariosis leve, anemia no regenerativa normocítica hipocrómica en pacientes con enfermedad grave, excepto en animales con síndrome caval que presentan hemólisis, se evidencia eosinofilia en perros con microfilarias circulantes y amicrofilarémicos, debido a la destrucción de las microfilarias por la respuesta inmune (Pinilla, 2017).

“Los perros que presentan síndrome de vena cava presentan anemia regenerativa con hemoglobinuria y anemia evidenciada por la presencia de reticulocitos, eritrocitos nucleados y aumento del volumen corpuscular medio” (Pinilla, 2017).

“El tiempo de coagulación se ve afectado debido al tromboembolismo, hay consumo de plaquetas, fibrinógeno y otros substratos de la coagulación, por lo tanto, los tiempos de coagulación se van a encontrar prolongados” (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.6 Bioquímica sanguínea**

La concentración de albúmina sérica suele ser normal, pero en casos de insuficiencia cardíaca congestiva o *cor pulmonale* puede estar significativamente baja; también puede deberse a glomerulopatía debido al daño renal por inmunocomplejos, indicativo de un daño renal progresivo e irreversible, insuficiencia hepática grave o enteropatía por pérdida de proteínas (edema intestinal) (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.7 Alteración renal**

“Debido al depósito de inmunocomplejos en los glomérulos del riñón, se encuentra proteinuria grave asociada a síndrome nefrótico y amiloidosis. Se puede encontrar niveles elevados de creatinina sérica y BUN (nitrógeno ureico); albuminuria, hemoglobinuria, hiperbilirrubinuria y bilirrubina” (Pinilla, 2017).

#### **4.6.3.8 Alteración de la función hepática**

El aumento de alanina aminotransferasa (ALT) indica degeneración hepatocelular o necrosis, y el aumento de aspartato aminotransferasa (AST) y de glutamato deshidrogenasa (GLDH), son atribuidos a enfermedad hepática y/o del miocardio debido a insuficiencia cardíaca congestiva derecha o *cor pulmonale* (Pinilla, 2017).

### **4.7 Tratamiento**

“Antes de comenzar con el tratamiento es necesario establecer la gravedad del paciente, en función de la sintomatología y los resultados obtenidos en las pruebas diagnósticas” (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

En la actualidad se prefiere una clasificación más simple, que separa a los pacientes en dos categorías en función del riesgo de producir tromboembolismos pulmonares durante el tratamiento adulticida:

- Bajo riesgo de complicaciones tromboembólicas.

Se trata de animales con baja carga parasitaria y sin lesiones de la vasculatura o parénquima pulmonar. Los requisitos que el perro debe cumplir para ser incluido en esta categoría son: ausencia de sintomatología, radiografía torácica normal, bajo nivel de antígenos circulantes, parásitos no visibles en el examen ecocardiográfico, ausencia de enfermedades concomitantes, posibilidad de limitar la actividad física del paciente durante el tratamiento (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

- Riesgo elevado de complicaciones tromboembólicas.

En esta categoría se incluirán los perros que cumplan una o más de las siguientes condiciones: Presencia de sintomatología, radiografías torácicas con alteraciones, altos niveles de antígenos circulantes, los parásitos pueden visualizarse mediante examen ecocardiográfico, presencia de enfermedades concomitantes, imposibilidad de limitar la actividad física del paciente durante el tratamiento (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

#### **4.7.1 Tratamiento microfilarias**

Antes de eliminar los parásitos adultos, es necesario eliminar la bacteria *Wolbachia* ya que, en caso contrario, al eliminar las filarias adultas habría una liberación masiva de bacterias en el organismo del perro con graves reacciones inflamatorias y serias consecuencias para su salud. El tratamiento con doxiciclina a dosis de 10 mg/kg BID durante 4 semanas antes de la administración del adulticida elimina un 90 % de la bacteria, permaneciendo en niveles bajos durante los 3 o 4 meses posteriores a la administración del antibiótico (Carretón et al., 2017).

Así, el perro previamente tratado con doxiciclina sufrirá menor daño pulmonar asociado a la muerte de las filarias. Simultáneamente, se debe comenzar el tratamiento para eliminar las larvas que pudieran haber sido inoculadas recientemente en el paciente, ya que el fármaco adulticida (melarsomina diclorhidrato) no mata filarias menores de 4 meses de edad. Para ello, se deben administrar lactonas macrocíclicas a dosis preventivas mensualmente durante 2 o 3 meses antes del

tratamiento adulticida. De esta manera, las larvas menores de 2 meses de edad son eliminadas mientras que las larvas mayores de 2 meses podrán alcanzar la edad suficiente para ser susceptibles a la melarsomina (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

Además, con su administración se comienza con la eliminación gradual de las microfilarias, que generalmente se alarga entre 3 y 9 meses. Una vez realizados estos tratamientos, se procede al tratamiento adulticida. La melarsomina diclorhidrato es el único fármaco adulticida disponible actualmente en el mercado. Se administra mediante inyección intramuscular profunda en la musculatura lumbar. El tratamiento recomendado, denominado “tratamiento diferido” consiste en aplicar una primera dosis de melarsomina (2,5 mg/kg), una segunda dosis al cabo de un mes (2,5 mg/kg) y una tercera dosis pasadas 24 horas de la anterior (2,5 mg/kg) (Carretón et al., 2017).

Este protocolo elimina los adultos de forma escalonada, eliminando el 50 % de los adultos (90 % machos y 10 % hembras) en la primera inyección, y el resto con la segunda y tercera inyecciones. Esta eliminación progresiva reduce el tromboembolismo producido por la muerte de los parásitos, permitiendo al organismo del animal eliminar los fragmentos embólicos de forma más efectiva, lo que resulta en complicaciones pulmonares menos graves y frecuentes. Además, la eficacia adulticida es mayor frente al tratamiento clásico (Carretón et al., 2017).

#### **4.7.2 Tratamiento adulticida**

La terapia adulticida consiste en la aplicación de melarsomina, administrada mediante inyección intramuscular profunda en el vientre de los músculos lumbares epiaxiales (entre L3 y L5), es el único fármaco adulticida aprobado por la FDA. La melarsomina no ha demostrado tener actividad contra gusanos menores de 4 meses de edad; sin embargo, recientes datos no publicados sugieren que la melarsomina podría tener una mayor eficacia contra los gusanos juveniles de la que se creía anteriormente (Carretón et al., 2017).

El tratamiento recomendado, denominado “tratamiento diferido” consiste en aplicar una primera inyección de melarsomina (2,5 mg/kg), una segunda inyección al cabo de un mes (2,5 mg/kg) y una tercera inyección pasadas 24 horas de la anterior

(2,5 mg/kg). Este protocolo elimina los adultos de forma escalonada, eliminando el 50 % de los adultos (90 % machos y 10 % hembras) en la primera inyección, y el resto con la segunda y tercera inyecciones (Carretón et al., 2017).

Esta eliminación progresiva reduce el tromboembolismo producido por la muerte de los parásitos, permitiendo al organismo del animal eliminar los fragmentos embólicos de forma más efectiva, lo que resulta en complicaciones pulmonares menos graves y frecuentes. Además, la eficacia adulticida es mayor frente al tratamiento clásico (Carretón et al., 2017).

Durante el tratamiento adulticida, es vital una restricción del ejercicio para minimizar la aparición y gravedad de tromboembolismos pulmonares por la muerte de los parásitos. Sin embargo, la aparición de este fenómeno es muy frecuente; en los casos más leves puede pasar desapercibido pero, cuando se acompaña de sintomatología, esta aparece generalmente a los 7-10 días tras la administración del fármaco adulticida, cuando la mayoría de las filarias están muriendo, aunque puede suceder hasta pasadas 4 semanas tras administración del tratamiento adulticida (Carretón et al., 2017).

El uso de glucocorticoides junto con la restricción de ejercicio es el tratamiento de elección para el manejo del tromboembolismo pulmonar. Se deben administrar solo si se considera necesario, debido a los efectos adversos que puede presentar, como reducción del flujo pulmonar, empeoramiento de la endoarteritis y efectos procoagulantes (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

Los glucocorticoesteroides como la prednisona deberán usarse en áreas altamente endémicas, donde es más probable que los animales tengan cargas significativas de gusanos. La prednisona se dosifica de forma rutinaria a 0,5 mg/kg dos veces al día (BID) durante la primera semana y 0,5 mg/kg una vez al día (SID) durante la segunda semana, seguido de 0,5 mg/kg cada dos días (EOD) durante 1 ó 2 semanas más. El uso de la aspirina está contraindicado (Carretón et al., 2017; American Heartworm Society, 2014).

**Figura 4.** Secuencia de tratamiento adulticida.

Día	Tratamiento
Día 0	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Diagnóstico positivo.</li> <li>- Comenzar la restricción de ejercicio.</li> <li>- Si el perro es sintomático, se debe estabilizar con tratamiento adecuado y administrar prednisona (0,5 mg/kg BID 1ª semana; 0,5 mg/kg SID 2ª semana; 0,5mg/kg cada 2 días durante la 3ª y 4ª semana).</li> </ul>
Día 1	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Administrar preventivo de dirofilariosis.</li> <li>- Si hay un número elevado de microfilarias en sangre se debe pretratar con antihistamínicos y glucocorticoides si no está tomando prednisona para reducir el riesgo de anafilaxia.</li> <li>- Animal bajo observación durante un periodo mínimo de 8 horas.</li> </ul>
Día 1-28	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Doxiciclina 10 mg/kg BID durante 4 semanas.</li> </ul>
Día 30	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Administrar preventivo de dirofilariosis.</li> </ul>
Día 60	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Administrar preventivo de dirofilariosis.</li> <li>- Primera inyección de melarsomisa 2,5 mg/kg IM.</li> <li>- Si es necesario, repetir el protocolo de administración de prednisona.</li> <li>- Restricción absoluta de ejercicio.</li> </ul>
Día 90	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Administrar preventivo de dirofilariosis.</li> <li>- Segunda inyección de melarsomisa 2,5 mg/kg IM.</li> </ul>
Día 91	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Tercera inyección de melarsomisa 2,5 mg/kg IM.</li> <li>- Si es necesario, repetir el protocolo de administración de prednisona.</li> <li>- Restricción absoluta de ejercicio.</li> </ul>
Día 120	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Evaluar la presencia de microfilarias.</li> <li>- Si es positivo, administrar 30 días doxiciclina y repetir la prueba en 30 días.</li> </ul>
Día 271	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Test de antígenos a los 6 meses tras finalizar el tratamiento.</li> </ul>

Fuente: American Heartworm Society (2014).

“En los países donde no se comercialice la melarsomina, es posible que la única opción adulticida sea un tratamiento lento consistente en una lactona macrolítica combinada con doxiciclina” (TroCAPP, 2019).

La ivermectina oral (6 µg/kg) administrada a intervalos de dos semanas durante 6 meses junto con doxiciclina (10 mg/kg) dos veces al día durante 30 días negativizó las pruebas del antígeno del gusano del corazón, mostrando una eficacia del 72% a los 12 meses del inicio del tratamiento (TroCAPP, 2019).

Como opción alternativa, con un tratamiento con ivermectina oral (6 µg/kg) una vez por semana más doxiciclina (10 mg/kg) dos veces al día administrada durante 6 semanas a intervalos mensuales durante un total de 36 semanas se obtuvo una eficacia del 78% frente a los gusanos del corazón adultos (TroCAPP, 2019).

Se debe aclarar que no se recomiendan los métodos de eliminación lenta consistentes en la administración mensual continua de dosis profilácticas de cualquier lactona macrocíclica. Si bien es eficaz reduciendo el período de vida de las dirofilarias jóvenes y adultas, parece ser que cuanto más viejos son los gusanos, menor susceptibilidad presentan, tardando más en morir (TroCAPP, 2019).

Se ha demostrado que el efecto adulticida de las lactonas macrocíclicas precisa más de 2 años de administración continua antes de que el 95% de las dirofilarias adultas hayan sido eliminadas, y se desconoce con este enfoque el plazo de restricción rígida del ejercicio. A lo largo de este período, la infección persistiría y la patología seguiría progresando (American Heartworm Society, 2014).

A los 6 meses del comienzo del tratamiento conviene hacer la prueba del antígeno del gusano del corazón y después debe repetirse cada 3 meses. Se considera que el perro no tiene el gusano del corazón cuando se han obtenido resultados negativos en dos pruebas antigénicas consecutivas. Si sigue dando positivo, debe repetirse el tratamiento con doxiciclina (TroCAPP, 2019).

#### **4.7.2.1 Tratamiento quirúrgico (Síndrome caval)**

“La terapia quirúrgica es la alternativa al tratamiento adulticida en perros con altas cargas parasitarias o con síndrome de vena cava” (Carretón et al., 2017).

La extracción quirúrgica de gusanos en el atrio derecho y el orificio de la válvula tricúspide puede realizarse utilizando sedación leve (puede no ser necesaria), anestesia local y un fórceps de tipo caimán ya rígido o flexible o un cepo de recuperación intravascular introducido preferentemente por la vena yugular externa derecha. Empleando guía fluoroscópica, de estar disponible, deberá seguir pasándose el instrumento hasta que ya no puedan recuperarse más gusanos (American Heartworm Society, 2014).

Puede ser necesaria una terapia de fluidos en perros hipovolémicos, críticamente enfermos, para restaurar la función hemodinámica y renal. En el plazo de unas cuantas semanas después de restablecerse de la operación, se recomienda el uso de quimioterapia adulticida para eliminar todo gusano restante (American Heartworm Society, 2014).

## **4.8 Prevención y control**

Teniendo en cuenta la gravedad de la enfermedad y los riesgos que entraña su tratamiento, la profilaxis debe ser considerada una alternativa de importancia fundamental, este puede comenzarse a las 6-8 semanas de vida.

Antes de comenzar la profilaxis por primera vez, los perros mayores de 6 meses deben ser chequeados con pruebas para detectar microfilarias y artículos circulante (Conde, Escobar & Gómez, 2005; Carréton et al., 2017).

El tratamiento profiláctico de elección se basa en la administración de lactonas macrocíclicas (ivermectina, óxido de milbemicina, moxidectina, selamectina) por vía oral o en spot-on mensualmente, debe comenzarse un mes antes del inicio del periodo de transmisión de la infección y prolongarse hasta un mes después del final del periodo de transmisión. Tales fármacos no impiden la inoculación de las larvas infestantes, pero impiden su desarrollo. En las zonas meridionales es prudente realizar un tratamiento preventivo a los largo de todo el año (Conde, Escobar & Gómez, 2005; Carréton et al., 2017).

**Figura 5.** Profilaxis de Dirofilariosis en perros y gatos.

Principio activo	Presentación	Perro (dosis mín. y máx.)	Gato (dosis mín. y máx.)
Ivermectina	Comprimidos masticables	6-12 µg/kg	24-71 µg/kg
Milbemicina oxima	Comprimidos con saborizante	0,5-1 mg/kg	2-4 mg/kg
Moxidectina	Comprimidos Sol. inyectable Tópica	3-6 µg/kg 0,17 mg/kg 2,5-6,25 mg/kg	1-2 mg/kg
Selamectina	Tópica	6-12 mg/kg	6-12 mg/kg

Fuente: ESCAPP (2012).

Tomar en cuenta medidas preventivas en el medio ambiente, como la eliminación de depósitos de agua, control de los estadíos inmaduros de los mosquitos por medio de tratamientos con larvicidas, control dentro de los hogares por medio de aerosol contra mosquitos y mantener a los perros en el interior de las casas aproximadamente entre las 5 p.m. a 8 a.m. del día siguiente (Acuña, 2002).

#### 4.9 Salud pública

“*Dirofilaria immitis* puede infectar a las personas, pero es un suceso muy infrecuente, la mayoría de los casos descritos en seres humanos son asintomáticos, pero en casos raros puede aparecer tos, dolor torácico y hemoptisis” (TroCCAP, 2019).

Esta causa con mayor frecuencia enfermedad pulmonar en el huésped humano, pero también puede causar con *poca* frecuencia nódulos en otros tejidos. Los seres humanos son huéspedes subóptimos y las larvas que migran al corazón suelen morir. Los gusanos muertos producen infartos cuando se alojan en los vasos pulmonares; estos infartos generalmente se denominan "lesiones en moneda" en la radiografía de tórax, que pueden confundirse con una neoplasia maligna. Después de la embolización, los pacientes pueden presentar síntomas sistémicos vagos (por ejemplo, malestar, fiebre, escalofríos) y dificultad respiratoria. También se han descrito infecciones oculares con gusanos adultos (CDC, 2019; TroCCAP, 2019).

La infección en humanos probablemente está infradiagnosticada ya que la presencia de *Dirofilaria immitis* no es considerada por los médicos (ESCCAP, 2012).

## **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1 Materiales**

#### **5.1.1 Recursos humanos**

- Estudiante investigador
- Asesores de trabajo de investigación

#### **5.1.2 Recursos biológicos**

- 50 perros mayores de 1 año, que asisten a una clínica veterinaria y residen en el área de zona 7 de Mixco, Guatemala.
- Sangre entera

#### **5.1.3 Recursos de campo**

- Computadora
- Cámara telefónica
- Libreta
- Lapicero
- Marcador

#### **5.1.4 Recursos de laboratorio**

- 1 Lt de alcohol
- Rasuradora
- 50 jeringas de 3 ml
- 50 Tubos con EDTA de 1 ml
- 50 Pruebas rápidas (Bionote® Caniv-4 rapid test kit, Reinsa®)

## **5.2 Metodología**

### **5.2.1 Tipo de estudio**

Se realizó un estudio descriptivo de corte transversal.

### **5.2.2 Selección de la muestra**

No probabilístico por conveniencia.

### **5.2.3 Ubicación del estudio**

El estudio se realizó en el Hospital Veterinario San Ignacio, ubicado en zona 7 de Mixco.

### **5.2.4 Procedimiento de campo**

Se tomó la muestra de sangre a partir de la vena yugular externa, de perros mayores de 1 año de edad y residen en el área de zona 7 de Mixco, atendidos en la clínica veterinaria; con una jeringa de 3 ml y aguja de 21x1", rasurando y limpiando el área con alcohol en atomizador, previo a la recolección de la muestra.

La muestra de sangre se colocó en un tubo con EDTA de 1ml, el cual se identificó con los datos del paciente. Se procedió a correr inmediatamente la prueba rápida (Bionote® Caniv-4 rapid test kit), siguiendo los pasos indicados en la ficha técnica y se esperó de 5-10 minutos para leer el resultado.

Los resultados se anotaron en una libreta con los datos del paciente y propietario para su posterior análisis en conjunto.

### **5.2.5 Análisis de resultados**

Para establecer la prevalencia se analizaron los datos de pacientes positivos y negativos con la siguiente fórmula:

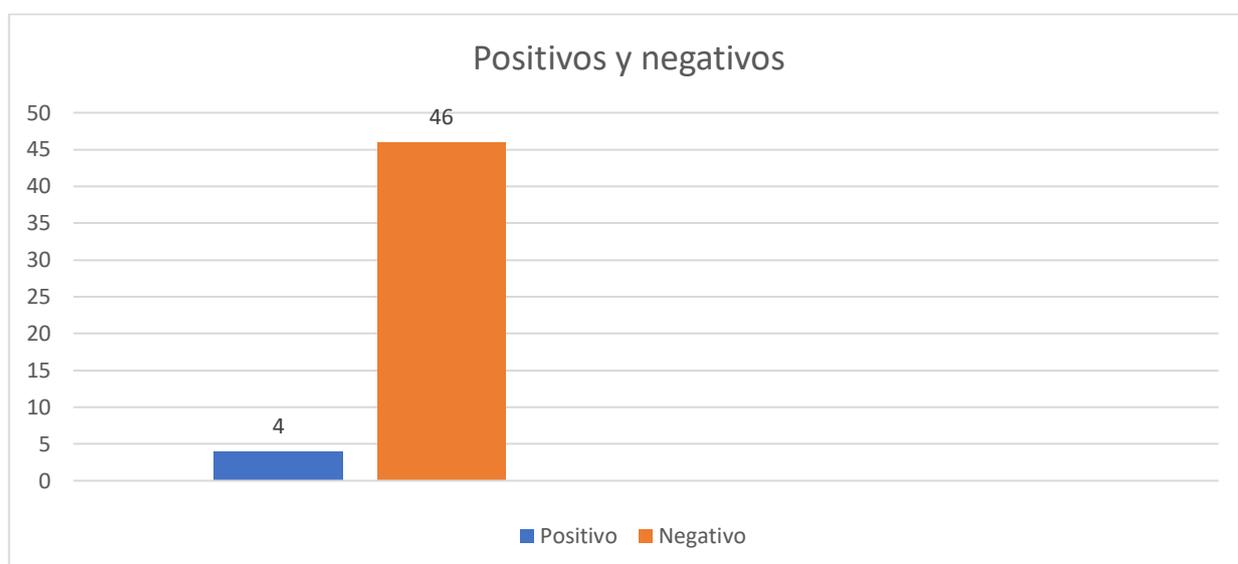
$$P = \frac{\# \text{ Positivos}}{n} \times 100 = \%$$

Los resultados fueron representados en gráficas como estadística descriptiva.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente estudio se analizó un total de 50 muestras sanguíneas de perros que residen en el área de zona 7 de Mixco, departamento de Guatemala, utilizando la prueba rápida de inmunocromatografía para la detección de antígenos circulantes de *Dirofilaria immitis*, dando como resultado un total de 4 perros positivos (8%) y 46 perros negativos (92%), los cuales fueron representado en gráficas en cantidad total de perros (Figura no.6) y porcentaje (Figura no.7). Reflejando así una prevalencia del 8% de la enfermedad causada por el parásito *Dirofilaria immitis* en el área de zona 7 de Mixco en perros mayores de 1 año de edad.

**Figura 6.** Gráfica de cantidad de perros positivos y negativos.



Fuente: elaboración propia (2,022)

**Figura 7.** Gráfica de porcentaje de perros positivos y negativos



Fuente: Elaboración propia (2,022)

El clima es un factor esencial para la presencia de la *Dirofilariosis*, ya que la transmisión del parásito depende tanto del vector, el cual requiere de condiciones climatológicas para sobrevivir, como para el desarrollo de la enfermedad (humedad relativa alta 60-90% y temperatura alta 14-32°C). El área de Mixco, en general, cuenta con un clima templado con temperaturas que van desde los 10 °C a 29 °C y humedad relativa de 69% a 90% en promedio (SEGEPLAN, 2016; INSIVUMEH, 2021), por lo que la zona cuenta con los factores climáticos para el desarrollo y propagación de la enfermedad, misma razón por la que se encontraron 4 casos en el área. En un estudio realizado por Ponce (2018) determinó la presencia del antígeno del parásito en 5 perros residentes del área de zona 7 de Mixco por lo que en estos cuatro años se ha mantenido un promedio en casos positivos a la enfermedad en el área.

Esto puede deberse a la alta disponibilidad de productos profilácticos con los que se cuenta en la actualidad, debido al incremento de negocios dedicados al cuidado de mascotas en el sector y el aumento de concientización en el uso de los mismos.

Se debe mantener atención en los cambios climáticos que pueden favorecer, en el futuro, a la aparición de más casos de la enfermedad, ya que, según el INSIVUMEH (2021) se esperan incrementos de 1.2 °C, para la década del 2,020, al promedio de temperatura en el departamento de Guatemala, misma razón por la cual también se espera la aparición de más enfermedades y plagas.

## VII. CONCLUSIONES

- Se determinó la presencia de *Dirofilaria immitis* en los perros que residen en el área de zona 7 de Mixco y que asisten a la clínica veterinaria, utilizando la prueba rápida de inmunocromatografía.
- Se estableció la presencia de antígeno circulante de *Dirofilaria immitis* en 4 perros (8%) que residen en el área de zona 7 de Mixco, atendidos en la clínica veterinaria.
- Se determinó un 8% de prevalencia para la enfermedad de *Dirofilaria immitis* en perros que residen en el área de zona 7 de Mixco, atendidos en la clínica veterinaria.

## VIII. RECOMENDACIONES

- Realizar más estudios similares en diferentes áreas del departamento de Guatemala y en distintos departamentos del país.
- En caso de sospechar del resultado de una prueba rápida, se debe realizar otro método diagnóstico para confirmar el resultado.
- Integrar la prueba diagnóstica que mejor le convenga al médico veterinario para detectar la Dirofilariosis como una prueba de control semestral o anual, así presente síntomas o no el paciente.
- Iniciar la profilaxis en perros a partir de los 3 meses de edad en adelante para evitar la aparición y transmisión de la enfermedad y llevar control mensual del mismo.
- Realizar fumigaciones cada 3-6 meses y mantener la higiene del ambiente evitando ambientes de humedad que favorezcan la aparición de poblaciones de mosquitos.

## IX. RESUMEN

La *Dirofilariosis* canina es una enfermedad parasitaria, transmitida por mosquitos hematófagos, que tiene como hospedador principal al perro, afectando cualquier raza, sexo y edad, es de curso crónico y la mayoría de los perros infectados no muestran ninguna sintomatología de la enfermedad por un período largo, ya sea meses o años, por lo que no suele diagnosticarse en fases tempranas cuando el manejo es menos complicado.

Se trata de una enfermedad potencialmente zoonótica al existir convivencia cercana entre animal y persona, y, considerando que Guatemala cuenta con las condiciones ambientales y climáticas para el desarrollo y propagación de la enfermedad, se hace de suma importancia incluir su diagnóstico como prueba de control anual, utilizando pruebas rápidas para su detección.

Se realizó un estudio descriptivo de corte transversal, en el cual se muestrearon 50 perros al azar, mayores de un año de edad, que residen en el área de zona 7 de Mixco, Guatemala, utilizando como método diagnóstico pruebas rápidas para la detección de antígenos circulantes de *Dirofilaria immitis* por medio de ensayo de inmunocromatografía, para determinar la prevalencia de la *Dirofilariosis* en el área.

Se obtuvo un total de 46 perros negativos y 4 perros positivos por lo que se determinó un 8% de prevalencia a la enfermedad de *Dirofilariosis* para el área de zona 7 de Mixco, Guatemala, el cual se considera un porcentaje de prevalencia bajo, sin embargo, se recomienda que el diagnóstico se integre como una prueba de control semestral o anual en pacientes con o sin sintomatología que sean mayores de un año, debido a los cambios climáticos que pueden favorecer al desarrollo y propagación de la enfermedad.

## SUMMARY

Canine Dirofilariosis is a parasitic disease, transmitted by hematophagous mosquitoes, whose main host is the dog, affecting any breed, sex and age from 6 months onwards, it's chronic and most infected dogs do not show any symptoms of the disease for a long period, months or years, so it is not usually diagnosed in early stages when management is less complicated.

It is a potentially zoonotic disease since there is close coexistence between animal and person, considering that Guatemala has the environmental and climatic conditions for the development and spread of the disease, it is important to include this diagnosis as an annual control test, using rapid tests for its detection.

A descriptive cross-sectional study was carried out, in which 50 dogs were randomly sampled, older than one year of age, residing in the area of zone 7 of Mixco, Guatemala, using rapid tests for the detection of *Dirofilaria immitis* circulating antigen by immunochromatography assay as a diagnostic method to determine the prevalence of Dirofilariosis in this area.

A total of 46 negative dogs and 4 positive dogs were obtained, for which an 8% prevalence of Dirofilariosis disease was determined for the zone 7 area of Mixco, Guatemala, which is considered a low prevalence percentage, however, it is recommended that the diagnosis be integrated as a six-monthly or annual control test in patients with or without symptoms who are older than one year, due to climatic changes that can favor the development and spread of the disease.

## X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acuña, P. (2002). *Determinación de la Prevalencia de Dirofilaria immitis en los Distritos de San Martín de Porres, Lima y Rimac*. [Tesis de Grado, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. [https://sisbib.unmsm.edu.pe/BibVirtualData/Tesis/Salud/Acu%C3%B1a\\_U\\_P/t\\_completo.pdf](https://sisbib.unmsm.edu.pe/BibVirtualData/Tesis/Salud/Acu%C3%B1a_U_P/t_completo.pdf)
- Adrianzén, J., Chávez, A., Casas, E. & Li, O. (2003). Seroprevalencia de la Dirofilariosis y Ehrlichiosis canina en tres distritos de Lima. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 14(1), 43-48.
- American Heartworm Society (2014). Directrices Caninas Actuales para la Prevención, Diagnóstico y Gestión de la Infección de Dirofilaria (*Dirofilaria immitis*) en Perros. [https://d3ft8sckhngim2.cloudfront.net/images/documents/2014\\_AHS\\_Canine\\_Guidelines.Spanish.Investigable.pdf?1457714969](https://d3ft8sckhngim2.cloudfront.net/images/documents/2014_AHS_Canine_Guidelines.Spanish.Investigable.pdf?1457714969)
- Blagburn, B. L. (1994). Microfilaricidal therapy: Review and update. *Vet. Med*, 89(7), 630- 638.
- Borchert, A. (1964). *Parasitología Veterinaria*. Editorial Acribia.
- Blandón, E. (2020). *Dirofilaria immitis en caninos*. [Tesis de grado, Corporación Universitaria Lasallista]. [http://repository.unilasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/2945/1/Dirofilaria\\_immitis\\_caninos.pdf](http://repository.unilasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/2945/1/Dirofilaria_immitis_caninos.pdf)
- Bulanti, C. (2005). *Dirofilariasis en Caninos: Revisión Bibliográfica y Ensayo de la Técnica de Knott Modificada*. [Tesis de Grado, Universidad de la República, Uruguay]. <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/19296/1/FV-26628.pdf>
- Carretón, E., Morchon, R. & Montoya-Alonso, J.A. (2012). Capítulo 1. Dirofilariasis Cardiopulmonar Canina. En: Dirofilariosis. Pautas de manejo clínico. Montoya-Alonso J.A., Carretón E. (Eds.) *Multimédica Ediciones Veterinarias*, 1-130.
- Carretón, E., Montoya-Alonso, J.A., Falcón-Cordón, Y., Falcón-Cordón, S., Diosdado, A., Gómez, P., González, J., Simón, F., & Morchón, R. (2017). Sintomatología, Diagnóstico, Tratamiento y Control de la Dirofilariosis Cardiopulmonar. *Argos: Informativo Veterinario*, (187), 56-59.
- Cazaux, N., Meder, A.R., Calvo, C., Bertoldi, G., Miguel, C. & Harfield, L. (2019). Dirofilariosis canina: una parasitosis emergente favorecida por el cambio climático. *Ciencia Veterinaria*, 21(1), 69-80. <http://dx.doi.org/10.19137/cienvet-201921105>



Center For Disease Control and Prevention, CDC (2019). *Dirofilariasis*. CDC Department of Health and Human Services. <https://www.cdc.gov/dpdx/dirofilariasis/index.html>

Conde, I., Escobar, A. & Gómez, W. (2005). *Determinación de la Presencia del Antígeno de Dirofilaria immitis por Inmunocromatografía en Pacientes Caninos de Cinco Clínicas Veterinarias en la Zona Norte de San Salvador*. [Tesis de Grado, Universidad de El Salvador]. <http://ri.ues.edu.sv/id/eprint/1556/1/13101230.pdf>

Dillon, R. (2000). *Dirofilariosis in dogs and cats*. En: Ettinger, S. J., Feldman E. C. *Textbook of veterinary internal medicine. Disease of the dog and cat (5th ed.)*, W. B. Saunders Company.

El-Moamly, A. (2014). Técnicas inmunocromatográficas: beneficios para el diagnóstico de infecciones parasitarias. *Austin Publishing Group*, 1(4), 8. <https://austinpublishinggroup.com/chromatography/fulltext/chromatography-v1-id1020.php#Introduction>

ESCCAP (2012). *Control de Enfermedades Transmitidas por Vectores en Perros y Gatos*. <http://www.motivar.com.ar/wp-content/uploads/2020/01/EnfermedadesVectores-ESCCAP.pdf>

Gómez, M., Rojo F. A., & Guerrero, J. (1999). *Filariatosis*. En: Cordero, M., Rojo, F. A., Sánchez, M. C., Hernández, S., Navarrete, I., Diez, P., Quiroz, H., Carvalho, M. *Parasitología Veterinaria*. McGraw-Hill Interamericana.

Guerrero, M. (2014). *Incidencia de Dirofilaria immitis en la Localidad de Santa Teresa, Municipio de San Pedro de las Colonias*. [Tesis de Grado, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro]. <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/7122/MARYCARMEN%20GUERRERO%20D%C3%81VILA.pdf?sequence=1>

INSIVUMEH, (2021). *Previsión Meteorológica y Clima Mensual Mixco, Guatemala*. <https://www.weather-atlas.com/es/guatemala/mixco-clima>

INSIVUMEH, (2021). *Variabilidad y Cambio Climático en Guatemala*. [https://insivumeh.gob.gt/wp-content/uploads/2021/02/Variabilidad\\_y\\_cambio\\_climatico.pdf](https://insivumeh.gob.gt/wp-content/uploads/2021/02/Variabilidad_y_cambio_climatico.pdf)

Kittleson, M. D., Kienle R. D. (2000). *Medicina cardiovascular de pequeños animales*. (2a ed.), Multimédica.

Levine, N. D. (1978). *Tratado de Parasitología Veterinaria*. Editorial Acribia.

Mehlhorn, H., Düwel D., Raether, W. (1993). *Manual de parasitología Veterinaria*. Editorial Grass Iatros.

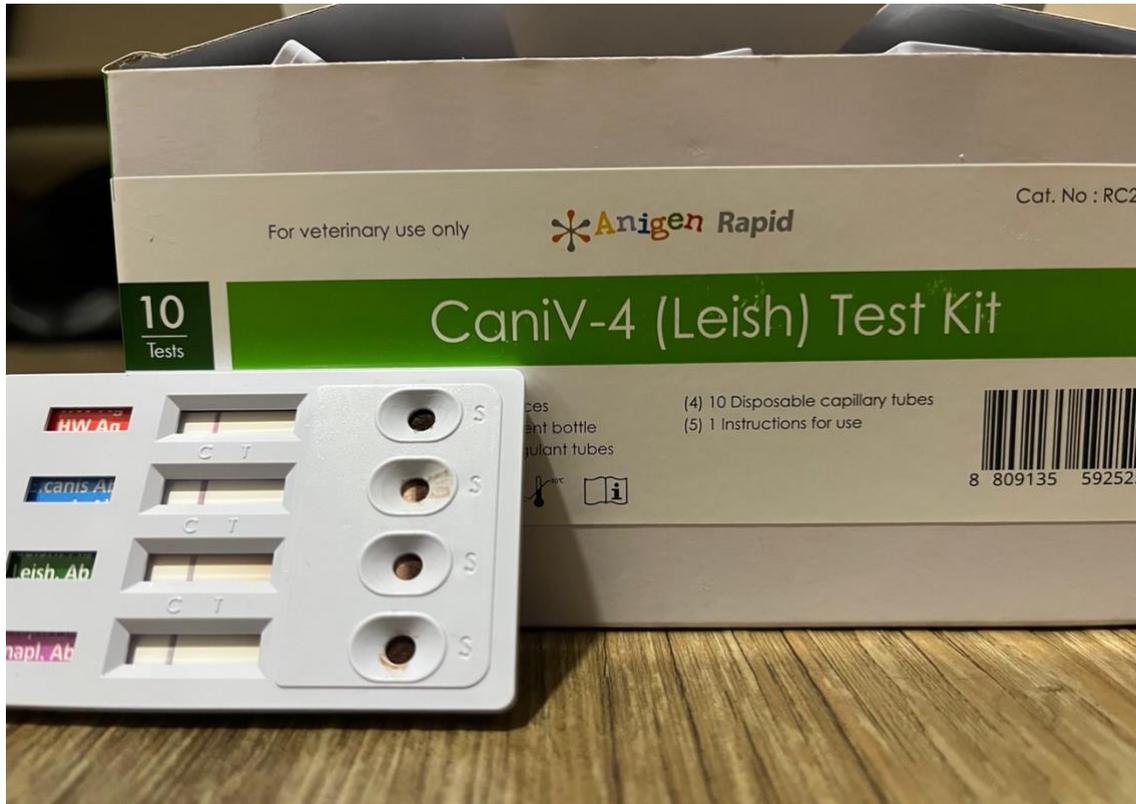


- Pinilla, S. (2017). *Implicaciones del Parásito Dirofilaria immitis en Proceso de Falla Cardíaca en Perros: Una Revisión Sistemática*. [Tesis de Grado, Universidad Cooperativa de Colombia]. [https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/4123/1/2017\\_implicacion\\_es\\_parasito\\_dirofilaria.pdf](https://repository.ucc.edu.co/bitstream/20.500.12494/4123/1/2017_implicacion_es_parasito_dirofilaria.pdf)
- Ponce, J. (2018). *Determinación de la Concordancia Entre el Método de Knott y Prueba Rápida de Elisa para el Diagnóstico de Dirofilaria immitis en Perros, en una Clínica Veterinaria de la Zona 7 de Mixco, Guatemala, en el 2018*. [Tesis de Grado, Universidad de San Carlos de Guatemala]. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/10536/1/Tesis%20Med%20Vet%20Jennifer%20Andrea%20Ponce%20Stokvis.pdf>
- Sánchez, M., Calvo, R & Mutis, C. (2011). Dirofilaria immitis: una zoonosis presente en el mundo. Bogotá, COL. *Revista de Medicina Veterinaria*, (22), 57-68.
- Santiago, B. (2019). *Determinación de Dirofilariasis Canina en Cinco Refugios de Los Valles de Quito*. [Tesis de Grado, Universidad Central del Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/bitstream/25000/19319/1/T-UCE-0014-MVE-066.pdf>
- SEGEPLAN, (2016). Plan de Desarrollo Municipal con Enfoque Territorial 2,030. <https://segeplan.gob.gt/nportal/index.php/planes-2018-2019-departamento-de-guatemala/file/1300-plan-de-desarrollo-municipal-con-enfoque-territorial-mixco-2032?tmpl=component>
- TroCCAP, (2019). Directrices para el diagnóstico, tratamiento y control de endoparásitos caninos en los trópicos. [https://www.troccap.com/2017press/wp-content/uploads/2019/07/TroCCAP\\_Canine\\_Endo\\_Guidelines\\_Spanish\\_Ver2\\_.pdf](https://www.troccap.com/2017press/wp-content/uploads/2019/07/TroCCAP_Canine_Endo_Guidelines_Spanish_Ver2_.pdf)
- Urquhart, G. M., Armour J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (2001). *Parasitología Veterinaria*. Editorial Acriba.



# **XI. ANEXOS**

Figura 8. Test utilizado



**Cuadro 1**

Ficha control para datos de los perros muestreados del área de zona 7 Mixco

No.	Nombre del Tutor	Nombre del Paciente	Edad	Resultado

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

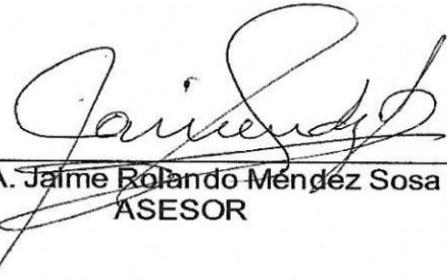
DETERMINACIÓN DE ANTÍGENOS CIRCULANTES DE  
*Dirofilaria immitis*, POR MEDIO DE LA PRUEBA RÁPIDA DE  
INMUNOCROMATOGRAFÍA EN PERROS ATENDIDOS EN UNA  
CLÍNICA VETERINARIA DEL ÁREA DE ZONA 7 DE MIXCO,  
GUATEMALA



f. \_\_\_\_\_  
MILDRED ALEJANDRINA DE LEÓN ARREAGA



f. \_\_\_\_\_  
M.A. Ludwig Estuardo Figueroa Hernández  
ASESOR PRINCIPAL



f. \_\_\_\_\_  
M.A. Jaime Rolando Méndez Sosa  
ASESOR



f. \_\_\_\_\_  
M.Sc. Luis Felipe Choc Martínez  
EVALUADOR

IMPRIMASE



f. \_\_\_\_\_  
M.A. Rodolfo Chang Shum  
DECANO