



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN  
NICOLÁS DE HIDALGO**



---

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

**DETECCIÓN POR INMUNOCROMATOGRAFIA Y EXAMEN MACROSCOPICO DE *Dirofilaria immitis* EN PERROS DEL CENTRO DE CONTROL CANINO DEL MUNICIPIO DE ZIHUATANEJO DE AZUETA, GUERRERO**

**QUE PRESENTA**

**SILVIA JANETH MELCHOR FLORES**

PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

ASESOR

MCS IGNACIO NETZAHUALCOYOTL BARAJAS LÓPEZ

MORELIA MICHOACAN, DICIEMBRE DEL 2016.



## **DEDICATORIA**

Esta tesis está dedicada principalmente a mis padres a la Sra. Maria Isabel Flores Calderón y al Sr. Wenceslao Melchor Valente, ya que ellos siempre han estado conmigo en todo lo que he decidido realizar y a mi hermanos Victor Melchor Flores y a Wenceslao Melchor Flores ya que son mis compañeros de todo de mi vida con lo que compartido muchos momentos inolvidables de mi vida.

## **AGRADECIMIENTOS**

Quisiera primeramente agradecer a Dios que me ha permitido llegar hacer esta tesis para obtener mi título como Médico Veterinario Zootecnista; así como también a mis padres, la Sra. Maria Isabel Flores Calderón y al Sr. Wenceslao Melchor Valente que siempre han estado para mí cuando más los he necesitado.

Le agradezco a mi Asesor de tesis MCS Ignacio Netzahualcoyotl Barajas López, así como a la MVZ. Esp. Ana María Ríos Alanís y al MVZ. Manuel López Rodríguez ya que siempre estuvieron al pendiente en los avances de mi tesis y en especial al Doctor Barajas que me ha motivado a formarme como un buen Médico Veterinario

Les agradezco de corazón a mis amigos Dulce Olivia Sánchez Lorenzana, Margarita Vazquez Vargas Aarón Rosales Ibarra, Maximiliano Rosales Ibarra, Odín Perez Orozco, Donald Perez Orozco, Isidro Guzman Moreno y a Alexander Ríos Chacón ya que ellos me ayudaron cuando estaba realizando lo experimental de esta tesis.

Y así también extendiendo este agradecimiento a todo el personal del centro del control canino del Municipio de Zihuatnejo de Azueta, y en especial al MVZ. José Ángel Macías y al Ing. Nahum Valdavinos Suazo, al QBP. Javier Galeana Rosales ya nos facilitó las instalaciones de su laboratorio, al MVZ. Moisés Perez por dejarnos utilizar sus instalaciones de su clínica Veterinaria, al MVZ. Alejandro Bonilla, por verme dado una plática sobre cómo hacer una disección en el corazón, al Doctor Jorge Guerrero ya que me ayudo en la revisión de mi protocolo de investigación.

Para finalizar agradezco a todos los Doctores que trabajan en la clínica Veterinaria ABCentro ya que siempre han tenido el tiempo y la disponibilidad cuando les consulto dudas que tengo.

## INDICE DE CONTENIDO

<b>RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>INTRODUCCION</b>	<b>2</b>
Definición	3
Etiología de <i>Dirofilaria immitis</i>	4
Ciclo Biológico	4
Patofisiología	5
Signos clínicos	7
Técnicas de diagnóstico	8
Tratamiento de parásitos adultos	13
Tratamiento de microfilarias	16
Importancia en la salud pública	16
<b>HIPOTESIS</b>	<b>18</b>
<b>OBJETIVO GENERAL</b>	<b>18</b>
<b>OBJETIVOS ESPECIFICOS</b>	<b>18</b>
<b>MATERIAL</b>	<b>19</b>
<b>METODOS</b>	<b>20</b>
<b>RESULTADOS</b>	<b>22</b>
<b>DISCUSIÓN</b>	<b>23</b>
<b>CONCLUSIONES</b>	<b>25</b>
<b>BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA</b>	<b>26</b>
<b>ANEXOS</b>	<b>30</b>

## **RESUMEN**

Se presentan los resultados del estudio observacional experimental realizado en 30 perros criollos presentados en el Centro del Control Canino del municipio de Zihuatanejo de Azueta, Gro., en los cuales se observó el 26.66 % de perros positivos a microfilarias en el frotis sanguíneo, 6.66% positivos en la prueba serológica de inmunocromatografía para detección de antígenos de dirofilaria (2 de 8 perros), sin embargo, un animal de estos últimos resultó negativo en la necropsia a la detección de parásitos adultos y a la detección de microfilaria en sangre periférica y el otro caso de este mismo grupo resultó positivo a microfilariasis y a la presencia de parásitos adultos al diseccionar el corazón.

**Palabras claves:** dirofilariasis, microfilaria, inmunocromatografía, corazón, perros.

## **ABSTRACT**

We present the results of the experimental observational study carried out on 30 mix breed dogs presented at the Canine Control Center in the municipality of Zihuatanejo de Azueta, Gro., In which 26.66% of microfilariae positive dogs were observed in the blood smear, 6.66% (2 of 8 dogs), however, an animal of the latter was negative at necropsy for the detection of adult parasites and for the detection of microfilariae in peripheral blood and the other one was positive in the serological test of immunochromatography for the detection of dirofilaria antigens (2 of 8 dogs) one case of this same group was positive to microfilariae and to the presence of adult parasites when dissecting the heart.

## INTRODUCCIÓN

La dirofilariasis canina es una enfermedad parasitaria que en su forma adulta se identifica como un helminto que se aloja principalmente en el corazón derecho y arteria pulmonar (Orozco *et al.*, 2006). Esta enfermedad es transmitida en forma de microfilaria por mosquitos del género *Culex* principalmente *Aedes* y *Anopheles* (Cardoso *et al.*, 2012).

El perro actúa como hospedador definitivo y reservorio del parásito. En los vermes adultos pueden sobrevivir durante siete años o más en las arterias pulmonares y ventrículo derecho del corazón (González *et al.*, 2014), produciéndole un proceso cardiopulmonar conocido como dirofilariosis canina, enfermedad de la filaria cardiaca, filariosis cardiaca o enfermedad del gusano del corazón (Bolio *et al.*, 2009).

La dirofilariasis canina es un problema mundial, el cual ocurre en todos los continentes, excepto en la Antártida (Del Valle *et al.*, 2011). Se ha registrado una incidencia cada vez mayor en las zonas templadas y tropicales del mundo (Khedri *et al.*, 2014), con presencia de alta humedad o aguas estancadas (Corimanya *et al.*, 2004).

La *Dirofilaria immitis* infecta una amplia variedad de especies animales incluyendo perros domésticos, lobos, zorros, coyotes, gatos domésticos, hurones, leones marinos, gatos no domésticos, coatí, primates (Hoch y Strickland, 2008), pandas rojos, osos (Orozco *et al.*, 2006), la rata almizclera y la nutria que sirven como hospederos naturales, y aun el humano como un hospedero ocasional (Sánchez *et al.*, 2011).

Clínicamente la infección producida por la dirofilaria puede ser aparente o inaparente (subclínica) (Ferrer *et al.*, 2002), lo que influye en que haya pacientes que no reciban tratamiento oportuno, o que lo reciban solo cuando presentan signos

clínicos que hacen sospechar de dirofilariasis (Sánchez *et al.*, 2011), muchas veces es ignorada por los propietarios y profesionales de la salud (Vollmer *et al.*, 2014). En México se ha reportado una tasa de infección variable entre el 7.3 y 7.5% (Labarthe y Guerrero, 2005).

La dirofilariosis es una severa enfermedad emergente transmitida por vectores que se está extendiendo en todo el mundo y puede convertirse en una seria amenaza para la salud pública humana y veterinaria (Alho *et al.*, 2014).

El presente estudio es de tipo observacional transversal para la detección macroscópica de vermes adultos y por serología de antígenos de *Dirofilaria Immitis* en perros del Centro de Control Canino del Municipio de Zihuatanejo de Azueta, en el estado de Guerrero.

## DEFINICIÓN

La *Dirofilaria*

*immitis* proviene del latín (*dirus*, terrible; *filum*, hilo e *immitis*, sin misericordia, cruel) (Artese, 2005). Es un nematodo filarioideo causante de la dirofilariosis cardiopulmonar canina y felina, que es una parasitosis de transmisión vectorial con distribución cosmopolita (Gonzalez , 2014). La dirofilariosis es una helmintiasis del aparato circulatorio (Sánchez *et al.*, 2011).

La *D. immitis* es además, responsable de la dirofilariosis pulmonar humana, entidad clínica caracterizada por la formación de nódulos pulmonares benignos que pueden confundirse con carcinomas en radiología (González *et al.*, 2014).

## **Etiología de *Dirofilaria immitis***

Los parásitos machos adultos pueden llegar a medir de 15 a 18 cm y las hembras adultas pueden alcanzar de 25 a 30 cm de largo, los parásitos adultos suelen vivir hasta 5 años en los perros (Hoch y Strickland, 2008). Las hembras son ovovíparas y las microfilarias se suelen encontrar en la sangre a cualquier hora del día, aunque tienen cierta tendencia a la periodicidad (Rodríguez, 1990).

## **Ciclo Biológico**

El entendimiento del ciclo de vida de *D. immitis* es crucial para la toma de decisiones apropiadas sobre las pruebas de diagnóstico y tratamiento de la infección del parásito del corazón. El ciclo de vida del parásito del corazón tiene cinco estadios larvarios (L1 a L5). Los parásitos adultos suelen vivir en las arterias pulmonares, pero pueden invadir la aurícula derecha, el ventrículo derecho y la vena cava caudal en infecciones severas (Hoch y Strickland, 2008).

El ciclo de vida de la *Dirofilaria immitis* suele ser prolongado (usualmente de 7 a 9 meses) en comparación con la mayoría de los nematodos parasitarios (Nelson *et al.*, 2014). Después del apareamiento, los gusanos hembras liberan microfilarias (L1) en el torrente sanguíneo del huésped, donde pueden ser ingeridos por la alimentación de los mosquitos. Mientras que en el mosquito la larva muda dos veces (L1 a L2 y a L3) durante un período de 8 a 17 días. El tiempo requerido para que estas mudas puedan ocurrir depende de la temperatura ambiente (14 C°). Si la temperatura ambiente no es adecuada por un número suficiente de días, durante la vida útil de un vector de transformación (mosquito infectado), la etapa L3 no se

produce. La etapa L3 es la fase infectiva del parásito del corazón, se transmite a un nuevo huésped cuando se alimenta el mosquito (Hoch y Strickland, 2008).

Las larvas L3 mudan a la etapa L4 en el tejido adiposo, subcutáneo o tejido muscular esquelético del huésped entre 1 a 12 días después de la infección. La última muda desde la etapa L4 al adulto inmaduro L5 ocurre 50 a 68 días después de la infección inicial. Los adultos inmaduros entran en el sistema vascular donde migran al corazón y a la arteria pulmonar en este lugar maduran en parásitos adultos en los siguientes 99 a 152 días. En condiciones ideales, el ciclo de vida (microfilarias a adulto) toma 184 a 210 días. Debido a que sólo los adultos maduros son capaces de reproducirse, los perros no suelen convertirse en aminofilaremicos de 6 a 8 meses después de la infección inicial (Hoch y Strickland, 2008).

Las microfilarias miden 300 µm de largo por 6 µm de ancho (Artese, 2005). Las microfilarias pueden circular durante más de 24 meses a 30 meses (Ferrer *et al.*, 2002; Hoch y Strickland, 2008).

## **Patofisiología**

La severidad de la patología cardiopulmonar en perros es determinada por el número de gusanos, la respuesta inmune, la duración de la infección y nivel de actividad del hospedador (Guerrero, 2011).

La microfilaria circula en el torrente sanguíneo, pero no puede desarrollar gusanos adultos sin pasar por un huésped intermediario (Sánchez *et al.*, 2011). Los principales mosquitos transmisores son las especies *Aedes scapularis*, *Ades taeniothyncus* y *Culex quinquefasciatus* (Orozco *et al.*, 2006). Las microfilarias luego de haber ingresado al huésped, produce una lesión endotelial por liberación de factores de crecimiento tales como fibroblastos, produciendo a su vez proliferación

de la capa íntima vascular y aumento de la resistencia vascular, fibrosis en arterias y émbolos de gusanos vivos (Ferrer *et al.*, 2002).

La aparición de endoarteritis proliferativa que tiene como consecuencia la formación de microvellosidades intravasculares. Se ha descrito que este proceso va acompañado del aumento y migración de las células de la pared arterial hacia el interior de los vasos, así como de la destrucción de la matriz extracelular. Dichas alteraciones provocan desorganización del endotelio y reducción del lumen vascular en las arterias pulmonares, con la aparición subsiguiente de hipertensión, edema (González *et al.*, 2014), neumonitis alérgica, también se producen alteraciones renales, dirofilariasis arterial sistemática, falla cardíaca e infestaciones ocultas (Orozco *et al.*, 2006). La gravedad de la proliferación de las vellosidades está directamente relacionada con la duración de la infección y la carga de gusanos (Venco, 2007).

La proliferación de parásitos adultos alojados en el ventrículo derecho y arteria pulmonar tiene como principal consecuencia la hipertensión pulmonar, produciendo una resistencia mayor en la pared arterial debido al engrosamiento, lo cual ocasiona aumento de presión (Artese, 2005). Este crecimiento es estimulado por un factor de crecimiento derivados de plaquetas (Guerrero, 2011). El trabajo extra que genera el ventrículo derecho para mantener el flujo sanguíneo normal produce dilatación del mismo la cual incrementa el volumen diastólico final, llevando a la hipertrofia y a la insuficiencia cardíaca congestiva derecha ( Artese, 2005), (que en casos severos induce la presentación de ascitis, hidrotórax e hidropericardio (Guerrero, 2011).

El asentamiento de un número elevado de vermes en la vena cava caudal es causa de un proceso agudo mortal, (síndrome de la vena cava caudal), adicionalmente la muerte de los vermes puede provocar complicaciones por troboembolias (Orozco *et al.*, 2006).

La congestión hepática crónica secundaria a la enfermedad por gusanos cardiacos puede ocasionar daño hepático permanente y cirrosis. Los complejos inmunes

circulantes y posiblemente los antígenos microfiliarios pueden provocar glomerulonefritis. En ocasiones, los gusanos aberrantes pueden motivar embolias en el encéfalo, ojo o de otras arterias sistémicas (Vera *et al.*, 2006).

La extensa patología de esta enfermedad parasitaria es atribuible, principalmente, a los vermes adultos, teniendo la microfilaria una escasa participación, aunque éstas sean abundantes en la circulación sanguínea (Del Valle, 2011).

## **Signos Clínicos**

Los signos manifestados por los animales afectados dependen de la severidad de la infección, la ubicación de la filaria, el tiempo que ha estado presente y la cantidad de daños causados al corazón, así como a los pulmones, el hígado y otros órganos, pero siempre, el animal afectado mostrara cada vez menos tolerancia al ejercicio (Sánchez, 2011).

Los signos clínicos se pueden agrupar según la gravedad en categorías leves, moderados y graves. No todos los perros necesariamente presentan todos los signos indicados para una categoría y, sin duda, algunos animales estarán entre dos categorías. Los perros pequeños, debido a su corazón y vasos sanguíneos más pequeños, manifiestan signos más graves con una menor carga parasitaria que los perros de mayor tamaño (Fisher y McGarry, 2007). (Ver Anexo Tabla 1).

## Técnicas de diagnóstico

La primera línea de diagnóstico para la dirofilariasis canina es el examen clínico-parasitológico, el cual se basa en la detección de los signos clínicos y la observación directa de las microfilarias en sangre periférica de los perros (Del Valle *et al.*, 2004).

Para la observación de las microfilarias en la sangre periférica se han empleado varios métodos de detección, de los cuales, los de la gota gruesa y de Knott modificada son los más usados (Bolio *et al.*, 2009). Las cuales pueden dar falsos negativos y el hecho de que los macrólidos preventivos de dirofilariasis reducen las concentraciones de microfilarias, al punto que para los perros que reciben este tratamiento preventivo con macrólidos, la única prueba confiable para el diagnóstico de dirofilariasis son las pruebas inmunológicas. En consecuencia, la detección de microfilarias ya no puede ser considerado como un medio fiable de diagnóstico como lo era antes (Byron, 2002). Las pruebas de microfilarias, aún deben utilizarse para descartar microfilaremia en perros cuya prueba sale positiva a la prueba de antígeno (Atkin, 2005).

Si bien es posible visualizar en un frotis directos de sangre las microfilarias, se obtienen resultados más seguros concentrando las microfilarias antes de preparar el frotis (Doxey, 1987).

La observación e identificación en sangre de microfilarias basado en la morfología se considera una prueba definitiva de la infección (especificidad 100%). Sin embargo hasta el 30% de los perros no presentan microfilarias circulando a pesar de que albergan gusanos adultos debido a la presencia de sólo gusanos del mismo sexo (muy poco común en los perros), o por la reactividad inmune del huésped para microfilarias o por la administración de medicamentos microfilaricidas. La sensibilidad de la prueba para microfilarias, no está considerada suficiente para descartar la infección en caso de resultado negativo (Venco, 2007).

Los métodos serológicos se basan en la detección de antígenos de *D. immitis* o anticuerpos presentes en el organismo parasitado (Del Valle, 2011). Las pruebas son muy sencillas de realizar, no requieren de un horario especial para la toma de muestra y tienen un elevado porcentaje de sensibilidad y especificidad (Corimanya *et al.*, 2004).

En el pasado, las pruebas de ELISA medían concentraciones de anticuerpos, pero la sensibilidad y especificidad no eran adecuadas para permitir su recomendación para un monitoreo de rutina. Esta falta de especificidad incrementa el número de falsos positivos a un nivel inaceptable cuando se usan en áreas de poca incidencia o para muestrear perros que reciben tratamiento preventivo (Atkin, 2005).

Las inmunovaloraciones enzimáticas actuales para antígeno circulante del gusano del corazón han hecho que estas pruebas sean el principal método de identificación en perros subclínicos y en los que tienen signos de enfermedad pero que suelen ser ambiguos (Artese, 2005).

Las pruebas de antígeno comercial actuales (ELISA e Inmucromatografía) detectan el antígeno contra la dirofilaria y tienen virtualmente el 100 % de especificidad, se consideran las pruebas diagnósticas de elección. La sensibilidad es también excelente, por lo general, mayor del 85%. Esto compara favorablemente con las pruebas de concentración, las cuales dan del 5 al 67% (típicamente 10 a 25 %) de falsos negativos, dependiendo del área geográfica en cuestión (Atkin, 2005).

En la mayoría de los casos las pruebas de antígeno pueden detectar con precisión las infecciones con una o más hembras adultas, con 7 a 8 meses de edad, pero las pruebas no suelen detectar infecciones que sean menos de 5 meses de edad (FDA, 2014).

Sin embargo, existen reportes de casos de perros con bajas cargas parasitarias, en los que la detección de los antígenos ha sido negativa, aunque la microfíleミア haya sido comprobada parasitológicamente (Del Valle, 2011). Las pruebas falsas negativas también resultan cuando existen infecciones únicamente por parásitos

macho, debido a que estas pruebas detectan antígenos producidos por hembras grávidas (Atkin, 2005).

Un resultado negativo a antígeno con microfilarias circulantes, se encuentra en casos de eliminación de complejos antígeno-anticuerpo por reacciones inmunomediadas, muerte de parásitos adultos con persistencia de microfilaremia, contaminación de muestras con sangre positiva, transferencia prenatal y destrucción de antígeno por inapropiado almacenaje (Muñoz, 2003).

Un importante apoyo al diagnóstico son los estudios radiográficos de tórax, los electrocardiogramas y la ecocardiografía. Esta última, es de gran ayuda en casos de síndrome de vena cava y en el diagnóstico de tromboembolización severa postratamiento adulticida (Sánchez, 1998).

## **Diagnóstico parasitológico**

### **Examen directo de sangre**

Consiste en la colocación de una gota de sangre entre el portaobjetos y cubreobjetos, para ser vista al microscopio con objetivo de 10X, con la finalidad de observar la presencia o no de las microfilarias (Del Valle, 2011).

### **Método del tubo capilar (método de Woo)**

La técnica consiste en llenar el capilar de sangre, luego se sella uno de los extremos del capilar con fuego, posteriormente se coloca en la centrifuga a 1500 r.p.m durante 5 a 8 m y después observarlo en el microscopio con el lente de 10x, en la capa flogísticas y buscar la presencia de microfilarias (García, 2005). El diagnóstico se basa en la demostración de microfilarias vivas en sangre mediante el examen del hematocrito. Las larvas se observan moviéndose activamente, pero el diagnóstico

no es concluyente debido a que se requiere la medición de tamaño de las larvas para la identificación de la microfilaria y que el diagnóstico se definitivo (Artese, 2005).

### **Estudio radiológico**

Las radiografías torácicas son un método de diagnóstico excelente y menos costoso para el diagnóstico de dirofilariasis adulta (Atkin, 2005). Permite realizar un diagnóstico de sospecha, sustentado en las características alteraciones que aparecen en las arterias y el parénquima pulmonar: Dilatación de las arterias pulmonares lobales caudales, patrón pulmonar intersticial, focos de radiodensidad parenquimatosa, y valorar la gravedad de la infección sobre la base de estas alteraciones. En los individuos infectados experimentalmente aparecen alteraciones radiográficas 6 meses después de la inoculación de las larvas infectantes (Montoya, 2016).

### **Ecocardiografía**

La ecocardiografía permite la visualización directa de las cámaras cardíacas y vasos comunicantes (Venco, 2007), puede ser útil para detectar parásitos adultos cuando existe un alto índice de sospecha de infección por dirofilarias con la pruebas de ELISA y prueba de Knott negativas (Atkin, 2005).

Los gusanos del corazón se visualizan como líneas paralelas hiperecoicas dobles flotantes en las cámaras cardíacas derechas o en el lumen de los vasos. Se realiza principalmente en los casos en los hallazgos clínicos y radiográficos sugieren enfermedad grave, la ecografía cardíaca puede aumentar la exactitud en la

estadificación de la enfermedad y la estimación de la carga de gusanos los cuales afectan el programa de tratamiento y el pronóstico (Venco, 2007).

### **Estudio de electrocardiograma**

Electrocardiograma puede mostrar la actividad eléctrica en las anomalías cardíacas (el eje eléctrico con desviación a la derecha y/o fibrilación atrial) que por lo general sólo se encuentran en la última etapa de la enfermedad de dirofilariasis cuando las cámaras cardíacas derechas presentan daños severos, sin embargo los hallazgos no son específicos de la dirofilariasis, por lo que requiere la integración del caso (Venco, 2007).

### **Detección de antígenos**

En el mercado hay disponibles kits de pruebas para la detección de antígenos de *Dirofilaria immitis* por técnicas de ELISA o inmunocromatografía, que detectan proteínas secretadas principalmente por el tejido ovárico de parásitos adultos hembra, aunque las pruebas de última generación también detectan proteínas comunes a parásitos hembras como machos (Carretón, 2013).

### **Necropsia**

La necropsia es el método de diagnóstico definitivo. Los parásitos adultos se pueden encontrar en el ventrículo derecho (VD) y en las arterias pulmonares pudiéndose también hallar en las ramificaciones de la arteria pulmonar. Es posible detectar parásitos adultos en la Aurícula Derecha y en la Vena Cava cuando el número de los vermes es muy elevado como en el síndrome de la vena cava, dilatación e

hipertrofia del VD, hipertrofia de las arterias pulmonares y endoarteritis proliferativa, así como flebitis crónica de la vena cava (Artese, 2005).

Los lóbulos pulmonares caudales con trombo embolismo, se encuentran edematizados y hemorrágicos, al corte fluye un exudado serosanguinolento. Cuando se incide en las arterias pulmonares se encuentran parásitos muertos, estos se caracterizan por haber perdido su estructura. Se pueden encontrar parásitos adultos en la aurícula derecha y en la vena cava cuando el número de vermes es muy elevado como en el síndrome de la vena cava, dilataciones hipertrofia del ventrículo derecho, hipertrofia de las arterias pulmonares y endoarteritis proliferativa, hígado mascado, flebitis crónica de la vena cava (García, 2005).

## **Tratamiento de parásitos adultos**

Los objetivos del tratamiento para parásito del corazón son mejorar la condición clínica del animal y de eliminar todos los parásitos adultos y sus etapas de desarrollo con mínimas complicaciones posteriores al tratamiento (Nelson, 2012). Previo al tratamiento, el paciente con el parásito del corazón debe ser evaluado y clasificado para el riesgo de desarrollar tromboembolismo post-adulticida (Venco, 2007).

### **Melarsomina**

El protocolo de dos aplicaciones (dos aplicaciones de 2,5 mg/kg de peso corporal de 24 horas de diferencia vía IM) es recomendado para el tratamiento de clase 1 y 2 de infección, elimina sólo alrededor del 90% de los gusanos adultos. El protocolo alternativo de tres dosis (una inyección de 2,5 mg/kg de peso vivo seguida de al menos 1 mes más tarde por dos inyecciones de la misma dosis con 24 horas de diferencia) es recomendado para el tratamiento de dirofilariasis de clase 3, elimina 98% de los gusanos. (ver Anexo Tabla 1).

Estos valores reflejan en forma global la eficacia en el porcentaje de gusanos muertos en grupos de perros y no en el porcentaje de perros libres de gusanos, que son considerablemente más bajos para los valores de eficacia (Graham *et al.*, 2012)

Día	Tratamiento (Tomado de Nelson, 2012).
0	<p>El perro diagnosticado y verificado como positivo a la enfermedad del gusano del corazón:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Positivo a prueba de antígeno (Ag) y verificado con la prueba de microfilaria (Mf).</li> <li>• Si no se detectaron microfilarias se debe confirmar con una segunda prueba de (Ag) con un laboratorio diferente.</li> </ul> <p>Comenzar la restricción de ejercicio.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Entre más marcados sean los signos clínicos, más estricta debe de ser la restricción del ejercicio.</li> </ul> <p>Si el perro es subclínico :</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Estabilizar con terapia propia y cuidados de enfermería.</li> <li>• Administrar prednisona, a 0.5 mg/kg cada 12 horas por una semana, 0.5 mg/kg cada 24 horas la segunda semana, 0.5 mg/kg cada tercer día durante la tercera y cuarta semanas.</li> </ul>
1	<p>Administrar tratamiento preventivo para el gusano del corazón:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Si se encuentran microfilarias, pre-tratar con antihistamínicos y glucocorticosteroides, (si aún no se ha dado tratamiento con prednisona) para reducir el riesgo de anafilaxis.</li> <li>• Observar por lo menos 8 horas para signos de reacción.</li> </ul>
1- 28	<p>Administrar docxiciclina 10 mg/kg cada 12 horas por 4 semanas.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Esto reduce la patología asociada con la muerte de los gusanos del corazón.</li> <li>• Interrumpe la transmisión del gusano del corazón.</li> </ul>
30	<p>Administrar tratamiento preventivo para el gusano del corazón</p>
60	<p>Administrar tratamiento preventivo para el gusano del corazón: Primera administración IM de melarsomina (2.5 mg/kg) Administrar prednisona, a 0.5 mg/kg cada 12 horas por una semana, 0.5 mg/kg cada 24 horas la segunda semana, 0.5 mg/kg cada tercer día durante la tercera y cuarta semanas. Disminuir el nivel de actividad aun más.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Restricción en jaula y con correa.</li> </ul>
90	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Administrar tratamiento preventivo para el gusano del corazón.</li> <li>• Segunda administración IM de melarsomina (2.5 mg/kg).</li> </ul>
91	<p>Tercera administración IM de melarsomina (2.5 mg/kg). Administrar prednisona, a 0.5 mg/kg cada 12 horas por una semana, 0.5 mg/kg cada 24 horas la segunda semana, 0.5 mg/kg cada tercer día durante la tercera y cuarta semanas. Continuar con la restricción del ejercicio, por 6 a 8 semanas, siguiente la última administración de melarsomina.</p>
120	<p>Realizar pruebas para la presencia de microfilarias.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Si resulta positivo, tratar con un microfilaricida y volver hacer la prueba en 4 semanas.</li> <li>• Establecer un programa de protección anual para el gusano del corazón.</li> </ul>
271	<p>Realizar prueba de Ag 6 meses después de la finalización del tratamiento Hacer pruebas para microfilarias.</p>

## **Enfoque Multimodal**

Está diseñado para eliminar la brecha de tratamiento que puede ocurrir debido a la susceptibilidad de diferentes etapas de la vida de melarsomina. También elimina la rickettsia *Wolbachia* (Nelson, 2012), que pertenece a la orden Rickettsiales (alpha 2 Proteobacteria), la cual se le ha relación es aparentemente simbiótica (Guerrero, 2011)

## **Tratamiento de microfilarias**

En la actualidad es eficaz contra las microfilarias en circulación sanguínea la administración vía oral la ivermectina a dosis de 6 a 12 mcg/kg (Guerrero, 2011) y por vía subcutánea de 50 mcg/kg . Adicionalmente, en estudios recientes se ha observado que la ivermectina tiene algunas propiedades adulticidas cuando se usa continuamente durante 16 meses y hasta el 100% de eficacia al administrarla durante 30 meses (Bolio *et al.*, 2009).

## **Implicaciones en la salud pública**

Desde el punto de vista de la salud pública, la dirofilariasis canina es una zoonosis cada vez más frecuente cuyas consecuencias pueden comprometer en algunos casos, la calidad de vida de la persona afectada (Martinez, 2005).

Un factor que puede influir en la transmisión de este parásito, es la población canina callejera, la cual está en mayor riesgo de infestación por la alta exposición medioambiente y por sus hábitos de alimentación, haciendo que sea frecuente el acceso a zonas de basurero, los cuales están infestados con moscas y mosquitos, favoreciendo así la picadura del vector. Esta población puede servir como fuente de

infestación para el vector y este último como fuente de transmisión al resto de la población canina (Orozco *et al.*, 2006).

La mayor parte de las infecciones humanas pasan desapercibidas ya que los parásitos son eliminados en el tejido subcutáneo. En algunos casos, los vermes inmaduros alcanzan una rama de la arteria pulmonar, donde posterior a su destrucción producen un nódulo pulmonar benigno (Sánchez, 2011).

## **HIPÓTESIS**

Debido a que el municipio de Zihuatanejo de Azueta, Gro. presenta las condiciones climáticas favorables para la presencia del vector de la *Dirofilaria immitis*, se detectarán perros seropositivos y con el parásito adulto.

## **OBJETIVO GENERAL**

Detectar perros infectados con *Dirofilaria immitis* en el Municipio de Zihuatanejo de Azueta, Gro.

## **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Caracterizar la población de perros afectados por *Dirofilaria immitis*.
2. Realizar la detección serológica de antígenos en perros afectados con *Dirofilaria immitis*.
3. Identificar parásitos adultos en perros de la región del municipio de Zihuatanejo de Azueta, Gro.

## MATERIAL

El material utilizado en este estudio se presenta en el siguiente cuadro:

Sustancias y reactivos	Equipo Médico
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Formol al 10%</li> <li>• Solución de cloruro de sodio 0.9%</li> <li>• Alcohol</li> <li>• Kits de detección de antígeno Canine Heartworm Ag®, de Laboratorio Anagen.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Hoja de expediente clínico</li> <li>• Estetoscopio</li> <li>• Termómetro</li> <li>• Cámara fotográfica</li> <li>• Bozal</li> <li>• Bata</li> <li>• Botas de hule</li> <li>• Jeringas de 3 ml</li> <li>• Pinzas de disección</li> <li>• Cuchillos</li> <li>• Pinzas de jardinero</li> <li>• Torundas</li> </ul>
Material de Laboratorio	Material Biológico
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Microscopio</li> <li>• Guantes</li> <li>• Porta objetos</li> <li>• Cubre objetos</li> <li>• Kits de detección de antígeno</li> <li>• Tubos de vacutainer (EDTA)</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 30 perros muestreados de las instalaciones del Centro de control canino Zihuatanejo de Azueta, Gro.</li> </ul>

## MÉTODOS

Se realizó un estudio observacional transversal utilizando 30 perros presentados en el Centro del Control Canino del municipio de Zihuatanejo de Azueta, Gro., durante los meses de julio y agosto de 2015. Se registraron las características clínicas (de forma numérica ascendente) y se obtuvo una muestra de sangre mediante venopunción cefálica entre las 17:00 y 19:00 horas de día para proceder a realizar la prueba de inmunocromatografía rápida (Canine Heartworm Ag®, Laboratorio Anagen) y la prueba para detección de microfilarias en frotis de gota gruesa por medio de microscopía y la técnica de Woo (observación de la placa flogística en el microhematocrito).

Una vez que se realizó la eutanasia de los animales por el personal autorizado del Centro de Control Canino Municipal, se procedió a la realización de la disección del corazón, arterias pulmonar y aórtica para identificar parásitos adultos. Los parásitos encontrados se colocaron en frascos con formol al 10% para su posterior identificación y sexado. Las variables de los perros consideradas fueron sexo, edad, condición corporal, presencia de ectoparásitos, hallazgos a la disección de las cámaras cardíacas y grandes vasos, resultados de prueba de serología por inmunocromatografía contra antígenos a *D. immitis*.

### **Criterios de inclusión**

Se incluyeron perros presentados al Centro de Control Canino Municipal, que fueron registrados, muestreados para la prueba de inmunodifusión rápida y se les realizó la disección del corazón y grandes vasos.

### **Criterios de exclusión**

Perros que no se registraron, o que hayan eutanasiado, o que no se les realizó la disección. Animales con información incompleta.

## RESULTADOS

La población estudiada fué de 30 perros (Ver la tabla 2 en Anexos), todos de raza criolla, el 46.76% correspondió a hembras y 53.24 % a machos, las edades estimadas fueron desde los seis meses a 12 años. Utilizando la técnica de gota gruesa y la técnica de Woo se observaron 8 perros microfilarémicos, de los cuales 3 fueron hembras y 5 machos (Ver tabla 2 en Anexos). Del grupo de animales muestreados 8 presentaron microfilariasis en sangre periférica, de estos, siete se detectaron en la prueba de gota gruesa y 3 con la técnica de Woo, coincidiendo en ambas pruebas positivos en tres casos.

En la prueba serológica de inmunocromatografía para detección de antígenos del gusano adulto de *Dirofilaria immitis* dos animales resultaron positivos (perros 3 y 22, tabla 3), sin embargo, el perro 3 resulto negativo en la necropsia a la detección de parásitos adultos y a la detección de microfilaria en sangre periférica. El perro 22 resultó positivo a microfilariasis y a la presencia de parásitos adultos al diseccionar el corazón.

## DISCUSIÓN

En el presente estudio se observó un 26.66 % (8 de 30) perros positivos a microfilarias en el frotis sanguíneo, porcentaje similar al reportado del 22% por Lopez *et al.* (2012) en perros de la Región Metropolitana de Chile. Camacho (1990) comunicó una prevalencia de 34.66% en microfilarias utilizando la técnica de gota gruesa en Armenia, Manzanillo e Ixtlahuacan en el estado de Colima. Galeana *et al.* (2011) notaron un 9% de microfilarias por la técnica de gota gruesa en perros del puerto de Ixtapa Zihuatanejo, Gro., Bolio *et al.* (2007) en un estudio realizado en Veracruz encontraron un 7.0% con la técnica de gota gruesa y un 8.3 con la técnica de Knott, Rojas *et al.* (2015) publicaron un 16 % en perros con microfilarias en Costa Rica, Del Valle *et al.* (2011) en un estudio realizado en Sucre, Venezuela encontraron 8.7 % positivos utilizando el método parasitológico directo y con la técnica de Knott 8.7 %. Martinez (2005) reportó un 12 % de positivos a microfilarias en Xalapa, Veracruz. Garcia (2005) registró en la Ciudad de Morelia, Michoacán el 30% de perros positivos a microfilarias utilizando la técnica de gota gruesa y microcapilar.

En este trabajo en el grupo de perros observados positivos a microfilaria el 37.5% correspondió a hembras y el 62.5% a machos, Orozco *et al.*, (2006) sugirieron que los perros machos deambulan más tiempo en la vía pública, por lo que se exponen más que las hembras a sufrir la picadura de insectos, y las hembras permanecen más tiempo en el interior de las viviendas. Del Valle *et al.* (2011) observaron que los métodos parasitológicos (examen directo) son relativamente sencillos pero de baja sensibilidad, esto se debe a que existen parasitosis por vermes de un solo sexo, bajas parasitemias, uso mensual de microfilaricidas y presencia de parásitos adultos inmaduros 5 a 6 meses post-infección manifestándose en falsos negativos.

En los perros muestreados en este estudio, se observó un 6.6 % de perros positivos con la prueba de inmunomigración, a diferencia de los reportado por Galeana *et al.*

(2011) que reportaron un 15% de positivos por la prueba de ELISA en perros del puerto de Ixtapa Zihuatanejo, Gro.

En el presente trabajo se realizó la disección del corazón a 30 perros, de los cuales en 2 perros se detectaron vermes adultos alojados en el ventrículo derecho, obteniendo un 6.6 %, resultado parecido al estudio por realizado *Bolio et al.* (2007) que a la necropsia de 676 perros en Veracruz, en 52 perros (7,7%) se observaron con parásitos adultos al diseccionar el corazón. *Euclid et al.* (1997) en Australia realizaron la necropsia a 39 de perros de los cuales 34 se observaron 12 (35%) y los perros infectados tenían un promedio de 6.1 gusanos por perro.

Los resultados negativos a la detección de antígeno (falso negativo) se puede estar ocasionado por la formación de complejos antígeno–anticuerpo que interfieren con la detección del antígenos (*Nelson et al.*, 2014), también se ha señalado la presencia de parásitos adultos muertos con persistencia de microfilarias, contaminación de la muestra con sangre positiva a microfilarias, transfusiones con sangre positiva a microfilarias, transferencia prenatal de microfilarias, destrucción del antígeno debido a un inapropiado almacenaje o inapropiado tratamiento de la muestra y por presencia de parásitos diferentes a *Dirofilaria immitis* como *Acanthocheilonema reconditum* (*Kirk et al.*, 2000).

## **CONCLUSIONES**

La región del municipio José Azueta del estado de Guerrero es una zona enzoótica a la presencia de la dirofilariasis, esto asociado a que presenta el clima propicio para el desarrollo del vector de la dirofilariasis y otras patologías que son favorecidas por el clima cálido y húmedo. Los Perros que viven en zonas endémicas a la dirofilariasis se les recomienda tener un programa de medicina preventivo contra los vectores y microfilarias y realizar pruebas serológicas periódicas. El tratamiento depende si esta en una etapa de microfilaremia y con presencia de vermes adultos. El pronóstico para los animales con microfilaremia es bueno, en casos de filaremias adultas en pronóstico es reservado a malo.

## BIBLIOGRAFÍA CONSULTADA

Artese J. (2005) *Dirofilariasis En: Consulta rápida en la clínica diaria*. Editorial Inter-Médica. Buenos Aires, Argentina. p. 128

Alho A, Landum M, Ferreira C, Meireles J, Goncalves L, Carvalho y Belo S. 2014. Prevalence and seasonal variations of canine dirofilariosis in Portugal. *Veterinary Parasitology* 206:99-105.

Atkin C.E.2005. *Dirofilariasis en perros*. 2005. Memorias Congreso Mundial. Ciudad de Mexico. Pg 147-160.

Bolio G.M., Rodríguez V.R., Sauri A.C., Gutiérrez B.E., Rosado L.E., López A.R., Martínez V.P., Pasos E.E. y Manrique S.P. 2009. *Dirofilaria immitis* en perros. *Bioagrocencias* 2(1): 34.

Bolio G.M.E., Rodriguez U.R.I., Gutierrez B.E. y Ortega A. 2007. Prevalence of the *Dirofilaria immitis* infection in dogs from Merida, Yucatan, Mexico. *Veterinary Parasitogy* 48 166-169.

Byron L.B. 2002. Emerging issues in heartworm disease. *DVM in Focus*. 48-52.

Carretón G.E. 2013. Estudio de biomarcadores de daño cardiopulmonar en la dirofilariosis canina por *Dirofilaria Immitis* (Tesis Doctoral) Universidad de las Palmas de Gran Canaria Facultad de Veterinaria. Arucas, Las Palmas. España

Corimanya P.J, Chavez V.A, Casas A.E y Díaz C.D. 2004. Frecuencia de *Dirofilaria immitis* en canidos del distrito de San Juan de Lurigancho. *Rev Inv Perú* 15(2):142

Camacho Martinez R. 1990. Determinación de la prevalencia de microfilarias de *D. Immitis* en perros de los Municipios de Manzanillo, Armeria e Ixtlahuacán, del estado de Colima. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnica de la Universidad de Colima. Unidad Tecoman Colima.

Cardoso L., Mendao C. y Carvalho M.L. 2012. Prevalence of *Dirofilaria immitis*, *Ehrlichia canis*, *Borrelia burgdorferi sensu lato*, *Anaplasma* spp. And *Leishmania*

infantum in apparently healthy and CVBD-suspect dogs in Portugal. A national serological study. *Parasites&Vectors*, 5:62, 2-9.

Doxey, D.L. 1987. Patología clínica y procedimientos de diagnóstico en Veterinaria. Ed. Manual Moderno, S.A. de C.V. México D.F. p 176-177.

Del Valle G., Gómez M.E., El Hen F., Guzmán R., Blondell D., Tulio D.M. y Santiago J. 2011. Diagnóstico de *Dirofilaria immitis* en el municipio Sucre, estado Sucre, Venezuela. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*. Vol. LI(1): 52.

Euclid J.M y Copeman D.B. 1997. A comparison of two antigen- detecting infection of *Dirofilaria immitis* in dogs. *Parasite* 4 287-289.

Ferrer M.J., Arraga A.C., Alvarado M.M. y Sandoval M. J. 2002. Diagnóstico de dirofilariosis canina: un estudio comparativo usando las pruebas del ELISA y de Woo. Universidad de Zulia. Facultad de Ciencias Veterinarias-LUZ revista Científica Vol.XII(5):352

Fisher M. y McGarry J. 2007. Fundamentos de parasitología en animales de compañía, Ed. Intermedica. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.

Galeana M.T., Galeana M.A., Padilla A.S. Garate G.L. y Aguado S.M. 2011. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en 46 perros de Ixtapa, Zihuatanejo, Guerrero. Memorias del XXII Encuentro de Investigación Veterinaria y Producción Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán. Pp. 252-257.

Genchi C.R. L y Cringoli G. 2007. *Dirofilaria Immitis* and *D. repens* in dog and cat and human infections. Ed. Giuseppe Cringoli. Naples Italy. Pg. 119-125.

Guerrero J. 2011. Patofisiología de la infección por gusano del corazón en perros y gatos. *Vanguardia veterinaria* (46): 20

González M.J., Morchón R., Carratón E., Montoya J.A. y Simón F. 2014. Posible interrelación entre los mecanismos de supervivencia del parásito y la patología vascular. *Argos Portal Veterinario* (161):46-49.

García V.M.C. 2005. Identificación de microfilarias en los perros callejeros de la Ciudad de Morelia. (Tesis de licenciatura) Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Morelia Michoacán, México.

Hoch H. y Strickland K. 2008. Canine and feline *Dirofilariasis* life cycle, pathophysiology, and diagnosis. *Comped Contin Educ Vet* 30(3):133-40

Khedri J., Radfar M.H., Borji H., Azizzadeh M. y Akhtardanesh B., 2014. Canine Heartworm in Southeastern of Iran with Review of disease distribution. *Iranian J Parasitol*, 9(4):551

Orozco S.C, Arango M y Cardona W. 2006. Detección de antígenos de *Dirofilaria immitis* en canidos de Área Metropolitana del Valle de Aburrá. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias* 19(3):280.

Rodriguez G.J. 1990. *Dirofilariasis* canina y otras parasitosis filariales incidencia, diagnóstico, tratamiento y prevención, *Clínica veterinaria de pequeños animales* 2(2)66.

Rodriguez V.R.I., Bolio G. M.E. y Ojeda C.M.M. 2015. Erilichiosis y *Dirofilariosis* en el perro: datos epidemiológicos. *Memorias del XXXIII Congreso Nacional de la Asociación Mexicana de Médicos Veterinarios Especialistas en Pequeñas Especies*. Mérida, Yucatán. Mayo de 2015. Pg. 123-126.

Labarthe N. y Guerrero J. 2005. Epidemiology of heartworm: What is happening in South America and Mexico?. *Vet. Parasitol* 133: 149-150.

Lopez J.F.; Valiente D.F.; Carrasco M.; Mercado R. y Abarca K. 2012. Identificación morfológica y molecular de filarias caninas en una comuna semi-rural de la Región Metropolitana, Chile. *Rev.chil. infectol.vol* 29 N°3.

Kirk R.M. 2000. *Current Veterinary Therapy. Small animal Practice*. Saunders company. Philadelphia. USA Pg: 8-11.

Martinez R.M. C. 2005. Frecuencia de Filarias canina en perros (*canis familiaris*) del albergue “amigos de los animales A.C.” en la Ciudad de Xalapa, Ver. (Tesis de licenciatura) Universidad Veracruzana. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Veracruz, Veracruz, México.

McCall J. y Simson C. 2012. Current Canine Guidelines for the Diagnosis, Prevention and Management of Heartworm (*Dirofilaria Immitis*) Infection in Dogs. American Heartworm Society.

Nelson T., McCall J.W. y Carithers D. 2014. Currents canine guidelines of Preventions, diagnosis and management of heartworm (*Dirofilarias immitis*) infections in dogs. American Heartworm Society.

Rojas A., Rojas D., Montenegro U.M y Baneth G. 2015. Detection of *Dirofilaria immitis* and other arthropod-borne filarioids by an HRM real-time qPCR, blood-concentrating techniques and a serological assay in dogs from Costa Rica. Parasites & Vectors 8:170 Pg: 1-10.

Sanchez K.M, Calvo R.P y Mutis B.C; 2011. *Dirofilaria immitis* una zoonosis presente en el mundo. Rev.Med.Vet. (22):59.

Sánchez G.N. 1998. Epidemiología de *Dirofilaria immitis* en la Isla de Tenerife (Tesis Doctoral ). Universidad de la Laguna, España.

Vera M. Y. Ibarra U.F y Dominguez A.J.L. 2006. Dirofilariasis. Ed. Castel. México. D.F. Pg. 349- 360.

Vollmer L.N., Pereira P.J., Reifur L., Mendes de Almeida F., Merlo A., Carvalho P. C.J., Juliani P.S., Ornelas de Almeida M.A. y Camara A. L. 2014. Update canine rates for *Dirofilaria immitis* in areas of Brazil previously identified as having high incidence of heartworm-infected dogs. Parasites & Vectors 7(1):493.

## ANEXOS

<b>Tabla 1.</b> Signos clínicos del gusano del corazón canino.		
Estadios tempranos	Clase 1	No hay signología
Estadio Medio	Clase 1	Tos
Estadio Moderado	Clase 2	Tos, intolerancia al ejercicio, sonidos pulmonares anormales
Estadio severo	Clase 3	Tos, intolerancia al ejercicio, disnea, sonidos cardiacos y pulmonares anormales, hepatomegalia, síncope, ascitis y muerte.
Síndrome de la vena Cava	Clase 4	Comienzo súbito de letargia y debilidad severas, acompañado por hemoglobilena y hemoglobinuria.

**Tabla 2. Características generales de población muestreada.**

<b>Perro</b>	<b>Raza</b>	<b>Sexo</b>	<b>Edad</b>	<b>Color</b>	<b>Pelaje</b>	<b>Peso (kg)</b>	<b>C/C</b>	<b>Edo. Salud</b>
1	Criolla	Hembra	10 meses	Negro con amarillo	Corto	10	2	Sano
2	Criolla	Macho	7 meses	Negro con blanco	Corto	11	3	Sano
3	Criolla	Hembra	4 años	Negro con blanco	Corto	15	4	Sano
4	Criolla	Hembra	5 años	Negro	Corto	10	2	Enfermo
5	Criolla	Macho	13 años	Negro	Corto	9	2	Enfermo
6	Criolla	Hembra	12 años	Café	Largo	8	2	Enfermo
7	Criolla	Macho	10 meses	Blanco con negro	Corto	13	3	Sano
8	Criolla	Macho	6 meses	Blanco	Corto	4	3	Sano
9	Criolla	Hembra	6 años	Amarillo con blanco	Corto	15	3	Sano
10	Criolla	Hembra	7 años	Café con amarillo	Corto	17	4	Sano
11	Criolla	Macho	10 años	Blanco con amarillo	Corto	14	2	Enfermo
12	Criolla	Hembra	8 años	Amarillo con blanco	Corto	12	2	Sano
13	Criolla	Macho	7 meses	Negro con amarillo	Corto	11	3	Sano
14	Criolla	Hembra	12 años	Café con amarillo	Corto	12	2	Sano
15	Criolla	Macho	8 años	Negro con amarillo	Corto	12	2	Enfermo
16	Criolla	Macho	10 años	Blanco con negro	Corto	10	2	Sano
17	Criolla	Macho	6 años	Negro con amarillo	Corto	15	3	Sano
18	Criolla	Macho	8 años	Negro con amarillo	Corto	17	2	Sano
19	Criolla	Macho	2 años	Amarillo con café	Largo	6	2	Enfermo
20	Criolla	Hembra	9 años	Amarillo	Corto	8	2	Sano
21	Criolla	Macho	3 años	Amarillo	Corto	10	3	Sano
22	Criolla	Macho	7 años	Café con amarillo	Corto	17	2	Enfermo
23	Criolla	Macho	8 años	Negro con amarillo	Corto	12	3	Sano
24	Criolla	Hembra	6 años	Negro con amarillo	Largo	7	2	Sano
25	Criolla	Hembra	7 años	Blanco con negro	Corto	7	3	Sano
26	Criolla	Hembra	3 años	Negro	Corto	10	1	Enfermo
27	Criolla	Hembra	2 años	Negro con amarillo	Corto	4	3	Sano
28	Criolla	Macho	10 años	Amarillo	Corto	14	3	Sano
29	Criolla	Hembra	1 año	Negro con blanco	Corto	14	3	Sano
30	Criolla	Hembra	7 años	Café con amarillo	Corto	15	4	Sano

**Tabla3. Animales positivos a antígenos y microfilarias.**

No. Perro	Dirofilariasis Inmunocromatografía	Dirofilarias Necropsia	Microfilaria Frotis	Microfilaria en Capa Flogística
1	Neg	Pos	Neg	Neg
3	Pos	Neg	Neg	Neg
6	Neg	Neg	Pos	Neg
7	Neg	Neg	Pos	Neg
12	Neg	Neg	Pos	Neg
19	Neg	Neg	Pos	Pos
22	Pos	Pos	Pos	Pos
23	Neg	Neg	Neg	Pos
27	Neg	Neg	Pos	Neg
28	Neg	Neg	Pos	Pos
Porcentajes	20%	20 %	70%	40%

Neg= Negativo Pos= Positivo

## Hoja individual de registro

<b>Numero animal</b>	<b>No Expediente</b>
<b>Sitio de colección del perro</b>	<b>Fecha</b>

### Reseña

<b>Especie</b>	<b>Raza</b>	<b>Sexo</b>
<b>Edad</b>	<b>Color</b>	<b>Habitad procedencia</b>
<b>Peso</b>	<b>C/c</b>	<b>Ectoparasitos tos</b>
<b>Ascitis</b>	<b>Disnea</b>	<b>Tos</b>
<b>Pulso yugular</b>	<b>Soplo cardiaco</b>	<b>Pulso yugular</b>

### Examen físico


### Hallazgos a la disección cardiopulmonar



**RESULTADOS**

<b>Prueba serología</b>	
<b>Gota gruesa</b>	
<b>capa flogística</b>	
<b>otros</b>	