



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**ÁREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS  
NATURALES RENOVABLES**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y  
ZOOTECNIA**

**“DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS  
(Canis familiaris) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A  
TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO”.**

*Tesis de grado previa a la  
obtención del Título de Médica  
Veterinaria Zootecnista*

**AUTORA:**

***Karla Elizabeth Fernández Santos***

**DIRECTORA:**

***Dra. Patricia Soledad Ayora Fernández***

**LOJA - ECUADOR**

**2016**

## CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

Dra. Patricia Ayora Fernández.

**DIRECTORA DE TESIS**

**CERTIFICA:**

Que la Srta. **KARLA ELIZABETH FERNÁNDEZ SANTOS**, autora de la Tesis titulada “**DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (Canis familiaris) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO**”, previa a la obtención del título de Médica Veterinaria Zootecnista ha concluido la investigación dentro del cronograma aprobado, autorizo se continúe con el trámite de graduación.

Loja, Mayo del 2016



Dra. Patricia Ayora

**DIRECTORA DE TESIS**

## CERTIFICACIÓN TRIBUNAL DE GRADO

### CERTIFICA:

Que el trabajo de tesis titulado: “**DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (Canis familiaris) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO**”, ejecutada por la egresada Karla Elizabeth Fernández Santos, previo a la obtención del título de **MÉDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**, ha sido prolijamente revisado y se han incorporado las correcciones respectivas, por lo tanto se autoriza su presentación, para el trámite correspondiente.

Loja, 14 de Junio del 2016

### PRESIDENTE

Dr. Ignacio Gómez Orbes Esp.



### VOCAL

Dra. Laura Peña Merino



### VOCAL

Dr. José Stalin Yaguana.



## AUTORÍA

Yo, **KARLA ELIZABETH FERNÁNDEZ SANTOS**, declaro ser autora del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación del presente Informe de Tesis en el Repositorio Institucional – Biblioteca Virtual

AUTOR: Karla Elizabeth Fernández Santos

FIRMA:

Handwritten signature of Karla Fernández in blue ink, written over a horizontal line.

CÉDULA: 0923000038

FECHA: 22 de Junio del 2016

## **CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL, Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO**

Yo, Karla Elizabeth Fernández Santos, declaro ser autor (a) de la tesis titulada, "DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (Canis familiaris) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO", como requisito para optar al grado de Médica Veterinaria Zootecnista, autorizo al Sistema bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el repositorio Digital Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad. La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja a los 22 días del mes de Junio del dos mil dieciséis, firma el autor.

Firma: 

Autor: Karla Elizabeth Fernández Santos

Cedula: 0923000038

Dirección: Época

Correo Electrónico: karol\_fernandez17@hotmail.com

Teléfono: 0986787009

### **DATOS COMPLEMENTARIOS**

**Director de Tesis:** Dra. Patricia Soledad Ayora Fernández.

**Tribunal de Grado:** Dr. Ignacio Gómez Orbes Esp.

Dra. Laura Peña Merino.

Dr. José Stalin Yaguana.

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo a las personas que amo y quiero en especial a mi hija, mis padres, hermanos y esposo; por brindarme su amor y apoyo incondicional, siendo mí estímulo de superación para alcanzar este gran sueño y sobre todo a Dios que ha sido mi inspiración para alcanzar este logro intelectual.

**Karla Elizabeth Fernández Santos**

## **AGRADECIMIENTO**

Mi profundo agradecimiento a las autoridades y catedráticos de la Universidad Nacional de Loja, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia por impartirme sus sabios conocimientos para alcanzar mi formación profesional.

Reconocimiento especial a la Dra. Patricia Ayora Fernández, quien en calidad de Directora de Tesis y amiga me brindó su ayuda invaluable orientándome con sus conocimientos académicos.

**Karla Elizabeth Fernández Santos**

## ÍNDICE GENERAL

CONTENIDO	PÁGINA
CARÁTULA.....	i
CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS.....	ii
CERTIFICACIÓN TRIBUNAL DE GRADO.....	iii
AUTORIA.....	iv
CARTA DE AUTORIZACION.....	v
DEDICATORIA.....	vi
AGRADECIMIENTO.....	vii
ÍNDICE GENERAL.....	viii
ÍNDICE DE CUADROS.....	xiii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xiv
TEMA.....	xv
RESUMEN.....	xvi
SUMMARY.....	xvii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2 REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. FILARIA CANINA.....	4
2.1.1. Agente Etiológico.....	4
2.1.1.1. Taxonomía.....	4



2.1.1.2. Morfología del parasito.....	5
2.1.1.3. Descripción morfológica adulta del portador.....	8
a Mosquito Culex.....	9
b Mosquito Anophelis.....	9
c Mosquito Aedes.....	10
2.1.2. Ciclo Biológico.....	10
2.1.2.1. Desarrollo en el mosquito.....	11
2.1.2.2. Desarrollo en el mamífero hospedador.....	14
2.1.3. Epidemiología.....	18
2.1.3.1. Prevalencia.....	19
2.1.3.2 Medio Ambiente.....	21
2.1.4. Signos Clínicos.....	22
2.1.5. Patogenia.....	24
2.1.5.1. Cor Pulmonale.....	25
2.1.5.2. Síndrome de la vena Cava.....	26
2.1.5.3. Dirofilariosis Oculta.....	27
2.1.5.4. Herramientas alérgicas.....	27
2.1.5.5. Enfermedades renales y hepáticas.....	28
2.1.5.6. Otros procesos.....	29

2.2. DIAGNÓSTICO.....	29
2.2.1. Examen Físico.....	30
2.2.2. Tratamiento.....	30
2.2.3. Prevención.....	31
2.3. MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO.....	32
2.3.1. Tinción de Giemsa.....	33
2.3.2. Método de la Gota Gruesa.....	33
2.3.3. Técnica de Knott.....	34
2.4. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL.....	35
2.4.1. Taxonomía.....	36
2.4.2. Morfología del Parasito.....	37
2.4.3. Hospedador.....	37
2.4.4. Ciclo Vital.....	37
2.4.5. Sitios de Acogida donde se encuentra el Parasito Adulto.....	38
2.4.6. Diagnóstico.....	38
2.4.7. Signos Clínicos.....	39
2.4.8. Tratamiento.....	39
2.5. TRABAJOS RELACIONADOS CON EL TEMA.....	39
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>41</b>

3.1. MATERIALES.....	41
3.1.1. Materiales de Campo.....	41
3.1.2. Materiales de Laboratorio.....	41
3.1.3. Materiales de Oficina.....	42
3.2. MÉTODOS.....	43
3.2.1. Características del Área de Estudio.....	43
3.2.2. Tamaño y Relación de la Muestra.....	45
3.2.3. Recopilación de la Información.....	46
3.2.4. Recolección de las Muestras Sanguíneas.....	47
3.2.5. Técnicas de Laboratorio.....	47
3.2.5.1. Técnica de la gota gruesa.....	47
3.2.5.2. Técnica de Giemsa.....	47
3.2.5.3. Técnica de Knott.....	48
3.2.5.4. Técnica con SNAP 4D x Plus.....	48
3.3. MÉTODO ESTADÍSTICO.....	49
3.3.1. Tamaño de Muestra.....	49
3.3.2. Variables Analizadas.....	50
3.3.3. Procesamiento de la Información.....	50
3.3.4. Tabulación o Análisis de Resultados.....	51

<b>4. RESULTADOS</b> .....	52
4.1. FRECUENCIA DE DIROFILARIOSIS CANINA EN PERROS DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL.....	52
4.2. EFICIENCIA DE LOS MÉTODOS DE LABORATORIO.....	56
4.3. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL CON MICROFILARIAS DE DIPETALONEMA RECONDITUM EN PERROS DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL.....	57
4.4. SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS.....	58
<b>5. DISCUSIÓN</b> .....	59
5.1. ZONA O PROCEDENCIA DEL ANIMAL.....	59
5.2. EDAD, RAZA Y SEXO.....	59
5.3. EFICIENCIA DE LOS MÉTODOS DE LABORATORIO.....	60
5.4. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL.....	61
<b>6. CONCLUSIONES</b> .....	62
<b>7. RECOMENDACIONES</b> .....	63
<b>8. BIBLIOGRAFÍA</b> .....	64
<b>9. ANEXOS</b> .....	69

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>CONTENIDO</b>	<b>Pág.</b>
Cuadro 1. Intensidad de la Dirofilariosis Canina.....	23
Cuadro 2. Estadios Clínico de la Dirofilariosis.....	31
Cuadro 3. Características Morfológicas.....	35
Cuadro 4. Coordenadas Geográficas.....	44
Cuadro 5. Frecuencia de Dirofilariosis Canina en la Ciudad de Guayaquil por sectores.....	52
Cuadro 6. Frecuencia de Dirofilariosis Canina en la Ciudad de Guayaquil por raza.....	53
Cuadro 7. Frecuencia de Dirofilariosis Canina en la Ciudad de Guayaquil por Edad.....	54
Cuadro 8. Frecuencia de Dirofilariosis Canina en la Ciudad de Guayaquil por sexo.....	55
Cuadro 9. Eficacia de los Métodos de Laboratorio.....	56
Cuadro 10. Diagnóstico Diferencial.....	57

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>CONTENIDO</b>	<b>Pág.</b>
Figura 1. Dirofilaria Immitis extremo anterior.....	5
Figura 2. Dirofilaria Immitis vista lateral.....	6
Figura 3. Puntos de diferenciación de la Dirofilaria.....	7
Figura 4. Mosquito Culex.....	9
Figura 5. Mosquito Anopheles.....	10
Figura 6. Mosquito Aedes.....	10
Figura 7. Ciclo Biologico.....	11
Figura 8. Distribución Mundial.....	21
Figura 9. Corazón canino con síndrome de la vena cava.....	26
Figura 10. Microfilaria en sangre.....	34
Figura 11. Cora Microfilaria en sangre.....	36
Figura 12. Microfilaria en sangre.....	38
Figura 13. Mapa de la Ciudad de Guayaquil.....	44
Figura 14. Mapa de la Riviera del Rio Guayas.....	45
Figura 15. Mapa sectorizado de la ciudad de Guayaquil.....	46
Figura 16. Frecuencia por sectores.....	52
Figura 17. Frecuencia por raza.....	53
Figura 18. Frecuencia por edad.....	54
Figura 19. Frecuencia por sexo.....	55
Figura 20. Eficiencia de los métodos de laboratorio.....	56
Figura 21. Diagnóstico Diferencial.....	57

**“DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO”**

## RESUMEN

La presente investigación se llevó a cabo en la ciudad de Guayaquil, con el objetivo de determinar el “**DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (Canis familiaris) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO**”. Se tomaron muestras en seis sectores de la ciudad; los mismos que fueron: Tarqui, Urdaneta, Letamendi, Febres Cordero, Nueve de Octubre y Ximena, el número de muestras fue de 126, para la detección de *Dirofilarias*, mediante las técnicas de: Gota Gruesa, Giemsa y Knott. Se consideró la frecuencia de cada una de las variables obtenidas en las que se determinó una prevalencia de *Dirofilariosis Canina* en perros en la ciudad de Guayaquil del 9,5%, el sector con mayor infestación de la enfermedad fue Tarqui con el 19,05%, seguido de Urdaneta y Febres Cordero con el 14,29%; la raza más afectada fue la French con el 9,8%, la evaluación para la edad entre 6 meses y 1 año fue de cero canes positivos lo que representó el 0 %; los de 1 y 7 años tuvieron 11 infestados lo que representó el 17,46 %; para la edad de más de 7 años de edad fue de 1 caso positivo lo que representó el 16,67 %, de acuerdo al sexo, los machos presentan el 11,11 % de positividad; y las hembras el 7,41 %, el método más eficaz para diagnóstico de **D. immitis** es el de Giemsa con el 100%, seguido de Gota Gruesa y Knott con el 83,33%, el Diagnóstico diferencial por medio del Kit 4Dx, reportó 91,7% para **D. immitis** y 8,3% para **Dipetalonema reconditum**.

**Palabras Claves:** *Dirofilariosis*, **D. immitis**, **Dipetalonema reconditum**, Giemsa, Gota Gruesa, Knott, Guayaquil.



## SUMMARY

This research was conducted in the city of Guayaquil, in order to determine the "**DIAGNOSIS OF HEARTWORM DISEASE IN DOGS (*Canis familiaris*) IN GUAYAQUIL CITY USING THREE LABORATORY METHODS**". Samples were taken from six areas of the city; namely: Tarqui, Urdaneta, Letamendi, Febres Cordero, Nueve de Octubre and Ximena. A total of 126 samples were taken and examined for heartworms using the following techniques: Thick Drop, Giemsa and Knott tests. The frequency of each of the variables obtained was established and demonstrated that there was indeed a prevalence of Canine Heartworm in dogs within the city of Guayaquil of up to 9.5%. The area exhibiting the highest disease of infestation was Tarqui with 19.05%, followed by Urdaneta and Febres Cordero with 14.29%. The most affected canine race was the French Poodle with 9.8%. With respect to the evaluation for age dogs between 6 months and 1 year old was positive at 0%; 11 dogs aged between 1 and 7 years old were Infested and thus accounted for 17.46%; only 1 dog fell within the category of more than years old thus accounting for 16.67%. With respect to sex, males presented a 11.11% positivity rate; and females a 7.41% rate. The most effective method for diagnosis of **D. immitis** was the Giemsa test with 100%, followed by Thick Drop test and finally the Knott test with 83.33%. The differential diagnosis using a 4Dx Kit, exhibited 91.7% for **D. immitis** and 8.3% for **Dipetalonema reconditum**.

**Key words:** Heartworm, **D. immitis**, **Dipetalonema reconditum**, Giemsa, Drop Thick, Knott, Guayaquil.

## 1. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades Zoonóticas representan una gran amenaza para la salud y el bienestar de la población en todo el mundo. A pesar de los grandes avances tecnológicos en el campo de la investigación sobre las medidas de control de enfermedades y cobertura de los servicios de salud, estas enfermedades registran altas tasas de incidencia en zonas urbanas, periurbanas y rurales de los países en desarrollo.

Los animales y los humanos están sujetos a la infección por varias filarias parásitas (filarioidea). El “verme cardíaco” **Dirofilaria immitis** es uno de los más importantes y de particular incidencia en las regiones con clima templado y tropical. Los perros, gatos, zorros, lobos y rara vez especies como caballos, leones marinos y humanos son infectados por el parásito (Carlyle, 1990). El proceso parasitario producido en el perro por las especies de filarias es conocido como filariosis canina (González, 2009).

Wang estudió la filariosis canina en el norte de Taiwan utilizando muestras de sangre y suero las cuales fueron examinadas por medio de los Tests de Knott modificado y la prueba enzimática de ELISA, reportando 60.6 % de infecciones por microfilarias 55 % pertenecientes a **Dirofilaria immitis** y el resto a **Dipetalonema reconditum**. (Acuña, 2002).

La Dirofilariosis Immitis, es un problema endémico en todo Estados Unidos, Japón, Australia, Grecia, Italia, España, sur de Canadá, Caribe, Asia continental, Sudamérica, Chile, Brasil, Ecuador, territorios insulares del Pacífico, África occidental y meridional. (Muñoz 2006).

En el cantón Naranjal (provincia del Guayas) la *Dirofilariosis* afecta en mayor grado a la población canina su prevalencia es del 19% y por lo general se presenta de forma asintomática (Aguilar, 1987).

En la provincia de El Oro estudios anteriores reportan la prevalencia de *Dirofilariosis* es del 11.23% de acuerdo a los casos encontrados en edades superiores a los 3 años (Telcan, 1987).

En la ciudad de Machala la prevalencia obtenida en las investigaciones muestran que la infecciones por *Dirofilariosis immitis* alcanza al 7.3% y describe que este parásito no tiene predilección por raza ni sexo (Serrano, 1982). Pontón (1982) en su investigación realizada a 320 perros encontró una prevalencia de 11.9% en la ciudad de Santa Rosa. En tanto que, Salazar (1988) obtuvo una prevalencia de 21.7% para *Dirofilariosis* canina en la ciudad de Arenillas en un estudio realizado a 240 perros. En la ciudad de Huaquillas, se registra una prevalencia del 9.33% de esta enfermedad. (Suarez 1990).

La presente investigación se realizó en la ciudad de Guayaquil, ya que cuenta con un factor muy importante para el desarrollo de la enfermedad que es el clima, ya que una temperatura de 27°C favorece el desarrollo de las larvas infectivas del gusano del corazón en el huésped intermedio. Por tal motivo para el cumplimiento de esta investigación se plantearon los siguientes objetivos:

- Determinar la presencia de *Dirofilariosis* en perros (*Canis familiaris*) de la ciudad de Guayaquil.
- Evaluar la efectividad de los métodos de laboratorio en el diagnóstico de *dirofilariosis* en perros de la ciudad de Guayaquil.

- Calcular la frecuencia de Dirofilariosis canina según el sector, la raza, edad y sexo del animal.
- Realizar el diagnóstico diferencial con microfilarias de **Dipetalonema reconditum**.
- Socializar los resultados con alumnos de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia que reciben las asignaturas de Patología y Fisiología.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. FILARIOSIS CANINA

El perro puede estar parasitado por 4 especies de filarias: **Dirofilaria immitis**, **Dirofilaria repens**, **Dipetalonema reconditum** y **Dipetalonema dracunculoide**, todas ellas, en su ciclo vital, presentan estadios larvarios (microfilarias) en sangre periférica, siendo la más importante la primera, por ser responsable de los procesos patológicos más graves y por su mayor incidencia en la población canina

#### 2.1.1. Agente Etiológico

La **Dirofilaria immitis** es un Onchocercidae delgado, de color blanco, que puede medir más de 30 cm de longitud, siendo los machos más pequeños que las hembras (González, 2009).

##### 2.1.1.1. Taxonomía

Taxonómicamente se clasifica como perteneciente al:

- Phylum: Nematelminthes
- Clase: Nematoda
- Orden: Spirurida
- Suborden: Spirurina
- Superfamilia: Filarioidea
- Familia: Filariidae
- Género: *Dirofilaria*
- Especie: **D. immitis** (Borchert, 1964; Urquhart y col., 2001).

### 2.1.1.2. Morfología del Parásito

**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).

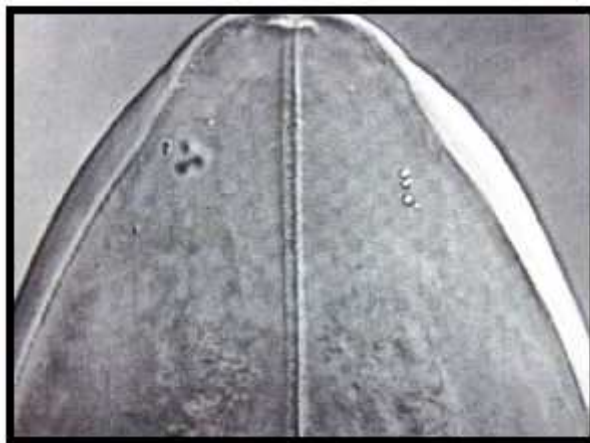
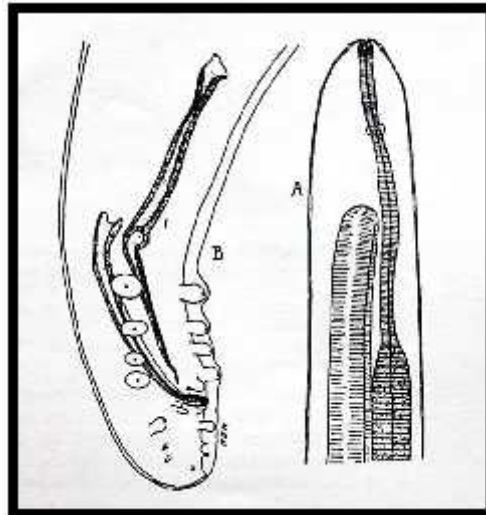


Fig. 1 *Dirofilaria immitis*, extremo anterior. (Dwight 2011)

Presentan dimorfismo sexual marcado (Muñoz, 2003).

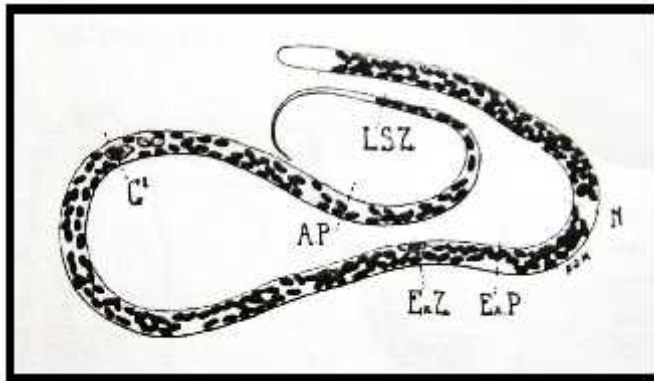
- **Hembras:** miden de 13,5 a 30 cm. de largo y de 1 a 1,3 mm. de diámetro. La vulva se encuentra ligeramente detrás del esófago (Dillon, 2000; Kittleson y Kienle, 2000; Levine, 1978; Mehlhorn y col., 1993). Su extremo caudal es redondeado y no enrollado. Son ovovivíparas, liberando microfilarias a la circulación (Gómez y col., 1999).

- **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).



**Fig. 2** *Dirofilaria immitis*. A. Vista lateral del extremo anterior de la hembra. B. Vista ventrolateral de la cola del macho (Soulby, 1987)

- **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).



**Fig. 3 Puntos de referencia para la medida de *Dirofilaria immitis* microfilariae. AP poro anterior, Ex P poro excretor, Ex Z célula excretora, G1 primera célula genital, LSZ última célula de la cola, N anillo nervioso. (Soulby, 1987)**

Como los distintos métodos de fijación ocasionan varios grados de contracción de las microfilarias, se acostumbra a expresar la distancia desde ciertos puntos fijos del extremo anterior como porcentajes de longitud total. De este modo se han obtenido descripciones fiables de las larvas. Los puntos fijos que se utilizan normalmente son: la posición del anillo nervioso, el poro excretor, la célula excretora, la primera célula genital, segunda célula genital, tercera célula genital, poro anal y el último núcleo de la última célula de la cola (Soulby, 1987).

Al ser liberadas por la hembra, las microfilarias continúan su desarrollo en la sangre y otros tejidos del hospedador definitivo (Cruz, 2001).

Pueden encontrarse en la sangre en cualquier momento, aunque hay tendencia a la periodicidad, se ha encontrado un mayor número en sangre periférica en determinados momentos del día. Así, Catcott señala un máximo en las últimas horas de la tarde, mientras que en opinión de Grieve y Lauria el máximo se produce entre las 12 y 16 horas. La razón de la



perioricidad no está relacionada con su producción, ya que se observan incluso después de la destrucción de los vermes adultos. Cuando las microfilarias no se encuentran en la circulación periférica se concentran en el pulmón, bazo y en los grandes vasos.

Otros autores (Acuña, 2002) afirman que el número de microfilarias en sangre periférica aumenta en la madrugada y primeras horas de la mañana. Existe también una perioricidad estacional, observándose un aumento en el número de microfilarias en sangre periférica en los meses de verano. Las microfilarias pueden vivir más allá de los dos años en la sangre del perro, pero sólo 1 mes en la sangre de los gatos.

### **2.1.1.3. Descripción Morfología Adultos del Portador**

Según Muñoz (2012), presenta cabeza globular, con una gran parte de la superficie ocupada por los ojos compuestos; un par de antenas aproximadamente el triple de largas que la cabeza, ligeramente pubescentes en las hembras y plumosas en los machos; esta diferencia permite distinguir los sexos a simple vista. En la cabeza hay también un par de palpos, uno a cada lado de la probóscide; los de la hembra son lisos, los del macho velludos.

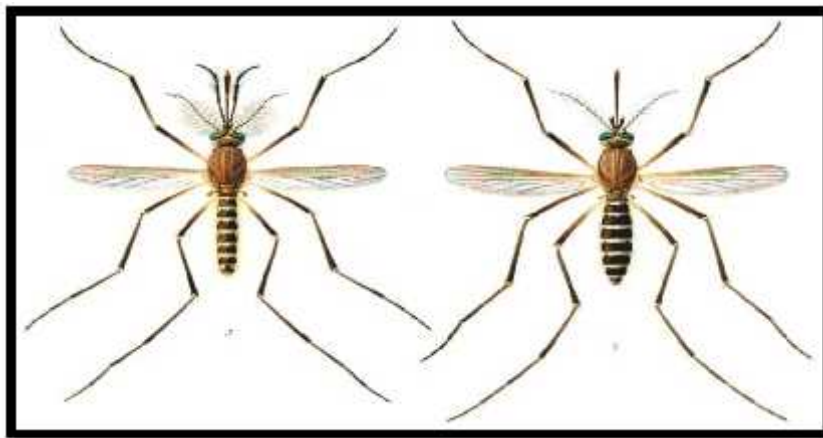
Las piezas bucales forman una probóscide larga y delgada, dirigida hacia delante, que en la hembra está diseñada para perforar; tienen un solo par de alas membranosas, con diminutas escamas a lo largo de las venas y del borde posterior.

La venación de las alas es característica, con 6 venas longitudinales, de las cuales la segunda, cuarta y quinta son bifurcadas; los tarsos tienen 5

segmentos. Existen aproximadamente 3.000 especies de mosquitos en el mundo (González, 2009).

**a. Mosquito Culex sp.**

Tiene 9 mm de envergadura alar Tamaño variable; todos tienen el abdomen romo en su extremo y suelen carecer de marcas distintivas en el cuerpo o las alas (González, 2009).



**Fig. 4. Mosquito Culex quinquefasciatus. Fuente Wikipedia.2012.**

**b. Mosquito Anopheles Spp.**

Tiene 7,5 mm de envergadura alar. Alas moteadas con escamas oscuras y pálidas; no hay escamas en el abdomen; palpos de la hembra tan largos como la probóscide, los del macho generalmente con forma de maza.

Se posan con el abdomen inclinado respecto a la superficie de apoyo, formando una línea recta con la probóscide (González, 2009).



**Fig. 5. Mosquito *Anopheles gambiae*. Fuente Bermúdez, 2009**

**c. Mosquito *Aedes* Sp.**

Tiene 6,5 mm de envergadura alar. Tamaño medio a grande; la mayoría presentan abdomen en punta y ojos bien separados; generalmente tienen marcas distintivas formadas por grupos de escamas claras y oscuras; a menudo, el aspecto genérico es de color negro con marcas plateadas (Muñoz 2003).



**Fig. 6. Mosquito *Aedes albopictus*. Fuente Wikipedia, 2011.**

## 2.1.2. Ciclo Biológico

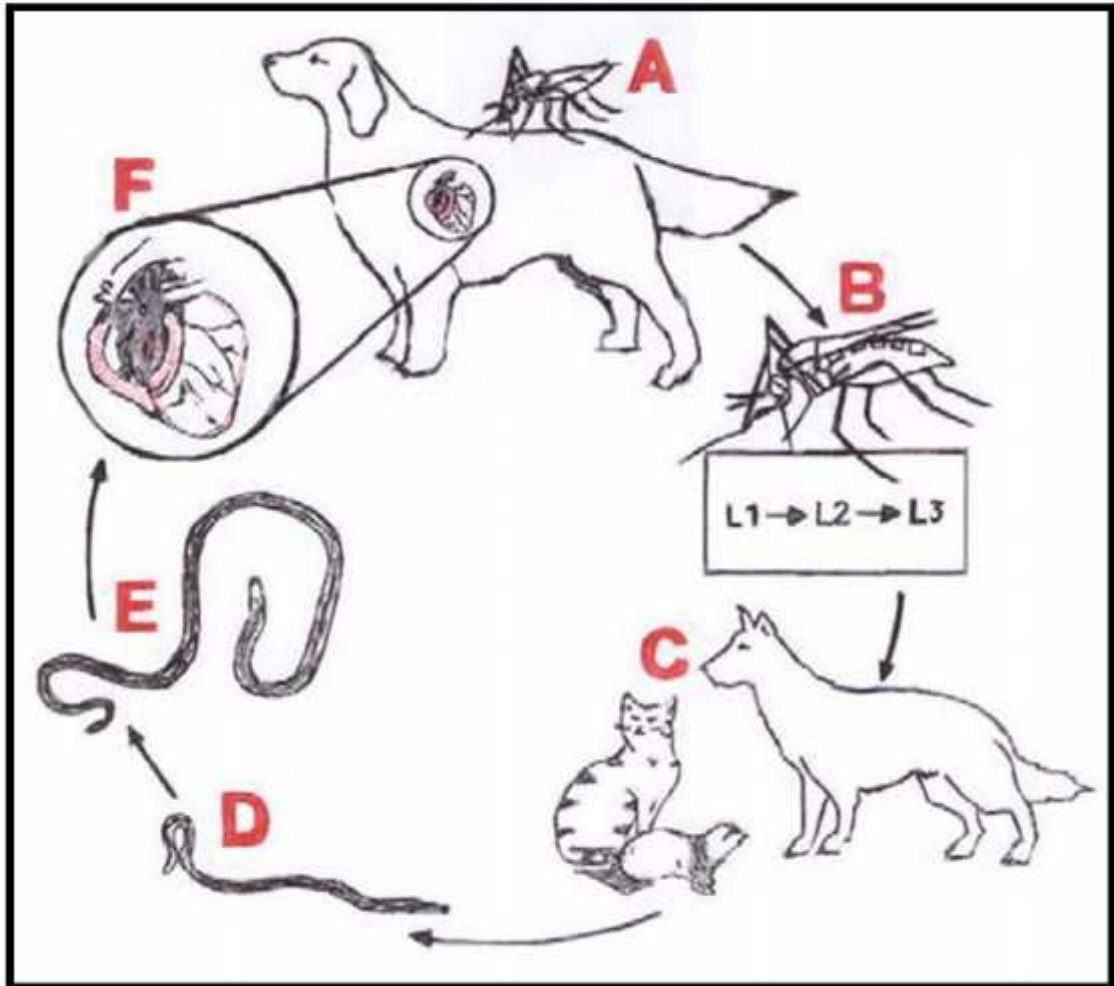


Fig 7: Ciclo biológico de la *Dirofilaria immitis*.

En: [http://cal.nbc.upenn.edu/merial/hrtworm/hw\\_1a.htm](http://cal.nbc.upenn.edu/merial/hrtworm/hw_1a.htm) (2011)

### 2.1.2.1. Desarrollo en el Mosquito

Los mosquitos vectores pertenecen al Phylum Arthropoda, Clase Insecta, Orden Diptera, Suborden Nematocera, Familia Culicidae. Los Culicidae, son mosquitos pequeños, poco voluminosos y de patas largas, vectores de

la malaria, filarias y virus. La familia tiene sobre 3.000 especies incluidas en 34 géneros (Urquhart y col., 2001).

Al menos setenta especies de culícidos de los géneros *Aedes*, *Anopheles* y *Culex*, son receptivos como hospedadores intermediarios y vectores biológicos de **D. immitis**, aunque la capacidad de transmitirlo sólo se ha demostrado en diez especies: siete *Aedes*, dos *Anopheles* y un *Culex*. Las especies de mosquitos no susceptibles parecen carecer de anticoagulinas, de modo que la ingesta de sangre coagula en el interior del intestino del mosquito, dejando atrapadas a las larvas (Barriga, 2002; Gómez y col., 1999; Kittleson y Kienle, 2000; Ludlam y col., 1970).

El ciclo de la dirofilariosis (Figura 1) requiere de un mosquito hembra (**A**), que ingiera sangre de un mamífero susceptible a **D. immitis**, y que tenga larvas de primer estado en circulación (L), denominadas microfilarias (Kittleson y Kienle, 2000). Una vez que el mosquito ingiere las microfilarias (**B**), estas migran desde el intestino al hemocele, para después desplazarse hacia los túbulos de Malpighi en 24 a 36 horas, donde penetran hacia el citoplasma de las células primarias (Bowman y Lynn, 1999; Bradley y col., 1984; Levine, 1978). Los primeros 4 días el parásito se vuelve móvil, se acorta y ensancha tomando forma de “salchicha”. Estas formas larvarias del parásito, vuelven a entrar al lumen de los túbulos de Malpighi cerca de 5 días después de la infección. La primera muda ocurre a los 8 a 10 días transformándose en L, fase durante la cual se forman los órganos internos.

La muda a larvas L3, 2 ocurre a los 12 a 13 días después de la infección, tomando la apariencia de adultos en miniatura. Durante los siguientes 2 a 3 días crecen en longitud (Bowman y Lynn, 1999; Kittleson y Kienle, 2000; Levine, 1978).

Tras aproximadamente 2 semanas de desarrollo, las L3 ya infectantes, migran a través del cuerpo del mosquito hasta el espacio cefálico, llegando a las glándulas salivales y probóscide, donde aguardan a que el mosquito se alimente (Bowman y Lynn, 1999; Georgi y Georgi, 1994; Gómez y col., 1999).

La proboscis picadora del mosquito se proyecta hacia delante, es larga, delgada y adaptada para perforar y absorber sangre. La hipofaringe posee un conducto salivar que libera anticoagulante (Urquhart y col., 2001). Las L de **D. immitis** atraviesan la punta del labelo, rompiendo la membrana quitinosa de la proboscis llegando, de esa forma, a la piel del nuevo huésped junto con una gota de hemolinfa que impide su desecación. Finalmente ingresan al mamífero por el canal de la picadura (Boch y Supperer, 1982; Borchert, 1964; Hendrix y col., 1980).

El tiempo de maduración de la larva en el mosquito depende mucho de la temperatura ambiental; entre 25 y 32° C. y 60 a 90% de humedad se completa el desarrollo de la microfilaria en 10 a 14 días y a 18° C. demora 30 días. En zonas tropicales o en época estival, el proceso sólo demora de 8 a 10 días, con un mínimo de 6 días. Si la temperatura ambiental media es inferior a 14° C. las larvas no maduran, pero pueden sobrevivir en el mosquito hibernante y completar su desarrollo cuando las temperaturas superan ese umbral (Atkins, 1994; Barriga, 2002; Gómez y col., 1999; Wu y col., 1995). Las larvas se desarrollan más rápido en algunas especies de mosquitos que en otras (Tolbert y Johnson, 1982).

Respecto a la cantidad de microfilarias que los mosquitos pueden transmitir, Lai y col. (2000), observaron que podían ingerir entre 12 y 68 microfilarias desde sangre con distinta densidad microfilarial, sin embargo, no hubo diferencias significativas en el número de larvas que alcanzaron el

estado infectante que fue de 1 a 3 larvas. Este número limitado, se debería a la inmunorespuesta del mosquito, como melanización y encapsulación de las microfilarias ingeridas (Bradley y Nayar, 1985; Chen y Chen, 1995; Christensen y Sutherland, 1984; Lai y col., 2000). Dependiendo de la especie, un mosquito puede transmitir un máximo de 10 larvas infectantes (Dillon, 2000).

En los mosquitos, los túbulos de Malpighi desempeñan un papel central en la excreción y la regulación de iones de agua de la hemolinfa (Bradley y Nayar, 1985; Lai y col., 2000), función similar a la que cumplen los riñones de los vertebrados (Kittleson y Kienle, 2000). El proceso de muda de las microfilarias, destruye las células primarias de los túbulos de Malpighi, por ello, un número pequeño de parásitos no afecta el sistema excretor de los mosquitos, pero altas cargas pueden destruir los túbulos de Malpighi, dando por resultado la muerte del mosquito (Lai y col., 2000; Palmer y col., 1986).

#### **2.1.2.2. Desarrollo en el Mamífero Hospedador**

La larva L3, de aproximadamente 1 mm de largo, penetran al mamífero (C) a través de la perforación de la piel provocada por el mosquito, y luego migran por los tejidos a localizaciones intermedias como membranas submusculares, tejido subcutáneo, subserosas, tejido adiposo y ocasionalmente a los músculos (Barriga, 2002; Georgi y Georgi, 1994; Kittleson y Kienle, 2000; Winter, 1959). La muda a L3 ocurre entre 2 y 12 días después de la inoculación (D), pudiendo demorar hasta 70 días (Hayasaki, 1996; Kotani y Powers, 1982) y llega a medir cerca de 1,5 mm. de largo (Bowman y Lynn, 1999). Las L4 pueden encontrarse en los tejidos anteriormente mencionados hasta 4 meses antes de mudar a adultos

juveniles y entrar en la circulación venosa (Goggin y col., 1997). La transformación de L4 (**E**), ocurre 50 a 70 días post inoculación (Atkins, 1994; Kotani y Powers, 1982;).

El estado larval L5 de adulto inmaduro, tiene una gran movilidad y capacidad de penetración en los tejidos, lo que explica las frecuentes localizaciones ectópicas. A los 70 a 120 días post inoculación penetra en una vena sistémica y es transportada por el torrente sanguíneo hasta las arterias pulmonares (**F**), en cuyas ramas terminales quedan fijadas; de esta forma ingresa al sistema cardiopulmonar. Las arterias del lóbulo caudal reciben un mayor flujo sanguíneo, sobre todo la arteria pulmonar caudal derecha y, por lo tanto, en ellas se aloja un mayor número de filarias (Gómez y col., 1999; Kittleson y Kienle, 2000; Luebke y Nelson, 1998). En los pulmones maduran por alrededor de 3 meses más (Atkins, 1994; Hayasaki, 1996; Kume e Itagaki, 1995). En el momento en que los gusanos alcanzan las arterias pulmonares miden de 20 a 40 mm. de largo. A los 85 a 120 días después de la infección alcanzan longitudes de 3,2 a 11 cm. (Bowman y Lynn, 1999; Levine, 1978).

El número de gusanos adultos albergados puede variar de 1 a más de 250 en el perro (Kittleson y Kienle, 2000). En áreas endémicas, se estima que el promedio es de 15 vermes por perro infectado (Dillon, 2000\*). Hasta 50 gusanos adultos en un perro de 25 kg. pueden encontrar residiendo en las arterias pulmonares caudales. Con cantidades superiores, los parásitos se movilizan al corazón y se ubican en la aurícula y el ventrículo derecho llegando hasta la vena cava (Rawlings y Calvert, 1997). La supervivencia de **D. immitis** en el perro es de 3 a 8 años (Atkins, 1994; Dillon, 2000; Miller, 1999; Newton, 1968).



Si ambos sexos están presentes en las arterias pulmonares, las hembras aparecen fertilizadas cerca de los 120 días después de la infección y pueden continuar reproduciéndose por más de cinco años (Bowman y Lynn, 1999). El período prepatente, es decir, el período entre la infección hasta que las microfilarias son detectadas en la circulación sanguínea, es de mínimo 5 hasta 7 meses en perros. Microfilaremiás están presentes en el 60% de los perros con dirofilariosis (Atkins, 1994; Dillon, 2000; Gómez y col., 1999; Hayasaki, 1996; Luebke y Nelson, 1998).

La concentración de microfilaremia después de hacerse patente, suele aumentar mucho los próximos 6 meses y con posterioridad declina. Las microfilarias viven por hasta dos años y medio (Bowman y Lynn, 1999; Miller, 1999; Rawlings y Calvert, 1997). No existe relación entre la concentración de microfilarias y el número de hembras adultas, pueden encontrarse incluso en caso de ausencia de vermes adultos (Gómez y col., 1999).

Las microfilarias se encuentran todo el tiempo en la circulación periférica, pero para facilitar la transmisión, aumentan su concentración a la hora en que su vector se alimenta (**A**), esta característica se llama periodicidad. Las microfilarias de **D. immitis**, incrementan su concentración sanguínea cuando la temperatura ambiente es cálida, después de comer, y tarde en la noche, lo que pueden estar relacionado con el hecho que los perros son más activos de noche y duermen de día (Barriga, 2002; Wu y col., 1995). Pero otros investigadores han demostrado niveles máximos al medio día y patrones de distribución impredecibles (Kittleson y Kienle, 2000).

Las microfilarias tienen gran capacidad para emigrar intravascular y extravascularmente por todos los órganos, pudiendo pasar de la madre al feto transplacentariamente, lo que permite detectarlas en cachorros

(Gómez y col., 1999; Todd y Howland, 1983). Las larvas transmitidas de esta forma, no llegan a transformarse en parásitos adultos, ya que requieren del paso por el mosquito y son destruidas por el sistema inmune, pero son infectivas para los mosquitos. Lo mismo ocurre con las microfilarias que pasan por transfusiones sanguíneas (Kittleson y Kienle, 2000; Luebke y Nelson, 1998).

Localizaciones ectópicas o precordiacas de filarias adultas, pueden ser: cámara anterior del ojo, quistes interdigitales hipodérmicos, quistes intramusculares y abscesos, bronquiolos, cavidad peritoneal, bazo, hígado. En el sistema nervioso central se encuentran en los ventrículos laterales del cerebro y espacio raquídeo de la columna vertebral. También se han encontrado dirofilarias adultas en el atrio y ventrículo izquierdo, desplazándose hacia el sistema arterial sistémico como en las arterias y ramas de la aorta abdominal, arterias de las extremidades posteriores y arterias cerebrales (Goggin y col., 1997; Gómez y col., 1999; Thornton, 1978).

La presencia de parásitos en una arteria sistémica podría explicarse por la persistencia del conducto arterioso o un defecto en el septo interventricular del corazón, que permita la comunicación de derecha a izquierda (Kittleson y Kienle, 2000). Las dirofilarias adultas, carecen de estructuras mecánicas para la penetración y migración a través de paredes de vasos, siendo más probablemente que lleguen a situaciones aberrantes como resultado de la migración de las L3 y L4 (Goggin y col., 1997).

Los animales que están infectados con dirofilarias adultas y sin microfilaremia tienen lo que se llama una "enfermedad oculta". La incidencia de las infecciones ocultas varía según la región geográfica de 5 al 67% en perros (Bistner y Ford, 1995; Labarthe y col., 1998; Rawlings y

col., 1982), pudiendo ser de hasta 80% en áreas hiperendémicas (Gómez y col., 1999). Los perros con infecciones ocultas pueden ser amicrofilarémicos debido a: erradicación inmunomediada de las microfilarias (causa un tercio de las dirofilariosis ocultas), infecciones con un solo sexo, infección prepatente, tratamiento microfilaricida antes de o sin el uso de adulticida, esterilidad de los vermes adultos inducida con drogas (Blagburn, 1994; Labarthe y col., 1998; Rawlings y col., 1982).

Una vez que desaparecen las microfilarias de la circulación por destrucción inmunomediada no suelen aparecer más, la inmunidad montada produciría declinación del nacimiento de las microfilarias. A medida que aumenta el número de gusanos adultos, disminuye la cantidad de microfilarias producidas por hembra (Rawlings y Calvert, 1997).

Pueden encontrarse microfilarias sin adultos cuando pasan transplacentalmente o vía transfusión sanguínea y en caso de muerte de adultos, natural o inducida con drogas (Lois y Vecchione, 2001\*).

### **2.1.3. Epidemiología**

Algunos de los factores más importantes en la diseminación de las Dirofilariosis dependen del hospedador y otros del vector (Urquhart, 2001).

Los factores propios del hospedador incluyen una elevada densidad de perros en áreas donde los vectores están presentes, el prolongado periodo de patencia de hasta cinco años durante los cuales están presentes las microfilarias circundantes y la ausencia de una respuesta inmune eficaz frente a los parásitos establecidos.

Los factores dependientes del vector que incluyen la ubicuidad de los mosquitos que actúan como hospedadores intermediarios, la capacidad para incrementar rápidamente su población y el breve periodo necesario para el desarrollo de las microfilarias hasta larva 3.

Un factor muy importante para el desarrollo de la enfermedad es la temperatura, ya que para que se desarrolle la larva L3 de **Dirofilaria immitis** en los mosquitos, se necesita una temperatura de 27 °C por 2 semanas, no se observa desarrollo a 14 °C.

Existen 4 razones que pueden explicar la viabilidad de la enfermedad en el tiempo:

- Población de hospederos susceptibles.
- Reservorios de la enfermedad.
- Población de hospederos intermediarios.
- Clima propicio para el desarrollo del parásito.

#### **2.1.3.1. Prevalencia**

La enfermedad por gusanos cardiacos en los perros carece de predilecciones etarias o raciales específicas. La mayoría de los afectados tienen entre 4 y 8 años de edad, pero la parasitosis también suele reconocerse en ejemplares, menores del año de vida (perros mayores de 6 meses), así como también en ejemplares gerontes. Los machos caninos enferman 2 a 4 veces más que las hembras. Las razas grandes y los ejemplares que viven sobre todo en exteriores, tienen mucho mayor riesgo de infección que las razas pequeñas o perros caseros. El largo del pelaje no parece afectar el riesgo de infección (Nelson, 2005).

Los mosquitos capaces de actuar como huéspedes intermediarios y vectores de **Dirofilaria immitis** prevalecen en todo el mundo en las latitudes de clima tropical, subtropical y templado. Por consiguiente, donde exista un reservorio de la infección huésped microfilarémico primario, un clima que favorezca el desarrollo de las larvas infectivas del gusano del corazón en el huésped intermedio y mosquitos que se alimenten con regularidad en mamíferos susceptibles es posible que la infección se torne enzoótica.

La Dirofilariosis Immitis, es un problema endémico en todo Estados Unidos, Japón, Australia, Grecia, Italia, España, sur de Canadá, Caribe, Asia continental, Sudamérica, Chile, Brasil, Ecuador, territorios insulares del Pacífico, África occidental y meridional (Muñoz 2006).

En el cantón Naranjal (provincia del Guayas) la Dirofilariosis afecta en mayor grado a la población canina su prevalencia es del 19% y por lo general se presenta de forma asintomática (Aguilar, 1987).

En la provincia de El Oro estudios anteriores reportan que en cantones como El Guabo, la prevalencia de Dirofilariosis es del 11.23% de acuerdo a los casos encontrados en edades superiores a los 3 años (Telcan, 1987).

En la ciudad de Machala la prevalencia obtenida en las investigaciones muestran que la infecciones por Dirofilariosis immitis alcanza al 7.3% y describe que este parásito no tiene predilección por raza ni sexo (Serrano, 1982).

Pontón (1982) en su investigación realizada a 320 perros encontró una prevalencia de 11.9% en la ciudad de Santa Rosa. En tanto que, Salazar (1988) obtuvo una prevalencia de 21.7% para Dirofilariosis canina en la ciudad de Arenillas en un estudio realizado a 240 perros. En la ciudad de

Huaquillas, se registra una prevalencia del 9.33% de esta enfermedad (Suarez 1990).

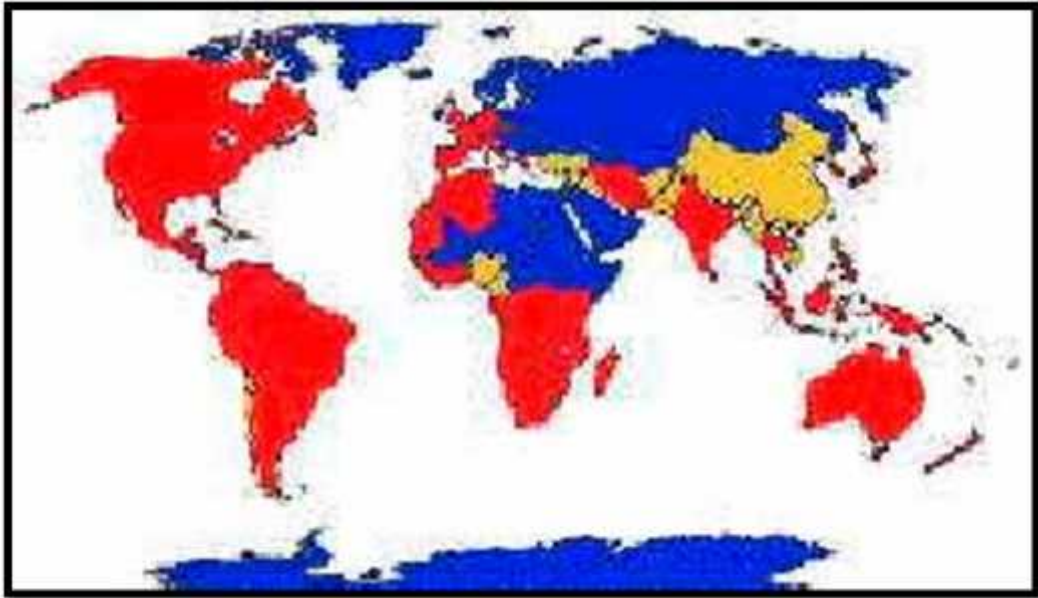


Fig 8: Distribución mundial de la dirofilariosis.

En: <http://www.inseparabile.com/filaria.htm>(2011)

Zona endémica ●  
Zonas de probable infección. ●  
Zona libre de infección. ●

### 2.1.3.2. Medio Ambiente

Un factor muy importante para el desarrollo de la enfermedad es la temperatura, ya que para que se desarrolle la larva L3 de *Dirofilaria immitis* en los mosquitos, se necesita una temperatura de 27°C por 2 semanas, ésta, no se desarrolla a 14°C. o menos (Knight DH.; Lok FB. 1997.) Se pueden mencionar algunas razones que pueden explicar la viabilidad de la enfermedad en el tiempo:

- Población de hospederos susceptibles.
- Reservorios de la enfermedad.
- Población del hospedero intermediario.
- Clima propicio para el desarrollo del parásito (Knight DH.; Lok FB. 1997.)

#### **2.1.4. Signos Clínicos**

Los signos clínicos son un reflejo del número de parásitos infectantes, la duración de la verminosis y la respuesta del huésped. Muchos perros son asintomáticos cuando la enfermedad se reconoce por un resultado positivo en la exploración rutinaria.

Los pacientes con enfermedad oculta o aquellos que no se los han testeado en forma rutinaria tienen mayor probabilidad de exhibir enfermedad arterial pulmonar avanzada y manifestaciones clínicas.

Los perros asintomáticos con frecuencias tiene antecedentes que comprenden disnea de esfuerzo, fatiga, accesos sincopales, tos, hemoptisis, aflicción respiratoria, pérdida ponderal o signos de insuficiencia cardiaca congestiva derecha (Nelson, 2005).

La modificación o pérdida del ladrido se comunicó en algunas oportunidades. Los datos de la exploración física pueden ser normales en el curso inicial o con enfermedad leve. La enfermedad grave con frecuencia cursa mala condición corporal, taquipnea o disnea, distensión o pulsaciones venosas yugulares, ascitis u otra evidencia de insuficiencia cardiaca derecha.

Horst-Joachim (1978) explica que la enfermedad se caracteriza por un síndrome cardiopulmonar (insuficiencia cardiaca), los animales se cansan en el trabajo (perros de caza), presentan tos y disnea.

Pueden sufrir un colapso al realizar cualquier esfuerzo, los ruidos cardiacos se oyen en distintos puntos; si los parásitos se encuentran en la vena cava provocan el desarrollo de un síndrome hepático con ascitis, que aparece con gran rapidez y conducir a la muerte.

En la auscultación pueden notarse, en forma variada, sonidos pulmonares aumentados o anormales (sibilancias y cruídos), segundo tono cardiaco S2, ruido y a menudo desdoblado, soplo o click eyectivo en la base izquierda, soplo de la insuficiencia tricúspidea o arritmias cardiacas.

En ocasiones, la migración verminosa aberrante en el sistema nervioso central, ojos, arterias femorales, subcutis, cavidad peritoneal y otros sitios causa alteraciones relacionadas. En el siguiente cuadro, se resumen las principales características clínicas que se presentan en relación con la intensidad de la enfermedad:

GRADO DE PARASITISMO	SÍNTOMAS
<b>Asintomático</b>	No se observan signos clínicos
<b>Leve</b>	Tos Leve
<b>Moderado</b>	Tos, intolerancia al ejercicio, sonidos anormales en pulmones
<b>Severo</b>	Tos, intolerancia al ejercicio, disnea, sonidos anormales en los pulmones, hepatomegalia, síncope, ascitis, sonidos cardiacos anormales, muerte.

**Cuadro 1 Intensidad de la dirofilariosis canina en relación con su sintomatología (Acuña, 2002)**



### 2.1.5. Patogenia

La gravedad de la enfermedad y la velocidad de su desarrollo están principalmente relacionadas con la magnitud de la infestación. Varios son los órganos que pueden verse afectados por la presencia de **Dirofilaria immitis** en el perro, estas lesiones son numerosas y graves (Brito 2001)

Esta patología está asociada con los parásitos adultos; muchos perros infectados con escaso número de **D. immitis** no manifiestan síntomas de enfermedad y solamente en caso de infecciones masivas se producen alteraciones circulatorias, principalmente debidas a la obstrucción del flujo sanguíneo que origina un fallo congestivo crónico del corazón derecho.

La presencia de una masa de vermes vivos puede producir endocarditis en las válvulas cardiacas y endoarteritis pulmonar proliferativa, posiblemente debidas a la respuesta frente a los productos excretados por el parásito (Urquhart, 2001). Además, los vermes muertos pueden causar embolismo pulmonar.

Después de un periodo aproximado de 9 meses, los efectos de la hipertensión pulmonar son compensados por la hipertrofia del ventrículo derecho que puede originar un fallo cardiaco congestivo con los consiguientes síntomas de edema y ascitis. En esta fase el animal esta apático y débil (Brito 2001).

Si una parte de los vermes invade la vena cava posterior, la obstrucción resultante conduce a un síndrome agudo y ocasionalmente mortal denominado síndrome de la vena cava, caracterizado por hemólisis, hemoglobinuria, bilirrubinemia, ictericia, anorexia y colapso (Brito 2001).

La muerte puede producirse en 2 a 3 días, ocasionalmente se produce la obstrucción de los capilares renales por micro filarias, lo que provoca una glomerulonefritis (Urquhart, 2001).

#### **2.1.5.1. Cor Pulmonale**

Los vermes cardiacos son la causa habitual de Cor pulmonale siendo la presentación clínica más frecuente. Su desarrollo es crónico y se caracteriza por el paulatino aumento de la presión a nivel de las arterias pulmonares (Urquhart, 2001).

Cuando la enfermedad progresa, la íntima vascular se torna áspera, irregular e hipertrófica, comprometiendo entonces el flujo laminar, las arterias se dilatan y la fibrosis perivascular sigue a la hipertensión pulmonar volviéndose la enfermedad autoperpetuante.

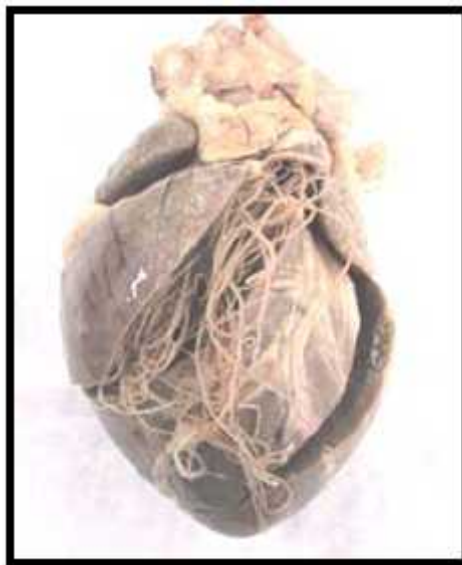
Todos estos cambios ocasionan un aumento de la presión en el pulmón y alteraciones de la relación ventilación / perfusión que llevan a una hipoxia generalizada, el corazón ante estos cambios responde dilatándose y se hipertrofia, desencadenando una falla cardiaca derecha con ascitis, síncope, hemoptisis, coagulación intra vascular diseminada y muerte (Feldman 2007).

#### **2.1.5.2. Síndrome de la Vena Cava**

El síndrome de vena cava o del fallo hepático es particularmente frecuente en animales muy jóvenes (menos de 3 años) y responde a infestaciones producidas por más de 100 vermes adultos (Sánchez, 1998).

Se caracteriza por elevada mortalidad como consecuencia de la obstrucción parcial o total de las venas cava caudal y hepática por los parásitos adultos los cuales llenan el atrio derecho y la vena cava como resultado de la migración retrógrada desde la arteria pulmonar, ocasionando interferencia en el flujo sanguíneo produciendo una necrosis difusa del hígado debido a la congestión pasiva crónica y anemia hemolítica por aumento de la fragilidad de los glóbulos rojos.

La disfunción hepática es apreciable por la elevación de todas las enzimas hepáticas y de la bilirrubina en sangre (Sánchez, 1998). A consecuencia de la anormal fragilidad de los eritrocitos se produce anemia normocrómica y normocítica que es agravada por la anorexia. Las mucosas están pálidas o ictéricas y el animal presenta gran debilidad y depresión.



**Fig 9: Corazón de canino con síndrome de la vena cava.**

**En:** [www.cvm.msu.edu/pare/Docs/vetpicts.htm](http://www.cvm.msu.edu/pare/Docs/vetpicts.htm)

### **2.1.5.3. Dirofilariosis Oculta**

La microfilaremia es relativamente común en perros, pero no en todas las infecciones de **Dirofilaria immitis** se pueden encontrar las microfilarias en un examen de sangre. Estos casos son conocidos como dirofilariosis oculta, la cual es el resultado de múltiples factores como infecciones unisexuales, respuesta inmune del hospedador la cual afecta la presencia de microfilarias en circulación o la administración de drogas preventivas (Urquhart, 2001).

### **2.1.5.4. Neumonitis Alérgica**

La neumonitis alérgica es una inmunopatología importante que podemos encontrar en un perro con dirofilariosis. Es debida a la hipersensibilización del perro a los antígenos de las microfilarias. Alrededor de 10 % - 15 % de los perros con infección oculta inmunomediada desarrollan un tipo de neumonitis alérgica (Acuña, 2002).

Ocurre cuando se desarrolla hipersensibilidad y está caracterizada por un número inusual alto de eosinófilos en la respuesta inflamatoria debido a la captura y destrucción de gran cantidad de microfilarias en el parénquima pulmonar. Esta neumonitis alérgica puede ser el precursor de una granulomatosis eosinofílica pulmonar caracterizada por nódulos de 1 a 8 cm de diámetro y compuestos por eosinófilos, linfocitos, células plasmáticas y macrófagos desprovistas de microfilarias con una eosinofilia en sangre periférica.

En general presentan tos y disnea, pero los perros muy afectados pueden presentar cianosis ligera, anorexia, pérdida de peso, signos de insuficiencia

renal como polidipsia, poliuria, proteinuria, elevación de los valores de urea, creatinina y enzimas hepáticas (Urquhart 2001).

#### **2.1.5.5. Enfermedades Renales y Hepáticas**

El desarrollo de la insuficiencia cardiaca derecha, trae como consecuencia congestión del parénquima pulmonar hepático. La flebitis crónica de las venas del hígado está caracterizada por fibrosis de las paredes de los vasos y tejidos adyacentes.

Se desarrolla anemia por turbulencia atrial derecha y hemólisis mecánica por rozamiento con hemólisis microangiopática, teniendo como resultado la activación de plaquetas y formación de fibrina, se desarrolla azotemia y la muerte ocurre entre 1 a 3 días. Es más severo en los casos del síndrome post caval llegando a provocar necrosis centrolobulillar (Acuña, 2002)

Esta congestión y las reacciones inmunomediadas ocasionan además lesiones renales produciendo glomerulonefritis membranoproliferativa debido a depósitos complejo inmuno glomerulares ya sea aquellos formados en la sangre circulante en un estado de exceso de antígeno o en el mismo glomérulo. El resultado del daño glomerular es proteinuria la cual es leve o moderada.

#### **2.1.5.6. Otros Procesos**

Entre otros procesos provocados por **D. immitis** tenemos las lesiones intraoculares por presencia de vermes inmaduros que son descritas con relativa frecuencia y remiten tras la extracción quirúrgica del parásito. Los

edemas de córnea que pueden ser transitorios o permanentes y las cegueras secundarias a glaucomas (Acuña, 2002)

## **2.2. DIAGNÓSTICO**

El diagnóstico de la infección en perros, se basa por lo general, en la identificación de microfilarias de **D. 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. Ocasionalmente se llega al diagnóstico gracias a la detección de cambios radiográficos típicos o mediante la identificación de filarias en la ecografía, especialmente en casos de síndrome de la vena cava. Un resultado positivo en cualquiera de estas pruebas lleva a un diagnóstico positivo de la enfermedad (Frank y col., 1998; Gómez y col., 1999; Kittleson y Kienle, 2000).

La dirofilariosis oculta, representa una proporción significativa de las infecciones 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 y basándose en evidencias radiográficas (Bowman y Lynn, 1999; Dillon, 2000; Ferrer y col., 2002). La interpretación de resultados, en especial los de inmunodiagnóstico, debe considerar el impacto de la sensibilidad, especificidad y prevalencia de la verdadera tasa de infección en la zona (Rawlings y Calvert, 1997).

### **2.2.1. Examen Físico**

Dirofilariosis, 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 como lipotimias o soplos cardiacos (Barriga, 2002; Polizopoulou y col., 2000).

### **2.2.2. Tratamiento**

El plan terapéutico general en perros incluye:

- a) el uso de fármacos que matan los parásitos adultos (adulticidas).
- b) fármacos que matan las microfilarias (microfilaricidas) tres semanas después de tratamiento adulticida.
- c) chequeo de microfilaremia a las 2 semanas.
- d) iniciación de la profilaxis
- e) prueba de antígeno 4 a 6 meses post adulticida para evaluar la eficacia del adulticida.
- f) evaluación del nivel de infección 6 meses a 1 año después (Dillon, 2000). En animales con infecciones patentes, se procede generalmente eliminando los vermes adultos y posteriormente las microfilarias circulantes, pero se ha demostrado que los efectos tóxicos de los fármacos arsenicales son más severos en animales con alta microfilaremia, lo que se previenen casi totalmente invirtiendo el orden (Georgi y Georgi, 1994).

### **2.2.3. Prevención**

La dirofilariosis se ha prevenido eficazmente con la administración de lactonas macrocíclicas, mensualmente, como ivermectina 0.05 mg/Kg vía subcutánea por 5 días ó 3 a 6 mg/Kg. vía oral (Acuña, 2002).

ESTADÍO	SIGNOS CLÍNICOS	RAYOS X DE TÓRAX	ANTIGENEMIA A DIROFILARIOSIS	TRATAMIENTO
I (leve)	Ninguno	Saculaciones de las arterias pulmonares de los lóbulos periféricos	Positivo débil	Tratamiento aduicida opcional
II (Moderado)	Tos con ejercicio	Se aprecian los cambios del estadio I además de agrandamiento de las ramas arteriales lobares	Positivo claro	Se recomienda tratamiento aduicida
III (Severo)	Se encuentran presentes signos clínicos inequívocos de dirofilariosis	Cambios de los estadios I y II además de cambios en la arteria pulmonar principal y agrandamiento de la silueta cardiaca	Positivo fuerte	El tratamiento aduicida es arriesgado pero puede ofrecer una mejoría clínica

**Cuadro No. 2. Estadios clínicos de la Dirofilariosis.**

Otras medidas asociadas pueden ser: la eliminación de depósitos de agua, control de estadios larvarios de los mosquitos, así como también, el control de éstos dentro de las casas.

### 2.3. MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO

La identificación de microfilarias es útil para detectar animales infectados que son negativos al test serológico. Los animales positivos a microfilarias de **D. immitis** siempre deben tratarse con el objeto de eliminar los reservorios y previo a instaurar un tratamiento profiláctico.

Entre un 15 y un 75% de los perros infectados, no presentan microfilarias circulantes, ya sea por infección prepatente, infecciones ocultas, presencia



de filarias de un solo sexo, supresión quimioproláctica o filarias cardiacas infértiles (Ferrer y col., 2002; Hawe, 1979; Miller, 1999).

Se recomienda usar test serológicos junto con la detección de microfilarias, para detectar dirofilariosis agudas u ocultas. Sólo un 1% de los perros tiene microfilarias circulantes sin presencia de antígenos detectables ni gusanos adultos (Ferrer y col., 2002; Rawlings y Calvert, 1997). La identificación de microfilarias en sangre periférica, tiene una sensibilidad de 75% en animales que no están recibiendo tratamiento profiláctico con avermectinas.

Otra alternativa es utilizar preparaciones en seco teñidas con Giemsa (Boch y Supperer, 1982; Bowman y Lynn, 1999; Georgi y Georgi, 1994). La prueba de Woo consiste en observar los movimientos de las microfilarias en la interfase células plasma en un capilar de microhematocrito (Ferrer y col., 2002; Gómez y col., 1999).

### **2.3.1. Tinción con Giemsa**

La tinción de Giemsa es un método habitual para el examen de frotis sanguíneos. Es una tinción diferencial que es capaz de distinguir distintas estructuras celulares según su afinidad por colorantes básicos, ácidos o mezcla de ellos. Con esta tinción los eritrocitos aparecen de color naranja rosado, los núcleos de los leucocitos de azul púrpura, el citoplasma marfil o azul claro, las granulaciones neutrófilas pardo claro o violeta claro, las granulaciones eosinófilas rojo naranja, las granulaciones basófilas azul oscuro a púrpura y las plaquetas lila oscuro.

### **2.3.2. Método de la Gota Gruesa**

El procedimiento más simple para diagnosticar la presencia de microfilarias, es depositar una gota gruesa o extensión de sangre fresca heparinizada en un portaobjetos y observar microscópicamente bajo amplificación baja y alta.

Estas revelan su presencia agitando los eritrocitos en su vecindad inmediata, permaneciendo más o menos en el mismo lugar y alejando gradualmente a los eritrocitos, por lo que terminan localizadas en zonas claras de plasma.

El examen microscópico de la gota gruesa es la técnica de referencia para determinar la parasitemia y permite detectar densidades de hasta 5 - 20 parásitos/microlitro (0,0001%), evaluar el estadio de los parásitos circulantes y, en muchos casos, también permite determinar la especie infectante.

La parasitemia puede tener valor pronóstico y es un factor relevante junto con los datos clínicos y de laboratorio para adoptar decisiones terapéuticas como la vía de administración y el fármaco más adecuados a cada paciente y si el tratamiento será ambulatorio o en el hospital; además, el estudio seriado de la parasitemia permite controlar la eficacia del tratamiento y la aparición de resistencias.

No obstante, la gota gruesa es una técnica que requiere microscopistas expertos y un estricto control de calidad. Varios estudios han demostrado la variabilidad de los resultados según el observador y la calidad de la tinción, incluso en pacientes con parasitemias relativamente elevadas.

### 2.3.3. Técnica de Knott

Dentro de las técnicas de concentración de microfilarias se menciona la sedimentación mediante la técnica de Knott modificada y la filtración. Para la técnica de filtración se utilizan filtros de membranas de policarbonato de 3 a 5  $\mu\text{m}$ . de diámetro llamados “filtros Millipore”. Ambas técnicas de concentración son 50 a 90% más sensibles que el frotis directo o la prueba de Woo, ya que permiten concentrar las microfilarias presentes en 1 ml. de sangre, pero pueden arrojar falsos positivos si se utilizan filtros contaminados o si hay persistencia de microfilarias después de la muerte del verme adulto (Ferrer y col., 2002; Georgi y Georgi, 1994; Gómez y col., 1999; Miller, 1999).

La filtración es más ventajosa que la sedimentación cuando hay menos de 100 microfilarias por ml. de sangre, aunque provoca su acortamiento dificultando su identificación morfométrica (Gómez y col., 1999). Pero la prueba de sedimentación (Knott modificada) se prefiere porque es standard y barata, pese a que lleva más tiempo realizarla (Bowman y Lynn, 1999; Kittleson y Kienle, 2000).



Fig 10: Microfilaria en sangre de canino. En: [www.laboklin.de/l\\_forsch/for0006.htm](http://www.laboklin.de/l_forsch/for0006.htm)

## 2.4. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL

Se debe realizar la diferenciación microscópica de las microfilarias de **Dirofilaria immitis** con las de **Dipetalonema reconditum**, filarioideo del tejido subcutáneo muy común en zonas cálidas, tropicales y subtropicales, el cual lleva a cabo su desarrollo en pulgas y garrapatas (Leguía, 1996, Soulsby, 1987). Para llegar a un diagnóstico diferencial parasitológico microscópico debemos tener en cuenta los parámetros especificados en el cuadro:

<b>CARACTERÍSTICAS</b>	<b><i>D. immitis</i></b>	<b><i>D reconditum</i></b>
<b>Longitud</b>	>290 um	<275 um
<b>Ancho</b>	>6 um	<6 um
<b>Forma cefálica</b>	Ahusada	Roma
<b>Gancho cefálico</b>	Ausente	Presente
<b>Gancho extremidad posterior</b>	Ausente	Presente
<b>Forma corporal</b>	Recta	Media luna

**Cuadro 3. Características morfológicas para el diagnóstico parasitológico microscópico diferencial entre *Dirofilaria immitis* y *Dipetalonema reconditum***

El **Dipetalonema reconditum** no es patogénico en perros; su importancia clínica involucra solo la pequeña confusión de su microfilaria con aquella de la *Dirofilaria immitis*.

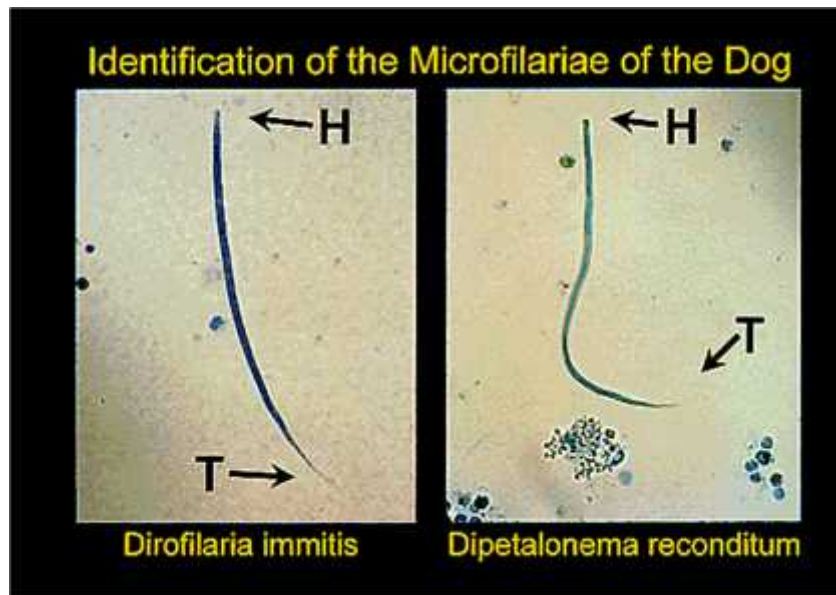


Fig. 11: Microfilaria en sangre de canino. En: [www.laboklin.de/l\\_forsch/for0006.htm](http://www.laboklin.de/l_forsch/for0006.htm)

#### 2.4.1. Taxonomía

- Nombre común: Ninguno
- Reino: Animalia
- Filo: Nematelminthes
- Clase: Nematoda
- Orden: Spirurida
- Familia: Setariidae
- Género: *Dipetalonema*
- Especie: *D. reconditum*

#### 2.4.2. Morfología del Parásito

Los gusanos adultos miden 13 mm (macho) a 25 mm (hembra). La microfilaria del **Dipetalonema reconditum** se diferencia de **Dirofilaria immitis** por su delgadez, carece de vaina anterior y por la presencia de

ganchos cefálicos de gran tamaño en la anterior especie. Los machos miden alrededor de 13 mm, con extremo posterior curvado y espículas desiguales, al ser la derecha más pequeña y curvada en el extremo que la opuesta (Acuña, 2002)

Las hembras miden unos 23 mm con variaciones comprendidas entre 17-32 mm tienen una vulva justamente detrás de la unión entre las dos partes del esófago y su cola está rematada generalmente por tres salientes puntiagudas. Las microfilarias se encuentran en torrente circulatorio y miden de 240 - 293 x 3.5 -6.5 micras.

#### **2.4.3. Hospedadores**

- Perros (definitiva).
- Pulgas [Ctenocephalides felis] y piojos [Heterodoxus spiniger] (intermedio).

#### **2.4.4. Ciclo Vital**

El **Dipetalonema reconditum** desarrolla el estado infectante en pulgas (Ctenocephalidae felis), en garrapatas (Amblyomma) y en piojos (Heterodoxus spiniger). Las microfilarias pasan a un tercer estadio larvario infectante en un periodo de 7-14 días. Cuando son inoculadas al perro esta larva 3 se desarrolla a su forma adulta en un periodo de aproximadamente 2-3 meses.

Las microfilarias se convierten en una larva infectiva en 7 a 14 días. Cuando la pulga se alimenta de nuevo en un perro la larva infectiva se inyecta en la

piel. La larva se desarrolla a la etapa adulta en el tejido conectivo de la piel del perro.

El gusano hembra pone microfilarias que encontrar su camino en la sangre. El período prepatente es de aproximadamente 61 a 65 días.

#### **2.4.5. Sitio de Acogida Donde se Encuentra el Parásito Adulto**

El tejido conectivo de la piel.

#### **2.4.6. Diagnóstico**

Las microfilarias son 215-270  $\mu\text{m}$  de longitud, y son 4.7 a 5.8  $\mu\text{m}$  de ancho. Microfilaria se encuentran en la sangre. Cerca del 90% de los adultos se localizan en tejido subcutáneo, pero un pequeño porcentaje puede ser encontrado en cavidad peritoneal.

Las microfilarias circulantes usualmente presentan bajas densidades. Sin embargo, estas ocasionalmente pueden llegar a ser observadas.

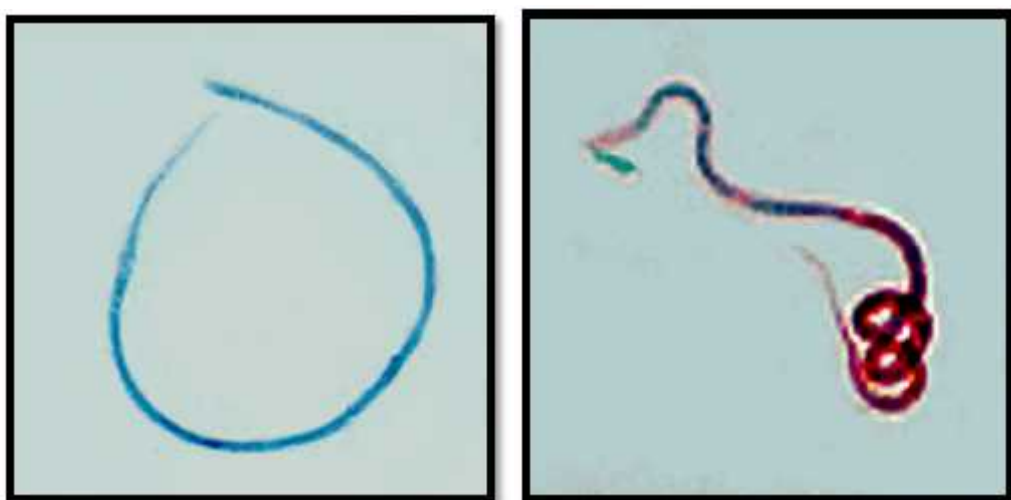


Fig. 12: Microfilaria en sangre de canino. En: [www.laboklin.de/l\\_forsch/for0006.htm](http://www.laboklin.de/l_forsch/for0006.htm)

#### **2.4.7. Signos Clínicos**

Asintomática

#### **2.4.8. Tratamiento**

No se necesita tratamiento - la infección no es patógeno.

**Drogas:** Ivermectina

### **2.5. TRABAJOS RELACIONADOS CON EL TEMA**

Wang estudió la filariasis canina en el norte de Taiwan utilizando muestras de sangre y suero las cuales fueron examinadas por medio de los Tests de Knott modificado y la prueba enzimática de ELISA, reportando 60.6 % de infecciones por microfilarias 55 % pertenecientes a **Dirofilaria immitis** y el resto a **Dipetalonema reconditum** (Acuña, 2002).

La Dirofilariosis Immitis, es un problema endémico en todo Estados Unidos, Japón, Australia, Grecia, Italia, España, sur de Canadá, Caribe, Asia continental, Sudamérica, Chile, Brasil, Ecuador, territorios insulares del Pacífico, África occidental y meridional (Muñoz 2006).

En el cantón Naranjal (provincia del Guayas) la Dirofilariosis afecta en mayor grado a la población canina su prevalencia es del 19% y por lo general se presenta de forma asintomática (Aguilar, 1987).

En la provincia de El Oro estudios anteriores reportan que en cantones como El Guabo, la prevalencia de Dirofilariosis es del 11.23% de acuerdo a los casos encontrados en edades superiores a los 3 años (Telcan, 1987).



En la ciudad de Machala la prevalencia obtenida en las investigaciones muestran que la infecciones por *Dirofilariosis immitis* alcanza al 7.3% y describe que este parásito no tiene predilección por raza ni sexo (Serrano, 1982). Pontón (1982) en su investigación realizada a 320 perros encontró una prevalencia de 11.9% en la ciudad de Santa Rosa.

En tanto que, Salazar (1988) obtuvo una prevalencia de 21.7% para *Dirofilariosis canina* en la ciudad de Arenillas en un estudio realizado a 240 perros. En la ciudad de Huaquillas, se registra una prevalencia del 9.33% de esta enfermedad (Suarez 1990).

## **3. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **3.1.MATERIALES**

#### **3.1.1. Materiales de Campo**

- Muestra de sangre canina
- Lápiz
- Guantes
- Mandil
- Bozal
- Alcohol
- Termo
- Tijera
- Termo
- Jeringas de 3 cm
- Hojas de registros

#### **3.1.2. Materiales de Laboratorio**

- Solución (formol y agua destilada)
- Tubos de ensayo
- Microscopio
- Suero sanguíneo
- Guantes
- Mandil
- Pinzas
- Aguja y Jeringa
- Centrífuga

- Formol al 2%
- Láminas Portaobjetos
- Láminas Cubreobjetos
- Pipetas
- Tubos de Centrifuga
- Anticoagulante
- Micro centrifuga
- Probeta
- Vaso de precipitación
- Gradilla
- Anticoagulante EDTA
- Azul de metileno al 0,1%
- Formalina al 2%
- Agua destilada
- Papel absorbente
- Goteros
- Kit comercial de ELISA (SNAP\* 4Dx)

### **3.1.3. Materiales de Oficina**

- Computadora
- Libreta de apuntes
- Impresora
- Internet
- Cámara de fotos
- Hojas de registros

## **3.2.MÉTODOS**

### **3.2.1. Características del Área de Estudio**

El presente trabajo de investigación se realizó en la ciudad de Guayaquil, la misma que se encuentra ubicada en la cuenca baja del río Guayas, que nace en las provincias de Pichincha y Cotopaxi, y que desemboca en el Golfo de Guayaquil en el Océano Pacífico.

Localizada en la margen derecho del río Guayas, bordea al oeste con el Estero Salado y los cerros Azul y Blanco. Por el sur con la embocadura de la Puntilla de Guayaquil que llega hasta la isla Puná., es la ciudad más poblada y más grande de la República del Ecuador. El área urbana de Guayaquil se alinea entre las ciudades más grandes de América Latina.

El clima de Guayaquil es el resultado de la combinación de varios factores. Por su ubicación en plena zona ecuatorial, la ciudad tiene una temperatura cálida durante casi todo el año. No obstante, su proximidad al Océano Pacífico hace que las corrientes de Humboldt (fría) y de El Niño (cálida) marquen dos períodos climáticos bien diferenciados. Una temporada húmeda y lluviosa (período en el que ocurre el 97% de la precipitación anual) que se extiende enero a mayo (corresponde al verano austral); y la temporada seca que va desde junio a diciembre (que corresponde al invierno austral).

Debido a que se ubica en plena zona ecuatorial, la ciudad tiene temperaturas cálidas durante todo el año, la temperatura promedio oscila entre los 25 y 28 °C.



**Fig. 13 Mapa Ciudad de Guayaquil. Fuente Wikipedia, 2011.**

- Superficie: 344,5 km<sup>2</sup>
- Tiempo: 30 °C, viento NE a 2 km/h, 58 % de humedad
- Población: 2,279 millones (2010) Organización de las Naciones Unidas

COORDENADAS GEOGRÁFICAS
Latitud: 2° 10' S
Longitud: 79° 54' O
Coordenadas UTM: N8128385.172; E19741554.450; zona: -0.00; factor escala: 4690

**Cuadro 4. Coordenadas Geográficas de la Ciudad de Guayaquil.**

**Fuente Wikipedia, 2011.**



**Fig. 14. Mapa de la Rivera del Rio Guayas.**

**Fuente Wikipedia, 2011. Fuente Wikipedia, 2011.**

### **3.2.2. Tamaño y Selección de la Muestra**

De acuerdo a datos proporcionados por el Ministerio de Salud de la ciudad de Guayaquil, se cuenta con una población total de 2700 caninos, se aplicó la fórmula matemática para calcular el tamaño de la muestra determinándose 126 casos a muestrear, divididos en los seis sectores a muestrear; dando como resultado 21 muestras por sector.

Los perros seleccionados para la investigación fueron los que viven en domicilios cercanos o próximos a las riveras del río Guayas, como también los perros callejeros que pasean por estos lugares. Todos mayores de 6 meses y tomados al azar, para el estudio no deben estar desparasitados ni vacunados.

Los sectores donde se tomaron las muestras son los siguientes:

- Sector Tarqui
- Sector Nueve de Octubre
- Sector Urdaneta
- Sector Letamendi
- Sector Febres Cordero
- Sector Ximena

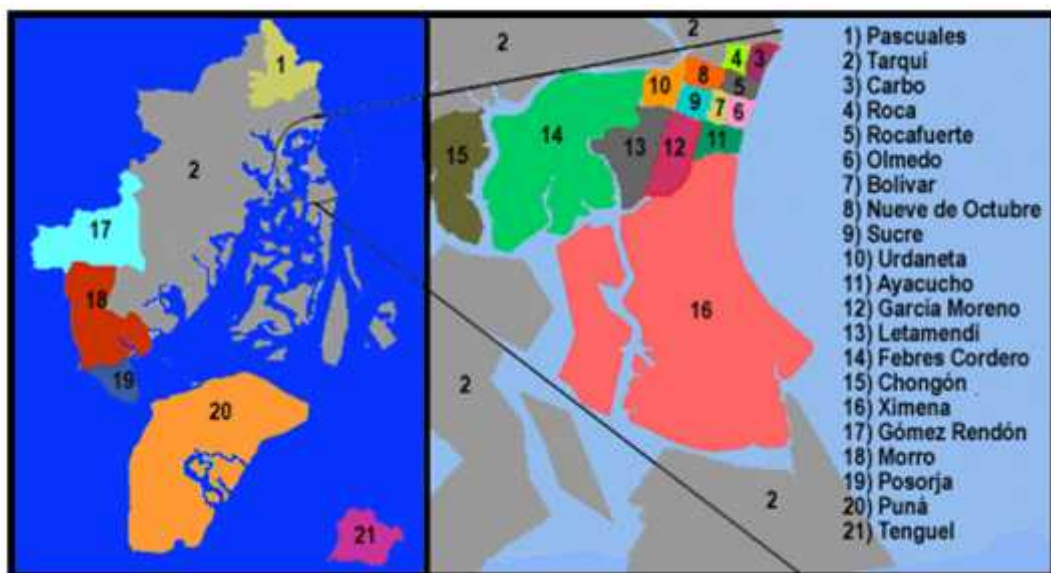


Fig. 15. Mapa Sectorizado de Ciudad de Guayaquil.

Fuente Wikipedia, 2011.

### **3.2.3. Recopilación de la Información**

Los datos se recopilaron en un registro de campo en el que constará el sector, la edad, raza y sexo del animal (Anexo 9.1).

### **3.2.4. Recolección de las Muestras Sanguíneas**

Las muestras de sangre fueron tomadas en las horas comprendidas entre 18H00 – 20H00, por la periodicidad nocturna.

Previa a la extracción de sangre se sujetará al animal para depilar la zona, esta se desinfectará y se extraerá de la vena cefálica 3ml de sangre con anticoagulante.

Las muestras fueron conservadas en un vacutainer de tapa lila que contiene EDTA y transportadas al Laboratorio de Diagnóstico Veterinario de la Universidad Nacional de Loja para su procesamiento.

### **3.2.5. Técnicas de Laboratorio**

#### **3.2.5.1. Técnica de Gota Gruesa**

Esta técnica se realizó colocando una gota de sangre sobre un portaobjetos y extendiéndola hasta cubrir una superficie doble de la original.

Con ello se consiguió desfibrinar la sangre y, se, obtuvo una visión más clara.

Finalmente, la preparación se dejó secar (al aire o en una estufa a 37°C) y se estudió al microscopio.



### **3.2.5.2. Técnica de Giemsa**

Se debe realizar de la siguiente manera:

- Preparamos un frotis sanguíneo según la técnica descrita con anterioridad.
- Colocamos el frotis sobre el puente de tinción, en el cristalizador y en posición horizontal.
- Cubrimos el frotis con metanol durante 3 minutos. Escurrimos y lo dejamos secar al aire. Con esto procedemos a fijar el frotis.
- Se diluyo en un tubo de ensayo 0,2 ml de azur-eosina-azul de metileno según Giemsa con 2 ml de solución tampón pH 7,2. Es importante realizar esta dilución en el momento de la tinción, ya que el colorante precipita y no es válido para otro día.
- Mezclamos suavemente en el tubo y con una pipeta Pasteur cubrimos el frotis con la dilución de colorante, dejándolo actuar durante 25 minutos.
- Escurrimos y lavamos con agua del grifo. Posteriormente lavamos con tampón pH 7,2 hasta eliminar los restos del colorante. Dejamos escurrir y secamos en posición vertical.

### **3.2.5.3. Técnica de Knott**

Se realizó de la siguiente manera:

- Mezclar 1 ml. de sangre con 9 ml. de formalina al 2% en un tubo de vidrio.
- Centrifugar la mezcla durante 8 minutos a 1500 r.p.m.
- Eliminar el sobrenadante, añadir al sedimento azul de metileno al 0,1% y examinar el sedimento al microscopio.

#### **3.2.5.4. Técnica con SNAP\* 4Dx\* Plus (Kit para la determinación de antígeno de *Dirofilaria immitis*)**

Se realizó de la siguiente manera:

- Se dispense 3 gotas de muestra y 4 de conjugado en un tubo de muestra desechable.
- Invierta con cuidado el tubo de muestra 4 ó 5 veces para mezclar.
- Vierta todo el contenido del tubo de muestra en el pocillo de muestra de un dispositivo SNAP®.
- Cuando el color comience a aparecer en el círculo de activación, pulse firmemente para activar. Oirá un “clic” característico (“snap” en inglés).
- Lea los resultados de la prueba a los 8 minutos de la activación. Punto azul = Positivo, cualquier aparición de color en el punto de aplicación de la muestra indica un resultado positivo

### **3.3.Método Estadístico**

La estadística que se empleó en el siguiente estudio fue una estadística descriptiva, por tanto se desarrollaron tablas y gráficos.

#### **3.3.1. Tamaño de la Muestra**

Para determinar el tamaño de la muestra se aplicó la siguiente fórmula (Ajila, 2012):

$$n = \frac{Z_{\alpha/2}(pq)N}{N(0.05)_{\alpha/2} + Z_{\alpha/2}(pq)}$$

Donde  $n$  es el número de muestra para una población de 2700 caninos ( $N$ ) con una “probabilidad” del 30% ( $p$  y  $q$ ) y una confianza del 1.96=95% con un margen de error del 0.05 = 5%.

$$n = \frac{(1.96)^2(0.3 * 0.3)2700}{2700(0.05)^2 + (1.96)^2(0.3 * 0.3)}$$

$$n = \frac{518.616}{4.095744}$$

$$n = 126.62$$

$$n = \frac{126.62}{6}$$

$$n = 21.1033$$

### 3.3.2. Variables Analizadas

Las variables que se evaluaron en este trabajo investigativo fueron:

- Zona o procedencia del animal
- Edad, raza y sexo.
- Eficacia de los métodos de laboratorio.
- Diagnóstico diferencial.

### 3.3.3. Procesamiento de la Información

Nos apoyamos en los registros de campo como en los de laboratorio, y tabulé tomando en cuenta cada una de las variables en estudio.

### 3.3.4. Tabulación o Análisis de Resultados

Se usó el método de diferencia de porcentajes entre los diferentes grupos de animales positivos, donde se caracterizará la enfermedad de acuerdo a los siguientes caracteres: Sector, raza, edad, sexo. Para ello, se utilizarán las siguientes formulas:

$$F \quad x_{S_1} = \frac{\#p \quad x_{S_1}}{T \quad d \quad e. \quad x_{S_1}} \times 100$$

$$F \quad x_{S_2} = \frac{\#p \quad x_{S_2}}{T \quad e. \quad x_{S_2}} \times 100$$

$$F \quad x_{r_1} = \frac{\#p \quad x_{r_1}}{T \quad e_{r_1} \quad x_{r_1}} \times 100$$

$$F \quad x_{e_1} = \frac{\#p \quad > 6 m \quad ha \quad 1 a\tilde{n}o}{T \quad d \quad e. \quad > 6 m \quad ha \quad 1 a\tilde{n}o} \times 100$$

$$F \quad x_{e_2} = \frac{\#p \quad > 1 a\tilde{n}o}{T \quad e. \quad > 1 a\tilde{n}o} \times 100$$

$$E \quad d \quad l \quad e \quad m \acute{e}t \quad d \quad l \quad e \quad = \frac{\#p \quad x_G}{T \quad d \quad e.} \times 100$$

$$E \quad d \quad l \quad e \quad m \acute{e}t \quad d \quad l \quad e \quad = \frac{\#p \quad x_K}{T \quad d \quad e. \quad o} \times 100$$

$$E \quad d \quad l \quad e \quad m \acute{e}t \quad d \quad l \quad e \quad = \frac{\#p \quad x_g \quad g}{T \quad d \quad e.} \times 100$$

$$D \quad \acute{o}s \quad d \quad f \quad e \quad = \frac{\#p \quad x_E}{T \quad d \quad p} \times 100$$

## 4. RESULTADOS

### 4.1. FRECUENCIA DE DIROFILARIOSIS CANINA EN PERROS DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL.

Cuadro 5. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil por sectores.

SECTOR	N° DE CASOS EXAMINADOS X SECTOR	MUESTRAS POSITIVAS	%	MUESTRAS NEGATIVAS	%
Tarqui	21	4	19,05	17	80,95
9 de Octubre	21	0	0	21	100
Urdaneta	21	3	14,29	18	85,71
Letamendi	21	0	0	21	100
Febres Cordero	21	3	14,29	18	85,71
Ximena	21	2	9,52	19	90,48
<b>TOTAL</b>	<b>126</b>	<b>12</b>	<b>9,5</b>	<b>114</b>	<b>90,5</b>

Según el cuadro cinco, del total de muestras recolectadas (126), el sector más infestado por Dirofilaria es Tarqui con 19,05%, seguido de Urdaneta y Febres Cordero con 14,29% y finalmente el sector de Ximena con el 9,52%.

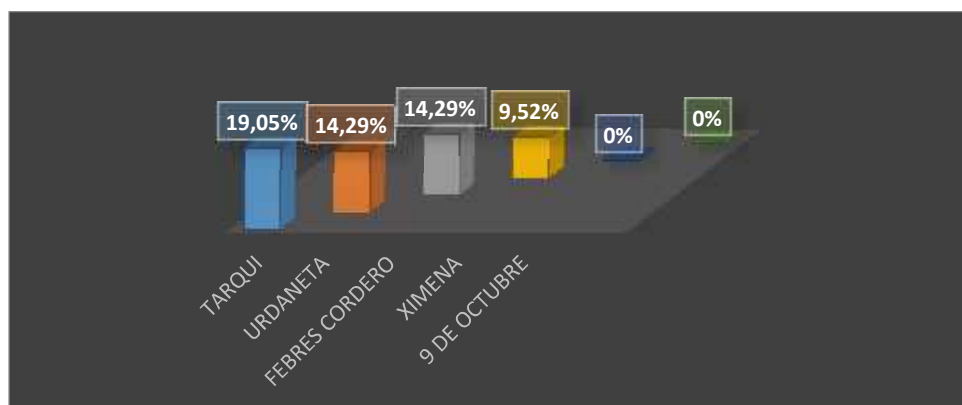


Fig 16. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil por sectores.

Cuadro 6. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según la raza.

Nº	RAZA	Nº CASOS	MUESTRAS POSITIVAS	%	MUESTRAS NEGATIVAS	%
1	Akita	1	0	0	1	100,0
2	Boxer	1	0	0	1	100,0
3	Chihuahua	1	0	0	1	100,0
4	Dalmata	2	0	0	2	100,0
5	French	41	4	9,8	37	90,2
6	Golden	3	1	33,3	2	66,7
7	Husky	3	0	0	3	100,0
8	Labrador	2	1	50,0	1	50,0
9	Mestizo	58	2	3,4	56	96,6
10	Pequines	2	0	0	2	100,0
11	Pitbull	6	1	16,7	5	83,3
12	Teckel	6	3	50,0	3	50,0
<b>TOTAL</b>		<b>126</b>	<b>12</b>		<b>114</b>	

Según el cuadro seis, la raza French presenta el 9,8% de positividad, seguida la Teckel y Labrador con el 50%, luego los caninos mestizos con el 3,4%, seguido de la Golden con el 33,30% y finalmente Pitbull con el 16,7%.

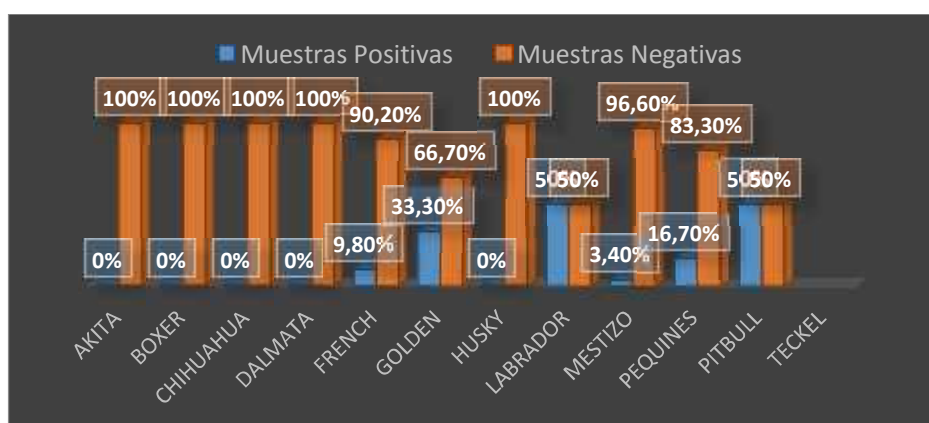


Fig. 17 Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según la raza.

Cuadro 7. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según la edad de los animales.

CATEGORÍAS	N° DE EXAMINADOS	CASOS POSITIVOS	%	CASOS NEGATIVOS	%
6 meses a 1 año	57	0	0	57	100
1 año - 7 años	63	11	17,46	52	82,54
Mayor a 7 años	6	1	16,67	5	83,33
<b>TOTAL</b>	<b>126</b>	<b>12</b>		<b>114</b>	

Según el cuadro siete, la categoría con mayor número de animales infestados con Dirofilarias es la de 1 a 7 años con 17,46%, seguida de mayor a 7 años con 16,67%.

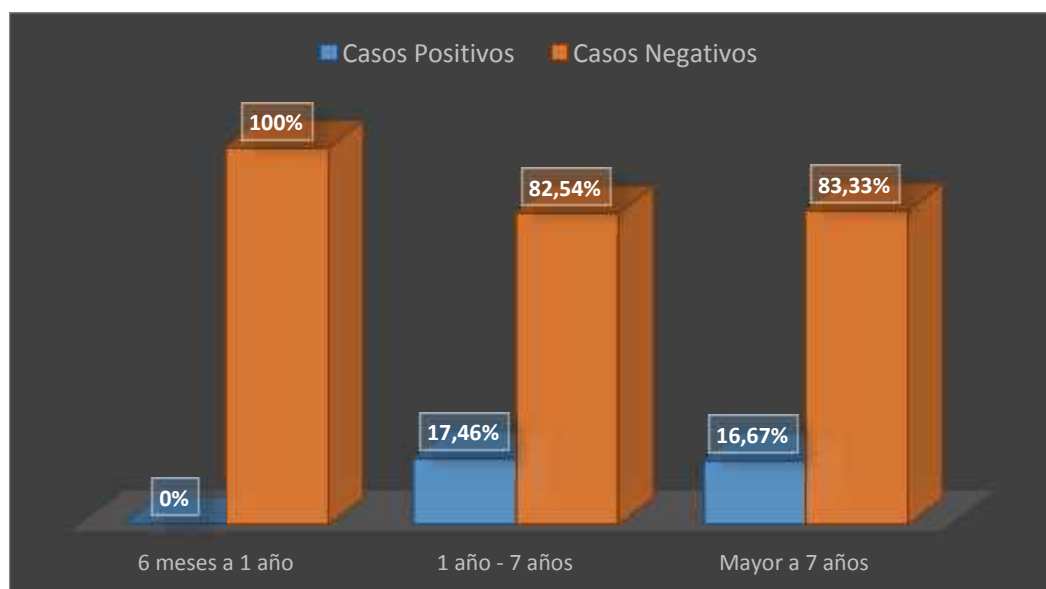


Fig. 18 Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según la edad de los animales.

Cuadro 8. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según el sexo de los animales.

SEXO	N° DE EXAMINADOS	CASOS POSITIVOS	%	CASOS NEGATIVOS	%
Macho	72	8	11,11	64	88,89
Hembra	54	4	7,41	50	92,59
<b>TOTAL</b>	<b>126</b>	<b>12</b>		<b>114</b>	

Según el cuadro ocho, del total de muestras recolectadas (126), los machos representan el 11,11% de casos positivos para microfilarias, seguido de las hembras con el 7,41%.

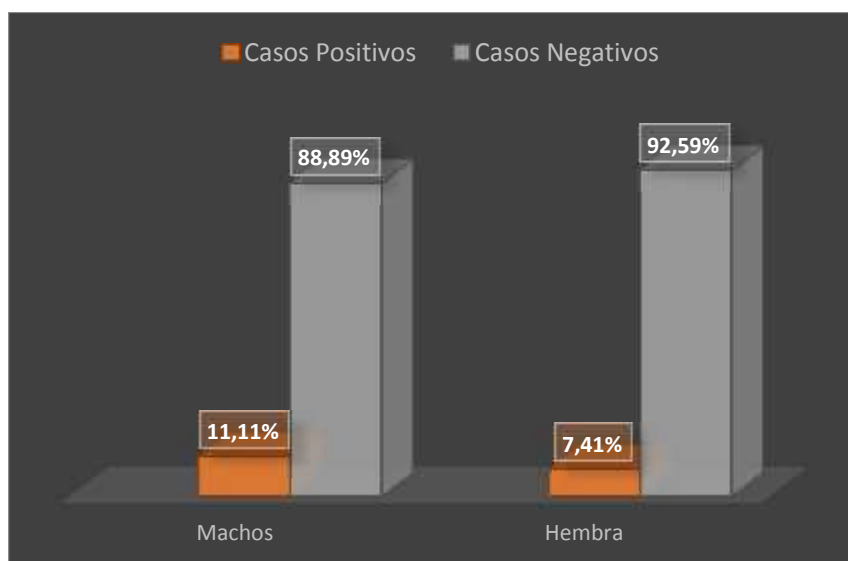


Fig 19. Frecuencia de Dirofilariosis en la ciudad de Guayaquil según el sexo de los animales



## 4.2. EFICIENCIA DE LOS MÉTODOS DE LABORATORIO

Cuadro 9. Eficiencia de los métodos de laboratorio para el diagnóstico de *Dirofilariosis* en la ciudad de Guayaquil.

MÉTODO	CASOS POSITIVOS	%
Gota Gruesa	10	83,33
Giemsa	12	100
Knott	10	83,33

Según el cuadro nueve, el método con mayor eficiencia para el diagnóstico de *Dirofilarias* es Giemsa con el 100%, seguido de Gota Gruesa y Knott con 83,33%.

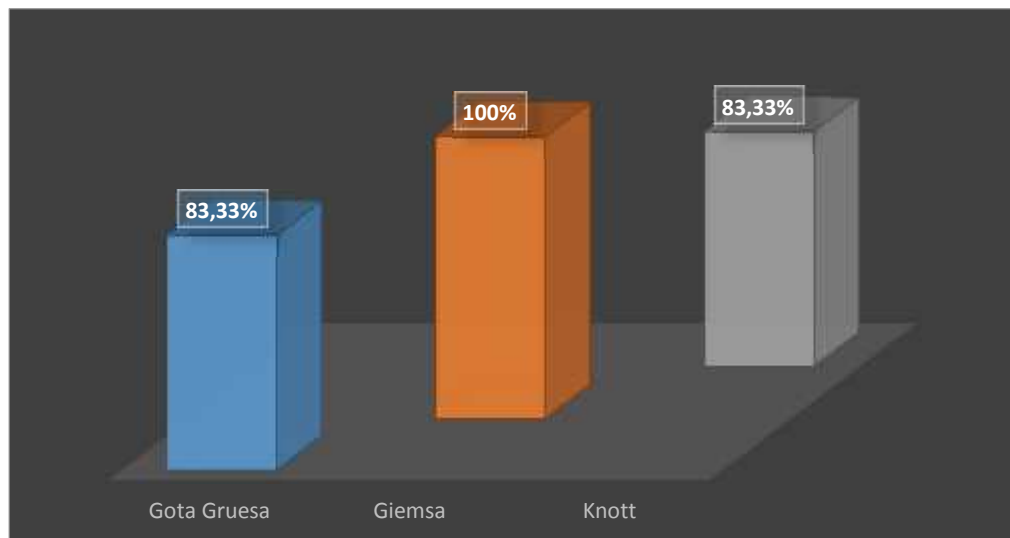


Fig 20. Eficiencia de los métodos de laboratorio para el diagnóstico de *Dirofilariosis* en la ciudad de Guayaquil.

#### 4.3. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL CON MICROFILARIAS DE *Dipetalonema reconditum* EN PERROS DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL

Cuadro 10. Diagnóstico Diferencial entre larvas de *Dirofilaria immitis* y *Dipetalonema* en la ciudad de Guayaquil.

KIT 4Dx			
	CASOS POSITIVOS	Nº CASOS	%
<b>DIROFILARIA</b>	12	11	91,7
<b>DIPETALONEMA</b>		1	8,3

Según el cuadro diez, del total de casos positivos (12), el 91,7% corresponde a casos positivos para *Dirofilaria immitis*, en tanto que el 8,33% corresponde a *Dipetalonema*.

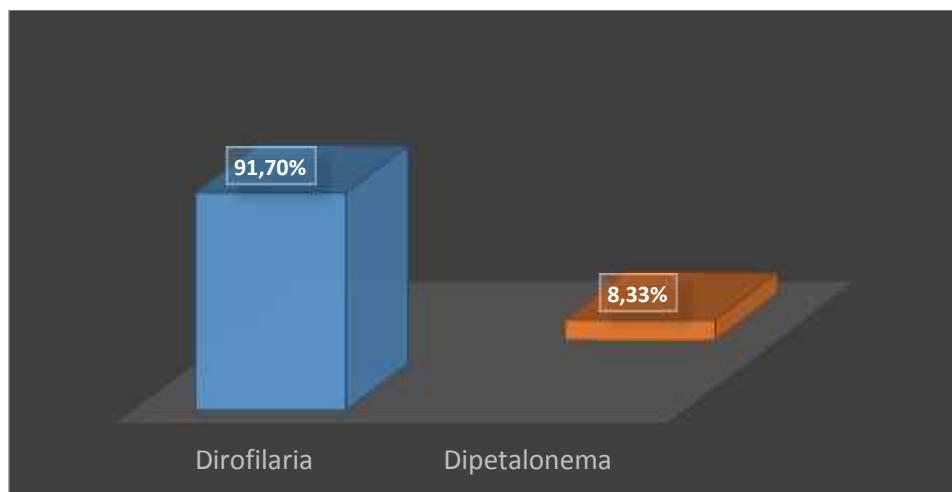


Fig 21. Diagnóstico Diferencial entre larvas de *Dirofilaria immitis* y *Dipetalonema* en la ciudad de Guayaquil.

#### **4.4. SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS**

Este objetivo se cumplió el día lunes 09 de mayo del 2016, en presencia de los estudiantes del quinto ciclo.

Esto permitió difundir la incidencia de Dirofilariosis en perros en la ciudad de Guayaquil tomando en cuenta la edad, raza, sexo, procedencia; así como la eficacia de los métodos de laboratorio y el respectivo diagnóstico diferencial con microfilarias del **D. reconditum** las evidencias se encuentran en los anexos 9.2 y 9.3.

## **5. DISCUSIÓN**

### **5.1. ZONA O PROCEDENCIA DEL ANIMAL**

Esta investigación provee evidencia que confirma la presencia de *Dirofilariosis* en la ciudad de Guayaquil de la Provincia Del Guayas. Los resultados encontrados muestran una prevalencia de 9,53%, siendo Tarqui el sector con mayor número de muestras positivas con un 19.05%. Al evaluar la incidencia obtenida en el presente estudio, este sector cumple con las condiciones necesarias para la existencia de vectores, clima, humedad y aguas estancadas.

Esto concuerda con lo mencionado por Soto J. 2007. Los requisitos climáticos y ambientales para el exitoso desarrollo de *Dirofilaria* en un área determinada incluyen temperaturas ambientales sobre los 18-20 °C y la abundancia de mosquitos transmisores competentes.

### **5.2. EDAD, RAZA Y SEXO**

En lo concerniente a la edad en nuestra investigación se obtuvo una incidencia 17.46% para animales de un año a siete años y de un 16.67% para animales mayores de siete años. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Peniche et al., (2004), quienes también reportan a los animales entre uno y siete años como el grupo de mayor susceptibilidad con un 18.49%, de muestras obtenidas.

Al analizar la presencia de casos positivos dentro de la variable sexo, se obtuvo resultados de un 11.11% para machos correspondiente a 8 casos positivos y de un 7.41% para hembras con 4 casos positivos. Esto difiere

de lo reportado por Peniche et al. (2004) quienes obtuvieron en su investigación un 17.3 % de positividad en hembras y un 12.7 % para machos, resultando casi proporcional la relación de animales afectados por sexo. Sin embargo, el resultado obtenido en nuestra investigación concuerda con lo manifestado por Rawlings y Calvert (1997) y Acuña (2002), con un 20.8 % y 10.3% respectivamente para machos y hembras, quienes afirman que los perros machos se infectan más que las hembras, debido a que estos permanecen con mayor frecuencia en el exterior del domicilio.

En la presente investigación, la susceptibilidad a Dirofilariosis no se consideró afectada por la raza, ya que se obtuvieron casos positivos tanto en animales criollos o mestizos como puros; en este contexto, es importante señalar que el mayor porcentaje de animales afectados fueron dentro del grupo de raza pura, no está relacionado con una susceptibilidad de raza, sino por ser la población que predominó durante el estudio. Este resultado concuerda con lo publicado por Rodríguez et al., (2004), quienes también hacen mención que la raza no es un factor determinante para la presentación de la enfermedad.

### **5.3.EFICACIA DE LOS MÉTODOS DE LABORATORIO**

De los 126 animales muestreados se detectaron 12 animales positivos mediante la prueba de Giemsa dando un 100% de eficacia, seguida de la técnica de Knott y Gota gruesa con el 83.33%. Estos resultados son similares a los obtenidos por Peniche et al (2004) el cual obtuvo una efectividad en el diagnóstico de dirofilariosis en perros de un 88.45% utilizando el método de Knott, el mismo que hace mención que este método es superior que cualquier método directo.

En investigación sobre *Dirofilariosis immitis*, en la Universidad Agraria de Guayaquil se han realizado cuatro tesis; en la ciudad de Milagro”, (Paucar, 2005), en el cantón Piñas Provincia de El Oro (Ortiz, 2010), y en la ciudad de Guayaquil, dos tesis (Ayo, 2003; Ruiz, 2001). Obteniendo resultados similares tanto para la técnica de Knott Y Gota Gruesa de un 75.32%. Lo que coincide con lo reportado por Ángeles, G. 2007 en que hay métodos más eficientes que la técnica de Knott y esta no debería ser utilizada como prueba de referencia.

#### **5.4. DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL**

La prueba de inmunoreacción del kit 4Dx permitió diferenciar el tipo de microfilaria existente y conocer si estas correspondían o no a **D. immitis**, cuya patogenesidad por su localización, es superior a la del género **Dipetalonema spp.**

Para ello, se muestrearon los 12 animales positivos, los resultados derivados de esta fase del estudio indicaron que el 91.7% de los animales microfilarémicos fueron positivos a la presencia de antígenos de **D. immitis**; ante esto y por exclusión, se considera que el 8.33% de los animales positivos pertenecen a **Dipetalonema spp.**

La infestación por **Dipetalonema spp.** Se caracteriza por una baja densidad de microfilarias circulantes y generalmente se asocia este evento, a la presencia de **D. reconditum** (Georgi y Georgi, 1991). Esta reflexión, puede estar asociada a la escasa cantidad de larvas observadas en la mayoría de los animales positivos.

## 6. CONCLUSIONES

- La prevalencia de *Dirofilariosis* Canina en perros de la ciudad de Guayaquil fue del 9,5%.
- El sector con mayor infestación de la enfermedad fue el sector de Tarqui con el 19,05%, seguido de los sectores de Urdaneta y Febres Cordero con el 14,29%.
- La raza más afectada fue la French con el 9,8%.
- La evaluación para la edad entre 6 meses y 1 año fue de cero canes positivos lo que representó el 0 %; los de 1 y 7 años tuvieron 11 infestados lo que representó el 17,46 %; para la edad de más de 7 años de edad fue de 1 caso positivo lo que representó el 16,67 %.
- De acuerdo al sexo, los machos presentan el 11,11 % de positividad; y las hembras el 7,41 %.
- El método más eficaz para diagnóstico de **D. immitis** es el de Giemsa con el 100%, seguido de Gota Gruesa y Knott con el 83,33%.
- El Diagnóstico diferencial por medio del Kit 4Dx, reportó 91,7% para **D. immitis** y 8,3% para **Dipetalonema reconditum**.

## 7. RECOMENDACIONES

- Investigar esta parasitosis en nuevas zonas marginales no fumigadas contra vectores para conocer la distribución de la *Dirofilariosis* canina, y así tomar las respectivas medidas de prevención y control.
  
- Investigar la presencia de *Dirofilariosis immitis* en temporadas invernales, ya que es la época de mayor proliferación de vectores.
  
- Emplear otros métodos de laboratorio como: PCR y el Kit 4Dx que son más confiables.
  
- Prevenir la enfermedad en los caninos empleando ivermectina en dosis de 0.05 mg/Kg vía subcutánea por 5 días o 3 a 6 mg/Kg vía oral.



## 8. BIBLIOGRAFÍA

1. Acuña, P. 2011. Determinación de la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en los distritos de San Martín de Porres, Lima y Rímac. Lima - Perú <http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtual/tesis/salud/acup/>.
2. Acuña, P. y Chávez, A. 2002. Determinación de la prevalencia de *Dirofilaria immitis*. Revista de investigaciones Lima Perú [.sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtual/tesis/salud/.../revisión\\_literatura.htm](http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtual/tesis/salud/.../revisión_literatura.htm).
3. Ayo, E. 2003. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros de la ciudad de Guayaquil – Tesis doctoral, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Agraria del Ecuador Guayaquil-Ecuador.
4. ATKINS, C. E., B. W. KEENE, S. M. McGUIRK. 1988. Pathophysiologic mechanism of cardiac dysfunction in experimentally induced heartworm caval syndrome in dogs: Anechocardiographic study. *Am. J. Vet. Res.* 49: 403-410.
5. BLAGBURN, B. L. 1994. Microfilaricidal therapy: Review and update. *Vet. Med.* 89: 630-638.
6. BARRIGA, O. O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Editorial Germinal, Santiago. Chile.

7. BISTNER, S. I., R. B. FORD. 1995. Kirk and Bistner's Handbook of veterinary procedures and emergency treatment. 6th ed., W. B. Saunders Company, Philadelphia. USA.
8. Bowman, D. 2007. **Enfermedades infecciosas y parasitología en caninos y felinos**. Editorial Intermédica. Argentina. 529 p.
9. Brito, A.C; Villa-Nova, M.C; Martins, R.D.A; Gomez and Regis, L (2001). Prevalence of canine filariasis by *Dirofilaria immitis* and *Dipetalonema reconditum* in Maceio, Alagoas State, Brazil. *Cad. Saude Publica*. 17 (6). p. 1497-1504.
10. DILLON, R. 2000. *Dirofilaria immitis* in dogs and cats. En: ETTINGER, S. J., E. C. FELDMAN. 2000. Textbook of veterinary internal medicine. Disease of the dog and cat. 5th ed., W. B. Saunders Company, Philadelphia. USA.
11. Flor, E. y Vanegas, D. 2001. Determinación de la presencia de *Dirofilaria immitis* en caninos en las áreas periféricas del Distrito Metropolitano de Quito -Tesis Doctoral UCE Quito Ecuador. PP. 40.
12. González, et al. *Dirofilaria immitis* en perros. *Bioagrobiencias*. Vol. 2 No. 1. enero - junio de 2009. . Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Campus de Ciencias Biológicas y Agropecuarias – UADY. Disponible en: URL: <http://www.ccba.uady.mx/revistas/V2N1/V2%20N1%20Articulo%204.pdf>

13. GOGGIN, J. M., D. S. BILLER, C. M. ROST, B. M. DEBEY, C. L. LUDLOW. 1997. Ultrasonographic identification of *Dirofilaria immitis* in the aorta and liver of a dog. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 210: 1635-1637.
14. Georgi, J.R. y Georgi, M.E. (1991). *Parasitología en clínica canina*. Edit. Interamericana Mc-Graw-Hill. Mexico, D.F. p. 199-206.
15. Gómez, B.M.; Rojo, V.F. y Guerrero. J. (1999). Filaritosis. En: M.Cordero del Campillo y F. Rojo. Edit. *Parasitología Veterinaria*. Madrid: Edit. Mc. Graw-Hill-Interamericana. P.679-693.
16. Knight, W. 2008. *Diagnóstico microbiológico. Texto y Atlas*. Sexta Edición Buenos Aires Argentina. PP. 1248.
17. Kittleson, y Kienle 2000. *Medicina cardiovascular de pequeños animales*. 2a ed., Multimédica, Barcelona. España. PP620-628.
18. Muñoz, P (2012). Mosquito *Aedes, Anopheles y Culex*. Chile [www. Todo sobre mosquito .com](http://www.todo-sobre-mosquito.com).
19. Muñoz M. 2003. Memoria de Título presentada como parte de los requisitos para optar al Título de Médico Veterinario Valdivia Chile.
20. Muñoz María. *Dirofilaria Immitis. Enfermedad Del Gusano Del Corazón*. Revisión Bibliográfica. Universidad Austral De Chile Facultad De Ciencias Veterinarias. Chile. 2003. Disponible En: URL: [Http://Cybertesis.Uach.Ci/Tesis/Uach/2003/Fvm971d/Doc/Fvm971d.Pdf](http://Cybertesis.Uach.Ci/Tesis/Uach/2003/Fvm971d/Doc/Fvm971d.Pdf)

21. Nelson Richard. Medicina interna de animales pequeños. Vol.I. 3era Edición. Editorial Interamerica. 2005
22. Ortiz, P. 2010. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* caninos en el sector norte de la ciudad de Guayaquil Tesis doctoral, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Agraria del Ecuador Guayaquil-Ecuador.
23. Paucar, M. 2005. Determinación de *Dirofilaria immitis* en Caninos de la ciudad de Milagro. Tesis doctoral, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Agraria del Ecuador. Guayaquil-Ecuador.
24. Rawlings, C., Calvert, C. 1997. Parasitología para Veterinarios. Tratado de Medicina Interna Veterinaria. Ed. Intermédica Argentina. PP. 38-311-314-1263.
25. Ruiz, M. 2001. Diagnóstico de Ehrlichia, Borreliosis y Filaria mediante el uso del kit de Canine Test Selection Idexx en la ciudad de Guayaquil. Tesis doctoral, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Agraria del Ecuador. Guayaquil-Ecuador. PP. 40.
26. Soulsby. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ma. Edición Ed. Interamericana. 1987.
27. Suarez Wilson. Prevalencia De *Dirofilaria immitis* Canina En Perros En La Ciudad De Huaquillas. Universidad Técnica De Machala. Facultad De Ciencias Agropecuarias. Escuela De Medicina Veterinaria y Zootecnia. 1990

28. Tomalá. L. 2007. Aspersiones Foliares Fertilización Básica cultivo de arroz. Tesis de Ingeniero Agrónomo, Facultad de Ciencias Agropecuaria. Universidad Técnica de Babahoyo del Ecuador.
  
29. Telcan Diego. Prevalencia De Dirofilariosis Canina En Perros En La Ciudad De El Guabo. Universidad Técnica De Machala. Facultad De Ciencias Agropecuarias. Escuela De Medicina Veterinaria Y Zootecnia. 1987
  
30. TOLBERT, R. H., W. E. JOHNSON. 1982. Potential vectors of *Dirofilaria immitis* in Macon County, Alabama. *Am. J. Vet. Res.* 43: 2054-2056.
  
31. Urquhart, G. 2001. Parasitología Veterinaria. Editorial Acribia, Zaragoza. España. PP482.
  
32. Urquhart. Parasitología Veterinaria. Ed. Acribia S.A. España. 2001. pp. 100- 102.

# **9. ANEXOS**

# UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

## CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

### TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*) DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE LABORATORIO”.

#### ANEXO 9.1 REGISTRO DE DATOS

N+ A1: U7	NOMBRE PROPIETARIO	TELF.	SECTOR	RAZA	SEXO		EDAD		PRUEBAS DE LABORATORIO															
					H	M	≥6 MESES A 1 AÑO	≥1 AÑO	GIEMSA			KANOTT			GOTA			KIT 4Dx			NEGATIVO			
										+	-	S	+	-	S	+	-	S	+	-		S	+	-
1	Priscila Diaz		Tarqui	French		X		7 meses			X				X									X
2	Priscila Diaz		Tarqui	French		X		9 meses			X				X									X
3	Maria Jara		Tarqui	Golden	X			2 años			X		X			X						X		X
4	Maria Jara		Tarqui	French	X			6 meses			X				X									X
5	Carlos Peñañiel		Tarqui	Mestizo	X			6 meses			X				X									X
6	Carlos Peñañiel		Tarqui	Mestizo	X			4 años			X				X									X
7	Karina Mora		Tarqui	French	X			1 año			X		X			X								X
8	Stalyn Leal		Tarqui	French	X			5 años			X		X			X					X			X
9	Stalyn Leal		Tarqui	French	X			8 meses			X		X			X								X
10	Stalyn Leal		Tarqui	French	X			10 meses			X		X			X								X
11	Anita Contreras		Tarqui	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
12	Anita Contreras		Tarqui	Mestizo	X			10 años			X		X			X								X
13	Anita Contreras		Tarqui	Mestizo	X			3 años			X		X			X								X
14	Angel Carbo		Tarqui	Pitbull	X			7 años			X		X			X					X			X
15	Luis Perez		Tarqui	French	X			1 año 4 meses			X		X			X								X
16	Luis Perez		Tarqui	Mestizo	X			5 años			X		X			X				X				X
17	Marcia Moran		Tarqui	French	X			2 años 9 meses			X		X			X								X
18	Marcia Moran		Tarqui	French	X			3 años			X		X			X						X		X
19	Marcia Moran		Tarqui	French	X			7 meses			X		X			X								X
20	Carlos Castro		Tarqui	Golden	X			1 año			X		X			X								X
21	Carlos Castro		Tarqui	Pitbull	X			10 meses			X		X			X								X
22	Piedad Torres		9 de Octubre	Mestizo	X			7 meses			X		X			X								X
23	Piedad Torres		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
24	Claudia Torres		9 de Octubre	Mestizo	X			2 años			X		X			X								X
25	Juana Pincay		9 de Octubre	Mestizo	X			2 años			X		X			X								X
26	Sixto Herrera		9 de Octubre	Pitbull	X			1 año			X		X			X								X
27	Sixto Herrera		9 de Octubre	Mestizo	X			9 meses			X		X			X								X
28	Sixto Herrera		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
29	Sixto Herrera		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
30	Juana Moreira		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
31	Juana Moreira		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
32	Juana Moreira		9 de Octubre	Mestizo	X			2 años			X		X			X								X
33	Anulco Sanchez		9 de Octubre	French	X			4 años			X		X			X								X
34	Anulco Sanchez		9 de Octubre	French	X			7 meses			X		X			X								X
35	Anulco Sanchez		9 de Octubre	French	X			1 año			X		X			X								X
36	Oscar Ramirez		9 de Octubre	Mestizo	X			2 años			X		X			X								X
37	Oscar Ramirez		9 de Octubre	Mestizo	X			2 años			X		X			X								X
38	Oscar Ramirez		9 de Octubre	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X
39	Seledonia Vera		9 de Octubre	Mestizo	X			5 años			X		X			X								X
40	Seledonia Vera		9 de Octubre	French	X			5 años			X		X			X								X
41	Seledonia Vera		9 de Octubre	French	X			8 meses			X		X			X								X
42	Marianela Contreras		9 de Octubre	Mestizo	X			4 años			X		X			X								X
43	Vicente Camacho		Urdaneta	French	X			2 años			X		X			X								X
44	Gladys Farfan		Urdaneta	Akita	X			3 años			X		X			X								X
45	Esmelda Hidalgo		Urdaneta	Teckel Mestizo	X			4 años			X		X			X								X
46	Bolivar Perez		Urdaneta	Pitbull	X			2 años			X		X			X								X
47	Bolivar Perez		Urdaneta	Teckel	X			3 años			X		X			X					X			X
48	Gabriela Jara		Urdaneta	French	X			2 años			X		X			X								X
49	Gabriela Jara		Urdaneta	French	X			4 años			X		X			X								X
50	Lissette Villafuerte		Urdaneta	Pequines	X			2 años			X		X			X								X
51	Lissette Villafuerte		Urdaneta	French	X			9 años			X		X			X								X
52	Rosa Correa		Urdaneta	Mestizo	X			1 años			X		X			X								X
53	Rosa Correa		Urdaneta	Mestizo	X			8 meses			X		X			X								X
54	Medardo Leon		Urdaneta	French	X			3 años			X		X			X				X				X
55	Medardo Leon		Urdaneta	French	X			11 años			X		X			X								X
56	Kevin Garcia		Urdaneta	Husky	X			9 meses			X		X			X								X
57	Kevin Garcia		Urdaneta	Pequines	X			5 años			X		X			X								X
58	Danna Rodriguez		Urdaneta	French	X			1 año 7 meses			X		X			X								X
59	Alberto Macias		Urdaneta	Mestizo	X			9 meses			X		X			X								X
60	Alberto Macias		Urdaneta	Mestizo	X			1 año 5 meses			X		X			X								X
61	Denisse Humanante		Urdaneta	Golden	X			2 años			X		X			X								X
62	Xavier Santos		Urdaneta	Labrador	X			5 años			X		X			X					X			X
63	Xavier Santos		Urdaneta	Labrador	X			2 años			X		X			X								X
64	Diogenes Ledoma		Letamendi	Pitbull	X			2 años			X		X			X								X
65	Diogenes Ledoma		Letamendi	Pitbull	X			1 año			X		X			X								X
66	Raul Montiel		Letamendi	French	X			7 meses			X		X			X								X
67	Fausto Sandoya		Letamendi	Mestizo	X			1 año			X		X			X								X

68	Raul Montiel		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
69	Raul Montiel		Letamendi	Mestizo	X	8 meses		X		X		X				X
70	Julio Medina		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
71	Julio Medina		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
72	Teresa Peñafiel		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
73	Teresa Peñafiel		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
74	Darwin Palma		Letamendi	French	X	2 años		X		X		X				X
75	Darwin Palma		Letamendi	French	X	3 años		X		X		X				X
76	Vicente Vaca		Letamendi	French	X	1 año		X		X		X				X
77	Vicente Vaca		Letamendi	French	X	1 año		X		X		X				X
78	Mirla Garces		Letamendi	French	X	1 año		X		X		X				X
79	Mirla Garces		Letamendi	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
80	Roy Andrade		Letamendi	Dalmata	X	2 años		X		X		X				X
81	Roy Andrade		Letamendi	Dalmata	X	2 años		X		X		X				X
82	Darwin Morales		Letamendi	Mestizo	X	6 años		X		X		X				X
83	Darwin Morales		Letamendi	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
84	Darwin Morales		Letamendi	Mestizo	X	10 meses		X		X		X				X
85	Julia Santos	0991364417	Febres Cordero	Teckel	X	2 años		X		X		X		X		X
86	Julia Santos	0991364417	Febres Cordero	Teckel	X	2 años		X		X		X				X
87	Angela Santos	0939362117	Febres Cordero	French	X	1 año		X		X		X				X
88	Angela Santos	0939362117	Febres Cordero	French	X	1 año 7 meses		X		X		X				X
89	Maria Chacon	0992423607	Febres Cordero	French	X	2 años		X		X		X				X
90	Maria Chacon	0992423607	Febres Cordero	French	X	5 años		X		X		X				X
91	Luciano Santos	0986159350	Febres Cordero	Husky	X	2 años		X		X		X				X
92	Luciano Santos	0986159350	Febres Cordero	Husky	X	1 año		X		X		X				X
93	Allan Reyes		Febres Cordero	Teckel	X	5 años		X		X		X		X		X
94	Ower Cevallos	0989381935	Febres Cordero	Teckel	X	5 años		X		X		X				X
95	Viviana Intriago		Febres Cordero	French	X	2 años		X		X		X				X
96	Viviana Intriago		Febres Cordero	French	X	3 años		X		X		X				X
97	Gabriela Mendoza		Febres Cordero	French	X	1 año		X		X		X				X
98	Gabriela Mendoza		Febres Cordero	French	X	9 meses		X		X		X				X
99	Mishell Ortiz	0994480042	Febres Cordero	French	X	3 años		X		X		X		X		X
100	Mishell Ortiz	0994480042	Febres Cordero	Mestizo	X	8 años		X		X		X				X
101	Mirían Alcívar		Febres Cordero	Mestizo	X	10 meses		X		X		X				X
102	Juanita Alcívar		Febres Cordero	Mestizo	X	4 años		X		X		X				X
103	Juanita Alcívar		Febres Cordero	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
104	Juanita Alcívar		Febres Cordero	French	X	1 año		X		X		X				X
105	Lolita Ullauri	0993741296	Febres Cordero	French	X	10 meses		X		X		X				X
106	Edgar Quiripoma		Ximena	Mestizo	X	10 años		X		X		X				X
107	Edgar Quiripoma		Ximena	Mestizo	X	7 meses		X		X		X				X
108	Edgar Quiripoma		Ximena	Mestizo	X	5 años		X		X		X				X
109	Maira Montoya	2555229	Ximena	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
110	Piedad Cordova	0981254140	Ximena	Mestizo	X	8 meses		X		X		X				X
111	Jorge Yaguana	0985850949	Ximena	Chihuahua	X	8 meses		X		X		X				X
112	Anabel Malacatos	0979815523	Ximena	French	X	8 meses		X		X		X				X
113	Orfa Jaramillo	2555217	Ximena	Mestizo	X	9 años		X		X		X		X		X
114	Orfa Jaramillo	2555217	Ximena	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
115	Jhinson Celi	0939008582	Ximena	Mestizo	X	8 meses		X		X		X				X
116	Jefferson	0992386904	Ximena	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
117	Jefferson	0992386904	Ximena	Mestizo	X	4 años		X		X		X				X
118	Janeth Valarezo		Ximena	Mestizo	X	5 años		X		X		X		X		X
119	Junior Jara	0994273919	Ximena	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
120	Junior Jara	0994273919	Ximena	Mestizo	X	1 año		X		X		X				X
121	Junior Jara	0994273919	Ximena	Mestizo	X	3 años		X		X		X		X		X
122	Marco Castillo		Ximena	Mestizo	X	4 años		X		X		X				X
123	Stefany Castillo		Ximena	Boxer	X	1 año		X		X		X				X
124	Santiago Ruiz		Ximena	Mestizo	X	2 años		X		X		X				X
125	Jorely Ruiz		Ximena	Mestizo	X	5 años		X		X		X				X
126	Dormel Matamores		Ximena	Mestizo	X	7 meses		X		X		X				X



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*)  
DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE  
LABORATORIO”:**

**ANEXO 9.2 SOCIALIZACIÓN DE RESULTADOS**



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*)  
DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE  
LABORATORIO”:**

**ANEXO 9.3 TRÍPTICO**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*)  
DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE  
LABORATORIO”:**

**ANEXO 9.4 FOTOS DEL TRABAJO DE CAMPO TOMA DE MUESTRAS**







**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*)  
DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE  
LABORATORIO”:**

**ANEXO 9.5 FOTOS DE LOS SECTORES DONDE SE TOMARON LAS  
MUESTRAS**





**UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA**

**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**TESIS: “DIAGNÓSTICO DE DIROFILARIOSIS EN PERROS (*Canis familiaris*)  
DE LA CIUDAD DE GUAYAQUIL, A TRAVÉS DE TRES MÉTODOS DE  
LABORATORIO”:**

**ANEXO 9.6 PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS**





