

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**



**Determinación de presencia del gusano del corazón (*Dirofilaria immitis*) en  
perros domésticos (*Canis lupus familiaris*) en El Puerto de La Libertad,  
Departamento de La Libertad y Suchitoto, Departamento de Cuscatlán, El  
Salvador.**

**POR:**

**BR. JUAN MANUEL ALVARADO SORTO**  
**BR. SONIA ELIZABETH ORELLANA MENJÍVAR**  
**BR. LILIANA ALEJANDRA PICHINTE GÁLVEZ**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, AGOSTO DE 2013.**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**  
**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS**  
**DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**



**Determinación de presencia del gusano del corazón (*Dirofilaria immitis*) en  
perros domésticos (*Canis lupus familiaris*) en El Puerto de La Libertad,  
Departamento de La Libertad y Suchitoto, Departamento de Cuscatlán, El  
Salvador.**

**POR:**

**BR. JUAN MANUEL ALVARADO SORTO**  
**BR. SONIA ELIZABETH ORELLANA MENJÍVAR**  
**BR. LILIANA ALEJANDRA PICHINTE GÁLVEZ**

**REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE:**  
**LICENCIADO (A) EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**CIUDAD UNIVERSITARIA, AGOSTO DE 2013.**

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR**

**RECTOR**

**ING. MARIO ROBERTO NIETO LOVO**

**SECRETARIA GENERAL**

**DRA. ANA LETICIA ZAVALA DE AMAYA**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS**

**DECANO**

**ING. AGR. MSc. JUAN ROSA QUINTANILLA QUINTANILLA**

**SECRETARIO**

**ING. AGR. MSc. LUIS FERNANDO CASTANEDA ROMERO**

**JEFA DEL DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. MARÍA JOSÉ VARGAS ARTIGA**

**DOCENTE DIRECTOR**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. GUSTAVO ANTONIO FIGUEROA LÓPEZ**

**COORDINADOR GENERAL DE PROCESOS DE GRADUACION**

F. \_\_\_\_\_

**MVZ. OSCAR LUIS MELÉNDEZ CALDERÓN**



## RESUMEN

La investigación consistió en la determinación de la presencia del parásito *Dirofilaria immitis*, en caninos en las zonas urbanas del Puerto de la Libertad, Departamento de la Libertad y el municipio de Suchitoto, Departamento de Cuscatlán. Se realizó mediante la obtención de una muestra de sangre, para realizar tres tipos de análisis: Prueba de detección rápida de antígeno de *D. immitis* (snap test); que consiste en identificar el antígeno del parásito hembra adulto, método de Knott, para la observación morfológica de microfilarias por tinción de azul de metileno, y método de microhematocrito para detección de microfilarias vivas.

Para establecer la población canina a muestrear, se utilizó el Muestreo Estratificado por fijación proporcional en cada una de las zonas a estudiar; sin importar raza, sexo o edad, y los resultados fueron analizados mediante la Prueba de Chi-cuadrado, utilizando un grado de significancia del 5%.

Los resultados obtenidos de los 66 caninos muestreados, en el municipio de Suchitoto, departamento de Cuscatlán, el 0.00% resulto positivo, y el 100% resultó negativo a los 3 tipos de análisis realizados. Los resultados obtenidos de los 63 caninos muestreados, en El Puerto de La Libertad, departamento de La Libertad; el 19.05% resulto positivo, para el método de Knott; el 15.87% resulto positivo, para el método de microhematocrito; el 11.11% resulto positivo, para snap test; mientras que el 80.95% resulto negativo, para método de Knott; el 84.13% resulto negativo, para el método microhematocrito y el 88.89% resulto negativo para snap test.

Concluimos que en la zona costera, los resultados positivos fueron mayores; específicamente en los puntos más cercanos a la playa. Esto es por diversos factores, entre los que se puede destacar las desembocaduras de cuencas de ríos, que producen zonas de agua estancada; que por consecuencia dan el medio apto para la presencia del vector transmisor y la presencia del parásito *D. immitis*.

**Palabras clave:** caninos, parásito, antígeno, microfilarias, vector.

## AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a quien debo todo, quien pensó en mí desde mi formación, quien me sostiene, por quien estoy aquí, quien me ama, El dador de Todo: Dios.

Agradecer a mis amados progenitores Pedro Alvarado Echegoyén, y Leticia Ivette Sorto de Alvarado Quienes decidieron amarme, guiarme y formarme. Siendo ellos un ejemplo para mi vida. Siempre dando lo mejor, velando por mi bienestar. Junto a ellos mis hermanas a las cuales amo mucho también, Ruth Eunice y Sara Raquel.

A mis amigos de la universidad y de la iglesia que son como hermanos y siempre me apoyaron en tiempos de angustia. En especial a Rocío Alvarado que estuvo en cada momento de la carrera ayudándome. Muchas Gracias. A Vanessa López, Celsa Ramos, Medardo Martínez, Juan Reyes, Rodrigo López, Salvador Romero, Amarilis Cerna, Walter Sorto.

A mis Docentes Universitarios, a los que se preocuparon por mi aprendizaje, que transmitieron sus conocimientos y experiencias, los que estuvieron allí para ayudar a resolver mis dudas. Gracias. En especial al Dr. Gustavo Figueroa Por ayudarme en mi carrera y en el proceso de toda esta investigación. A la Dra. María José Vargas por su apoyo y amistad.

A mis compañeras de tesis con quienes nos apoyamos para realizar éste trabajo con las que comparto esta satisfacción. Sonia Orellana y Alejandra Pichinte. Les quiero Mucho. Gracias.

JUAN MANUEL ALVARADO SORTO

## AGRADECIMIENTOS

A todas las personas que se involucraron en este proyecto para sacarlo adelante:

-Dr. Gustavo Antonio Figueroa López, gracias por formar un papel importante no solo para el desarrollo de esta tesis sino en mi formación profesional y por ser además un amigo con el que puedo contar.

-A la unidad de salud de El Puerto de La Libertad, la Unidad Comunitaria de Salud Familiar (UCSF) de Suchitoto y a la alcaldía municipal de Suchitoto por colaborar brindándonos información y su tiempo para la realización de toma de muestras.

-A las personas que amablemente nos brindaron su ayuda para la toma de muestras en los diferentes lugares: Rocío, Dra. Pichinte, Manuel y Jennifer.

-A mis compañeros de tesis Alejandra y Juan por haber emprendido este reto a mi lado, por dedicarle el tiempo e importancia debida cuando fue necesario y ante todo por ser mis amigos los aprecio mucho y son muy especiales para mí.

SONIA ELIZABETH ORELLANA MENJÍVAR

## AGRADECIMIENTOS

A todas las personas que aportaron su ayuda para que el proyecto fuera desarrollado:

-Dr. Gustavo Antonio Figueroa López, gracias por compartir sus conocimientos tanto en el desarrollo de mi carrera como en el proceso de esta tesis y mi formación profesional, pero sobre todo gracias por brindarme su amistad y estar siempre que lo necesito dándome su ayuda.

-A la alcaldía de Suchitoto y a su respectiva Unidad Comunitaria de Salud Familiar (UCSF) y la Unidad Comunitaria de Salud familiar de El Puerto de La Libertad por brindarnos la colaboración e información requerida para el desarrollo de la investigación.

-A nuestras amistades que sin dudarlos nos brindaron su ayuda para la toma de muestras en los diferentes lugares: Claudia, Jennifer, Manuel, Rocío.

-A mis compañeros de tesis Sonia y Juan por poner todo su esfuerzo en este último paso para finalizar la carrera y por compartir todos esos malos y buenos momentos durante todo este tiempo, que Dios los bendiga y guíe para poder cumplir todas sus metas, los quiero.

LILIANA ALEJANDRA PICHINTE GALVEZ

## DEDICATORIA

De Dios son todos los logros alcanzados y que alcanzaré, la coronación de esta carrera como resultado de años de estudio es gracias a su gloria, amor y misericordia conmigo en el día a día de ese largo camino en que me sostuvo.

**Todo se lo debo a Él.**

JUAN MANUEL ALVARADO SORTO

## DEDICATORIA

A DIOS Y LA VIRGENCITA, por estar siempre a mi lado, cuidarme a mí y a los que me rodean.

A MI FAMILIA, a mi papá Raineldo Orellana (Q.E.P.D.) por haberme apoyado siempre en todo, sin el no estaría adonde estoy ahorita; a mi mamá Alicia de Orellana por ser una mujer muy fuerte y cariñosa; a Raúl y Fernando por ser mis queridos hermanitos.

A MIS AMIGOS, Beatriz, Durán, Mena, Pixi y Gracia cada día es una maravillosa aventura a su lado los quiero; a mis queridas amigas que conocí a lo largo de la carrera María José, Delfy, Stephany y Jennifer son muy especiales para mí y las quiero muchísimo; a Alejandra, que aunque no te vea seguido pero sé que ahí estas para mí; a Carlo, Iván y Juan gracias por ser mis amigos, por compartir tiempo conmigo como profesionales y como personas, sé que puedo contar con ustedes siempre los quiero mucho y espero tener miles de historias más que contar a su lado; y a muchos otros que se me escapan por ahí que directa o indirectamente me han ayudado a desarrollarme tanto en mi vida profesional como en mi vida personal.

SONIA ELIZABETH ORELLANA MENJÍVAR

## DEDICATORIA

A DIOS PADRE por cuidarme, llenarme de salud y brindarme sabiduría para culminar este gran logro que es mi Carrera.

A MI FAMILIA, a mi adorada madre Ana Lillian Galvez por darme su apoyo, amor y sobre todo ser un gran ejemplo de fortaleza; a mi papa Alejandro Pichinte que me brindo todo su apoyo durante mi carrera; a mi hermano Marvin Pichinte (Q.E.P.D.) que a pesar que no puede estar físicamente conmigo sé que estarás muy orgulloso, siempre lo dije, me brindó su apoyo y palabras de aliento para seguir adelante, te amo hermano y sé que estas observando este logro desde el cielo; a mi prima Claudia Pichinte por ayudar a ser parte de mi formación académica compartiendo sus conocimientos conmigo y por su amistad; a mi tía Lupe que a pesar de la distancia siempre ha estado ahí cuando la he necesitado.

A MIS AMIGOS, Luisa, Francis, Juan y Rodrigo Rivera por siempre estar pendientes de mí, de mi proceso de graduación y estar ahí en todo momento, Sonia por siempre estar ahí durante estos años cuando lo he necesitado, por aguantar mi carácter especial pero sobre todo por ser la gran persona que has sido conmigo, a todos ellos Bendiciones y espero nuestra amistad sea para largo.

LILIANA ALEJANDRA PICHINTE GALVEZ

## INDICE GENERAL

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
RESUMEN	v
AGRADECIMIENTOS	vi
DEDICATORIAS	ix
INDICE GENERAL	xii
INDICE DE ANEXOS	xv
INDICE DE CUADROS	xv
INDICE DE FIGURAS	xvi
1. INTRODUCCIÓN	1
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1 Antecedentes	3
2.1.1 Internacionales	3
2.1.2 Centroamérica	4
2.1.3 El Salvador	4
2.2 Taxonomía	5
2.3 Morfología	5
2.4 Distribución	6
2.5 Ciclo biológico	7
2.6 Patogenia	10
2.6.1 Animales	10
2.6.2 Humanos	12
2.7 Sintomatología	12
2.7.1 Animales	12
2.7.2 Humanos	14
2.8 Tratamiento farmacológico	15
2.8.1 Animales	15
2.8.1.1 Profilaxis	17
2.9 Métodos de diagnóstico	18



2.9.1 Prueba de detección rápida de antígeno (snap test)	19
2.9.2 Método de Knott	20
2.9.3 Método de microhematócrito	20
3. JUSTIFICACIÓN	21
4. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN	22
5. OBJETIVOS	22
5.1 Objetivo general	22
5.2 Objetivos específicos	22
6. MATERIALES Y MÉTODO	23
6.1 Descripción del estudio	23
6.2 Equipo, Materiales, Reactivos, fármacos y otros	24
6.3 Metodología de campo	26
6.4 Metodología de laboratorio	29
6.4.1 Prueba de identificación rápida de antígeno (snap test)	29
6.4.2 Método de Knott	31
6.4.3 Método de microhematocrito	32
6.5 Metodología estadística	33
7. RESULTADOS	36
7.1 Resultados obtenidos	36
7.2 Análisis inferencial	47
7.2.1 Métodos – resultados	47
7.2.2 Lugares – resultados	48
7.2.3 Método de Knott – Lugares	50
7.2.4 Método de microhematócrito – lugares	51
7.2.5 Método snap test – lugares	53
7.2.6 Edades – resultados	54
7.2.7 Sexo – resultados	56
7.2.8 Resultados – razas	57
7.3 Prevalencia	59

	14
7.3.1 Prevalencia en Suchitoto, Cuscatlán	59
7.3.2 Prevalencia en Puerto de La Libertad, La Libertad	59
8. CONCLUSIONES	60
9. RECOMENDACIONES	62
10. BIBLIOGRAFIA	63
11. ANEXOS	67

## INDICE DE ANEXOS

<b>Anexos</b>	<b>Página</b>
A-1. Ficha de recolección de datos de los caninos a muestrear	67
A-2. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 5	68
A-3. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 6	69
A-4. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 7	70
A-5. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 8	71
A-6. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 9	72
A-7. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 10	73
A-8. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 11	74
A-9. Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 12	75

## INDICE DE CUADROS

<b>Cuadro</b>	<b>Página</b>
1. Lugar de toma de muestras	36
2. Resultados obtenidos de los 129 caninos muestreados sobre las variables: edad, Raza, y tiempo de desparasitación	37
3. Resultados obtenidos de los 129 canes muestreados sobre su historial clínico	40
4. Resultados de laboratorio obtenidos para las 129 muestras tomadas para determinar la presencia o ausencia del parásito D. immitis	45
5. Resultados de cada uno de los métodos	47
6. Resultados obtenidos en cada uno de los lugares	49
7. Resultados del método de Knott en los lugares en estudio	50

	16
8. Resultados del método de microhematocrito en los lugares en estudio	52
9. Resultados del método de snap test en los lugares en estudio	53
10. Resultados de edades de los caninos muestreados	55
11. Resultados de sexo de los caninos muestreados	56
12. Resultados de razas en los lugares en estudio	57
<b>Anexos</b>	
A-1. Interpretación de pruebas de D. immitis	76

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura</b>	<b>Página</b>
1. Ciclo de vida de D. immitis	9
2. Tubos debidamente transportados e identificados	29
3. Resultado negativo en prueba de detección de antígeno, se observa solamente la línea de control "C" teñida	30
4. Resultado positivo en prueba de detección de antígeno, se observa claramente la línea de control "C" y la línea de prueba "T" teñida	31
5. Presencia de microfilarias teñidas con azul de metileno mediante el método de Knott, de las muestras obtenidas de El Puerto de La Libertad	32
6. Presencia de microfilarias, se observó el movimiento ondulante característico de estas	33
7. Lugar de toma de muestra	36
8. Edad de caninos muestreados	37
9. Razas de caninos muestreados	38
10. Caninos muestreados que fueron desparasitados	39
11. Sexo de caninos muestreados	41

12. Control veterinario en los caninos muestreados	41
13. Caninos muestreados que han sido desparasitados	42
14. Caninos muestreados que presentaron síntoma de tos	42
15. Caninos muestreados que han presentado falta de apetito	43
16. Caninos muestreados que han presentado pérdida de peso	43
17. Caninos muestreados que han presentado intolerancia al ejercicio	44
18. Caninos muestreados que han presentado dificultad para respirar	44
19. Caninos muestreados que han presentado convulsiones	45
20. Resultados de pruebas de laboratorio realizadas a los caninos de Suchitoto, Cuscatlán	46
21. Resultados de pruebas de laboratorio realizadas a los caninos en el Puerto de La Libertad, La Libertad	46
22. Resultados de cada uno de los métodos	48
23. Resultados obtenidos en cada uno de los lugares	49
24. Resultados del método de Knott en los lugares en estudio	51
25. Resultados del método de microhematocrito en los lugares en estudio	52
26. Resultados del método de snap test en los lugares en estudio	54
27. Resultados de edades de los caninos muestreados	55
28. Resultados de sexo de los caninos muestreados	56
29. Resultados de razas en los lugares en estudio	58

## **Anexos**

A-1. Gusanos adultos de <i>D. immitis</i>	77
A-2. Larva estadio 3 de <i>D. immitis</i> sobresaliendo de la proboscis de un mosquito infectado	77
A-3. <i>Dirofilarias</i> adultas en corazón de canino	77
A-4. Fisiopatología de la <i>Dirofilariasis</i>	78

	18
A-5. Nódulo causados por D. immitis en pulmón humano	78
A-6. Ubicación geográfica lugares en estudio	79
A-7. Toma de muestras de sangre a caninos de Suchitoto, Cuscatlán	80
A-8. Toma de muestras de sangre a caninos del Puerto de La Libertad, La Libertad	81
A-9. Afiche de campaña publicitaria	82
A-10. Clínica de Especies Menores de la Universidad de El Salvador	83
A-11. Materiales utilizados para realizar el método de snap test	83
A-12. Procedimiento para realización de snap test	84
A-13. Materiales utilizados para realizar el método de Knott	85
A-14. Procedimiento para realización de método de Knott	86
A-15. Materiales utilizados para realizar el método de microhematócrito	87
A-16. Procedimiento para realización de método de microhematócrito	88

## 1. INTRODUCCIÓN.

La *Dirofilaria immitis*, es un parásito de distribución mundial que afecta a gran variedad de especies, principalmente a los caninos. Debido a la ubicación anatómica de este parásito en el organismo animal, puede causar problemas cardiopulmonares e incluso la muerte.

Las infestaciones en caninos por *D. immitis*, pueden diagnosticarse mediante diferentes pruebas de detección de antígenos, o encontrando microfilarias en sangre. El antígeno aparecerá en sangre alrededor de los 5 meses, tras la inoculación de la larva de tercer estadio. En el curso normal de los acontecimientos, las microfilarias de *D. immitis* aparecen por primera vez en la circulación, al cabo de los 6 meses; tras la exposición del canino a la picadura de los zancudos infectados. Los métodos diagnósticos utilizados en la investigación, son método de Knott, microhematocrito y prueba de detección rápida de antígeno (snap test).

La investigación se realizó en la zona urbana del Municipio de Suchitoto (Departamento de Cuscatlán); y la zona urbana del Puerto de la Libertad (Departamento de La Libertad); lugares elegidos previamente por características y condiciones para el desarrollo del ciclo biológico del parásito; afectando a los caninos, y con esto confirmar la presencia o ausencia del mismo, y establecer los controles respectivos.

Dada la importancia de esta enfermedad en caninos, se realizó en estos lugares por ser zonas turísticas, donde comúnmente los dueños van con sus mascotas, que son expuestas a la infestación del parásito; convirtiéndose en un posible transmisor de importancia zoonótica, y que puede llevarse a áreas metropolitanas.

En nuestro país, se han llevado a cabo estudios principalmente en la región metropolitana de San Salvador, y se ha encontrado que el parásito está presente. Actualmente, no se han realizado estudios, en zonas con condiciones climáticas

predisponentes para el desarrollo del parásito como: temperaturas cálidas, reservorios de agua naturales, y presencia de los zancudos transmisores del parásito.

La población beneficiada, son los dueños de las mascotas de estos lugares, ya que a través de investigaciones como ésta, ellos pueden conocer acerca de esta enfermedad; que la causa, de su forma de transmisión, y cómo se manifiesta; su importancia en el bienestar animal, y en la salud humana, sobre todo cómo prevenirla.



## 2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.

### 2.1 Antecedentes.

#### 2.1.1 Internacionales.

La primera observación de *Dirofilaria immitis* fue realizada en 1626 por Francesco Birago quien describió el hallazgo realizado en la necropsia de un canino utilizado para cacería. En 1679, B. Panthot publicó una nota sobre la presencia de 31 gusanos en el ventrículo derecho de un canino hembra usada para demostraciones anatómicas junto con el primer dibujo del parásito. Entre 1806 y 1875, la existencia de dirofilariosis canina fue denunciada en Italia, Estados Unidos, Japón, China y Brasil, presentándose ya en tres continentes (Simón, 2012).

En España, *D. immitis* fue observada en los años 30 y 40 del pasado siglo, su distribución se conoce sólo parcialmente. Los datos actuales muestran que la dirofilariosis cardiopulmonar está presente tanto en la Península Ibérica como en las islas Baleares y Canarias. Las prevalencias más elevadas se han detectado en las Islas Canarias (20-58,89%), Menorca (39%), Huelva (36,7%), Tarragona (35,8%) y Alicante (18%) (Guerrero *et al.* (1989) y Montoya *et al.* (2007) citado por Simón, 2012).

Italia es el país más afectado de Europa. Entre los países Sudamericanos afectados en los cuales se han realizado estudios tenemos Venezuela, Argentina, Perú, Cuba, etc. (Simón, 2012).

### 2.1.2 Centroamérica.

- En el año 2007 se realizó la determinación de la incidencia de *D. immitis* por medio del método de Knott, en el municipio de Roatán, islas de la bahía en Honduras, en la cual se analizaron las muestras sanguíneas de 336 canes de los cuales 101 fueron positivos a *D. immitis* (Soto, 2007).
- En el año 2009 se realizó por primera vez el diagnóstico de *D. immitis* afectando a caninos en Managua, Nicaragua. Se realizó a través de frotis de muestra de sangre periférica, central y muestra de orina, resultando positivo a presencia de microfilarias de *D. immitis* (Rimbaud, 2009).

### 2.1.3 El Salvador.

- En 1996 se realizó el estudio sobre la determinación de la presencia de *D. immitis* en perros de trabajo-cacería de El Salvador en La Libertad, La Paz y San Salvador utilizando el Difil Test Canine Heartworm en 50 muestras las cuales resultaron todas negativas (Santamaría, 1996 citado por Pineda, 2009).
- En 1999 se realizó el estudio sobre el muestreo sanguíneo para la detección de antígeno de *D. immitis* en caninos mediante el método de ELISA; se analizaron 100 muestras de las cuales 36 resultaron positivas. Se tomaron las muestras del gran San Salvador, Zapotitán, Cojutepeque, San José La Majada y las zonas costeras de La Libertad (Molina, 1999 citado por Pineda, 2009).
- En el año 2001 se realizó el estudio sobre la determinación de la presencia de microfilarias en los perros de la división de antinarcóticos de la Policía Nacional Civil de El Salvador (Coreas, 2001 citado por Conde *et al*, 2005).

- En 2005 se realizó el estudio sobre la determinación de la presencia del antígeno de *D. immitis* por inmunocromatografía en pacientes caninos de cinco clínicas veterinarias en la zona norte de San Salvador, se analizaron 91 muestras de las cuales tres resultaron con seropositividad al antígeno de *D. immitis* (Conde *et al*, 2005).
- En 2009 se realizó la determinación de la presencia de *D. immitis* en pacientes caninos de la práctica privada de la zona poniente de San Salvador utilizando el método Witness. En este estudio se analizó un total de 228 muestras y resultaron positivas 21 (Pineda, 2009).

## 2.2 Taxonomía.

**Clase:** Nemátoda

**Orden:** Spirurida

**Suborden:** Spirurina

**Superfamilia:** Filarioidea

**Familia:** Filariidae

**Género:** *Dirofilaria*

**Especie:** *immitis* (Urquhart *et al*, 2001)

## 2.3 Morfología.

Los parásitos adultos son gusanos largos y delgados que viven en los tejidos o cavidades orgánicas de sus huéspedes (Acha, 2003). Pueden vivir entre 5-7 años (Cordero *et al*, 1999). El macho mide de 12-18 cm de largo y la hembra de 25-30 cm (Lapage, 1971).

Los machos se distinguen de las hembras por su menor tamaño y por que su extremo posterior termina en espiral, presentan aletas caudales pequeñas y papilas que varían de número y localización. En las hembras el extremo caudal es redondeado y no está enrollado en espiral, son ovovivíparas y eliminan a la circulación larvas (microfilarias) de 218-340 x 4.5-7.3  $\mu\text{m}$ , sin vaina, fusiformes, con el extremo cefálico más estrecho que el cuerpo y el caudal largo, puntiagudo y recto (Figura A-1) (Borchert, 1964).

## **2.4 Distribución.**

Tiene una distribución mundial e infecta a una amplia variedad de especies (caninos, felinos, hurón, zorro, lobo, león marino, etc.). La distribución está influida por una población reservorio de animales (habitualmente caninos) en los que el ciclo vital se completa y se produce la microfilaremia por un zancudo vector en el que se desarrollan los estadios precoces de la larva (Aiello y Mays, 2000). En las áreas endémicas, por lo general la prevalencia es de 40% a 70% en caninos (Acha, 2003).

La población canina de mayor riesgo es la sometida a constantes contactos con el zancudo vector, tales como los caninos no controlados de áreas rurales, los que no tienen un cobijo permanente, los de caza, pastoreo, competición y los que son trasladados a lugares endémicos, aún cuando los desplazamientos sean de corta duración (Cordero *et al*, 1999).

El hombre, algunos félidos silvestres, el oso y el mapache son hospedadores accidentales, en los que el desarrollo no se completa y la infección cursa sin microfilaremia. La dirofilariosis ha sido denunciada en casi todas las zonas templadas y cálidas del mundo, pero el parásito se está adaptando a zonas de clima continental, en las que su transmisión se limita a las estaciones templadas y cálidas. Los vectores necesitan zonas encharcadas para el desarrollo de sus larvas, por lo que la dirofilariosis se limita en su distribución a zonas con humedad constante (cuencas de

ríos, áreas con abundante vegetación, cultivos de regadíos, etc.) (Cordero *et al*, 1999).

## 2.5 Ciclo biológico.

Uno de los rasgos prominentes en la biología y la epidemiología de las filarias es que necesitan un artrópodo para cumplir su ciclo vital (Acha, 2003). Los hospedadores intermediarios son zancudos de los géneros *Culex*, *Aedes* y *Anopheles* (Bonagura, 1997).

Los culícidos requieren un medio húmedo para el desarrollo de sus larvas y temperaturas medias superiores a los 14°C para completar su ciclo biológico. El desarrollo se inhibe a temperaturas inferiores a los 12°C, aunque las larvas de *D. immitis* pueden sobrevivir en el zancudo hibernante y completar su desarrollo cuando las temperaturas superan ese umbral (Cordero *et al*, 1999).

El ciclo biológico se desarrolla de la siguiente manera:

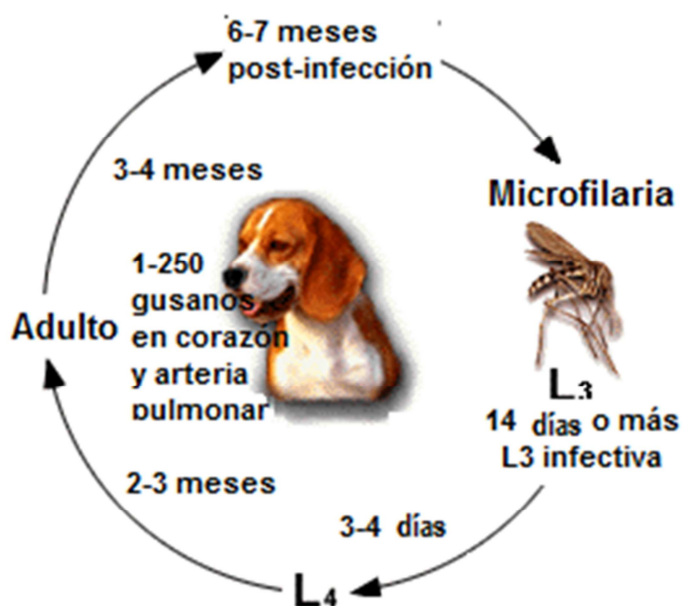
Durante las primeras horas tras la toma de sangre, las microfilarias se encuentran en el estómago del insecto; 48 horas después, emigran a los túbulos de Malpighio, hacia los primeros 6-7 días las larvas en desarrollo se encuentran dentro de las células de los túbulos de Malpighio, donde se desarrollan durante los siguientes 15 o 16 días. Al cuarto días tras la infestación del zancudo, aparece la larva que se conoce como “estado salchicha”, que es la larva de segundo estadio que mide 220-240 µm por 20-25 µm de diámetro en este estadio ha aumentado el número de células excretoras e intestinales que finalmente, producen sus órganos respectivos, que son evidentes en la forma de “salchicha alargada” (Bonagura, 1997).

La infección en caninos ocurre cuando los zancudos con la larva en tercer estado en sus labios se alimentan. La larva del parásito escapa de los labios hacia la piel del

canino (Figura A-2). La larva penetra por la punción hecha por el labio del zancudo. Las larvas están en el tejido subcutáneo y músculos por alrededor de 80 días, es cuando la tercera muda toma lugar 9-12 días desde la entrada. Durante este período en los tejidos, el cuarto estadio larvario alcanza el largo de 25 milímetros (Olsen, 1974).

Inicialmente, la migración en el canino es cercana al sitio de la infestación, encontrándose larvas en las membranas submusculares y pocas en el tejido subcutáneo (Soulsby, 1987). Estos gusanos tienen una gran movilidad y capacidad de penetración en los distintos tejidos antes de su asentamiento definitivo en la arteria pulmonar. Por ello son frecuentes las localizaciones ectópicas (bazo, cámara anterior del ojo, arterias del cerebro, arterias de las extremidades posteriores) (Cordero *et al*, 1999). Estos empiezan a entrar al lado derecho del corazón rápido después de la cuarta muda 60-70 días luego de entrar al canino (Olsen, 1974).

En los 2-3 meses siguientes se alcanza la madurez y se depositan las microfilarias en la sangre. Se requiere un total de cinco a seis meses para que la infestación se vuelva patente y las hembras grávidas liberen las microfilarias. Las microfilarias circulantes pueden sobrevivir hasta 2 años y puede haber transmisión transplacentaria, encontrándose microfilarias en los cachorros recién nacidos (Soulsby, 1987).



**Figura 1.** Ciclo de vida de *D. immitis*.

La infestación trasplacentaria ocurre como un resultado de la habilidad de excavar de la microfilaria (Olsen, 1974). Las microfilarias pasadas a otro canino mediante transfusión sanguínea o a través de placenta no desarrollan como gusanos adultos (Aiello y Mays, 2000).

Las larvas puestas por las hembras pasan a la sangre del hospedador con una periodicidad muy marcada en diferentes momentos del día (Aiello y Mays, 2000). Esta periodicidad se presenta para facilitar la transmisión al momento de que el vector se alimenta (Barriga, 2002). En horas de la madrugada (a las 6 am) el número de microfilarias presentes es solamente 5 a 20% de las existentes por la tarde (a las 18 horas) (Aiello y Mays, 2000).

Los zancudos por los que las filarias tienen tropismo positivo transmiten la infestación hasta en un 50% de los casos, teniendo influencia en ello la temperatura cálida (Borchert, 1964). Una adecuada exposición a temperaturas cálidas debe suceder durante el corto tiempo de supervivencia (1 mes) del zancudo y la velocidad de

desarrollo de las larvas, que varía dependiendo de la temperatura, puede ser de solo 8 días a 30°C o hasta de 28 días a 1 a 8°C. (Aiello y Mays, 2000). Las larvas infectantes pueden sobrevivir en el zancudo a temperaturas extremas, factor de gran importancia epidemiológica (Cordero *et al*, 1999).

Todos los caninos que viven sin refugio al aire libre o sin protección tienen el riesgo de padecer la dirofilariasis, especialmente en áreas adonde esta infestación es común. La dirofilariosis puede ocurrir a cualquier edad y los machos se ven afectados de 2-4 veces más que las hembras (Tilley y Smith Junior, 2008).

## **2.6 Patogenia.**

### **2.6.1 Animales.**

Muchos caninos pueden estar infestados con *D. immitis* sin presentar ningún otro signo clínico de infestación que las microfilarias en sangre. En infestaciones intensas, sin embargo, los gusanos provocan trastornos circulatorios, debido a interferencias mecánicas y endoarteritis progresiva (Figura A-3). En gran número, interfieren con la función de las válvulas cardíacas, y se encuentran masas de gusanos en el atrio derecho, ventrículo derecho y árbol arterial pulmonar superior (Soulsby, 1987).

La llegada inicial de la larva a los pequeños vasos de los pulmones se asocia con una intensa reacción eosinofílica. El animal puede empezar a toser 2 a 3 meses antes de que se produzcan las microfilarias y los antígenos empiecen a circular. No se ha asociado ninguna patología con las microfilarias circulantes (Aiello y Mays, 2000).

Probablemente es más frecuente encontrar a los gusanos en el lado derecho del corazón tras la necropsia que en los caninos vivos, debido a la reducción de la presión cuando la sangre deja de fluir a las arterias pulmonares (Bowman, 2011). Por



su parte los trozos de parásitos muertos causan la formación de émbolos en las ramas distales de la arteria que obstruyen el vaso y generan reacciones granulomatosas de la pared del vaso y del parénquima pulmonar que lo rodea. Muchas de estas reacciones generan microfocos de supuración que cicatrizan con formación de tejido fibroso (Barriga, 2002).

En cuanto a la patofisiología de esta enfermedad causada por el gusano del corazón, esta es, primariamente, una enfermedad vascular pulmonar (Figura A-4). Causando hipertensión pulmonar debida a una estenosis sustancial de las pequeñas arterias periféricas. Esto ocurre también en las venas hepáticas. La hipertrofia compensatoria resultante del ventrículo derecho puede desembocar eventualmente en fallo cardíaco congestivo y finalmente, en congestión pasiva crónica, que se manifiesta por aumento del tamaño del hígado, ascitis y ocasionalmente edema periférico. (Soulsby, 1987).

La severidad de la patología está influenciada no solo por el número de gusanos sino también por el estrés constante del alto flujo sanguíneo asociado con el ejercicio. Puede aparecer patología severa en caninos atléticos con una carga baja de gusanos. En áreas endémicas, la carga media del parásito es de aproximadamente cinco gusanos por canino (Aiello y Mays, 2000).

En estudios patológicos se observa dilatación y endocarditis en el ventrículo derecho, con diversas lesiones pulmonares (Figura A-2). Las lesiones pulmonares más manifiestas son el enfisema y la congestión pasiva. En los casos avanzados pueden encontrarse hepatizaciones y bronconeumonías (Saunders, 1981).

La respuesta inmunitaria es responsable de la patología de la dirofilariosis oculta y de las lesiones renales que suelen presentar todos los caninos parasitados. Los diferentes síndromes que se pueden presentar son: hipertensión pulmonar, fallo congestivo derecho del corazón, síndrome de la vena cava o del fallo hepático,

neumonitis alérgica, tromboembolización y alteraciones hepáticas y renales (Cordero *et al*, 1999).

### **2.6.2 Humanos.**

En el hombre, el parásito inicia su ciclo desde el tejido subcutáneo, llega al corazón y muere, es arrastrado luego al pulmón con la circulación y allí forma un trombo. En general, el parásito es un ejemplar juvenil; en pocas ocasiones se han encontrado hembras adultas maduras y solo se observó parasitemia en el caso de una niña sometida a tratamiento inmunosupresor (Barriga, 1982 citado por Acha, 2003). Bajo estas circunstancias, el gusano adulto forma nódulos. En algunos casos, cuando se encuentra un gusano vivo, ninguna lesión ha sido reportada (Sun, 1988).

## **2.7 Sintomatología.**

### **2.7.1 Animales.**

Los signos clínicos de la enfermedad por *D. immitis* dependen del estadio del ciclo biológico, la severidad de la infestación y la respuesta del huésped a la infestación. (Aiello y Mays, 2000). Generalmente, el curso es crónico, pero en primoinfecciones masivas o en animales muy jóvenes pueden presentarse cuadros agudos de curso muy rápido y mortal (Cordero *et al*, 1999).

Pueden aparecer signos no específicos de pérdida de peso, fiebre y disnea en la enfermedad severa. La enfermedad subclínica puede llegar a disminuir la calidad de vida del canino (Aiello y Mays, 2000). La embolia pulmonar provoca episodios agudos de insuficiencia respiratoria, durante los cuales con la tos, se puede expulsar sangre y gusanos procedentes de vasos rotos (Bowman, 2011).

Los caninos afectados tienen poca fuerza y pueden presentar una respiración caracterizada por el hecho de que la caja torácica permanece expandida y hay un efecto respiratorio extra, provocando cansancio y es aquí la causa de consultas. La emaciación se desarrolla gradualmente (Soulsby, 1987). Cuando el canino afectado intenta hacer ejercicio, el lado arterial del aparato circulatorio se dilata para aceptar el mayor flujo de sangre del corazón pero la obstrucción de las arterias pulmonares impide el paso de gran parte de esta sangre. Como el mayor volumen de la cama arterial coincide con un menor volumen de la volemia, la presión sanguínea arterial disminuye, la oxigenación de los músculos se deteriora y el animal muestra una intolerancia al ejercicio. En casos severos la isquemia cerebral puede producir un síncope (Barriga, 2002). Un esfuerzo violento durante el ejercicio puede generar insuficiencia cardíaca y muerte (Lapage, 1971).

Puede oírse un soplo tricuspídeo debido a las interferencias mecánicas de los gusanos adultos con la función valvular. La tos puede estar relacionada con infiltrados pulmonares con eosinofilia o granulomatosis eosinofílica pulmonar, que puede tener una patogénesis inmunomediada (Schaer, 2006).

Cuando la enfermedad progresa hay fiebre, hematuria, hiperemia pulmonar, hipertrofia esplénica, prurito, formación de nodulitos cutáneos, síntomas rabiformes, convulsiones epileptiformes y parálisis del tren posterior (Borchert, 1964).

Un 10% de los caninos presenta anemia normocrómica-normocítica y valor hematocrito del 10-30%. El 50% con enfermedad grave están anémicos. El perfil de coagulación presenta importantes alteraciones en caninos con tromboembolización intensa postratamiento adulticida. Las enzimas hepatocitarias, principalmente la ALT y AST, suelen estar elevadas en no más de un 10%. La azotemia se presenta en menos de un 5% de los caninos y siempre asociada a una amplia sintomatología. Algunos presentan proteinuria grave asociada a síndromes nefróticos y amiloidosis (Cordero *et al*, 1999).

Ocasionalmente se desarrolla una glomerulonefritis que se cree ocasionada por el depósito de complejos antígeno-anticuerpo de origen parasitario en los riñones (Barriga, 2002).

Se ha señalado que los caninos sin signos clínicos albergan una media de 25 gusanos y a partir de los 50 gusanos se traduce en una dirofilariosis moderada a severa. Cuando se presenta un fallo hepático agudo se localizan alrededor de 100 gusanos en la vena cava y la aurícula derecha (Jackson y cols. 1966 citado por Bowman, 2011).

*D. immitis* parece no estimular ninguna inmunidad protectora en el hospedero de modo que las infecciones se acumulan con el tiempo y los animales más viejos tienen las infecciones más severas (Barriga, 2002).

### **2.7.2 Humanos.**

En la dirofilariasis pulmonar la importancia de la enfermedad no radica en la severidad de las lesiones producidas por el gusano, pero, los hallazgos radiográficos en los pulmones (Figura A-5), conllevan a un proceso de extracción quirúrgica de los gusanos adultos (Sun, 1988). La infestación es normalmente asintomática y se ven pequeñas lesiones periféricas de uno ó dos centímetros de diámetro (lesiones en forma de moneda) en la radiografía pulmonar (Ciferri, 1982 citado por Soulsby, 1987) indicando que el 95% de los pacientes presentaban un solo nódulo y el 90% de estos tenían un solo gusano (Soulsby, 1987).

En el humano las dirofilarias en su mayoría no alcanzan la madurez sexual, sino que permanecen como "larvas migrantes cutáneas" que pueden causar diferentes daños en función de los órganos que afecten (Mehlhorn y Piekarski, 1993). En la dirofilariasis subcutánea, usualmente un solo parásito es encontrado en una cavidad que contiene exudado fibrinoso o en un absceso. Los componentes de infiltración celular son predominantemente eosinófilos y neutrófilos. Los hallazgos histológicos

son normalmente similares a los encontrados en las lesiones pulmonares, que consisten en una cápsula fibrosa, una capa de tejido granuloso y un centro necrótico (Sun, 1988).

Hasta 1982 solo se habían notificado 44 casos humanos según Barriga (1982) pero después Rodríguez-Silva *et al.* (1995) mencionaron 229, y Echeverri *et al.* (1999), 150. De los casos notificados entre 1995 y 2000, hubo seis en Alemania; uno en Argentina, uno en Brasil; cuatro en Estados Unidos; tres en Italia; 10 en Japón; uno en Puerto Rico, y uno en Tailandia. En los Estados Unidos se habían notificado 87 casos hasta 1992 según Asimacopoulos *et al.* (1992) y se comunicaron otros cinco hasta el año 2000. La infección humana es rara en Japón, con solo dos casos notificados hasta 1968; no obstante se notificaron otros 118 casos hasta 1995 según Makiya (1997) y 10 más hasta el año 2000 (Acha, 2003).

Por falta de pruebas en nuestro país no se han reportado en humanos la presencia de la parasitosis causada por *D. immitis*.

## **2.8 Tratamiento farmacológico.**

### **2.8.1 Animales.**

No existe ningún fármaco simultáneamente eficaz frente a los adultos y estadios larvarios, por lo que es necesario un tratamiento secuencial con diferentes fármacos (adulticida y microfilaricida). Los fármacos adulticidas son hepatotóxicos y nefrotóxicos siendo necesario conocer la funcionalidad de estos órganos antes de su administración. El reposo y el empleo de ácido acetilsalicílico antes y durante el tratamiento adulticida son aconsejables para evitar complicaciones tromboembólicas (Cordero *et al.*, 1999).

Los caninos infestados se tratan primero con un antihelmíntico adulticida; seis semanas más tarde, se usa un antihelmíntico microfilaricida, implantándose entonces a los caninos una medicación profiláctica (Soulsby, 1987).

Para eliminar microfilarias actualmente no hay ningún fármaco aprobado por la Agencia de Alimentos y Medicamentos por sus siglas en inglés FDA para la terapia microfilaricida (Acha, 2003). Puede darse Levamisol oralmente, 10 mg/Kg, durante 15 o 20 días. Las avermectinas 0.05 a 0.1 mg/Kg., reducen la microfilaremia en un 90% en 24 horas (Aiello y Mays, 2000).

Los parásitos muertos se eliminan por fagocitosis. Probablemente, si los parásitos hubieran muerto rápidamente y a la vez, el tratamiento podría resultar más letal que el propio parásito, por la obstrucción mecánica o llegar a causar un shock anafiláctico. Sin embargo incluso con la muerte lenta los pulmones resultan gravemente dañados (Bowman, 2011).

Durante el tratamiento se recomienda severa restricción de la actividad física, si es posible el confinamiento durante la administración de los fármacos adulticidas para evitar las complicaciones tromboembólicas. Se recomienda una dieta restringida en sodio para los caninos con sospecha o afectados de insuficiencia cardíaca congestiva y la administración de diuréticos si fuera necesario (Tilley y Smith Junior, 2008).

Debe recordarse que las lactonas macrocíclicas (avermectinas) son antihelmínticos y siempre existe la posibilidad de potenciales resistencias. Debido a que el ciclo de *D. immitis* es relativamente largo, parece poco probable que se produzcan resistencias pero la amenaza existe (Bowman, 2011).

### 2.8.1.1 Profilaxis.

Dado el número de especies de zancudos capaces de transmitir *D. immitis*, el control de la transmisión a nivel del vector es virtualmente imposible, como lo han demostrado los esfuerzos, a menudo infructuosos, para controlar la malaria humana en muchos países. La única medida eficaz de control ha sido administrar drogas quimiprofilácticas a los animales en riesgo de infección (Barriga, 2002).

Puede utilizarse cada 6 meses el tratamiento con tiacetarsamida. Donde *D. immitis* es menos común, deben examinarse los caninos cada 6 meses en busca de infestación, y tratarlos si es necesario. El mebendazol 80 mg/Kg., diario durante 30 días y comenzando 2 días antes de la infestación experimental, fue muy eficaz y constituye un posible agente profiláctico (Soulsby, 1987).

El tratamiento preventivo se puede dar desde las 6 a las 8 semanas de edad y debe efectuarse desde un mes antes del comienzo hasta un mes después del término de la estación de transmisión. La estación de transmisión se define como el período en que la temperatura ambiente promedio permite el desarrollo de las larvas infectantes de *D. immitis* en los zancudos ( $>18^{\circ}\text{C}$ ), por un mes entero (Barriga, 2002).

La dietilcarbamazina, la ivermectina y la milbemicina son tratamientos preventivos de administración oral. En El Salvador, el tratamiento más utilizado es a base de avermectinas. Los caninos menores de 6 meses de edad deben resultar negativos en las pruebas de microfilarias y pruebas de antígeno antes de administrarles medicación preventiva. En áreas templadas la medicación preventiva se puede usar durante todo el año. La medicación preventiva no debería ser administrada a los caninos que dan positivo en las pruebas para microfilarias (Aiello y Mays, 2000).

## 2.9 Métodos de diagnóstico.

Las infestaciones en caninos por *D. immitis* pueden diagnosticarse mediante las diferentes pruebas de detección de antígenos o encontrando microfilarias en sangre (Cuadro A-1). El antígeno aparecerá en sangre alrededor de los 5 meses tras la inoculación de la larva de tercer estadio. En el curso normal de los acontecimientos, las microfilarias de *D. immitis* aparecen por primera vez en la circulación al cabo de los 6 meses tras la exposición del canino a la picadura de los zancudos infectados, por lo que durante el largo período de prepatencia no se pueden detectar microfilarias en las muestras de sangre de un canino infectado (Bowman, 2011).

En una estimación, aproximadamente 20% de caninos infestados con gusanos del corazón adultos no tiene microfilarias circulantes. El porcentaje de las llamadas infecciones ocultas es más del doble en caninos sintomáticos con afección arterial pulmonar crónica y casi todos los que presentan signos de síndrome de neumonitis son negativos a microfilarias. Los caninos con infección por gusanos del corazón maduros viables lo bastante intensa para desarrollar signos de la enfermedad identificables prácticamente siempre tienen antigenemia detectable. Por el contrario, menos del 1% de caninos microfilarémicos carece de una prueba positiva para antígeno. El alto grado de especificidad y la mayor sensibilidad de las inmunovaloraciones enzimáticas actuales para antígeno de gusano del corazón circulante comparadas con un examen para microfilarias han hecho que estas pruebas sean el principal método de identificación prospectiva de la infección en caninos asintomáticos y en quienes tienen signos clínicos provocativos pero ambiguos. Cualquier canino con prueba positiva a antígeno de gusano del corazón también debe estudiarse para microfilarias, ya que es necesario considerar su presencia durante el tratamiento subsecuente del paciente. Aunque los dos tipos de pruebas se complementan entre sí, los estudios para microfilarias se han hecho secundarios a las pruebas para antígeno del gusano del corazón (Bonagura, 1997).



La dirofilariasis se sospecha en caninos de más de dos años con tos crónica, disnea de esfuerzo o intolerancia al ejercicio, en zonas donde se sabe que existe la infección (Barriga, 2002). Debe evaluarse el estado general y funcionalidad hepática, renal y cardíaca, pues, aunque no existe ningún signo clínico que pueda ser considerado patognomónico de esta parasitosis, antes de instaurar un tratamiento curativo es obligado conocer el estado clínico del animal (Cordero *et al*, 1999). La ecocardiografía y la radiografía también pueden demostrar la presencia de parásitos adultos (Barriga, 2002).

### **2.9.1 Prueba de detección rápida de antígeno (snap test).**

La detección del antígeno circulante se basa en un anticuerpo de laboratorio que se une a una cantidad adecuada de antígeno de *D. immitis* circulante. Aunque la glucoproteína detectada en la mayoría de los ensayos de laboratorio se encuentra en todas las partes del parásito, la principal fuente de antígeno circulante es el tracto genital de la hembra madura de *D. immitis*. La madurez y el número de hembras influyen en la cantidad de antígeno. Los animales con gusanos inmaduros y cargas bajas de gusanos serán negativos para el antígeno, incluso cuando los gusanos estén presentes en las arterias pulmonares y los signos clínicos estén presentes (Aiello y Mays, 2000). El inmunodiagnóstico se recomienda en animales con signos clínicos que sugieren la enfermedad, pero con diagnóstico de microfilaremia negativo (Cordero *et al*, 1999).

### 2.9.2 Método de Knott.

Los métodos que concentran microfilarias son superiores a los montajes húmedos de sangre y a las técnicas de tubo capilar. El estándar es la técnica de Knott modificado (Bonagura, 1997).

El método de Knott es un proceso de concentración de microfilarias por centrifugado, es el método de elección, ya que hay más posibilidad de encontrarlas aun cuando el número de microfilarias es pequeño (Soulsby, 1987). Esta técnica ha demostrado con éxito microfilarias en una muestra de sangre (aproximadamente el 60% de los caninos) (Aiello y Mays, 2000). Es 15 veces más sensible que la observación directa. (Cordero *et al*, 1999).

Puede ser importante diferenciar las microfilarias de *D. immitis* y *Dipetalonema reconditum*. Las microfilarias de *D. immitis* son más largas (300  $\mu\text{m}$  o más) que las de *D. reconditum* y son rectas, con cola recta y cabeza cónica; las de *D. reconditum* están curvadas y de cabeza roma (Soulsby, 1987).

### 2.9.3 Método de microhematócrito.

La detección de microfilarias se realiza en sangre con anticoagulante, observando los movimientos de las microfilarias en la interfase células-plasma en un capilar de microhematócrito. Las microfilarias de *D. immitis* suelen ser numerosas y con movimientos ondulantes no progresivos (Cordero *et al*, 1999).

La probabilidad de encontrar microfilarias se relaciona directamente con la gravedad de la infección, pero el número de las circulantes no guarda relación con la cifra de gusanos del corazón adultos (Bonagura, 1997).

### 3. JUSTIFICACION.

La dirofilariasis, para su desarrollo depende de factores ambientales y biológicos. Por eso es importante realizar un estudio por vez primera, con muestras significativas y mediante 3 métodos de diagnóstico, en lugares favorables por sus condiciones, como: la presencia del vector transmisor (zancudos), y temperatura adecuada para que este se desarrolle (30°C); para confirmar la incidencia que hay en estos lugares, y así demostrar que estas áreas son focos de infestación para otras áreas del país.

A esta enfermedad se le debe dar importancia; ya que principalmente afecta la salud de los caninos, y esto en ocasiones conlleva a la transmisión para el humano. Por tanto se necesita del constante estudio científico y actualización de la enfermedad para no errar en el diagnóstico; y tratamiento para beneficiar la salud del animal, y asegurarse que no habrá transmisión al humano. De esta manera se evitan gastos innecesarios en tratamientos hacia la mascota.

En nuestro país, nunca se ha llevado a cabo una investigación, utilizando tres diferentes métodos para diagnosticar la presencia del parásito en caninos: prueba de detección rápida de antígeno de *D. immitis*, para identificación de gusano adulto hembra; Método de Knott y Método de microhematocrito, para detección de microfilarias de *D. immitis*. Las unidades de salud de cada zona, donde se realizó el estudio, se verán beneficiadas con los resultados obtenidos en la investigación; para tomar las medidas pertinentes de control, o eliminación del zancudo transmisor; programa que tiene implementado el ministerio de salud pública y asistencia social.

#### **4. HIPOTESIS DE INVESTIGACIÓN.**

Si existen las condiciones adecuadas de temperatura de 26-30°C, y de presencia del vector transmisor los zancudos del género *Culex*, *Aedes* y *Anopheles*; entonces la probabilidad de presencia del parásito *D. immitis* adulto, y microfilarias será mayor en los caninos de las zonas en estudio.

#### **5. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.**

##### **5.1 Objetivo general.**

Determinar la presencia del gusano del corazón (*Dirofilaria immitis*), en perros domésticos (*Canis lupus familiaris*); en El Puerto de la Libertad, Departamento de La Libertad y Suchitoto, Departamento de Cuscatlán, para identificar focos de infestación para los caninos.

##### **5.2 Objetivos específicos.**

- Determinar la presencia de microfilarias, mediante el Método de Knott y el Método de Microhematocrito.
- Detectar la presencia de antígeno del gusano del corazón hembra adulto, mediante un test de detección rápida.
- Determinar la prevalencia de *Dirofilaria immitis*, en *Canis lupus familiaris* en los lugares de estudio.

## **6. MATERIALES Y MÉTODOS.**

### **6.1 Descripción del estudio.**

El estudio se realizó en la Unidad comunitaria de Salud Familiar del Puerto de La Libertad, departamento de La Libertad ubicada en Antigua Calle a Conchalío, Balneario Conchalío, a la cual acuden los habitantes de la zona urbana, que está constituida por los Barrios San José, El Centro, El Calvario y 10 cantones (Cangrejera, El Cimarrón, El Majahual, Melara, San Alfredo, San Diego, San Rafael, Santa Cruz, Tepegua y Toluca); y en la Unidad Comunitaria de Salud Familiar de Suchitoto, departamento de Cuscatlán ubicada en Av. José María Peña Fernández, Barrio El Calvario, a la cual asisten los habitantes de la zona urbana que esta constituida por seis barrios: Centro, San José, Santa Lucía, El Calvario, La Cruz y Concepción; y por cuatro colonias (Nuevo Suchitoto, Brisas de San José, Nuevo San Juan y El Pedregal). Ambas fueron previamente seleccionadas según las características aptas para el desarrollo del zancudo transmisor del parásito en estudio (Figura A-6).

Las muestras fueron tomadas en seis visitas realizadas a cada una de las unidades de salud correspondientes a las zonas en estudio, tomándolas en horas diurnas (8:00 am - 11:00 am) para procesarlas en horas de la tarde, transportándolas de cada uno de los lugares hacia la Clínica Veterinaria de Pequeñas Especies de la Universidad de El Salvador ubicada en la Facultad de Ciencias Agronómicas, ciudad universitaria, Final 25 Av. Norte, donde fueron analizadas por los diferentes métodos.

La toma de muestra de sangre de los caninos se realizó mediante una campaña de servicio médico veterinario, coordinada con las unidades de salud (Figura A-7 y A-8). A los caninos llevados por sus propietarios a la campaña; se les realizó un examen clínico general, se desparasitaron, se les aplicó vacuna antirrábica y se vitaminaron a cambio de obtener una muestra de sangre la cual fue extraída de la vena safena. Se tomaron muestras a caninos sin importar raza, sexo, edad o animales que haya o no

presentado alguna sintomatología que podamos relacionar con la enfermedad. La cantidad de sangre tomada fue de tres mililitros por animal, para realizar los tres tipos de exámenes de laboratorio estipulados. Se utilizó un instrumento en el cual se consigna toda la información requerida para relacionar los resultados con los objetivos específicos (Anexo A-1).

## **6.2 Equipo, Materiales, Reactivos, fármacos y otros.**

### **Equipo.**

- Centrífuga de laboratorio.
- Microcentrífuga Autocrit ultra 3.
- Microscopio óptico.
- Micropipeta dosificadora.
- Puntas de micropipetas.
- Cronómetro.
- Refrigeradora.
- Laptop.
- Cámara digital.

### **Materiales.**

- Cubre objeto.
- Porta objeto.
- Capilares sin heparina.
- Masilla selladora de capilares.
- Tubos de ensayo con anticoagulante (EDTA) 3 ml.
- Tubos de ensayo sin anticoagulante 3 ml.
- Tubos de vidrio con tapa rosca 10 ml.
- Test de detección rápida de *D. immitis* (snap test).
- Banner 0.60 x 0.90 m

- Afiches 0.30 x 0.45 m

### **Reactivos.**

- Formalina 2%.
- Azul de metileno (1:1000)
- Agua destilada.

### **Fármacos.**

- Ketoprofeno.
- Amoxicilina.
- Dexametasona.
- Trimetoprim sulfá.
- Enrofloxacina.
- Flunixin.
- Acetonida triamcinolona.
- Cefalexina.
- Ivermectina.
- Levamisol.
- Albendazol.
- AD3E (vitaminas).
- Complejo B.
- Extracto de hígado.

### **Otros.**

- Gabachas blancas.
- Alcohol etílico 90%.
- H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>.

- Desinfectante (amonio cuaternario)
- Detergente.
- Hielera.
- Tirro.
- Jeringas de 1, 3, 5 y 10 ml.
- Vacutainer.
- Agujas para vacutainer.
- Algodón.
- Papel toalla.
- Guantes de látex para examinación, tallas pequeña y mediana.
- Vacuna antirrábica canina, tipo cerebro de ratón lactante (CRL)
- Bozales.

### **6.3 Metodología de campo.**

Para realizar este estudio se tomó en cuenta las características que los lugares deben cumplir para que el parásito pueda desarrollar su ciclo biológico y la importancia en salud pública que esta enfermedad representa no solo para los residentes sino que para las personas que visitan estos lugares, las características son temperatura ambiental, existencia del vector transmisor y población canina, incluyendo la importancia turística en el país.

#### **-Unidad Comunitaria de Salud Familiar (UCSF) Puerto de La Libertad<sup>1</sup>:**

- Población humana zona urbana: 23,103 habitantes
- Población canina estimada en zona urbana: 602 caninos
- Relación humana/canina: 38 habitantes/1 canino
- Temperatura: máxima 30°C mínima 23°C
- Metros sobre el nivel del mar: 4

---

<sup>1</sup> Cabrera, R. 2012. Obtención de datos poblacionales. La Libertad, SV, Unidad de Salud Puerto de La Libertad. Comunicación personal.



- Extensión territorial: 142.5 km<sup>2</sup>
- Especies de zancudos presentes en la zona urbana: Culex, Aedes y Anopheles.

**-Unidad Comunitaria de Salud Familiar (UCSF) de Suchitoto<sup>2</sup>:**

- Población humana zona urbana: 6,547 habitantes.
- Población canina estimada en zona urbana: 1,113 caninos.
- Relación humana/canina: 6 habitantes/1 canino
- Temperatura: máxima 31°C mínima 19°C
- Metros sobre el nivel del mar: 332
- Extensión territorial: 329.92 kms<sup>2</sup>
- Especies de zancudos presentes en la zona urbana: Culex, Aedes y Anopheles.

En la Unidad Comunitaria de Salud Familiar de Suchitoto y Unidad Comunitaria de Salud Familiar Puerto de La Libertad se expuso la importancia y necesidad de corroborar la presencia del parásito *D. immitis* en la población canina de estos lugares y la necesidad de colaboración de parte de las instituciones para el desarrollo de la investigación, con propaganda para la campaña de servicio médico veterinario, vacunación contra la rabia, datos generales sobre población canina y el apoyo de la institución para garantizar el desarrollo de la campaña y obtener la muestra de sangre.

Se estipularon fechas para la realización de dicha campaña de servicios médicos veterinarios con el fin de obtener las muestras de sangre en caninos, se colocaron afiches y se promocionó las actividades a realizar (Figura A-9).

---

<sup>2</sup> Elías, K. 2012. Obtención de datos poblacionales. Cuscatlán, SV, Unidad Comunitaria de Salud Familiar de Suchitoto (UCSF). Comunicación personal.

La muestra se obtuvo en las fechas y horas estipuladas con gran afluencia de propietarios con sus mascotas interesados no solo en la campaña sino en conocer si su mascota presentaba el parásito *D. immitis*. En Suchitoto se realizó la actividad en el parque central de dicha ciudad con la participación de la Alcaldía municipal y la Unidad Comunitaria de Salud Familiar de Suchitoto; en El Puerto de La Libertad la Unidad Comunitaria de Salud Familiar acomodó el itinerario de la campaña de vacunación antirrábica para darle mayor oportunidad a la realización de nuestro estudio visitando Conchalío, El Morral y El Jute, adonde brindamos el servicio de la campaña médico veterinaria y se tomaron las muestras respectivas. A cada canino se le asignó un número correlativo de identificación, se le practicó un examen clínico y según el resultado se aplicaron medicamentos como antibióticos, antiinflamatorios, vitaminas, desparasitantes, etc. o se administró el plan profiláctico. Los caninos que se ajustaron al perfil de nuestro protocolo de la investigación se les tomó la muestra de sangre, dos mililitros se depositaron en un tubo con anticoagulante para realizar la prueba de Knott y de microhematócrito y un mililitro restante en el tubo sin anticoagulante para realizar la prueba de antígeno rápida o snap test. Estas muestras fueron debidamente identificadas y refrigeradas en hieleras para su traslado al laboratorio y posterior análisis.



**Figura 2.** Tubos debidamente transportados e identificados.

## **6.4 Metodología de laboratorio.**

La fase de laboratorio se llevó a cabo en la Clínica de Especies Menores de la Universidad de El Salvador ubicada en la Facultad de Ciencias Agronómicas, ciudad universitaria, Final 25 Av. Norte (Figura A-10).

Se utilizaron tres tipos de métodos para determinar la presencia del parásito *D. immitis*, dos de estos métodos para detectar la fase larvaria del parásito (microfilarias): Método de Knott y método de microhematócrito; y un método para la detección del antígeno del parásito adulto (snap test). Cada uno de los métodos fue realizado en horas de la tarde del día que se obtuvo la muestra de sangre.

### **6.4.1 Prueba de identificación rápida de antígeno (snap test).**

El casete de gusano del corazón antígeno (Ag) es un inmunoensayo cromatográfico para la detección cualitativa del antígeno de *D. immitis*. Tiene una letra "T" (Test) y una "C" (Control) como línea de prueba y línea de control en la superficie del cassette. Tanto la línea de prueba como la de control en la ventana de resultados no son visibles antes de aplicar la muestra. La línea de control se utiliza como testigo del procedimiento, deberá observarse siempre si el procedimiento de la prueba se realizó correctamente y los reactivos de la línea de control están trabajando. La línea de prueba "T" de color púrpura será visible en la ventana de resultados si hay suficiente antígeno de gusano del corazón en la muestra. Los anticuerpos contra *D. immitis* especialmente seleccionados se utilizarán en la tira de prueba como material tanto de captura como de detección. Esto permite que el casete de gusano del corazón Ag identifique el antígeno de *D. immitis* canino en el suero, plasma o sangre con un alto nivel de precisión llegando al 100% y poseen una sensibilidad de 94%. Se aplicó una gota de la muestra y el resultado se interpreta de 5 a 10 minutos posteriores (Anigen rapid test kit, 2012).

En nuestro caso se utilizó suero sanguíneo para realizar el análisis rápido de antígeno (Figura A-11). Tanto las muestras como los cassettes se mantuvieron en todo momento en refrigeración, por lo que para evitar errores en los resultados, fue necesario estabilizarlos hasta llevarlos a temperatura ambiente. Se aplicó la gota de suero con una micropipeta en el área especificada en el cassette y se cronometró el tiempo de 5 minutos, posteriormente se realizó la lectura de los cassetes (Figura A-12). En los resultados positivos se observó claramente la línea de prueba “T” y la línea de control “C”, en cambio en los negativos solamente se observaba teñida la línea de control “C”.



**Figura 3.** Resultado negativo en prueba de detección de antígeno, se observa solamente la línea de control “C” teñida.



**Figura 4.** Resultado positivo en prueba de detección de antígeno, se observa claramente la línea de control “C” y la línea de prueba “T” teñida.

#### 6.4.2 Método de Knott.

Un mililitro de sangre obtenida previamente de cada canino se traslado a un tubo de vidrio con tapa rosca de 10 ml, adonde se mezcló con formalina al 2% y posteriormente se centrifugó, el sedimento fué teñido con azul de metileno 1:1000 (Figura A-13 y A-14), se tomó una pequeña muestra entre porta y cubre objeto y se observó detenidamente al microscópio desde el objetivo 10x, 40x y 100x. Los resultados positivos demostraron claramente la presencia de microfilarias teñidas con un leve azul observadas desde el objetivo 10x, observandose también los glóbulos rojos teñidos los cuales ayudaron a la identificación más rápida de estas microfilarias por la comparación de tamaños y otras estructuras. En los resultados negativos no se observó ningún tipo de estructura que coincidiera con microfilarias.

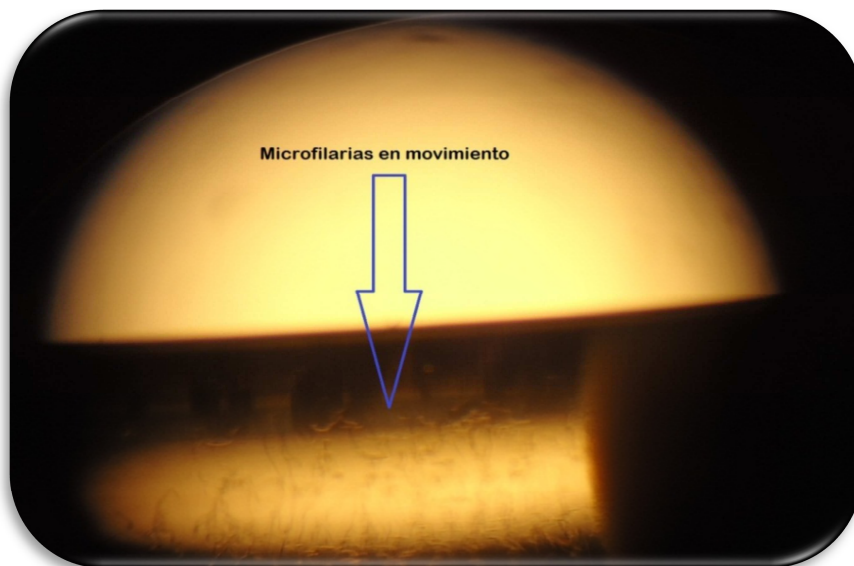


**Figura 5.** Presencia de microfilarias teñidas con azul de metileno mediante el método de Knott, de muestra #43 obtenida en El Puerto de La Libertad.

### 6.4.3 Método de microhematocrito.

Este método de diagnóstico se realiza mediante la observación de las microfilarias circulantes. Se incorpora la muestra de sangre tomada en tubo de ensayo con heparina en el capilar para microhematócrito, con centrifugación de 2500 revoluciones por minuto, durante tres minutos los parásitos se concentran en la capa enriquecida de leucócitos y pueden visualizarse a través de la pared de vidrio transparente del capilar (Winn *et al*, 2008).

Los capilares fueron llenados de sangre con anticoagulante mediante capilaridad, se sellaron de un extremo con la “masilla selladora” y se centrifugaron (Figura A-15 y A-16). Posterior centrifugación fueron observados inmediatamente al microscopio. En los resultados positivos se observó claramente el movimiento ondulante característico de las microfilarias de *D. immitis* ya sea con poca presencia de microfilarias o con una gran cantidad de microfilarias circulantes. En los negativos no se observó la presencia de microfilarias.



**Figura 6.** Presencia de microfilarias, se observó el movimiento ondulante característico de estas.

### 6.5 Metodología estadística.

Para obtener el número de caninos a muestrear se utilizó el Muestreo Estratificado por fijación proporcional con base a la población canina presente en cada una de las zonas de estudio, utilizando las siguientes fórmulas:

$$n^1 = \frac{p \cdot q}{E^2}$$

Donde:

$n^1$  = Tamaño muestral

$p$  = Prevalencia esperada

$q = 1 - p$

$E^2$  = Error

$$n = \frac{n^1}{1 + n^1/N}$$

Donde:

$n$  = Tamaño de la muestra

$n^1$  = Tamaño muestral

$N$  = Tamaño de la población.

Se obtuvo un total de muestras para El Puerto de La Libertad, Departamento de La Libertad de 63 caninos y para el Municipio de Suchitoto, Departamento de Cuscatlán de 66 caninos.

Para el análisis de los resultados se hizo uso de la Prueba de chi cuadrado con un grado de significancia del 5% para observar la presencia o ausencia del parásito al utilizar los diferentes métodos de diagnóstico, ya que se garantizará la homogeneidad del material desde la toma de muestra hasta el análisis de las mismas en el laboratorio. Esta prueba es la que mejor se adapta en medicina ya que es muy variable en este caso por el ciclo de vida del parásito.

La fórmula para obtener el valor de chi cuadrado es:

$$X^2 = \sum (O-E)^2/E$$

$\Sigma$ = sumatoria

O= es el valor observado

E= es el valor esperado

Para obtener el valor esperado utilizamos:

$$TMX * TMY / GT$$

TMX= total marginal X (filas)

TMY= total marginal Y (columnas)

GT= gran total

Para obtener los grados de libertad utilizamos:

$$V = (F-1)(C-1)$$

V= grados de libertad

F= fila

C= columna



Para la determinación de la prevalencia en los lugares en estudio se utilizó la fórmula:

**Prevalencia puntual =  $C_t / N_t$**

$C_t$  = número de casos existentes (prevalentes) en un momento determinado.

$N_t$  = número total de individuos en un momento determinado.

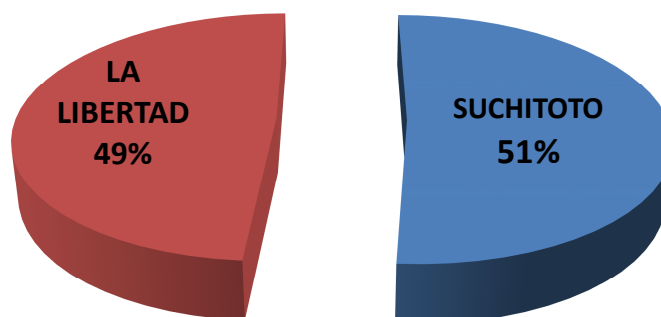
## 7. RESULTADOS.

### 7.1 Resultados obtenidos.

**Cuadro 1.** Lugar de toma de muestras.

Lugar de toma de muestras	Ciudad de Suchitoto		Puerto de La Libertad		Total	
	Fi	%	Fi	%	Fi	%
	66	51.16%	63	48.84	129	100%

Fi: Frecuencia absoluta.

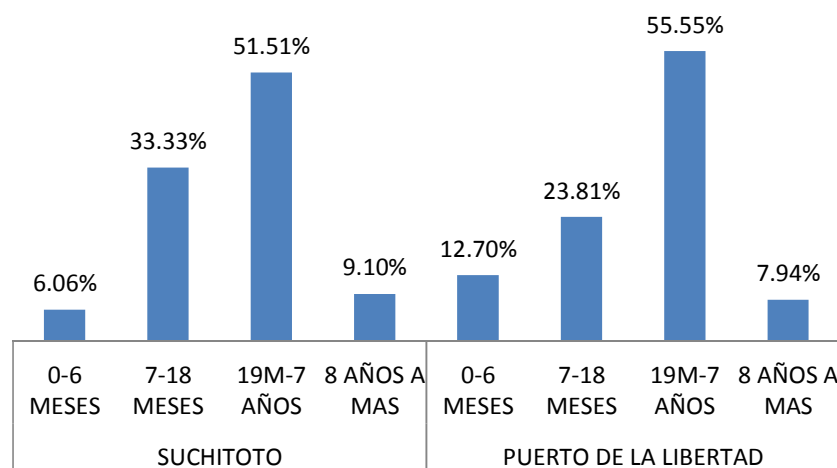


**Figura 7.** Lugar de toma de muestra.

Del 100% de muestras tomadas (129), el 51% fueron en la ciudad de Suchitoto, Cuscatlán y el 49% en el Puerto de La libertad, La Libertad.

**Cuadro 2.** Resultados obtenidos de los 129 caninos muestreados sobre las variables: edad, Raza, y tiempo de desparasitación.

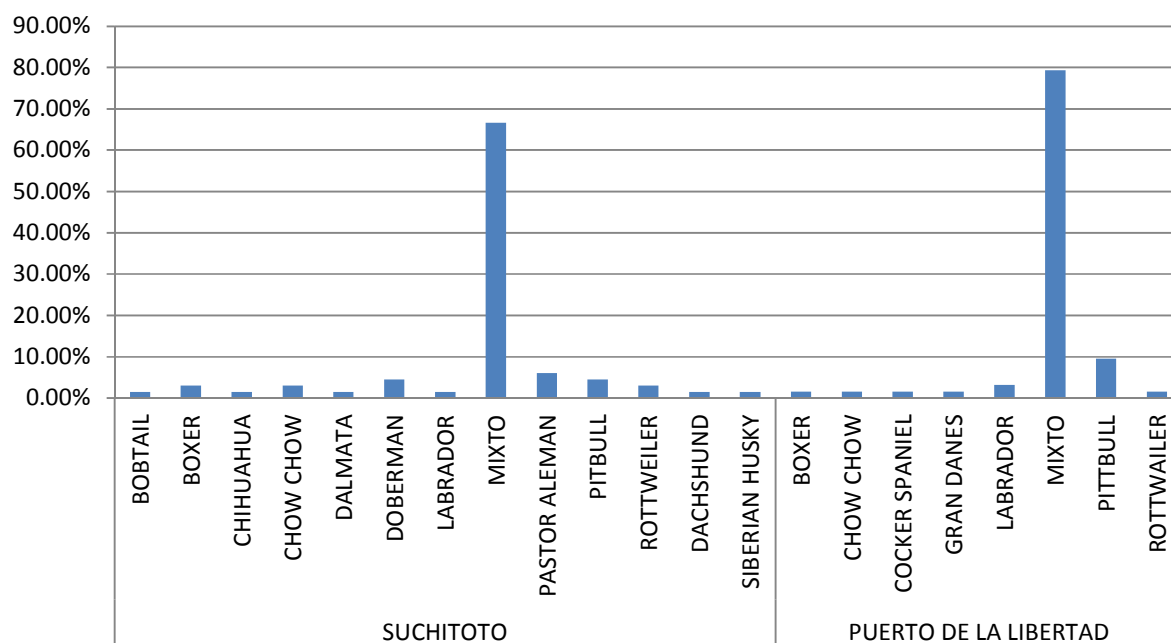
Pregunta	Opciones	Frecuencias	Porcentajes	Opciones	Frecuencias	Porcentajes	
Edad	0-6 meses	4	6.06%	0-6 meses	8	12.70%	
	7-18 meses	22	33.33%	7-18 meses	15	23.81%	
	19m-7años	34	51.51%	19m-7años	35	55.55%	
	8años a más	6	9.10%	8años a más	5	7.94%	
	<b>Total</b>	<b>66</b>	<b>100%</b>	<b>Total</b>	<b>63</b>	<b>100%</b>	
Raza	Mixto	44	66.67%	Mixto	50	79.36%	
	Pastor Alemán	4	6.06%	Pitbull	6	9.52%	
	Dachshund	1	1.51%	Chow chow	1	1.59%	
	Pitbull	3	4.54%	Rottweiler	1	1.59%	
	Chow chow	2	3.03%	Labrador	2	3.17%	
	Chihuahua	1	1.51%	Bóxer	1	1.59%	
	Doberman	3	4.54%	Cocker Spaniel	1	1.59%	
	Siberian Husky	1	1.51%	Gran danés	1	1.59%	
	Dálmata	1	1.51%				
	Rottweiler	2	3.03%				
	Labrador	1	1.51%				
	Bóxer	2	3.03%				
	Bobtail	1	1.51%				
	<b>Total</b>	<b>66</b>	<b>100%</b>	<b>Total</b>	<b>63</b>	<b>100%</b>	
	¿Hace cuánto tiempo fue desparasitado?	Menos de 6 meses	33	50.00%	Menos de 6 meses	25	39.68%
		Hace 1 año	12	18.18%	Hace 1 año	10	15.87%
Hace más de 1 año		8	12.12%	Hace más de 1 año	6	9.52%	
Nunca		13	19.70%	Nunca	22	34.92%	
<b>Total</b>		<b>66</b>	<b>100%</b>	<b>Total</b>	<b>63</b>	<b>100%</b>	



**Figura 8.** Edad de caninos muestreados.

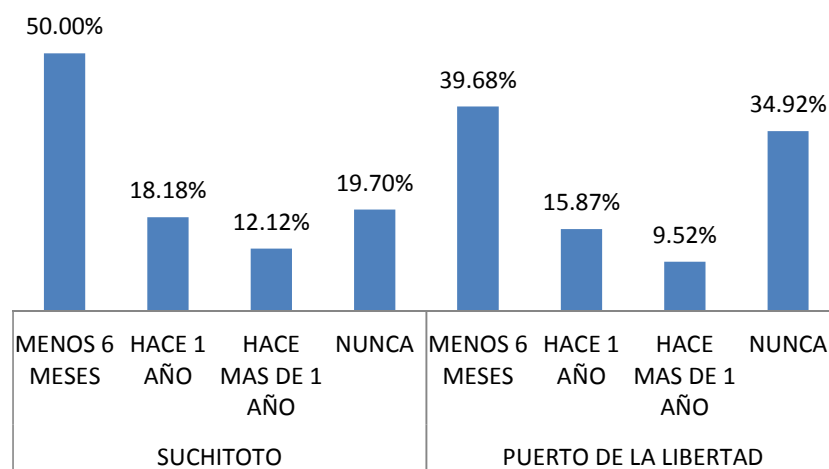
Del 100% de canes muestreados (129), para la variable edad: en Suchitoto, Cuscatlán, el 6.06% estaba entre 0-6 meses, el 33.33% entre 7-8 meses; el 51.51% entre

19 meses y 7 años, y el 9.10% más de 8 años. Y para el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 12.07% estaban entre 0-6 meses, el 23.81% entre 7-18 meses; el 55.55% entre 19 meses y 7 años, y el 7.94% arriba de 8 años.



**Figura 9.** Razas de caninos muestreados.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable razas: en Suchitoto, Cuscatlán, el 66.67% fue de raza mixta, el 4.54% raza pitbull, el 3.03% raza chow chow, el 3.03% raza rottweiler, el 1.51% raza labrador, el 3.03% raza bóxer, el 6.06% raza pastor alemán, el 1.51% raza dachshund, el 1.51% raza chihuahua, el 4.54% raza doberman, el 1.51% raza siberian husky, el 1.51% raza dálmata, y el 1.51% raza bobtail. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 79.36% fueron de raza mixta, el 9.52% raza pit bull, el 1.59% raza chow chow, el 1.59% raza rottweiler, el 3.17% raza labrador, el 1.59% raza bóxer, el 1.59% raza cocker spaniel, el 1.59% raza gran danés.



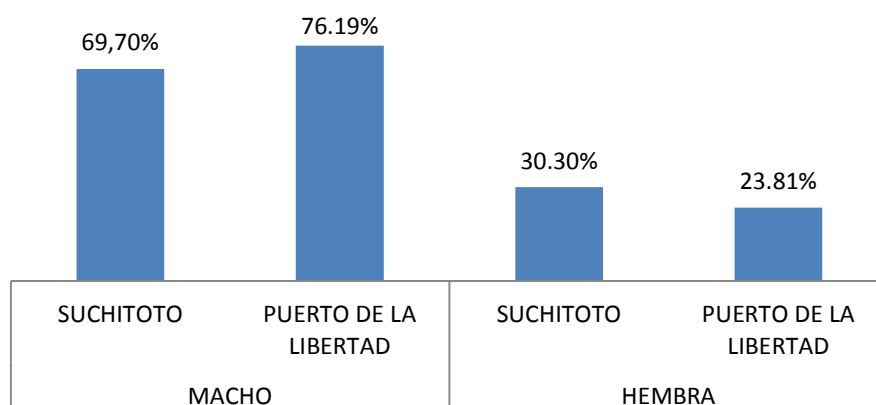
**Figura 10.** Caninos muestreados que fueron desparasitados.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable tiempo de desparasitación: en Suchitoto, Cuscatlán, el 6.06% estaba entre 0-6 meses, el 33.33% entre 7-8 meses, el 51.51% entre 19meses y 7 años, y el 9.10% más de 8 años. En el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 39.68% fue desparasitado hace 6 meses, el 15.87% fue desparasitado hace 1 año, el 9.52% fue desparasitado hace más de un año, y el 34.92% nunca se ha desparasitado.

**Cuadro 3.** Resultados obtenidos de los 129 canes muestreados sobre su historial clínico.

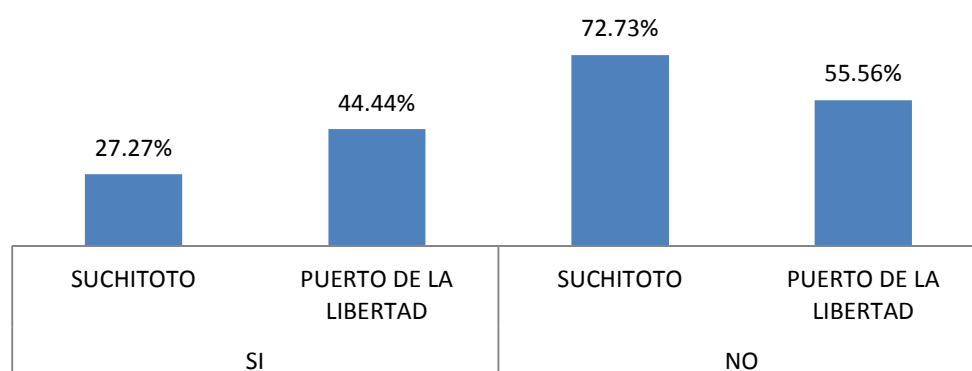
Pregunta	Suchitoto				Puerto de La Libertad					
	Respuesta				Respuesta				Total	
	Macho		Hembra		Macho		Hembra			
	Fi	%	Fi	%	Fi	%	Fi	%	Fi	%
Sexo	46	69.70%	20	30.30%	48	76.19%	15	23.81%	129	100%
Pregunta	Respuesta				Respuesta				Total	
	Sí		No		Sí		No		Fi	%
	Fi	%	Fi	%	Fi	%	Fi	%		
¿Ha tenido algún tipo de control veterinario?	18	27.27%	48	72.73%	28	44.44%	35	55.55%	129	100%
¿Ha sido desparasitado?	49	74.24%	17	25.76%	35	55.55%	28	44.44%	129	100%
¿Ha presentado tos en los últimos 6 meses?	7	10.61%	59	89.39%	6	9.52%	57	90.48%	129	100%
¿Ha presentado falta de apetito en los últimos 6 meses?	23	34.85%	43	65.15%	14	22.22%	49	77.78%	129	100%
¿Ha presentado pérdida de peso en los últimos 6 meses?	22	33.33%	44	66.67%	15	23.81%	48	76.19%	129	100%
¿Ha presentado intolerancia al ejercicio en los últimos 6 meses?	4	6.06%	62	93.94%	5	7.94%	58	92.06%	129	100%
¿Ha presentado dificultad para respirar en los últimos 6 meses?	7	10.61%	59	89.39%	2	3.17%	61	96.82%	63	100%
¿Ha presentado convulsiones en los últimos 6 meses?	0	0%	66	100%	0	0%	63	100%	63	100%

Fi: Frecuencia absoluta.



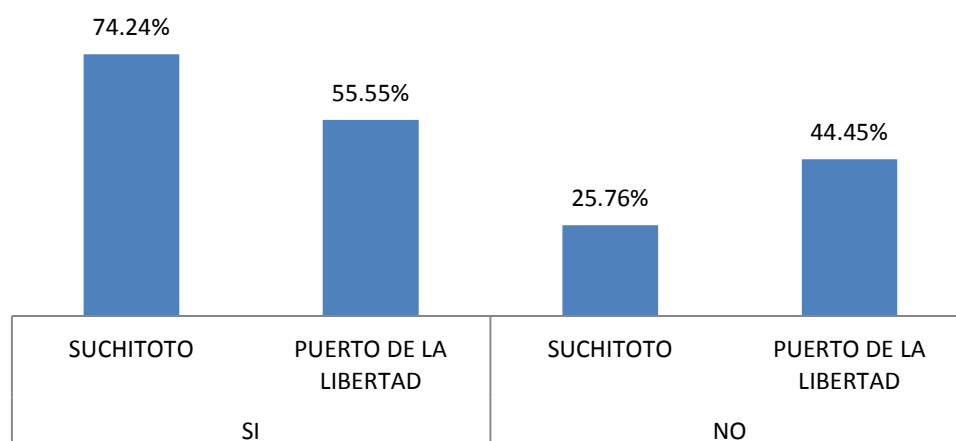
**Figura 11.** Sexo de caninos muestreados.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable sexo: en Suchitoto, Cuscatlán, el 69.70% fueron machos, y el 30.30% fueron hembras y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 76.19% fueron machos, y el 23.81% fueron hembras.



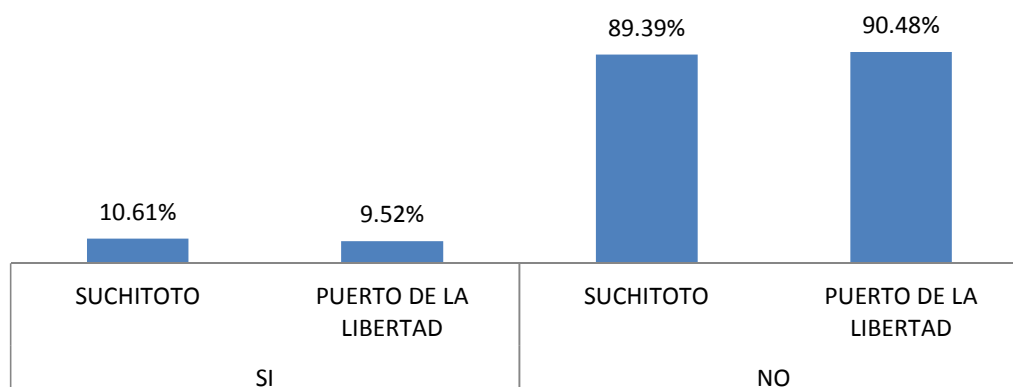
**Figura 12.** Control veterinario en los caninos muestreados.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable control veterinario: en Suchitoto, Cuscatlán, el 72.73% fue control negativo, y el 27.27% fue control positivo. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 55.56% fue control negativo, y el 44.44% fue control positivo.



**Figura 13.** Caninos muestreados que han sido desparasitados.

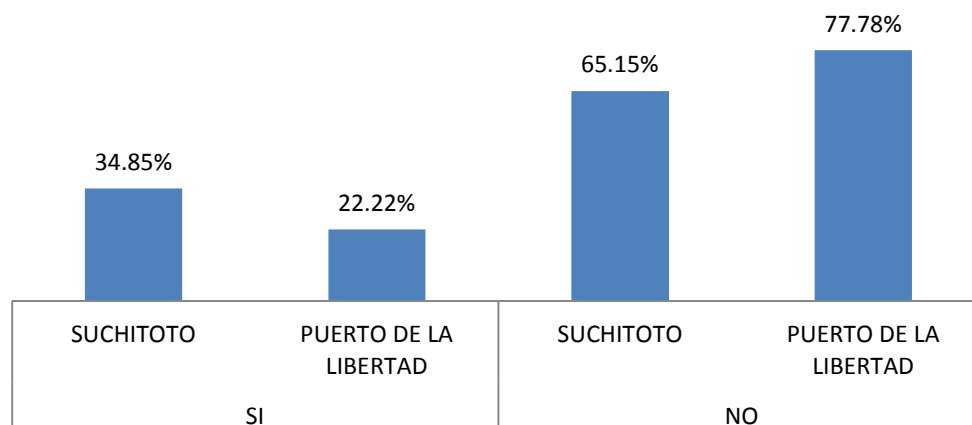
Del 100% de canes muestreados (129), para la variable desparasitación: En Suchitoto, Cuscatlán, el 74.24% han sido desparasitados, y el 25.76% no han sido desparasitados. Y en el Puerto de la Libertad, la Libertad, el 55.56% si ha sido desparasitado, mientras que el 44.44% no ha sido desparasitado.



**Figura 14.** Caninos muestreados que presentaron síntoma de tos.

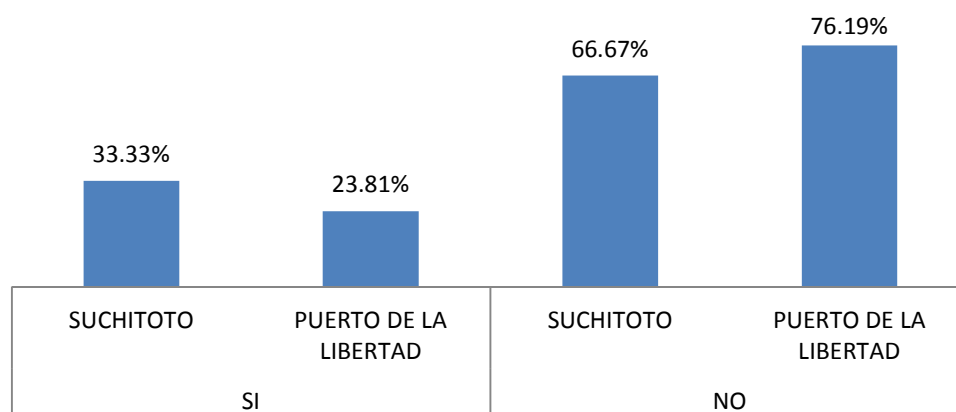
Del 100% de canes muestreados (129), para la variable tos: En Suchitoto, Cuscatlán, el 89.39% no habían presentado tos, y el 10.61% si han presentado tos. Y en el puerto de la Libertad, La Libertad, el 90.48% no han presentado. Y el 9.52% si han presentado tos.





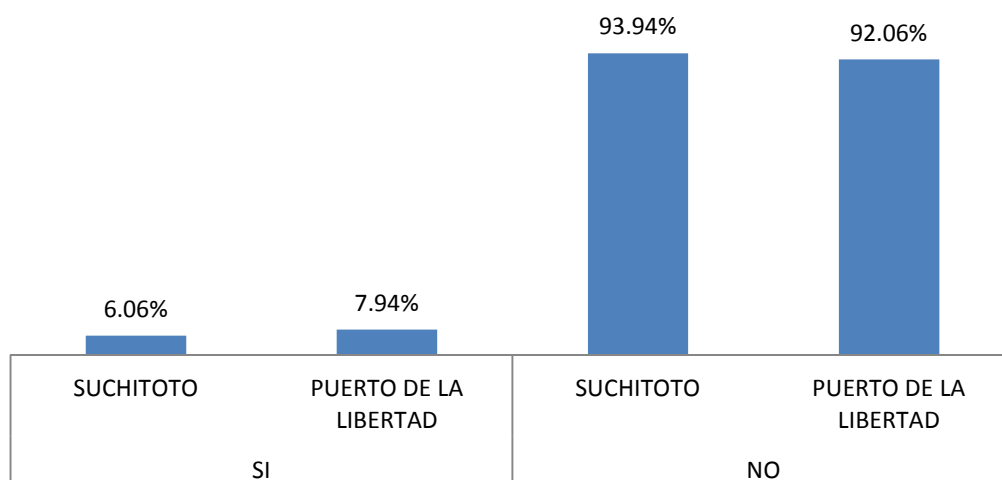
**Figura 15.** Caninos muestreados que han presentado falta de apetito.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable falta de apetito: en Suchitoto, Cuscatlán, el 77.78% no han presentado inapetencia, y el 22.22 si han presentado inapetencia. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 77.78% no han presentado inapetencia, y el 22.22 si han presentado inapetencia.



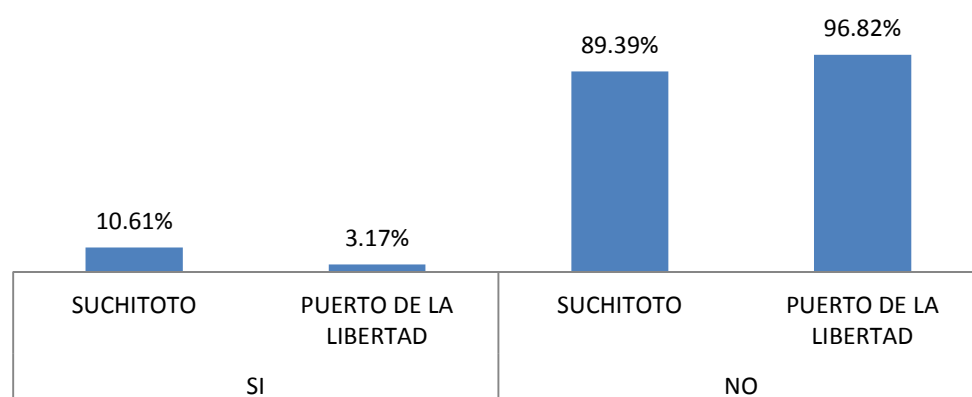
**Figura 16.** Caninos muestreados que han presentado pérdida de peso.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable pérdida de peso: en Suchitoto, Cuscatlán, el 76.19% no han tenido pérdida de peso, mientras el 23.81% si han tenido pérdida de peso. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 76.19% no han tenido pérdida de peso, mientras el 23.81% si han tenido pérdida de peso.



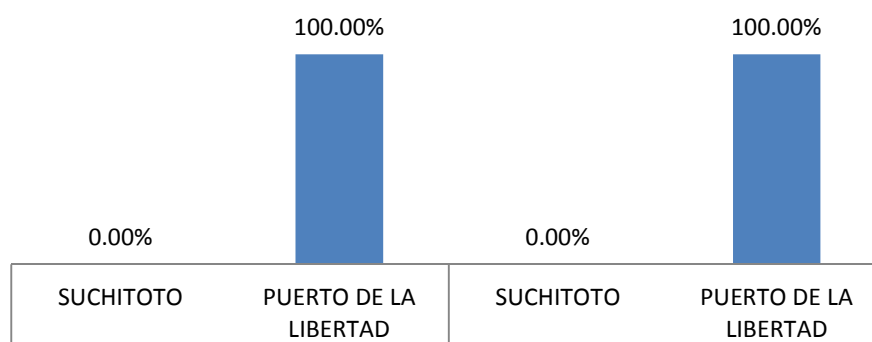
**Figura 17.** Caninos muestreados que han presentado intolerancia al ejercicio.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable intolerancia al ejercicio: en Suchitoto, Cuscatlán, el 93.94% no presentaban este síntoma, y el 6.06% si lo presentaban. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 92.06% no presentaron intolerancia al ejercicio, mientras que el 7.94% si presentaron intolerancia al ejercicio.



**Figura 18.** Caninos muestreados que han presentado dificultad para respirar.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable dificultad para respirar: en Suchitoto, Cuscatlán, el 89.39% no presentaba dificultad para respirar, y el 10.61% si había presentado dificultad para respirar. Y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 96.82% no presentaba dificultad para respirar, y el 3.17% si presentaba dificultad para respirar.



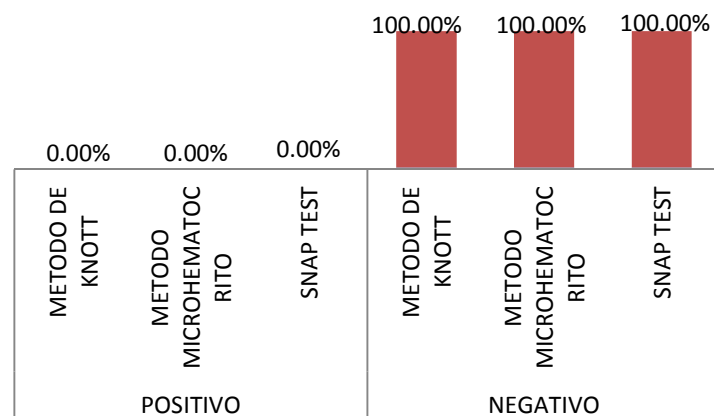
**Figura 19.** Caninos muestreados que han presentado convulsiones.

Del 100% de canes muestreados (129), para la variable convulsiones: en Suchitoto, Cuscatlán, el 100% aseguro que nunca han tenido convulsiones. Por tanto la respuesta si fue de 0.00% y en el Puerto de la Libertad, La Libertad, el 100% aseguro que nunca han tenido convulsiones. Por tanto la respuesta si fue de 0.00%

**Cuadro 4.** Resultados de laboratorio obtenidos para las 129 muestras tomadas para determinar la presencia o ausencia del parásito *D. immitis*.

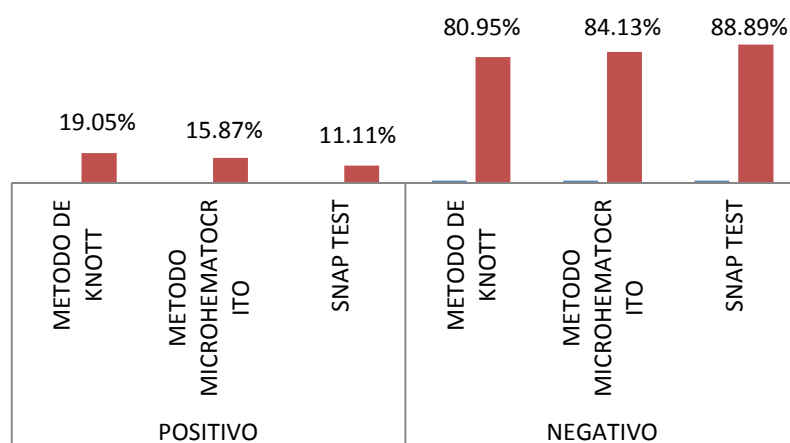
Tipo de prueba	Suchitoto				Puerto de la Libertad				Total	
	Respuesta				Respuesta				Total	
	Positivo		Negativo		Positivo		Negativo		Fi	%
	Fi	%	Fi	%	Fi	%	Fi	%		
1-Método de Knott	0	0%	66	100%	12	19.05%	51	80.95%	129	100%
2-Método de Microhematócrito	0	0%	66	100%	10	15.87%	53	84.13%	129	100%
3-Prueba de identificación rápida de antígeno (snap test)	0	0%	66	100%	7	11.11%	56	88.89%	129	100%

Fi: Frecuencia absoluta.



**Figura 20.** Resultados de pruebas de laboratorio realizadas a los caninos de Suchitoto, Cuscatlán.

Del 100% de canes muestreados por los tres diferentes métodos (66): en Suchitoto, Cuscatlán, el 100% resultado negativo, y el 0.00% resultado positivo.



**Figura 21.** Resultados de pruebas de laboratorio realizadas a los caninos en el Puerto de La Libertad, La Libertad.

Del 100% de canes muestreados por los tres diferentes métodos (63): en El puerto de la Libertad, el 80.95% resultado negativo para método de Knott, el 84.13% resultado negativo para el método microhematocrito y el 88.89% resultado negativo para snap test, mientras que el 19.05% resultado positivo para el método de Knott, el 15.87% resultado positivo para el método de microhematocrito, el 11.11% resultado positivo para snap test.

## 7.2 Análisis inferencial.

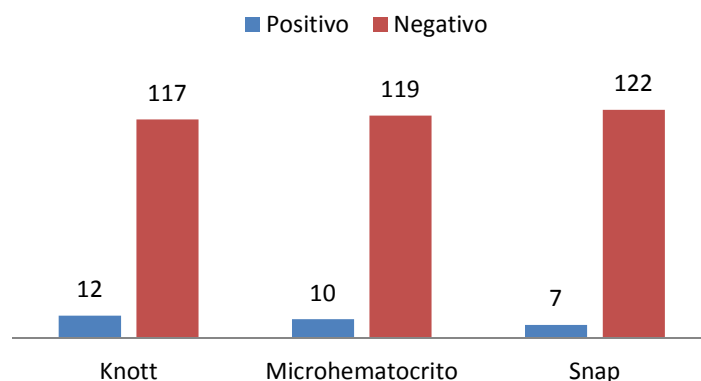
### 7.2.1 Métodos – resultados.

Estadísticamente no se observó relación entre métodos y presencia de *D. immitis* con un nivel de significancia del 5%; es decir que la aplicación del método para la identificación de *D. immitis* es independiente de la presencia del parásito en fase larvaria así como en estado adulto.

Los resultados de la investigación se ajustan a lo establecido por Bowman (2011) y Bonagura (1997), debido a que cada prueba es específica en la identificación de la fase larvaria del parásito así como en el estado adulto de este, por lo que la positividad en cualquier tipo de prueba demostró la presencia del parásito y si dos o más pruebas por muestra de sangre resultaron positivas es por que establecen la presencia de diferentes estadios del parásito.

**Cuadro 5.** Resultados de cada uno de los métodos.

<b>METODOS</b>	<b>Knott</b>	<b>Microhematocrito</b>	<b>Snap</b>	<b>TOTAL</b>
<b>RESULTADOS</b>				
<b>POSITIVO</b>	12 (9.66)	10 (9.66)	7(9.66)	29
<b>NEGATIVO</b>	117 (119.33)	119 (119.33)	122(119.33)	358
<b>TOTAL</b>	129	129	129	387



**Figura 22.** Resultados de cada uno de los métodos.

Chi cuadrado calculado es mayor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ), y se acepta la hipótesis alterna ( $H_1$ ). (Ver Anexo A-2)

$H_0$ : No existe relación entre el resultado y el tipo de método con respecto a la presencia del parásito *D. immitis*.

$H_1$ : Existe relación entre el resultado y el tipo de método con respecto a la presencia del parásito *D. immitis*.

### 7.2.2 Lugares – resultados.

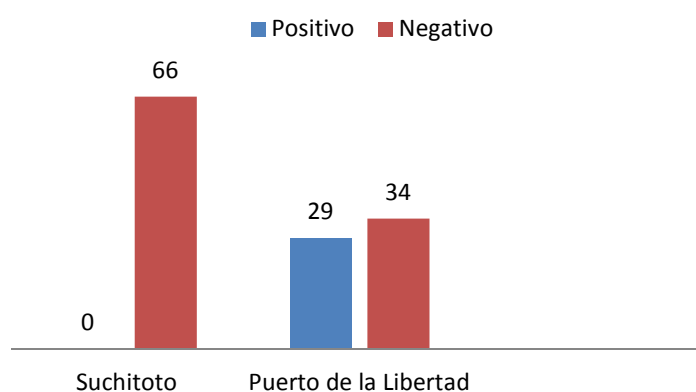
Estadísticamente se observó relación entre resultados obtenidos y los lugares en estudio con un nivel de significancia del 5%; con respecto a presencia del parásito *D. immitis*, es decir que los resultados obtenidos son dependientes del lugar.

Los resultados de la investigación en el Municipio de Suchitoto, demostraron que a pesar de cumplir con los requisitos de temperatura, humedad y presencia del vector transmisor, según Bonagura (1997) y Cordero *et al* (1999). Todas las muestras resultaron negativas a la presencia del parásito *D. immitis*, los factores que pueden afectar en los resultados se debe a que la Unidad Comunitaria de Salud Familiar de Suchitoto cuenta con planes de control específicos del vector transmisor de *D. immitis*,

como campañas de distribución de larvicida organofosforado, temefos (abate), fumigación y un comité encargado para el control de la malaria. Por otro lado, en el Puerto de La Libertad, fueron positivos 16 casos, específicamente en las muestras tomadas más cerca de la costa, esto puede explicar el porqué de la positividad en la zona, ya que se está más cerca a las desembocaduras de aguas de río hacia el mar. Medio para que se desarrolle el vector transmisor, y en las unidades de salud correspondientes hay una menor organización para el control del vector.

**Cuadro 6.** Resultados obtenidos en cada uno de los lugares.

LUGAR \ RESULTADO	SUCHITOTO	PUERTO DE LA LIBERTAD	TOTAL
POSITIVO	0 (14.86)	29 (14.16)	29
NEGATIVO	66 (51.16)	34 (48.84)	100
TOTAL	66	63	129



**Figura 23.** Resultados obtenidos en cada uno de los lugares.

Chi cuadrado calculado es mayor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ), y se acepta la hipótesis alterna ( $H_1$ ). (Ver Anexo A-3).

Ho: No existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo de presencia del parásito *D. immitis*.

Hi: Existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes) con el resultado positivo de presencia del parásito del parásito *D. immitis*.

### 7.2.3 Método de Knott – Lugares.

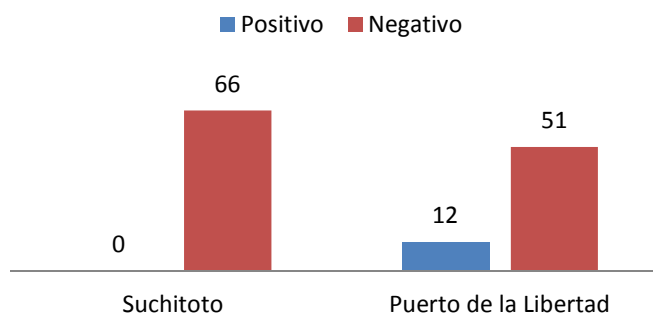
Estadísticamente se observó relación entre el método de Knott y los lugares en estudio con un nivel de significancia del 5%; con respecto a presencia del parásito *D. immitis* es decir que la aplicación del método de Knott es dependiente del lugar.

Los resultados obtenidos en la investigación se ajustaron a lo descrito por Bonagura (1997), Soulsby (1987), Aiello y Mays (2000) y Cordero *et al* (1999) ya que el método de Knott es un método confiable y seguro, por lo que si los caninos muestreados tenían microfilarias la probabilidad de que el método resultara positivo era muy alta.

**Cuadro 7.** Resultados del método de Knott en los lugares en estudio.

<b>METODO KNOTT</b>	<b>LUGAR</b>	<b>SUCHITOTO</b>	<b>PUERTO DE LA LIBERTAD</b>	<b>TOTAL</b>
<b>POSITIVO</b>		0 (6.14)	12 (5.86)	12
<b>NEGATIVO</b>		66(59.86)	51 (57.14)	117
<b>TOTAL</b>		66	63	129





**Figura 24.** Resultados del método de Knott en los lugares en estudio.

**Chi cuadrado calculado es mayor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis nula (Ho), y se acepta la hipótesis alterna (Hi). (Ver Anexo A-4).**

Ho: No existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método, con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

Hi: Existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

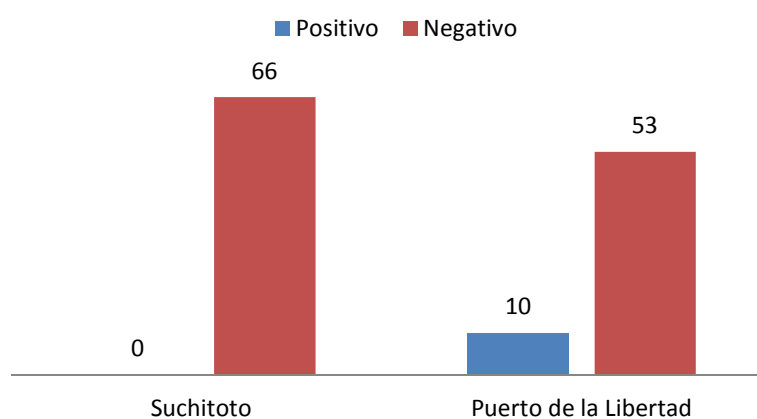
#### **7.2.4 Método de microhematócrito – lugares.**

Estadísticamente se observó relación entre el método de microhematócrito y los lugares en estudio, con un nivel de significancia del 5%; con respecto a presencia del parásito *D. immitis*, es decir que la aplicación del método de microhematócrito es dependiente del lugar.

Los resultados obtenidos en la investigación se ajustaron a lo descrito por Bowman (2011) y Bonagura (1997), el método microhematocrito es confiable y seguro es por ello que los caninos muestreados infestados con microfilarias, podrían percibirse a través de ésta prueba, en un porcentaje alto.

**Cuadro 8.** Resultados del método de microhematocrito en los lugares en estudio.

METODO MICROHEMATOCRITO	LUGAR	SUCHITOTO	PUERTO DE LA LIBERTAD	TOTAL
POSITIVO		0 (5.12)	10 (4.88)	10
NEGATIVO		66(60.88)	53 (58.12)	119
TOTAL		66	63	129

**Figura 25.** Resultados del método de microhematocrito en los lugares en estudio.

**Chi cuadrado calculado, es mayor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis nula (Ho), y se acepta la hipótesis alterna (Hi). (Ver Anexo A-5).**

Ho: No existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método, con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

Hi: Existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

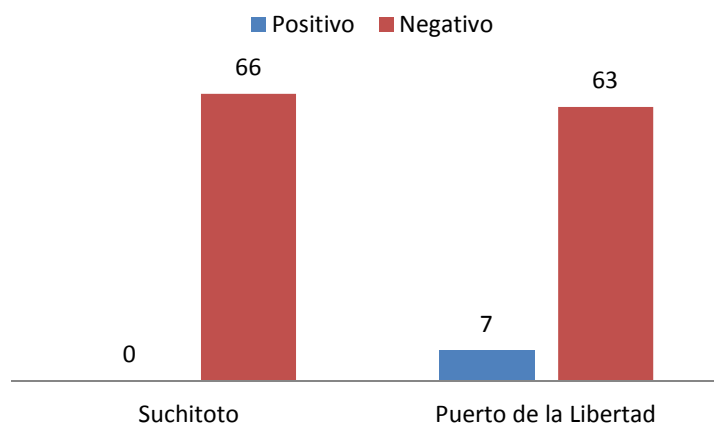
### 7.2.5 Método snap test – lugares.

Estadísticamente se observó relación entre el método de snap test (Prueba de detección rápida de antígeno) y los lugares en estudio con un nivel de significancia del 5%; con respecto a presencia del parásito *D. immitis* es decir que la aplicación del método de snap test es dependiente del lugar.

Los resultados obtenidos en la investigación se ajustaron a lo descrito por Bonagura (1997), Soulsby (1987), Aiello y Mays (2000) y Cordero *et al* (1999) ya que el método snap test es un método confiable y seguro, por lo que si los caninos muestreados tenían *D. immitis*. En estado adulto de sexo hembras, la probabilidad de que el método resultara positivo era del 95%.

**Cuadro 9.** Resultados del método de snap test en los lugares en estudio.

<b>METODO SNAP TEST</b>	<b>LUGAR</b>	<b>SUCHITOTO</b>	<b>PUERTO DE LA LIBERTAD</b>	<b>TOTAL</b>
<b>POSITIVO</b>		0 (3.58)	7 (3.42)	7
<b>NEGATIVO</b>		66(62.42)	56 (59.58)	122
<b>TOTAL</b>		66	63	129



**Figura 26.** Resultados del método de snap test en los lugares en estudio.

**Chi cuadrado calculado es mayor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis nula (Ho), y se acepta la hipótesis alterna (Hi). (Ver Anexo A-6).**

Ho: No existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método, con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

Hi: Existe relación entre los lugares muestreados (predisponentes), con el resultado positivo del método con respecto a la presencia del parásito *D. Immitis*.

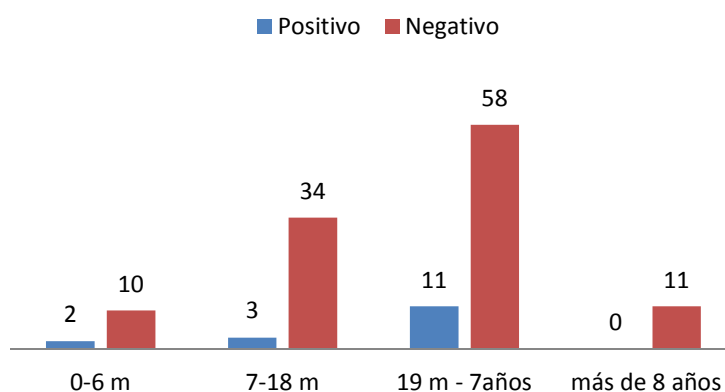
### 7.2.6 Edades – resultados.

Estadísticamente no se observó relación entre las edades y los resultados obtenidos con un nivel de significancia del 5%; es decir que la edad de los caninos muestreados es independiente para la presencia del parásito *D. immitis*.

Los resultados de la investigación se ajustan a lo establecido por Tilley y Smith Junior (2008) y Soulsby (1987), debido a que las muestras que resultaron positivas no demostraron ninguna predisposición por algún rango de edad establecido.

**Cuadro 10.** Resultados de edades de los caninos muestreados.

EDAD \ RESULTADOS	0-6 m	7-18 m	19 m -7 años	+ 8 años	TOTAL
POSITIVO	2 (1.48)	3 (4.59)	11 (8.56)	0 (1.36)	16
NEGATIVO	10(10.51)	34 (32.41)	58 (60.44)	11 (9.64)	113
TOTAL	12	37	69	11	129

**Figura 27.** Resultados de edades de los caninos muestreados.

**Chi cuadrado calculado es menor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis alterna (Hi), y se acepta la hipótesis nula (Ho). (Ver Anexos A-7).**

Ho: No existe relación entre las edades de los caninos muestreados y el resultado obtenido de los métodos.

Hi: Existe relación entre las edades de los caninos muestreados y el resultado obtenido de los métodos.

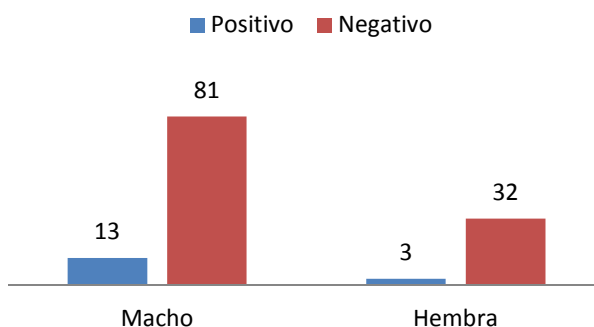
### 7.2.7 Sexo – resultados.

Estadísticamente no se observó relación, entre el sexo de los caninos muestreados y los resultados obtenidos, con un nivel de significancia del 5%; es decir que el sexo de los caninos muestreados es independiente para la presencia del parásito *D. immitis*.

Los resultados de la investigación no se ajustan a los establecido por Tilley y Smith Junior (2008), debido a que del 100% de canes muestreados en Suchitoto (66 caninos) el 69.70% fueron machos, y el 30.30% fueron hembras y del 100% de los canes muestreados en La Libertad (63 caninos) el 76.19% fueron machos, y el 23.81% fueron hembras. Por lo que las muestras no eran representativas para determinar si la presencia era mayor en machos que en hembras.

**Cuadro 11.** Resultados de sexo de los caninos muestreados.

SEXO \ RESULTADO	MACHO	HEMBRA	TOTAL
POSITIVO	13 (11.66)	3 (4.34)	16
NEGATIVO	81 (82.34)	32 (30.66)	113
TOTAL	94	35	129



**Figura 28.** Resultados de sexo de los caninos muestreados.

**Chi cuadrado calculado es menor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis alterna (Hi), y se acepta la hipótesis nula (Ho). (Ver AnexoA-8).**

Ho: No existe relación entre los sexos de los caninos muestreados y el resultado obtenido de los métodos con respecto a la ausencia y presencia del parásito *D. immitis*.

Hi: Existe relación entre los sexos de los caninos muestreados y el resultado obtenido de los métodos con respecto a la ausencia y presencia del parásito *D. immitis*.

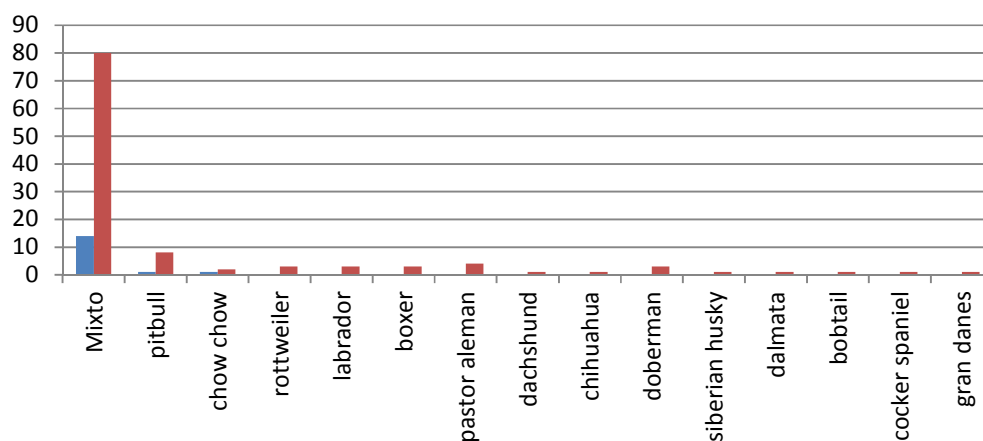
### 7.2.8 Resultados – razas.

Estadísticamente no se observó relación entre resultados obtenidos y razas de los caninos muestreados con un nivel de significancia del 5%; es decir que la presencia de *D. immitis* es independiente de la raza de los caninos muestreados.

Los resultados de la investigación se ajustan a lo establecido por Tilley y Smith Junior (2008) y Cordero *et al* (1999), ya que los caninos que resultaron positivos a la presencia del parásito *D. immitis* no son de una raza en específico, sino que son caninos que estuvieron más expuestos a las áreas adonde hay presencia del parásito y vectores transmisores.

**Cuadro 12.** Resultados de razas en los lugares en estudio.

Razas Resultado	Mixto	Pitbull	Chow chow	Rottweiler	Labrador	Bóxer	Pastor Alemán	Dachshund	Chihuahua	Doberman	Siberian Husky	Dálmata	Bobtail	Cocker Spaniel	Gran Danés	TOTAL
Positivo	14 (11.66)	1 (1.12)	1 (0.37)	0 (0.37)	0 (0.37)	0 (0.37)	0 (0.49)	0 (0.12)	0 (0.12)	0 (0.37)	0 (0.12)	0 (0.12)	0 (0.12)	0 (0.12)	0 (0.12)	16
Negativo	80 (82.34)	8 (7.88)	2 (2.63)	3 (2.63)	3 (2.63)	3 (2.63)	4 (3.50)	1 (0.87)	1 (0.87)	3 (2.63)	1 (0.87)	1 (0.87)	1 (0.87)	1 (0.87)	1 (0.87)	113
TOTAL	94	9	3	3	3	3	4	1	1	3	1	1	1	1	1	129



**Figura 29.** Resultados de razas en los lugares en estudio.

**Chi cuadrado calculado es menor que chi tabla, por tanto se rechaza la hipótesis alterna (Hi), y se acepta la hipótesis nula (Ho). (Ver Anexo A-12).**

Ho: No existe relación entre los tipos de raza de los caninos muestreados y los métodos diagnósticos con respecto a la presencia del parásito *D. immitis*.

Hi: Existe relación entre los tipos de raza de los caninos muestreados y los métodos diagnósticos con respecto a la presencia del parásito *D. immitis*.



### 7.3 Prevalencia.

**Prevalencia puntual:** la cantidad de animales que están enfermos en un determinado momento.

#### 7.3.1 Prevalencia en Suchitoto, Cuscatlán.

**Prevalencia puntual = Ct / Nt**

Ct = 0

Nt = 602 caninos

Prevalencia puntual= 0 %

Se calcula una prevalencia puntual del 0.00% de la presencia del parásito *D. immitis* en Suchitoto, Cuscatlán.

#### 7.3.2 Prevalencia en Puerto de La Libertad, La Libertad.

**Prevalencia puntual = Ct / Nt**

Ct = 16

Nt = 1,113 caninos

Prevalencia puntual= 0.01 %

Se calcula una prevalencia puntual del 0.01% de la presencia del parásito *D. immitis* en el Puerto de la Libertad, La Libertad.

## 8 CONCLUSIONES.

1. En el puerto de la libertad, hubieron resultados positivos del parásito *D. immitis*; lo que representa focos de infestación para transmitir la enfermedad; mientras que en Suchitoto todos fueron negativos.
2. El método de Knott y microhematocrito, son específicos para observar presencia de microfilarias, en muestras sanguíneas de canes, siendo específicas para observar morfología y movimiento respectivamente.
3. Los resultados positivos obtenidos, por el método de inmunoserología snap test, establecen la relación existente de parásitos hembra adultos a través de la detección de su antígeno de forma cualitativa.
4. La prevalencia es baja, en comparación con el número de casos positivos, en relación a la cantidad de canes muestreados. Esto sería diferente si solo se tomara en cuenta como un total la población de las áreas endémicas.
5. En la zona costera, los resultados positivos fueron mayores, específicamente en los puntos más cercanos a la playa. Esto es por diversos factores, entre los que se puede destacar las desembocaduras de cuencas de ríos, que producen zonas de agua estancadas. Estas coinciden con la presencia del parásito.
6. La ciudad de Suchitoto, por medio de la Unidad Comunitaria de Salud familiar, impulsa campañas para el control de zancudos; además un comité encargado para el control de la malaria, factores que pueden afectar en el desarrollo del ciclo biológico del parásito. Tomando en cuenta también la distancia, que existe entre los reservorios de agua con la ciudad afecta muy posiblemente los resultados de ausencia del parásito.

7. El mayor porcentaje de los canes que resultaron positivos, a los métodos de diagnóstico; estaban entre los que no habían sido desparasitados, o habían sido desparasitados hace más de un año.

## 9 RECOMENDACIONES.

1. Concientizar a la población que posee mascotas, sobre la importancia de un plan profiláctico de desparasitaciones periódicas, para prevenir infestaciones de este tipo; mayormente aquellas poblaciones que tienen las condiciones climáticas idóneas para la presencia de este parásito.
2. Continuar estudios del parásito *D. immitis*, en zonas que se adaptan a lo mencionado por la literatura para el desarrollo del parásito según su ciclo biológico.
3. A las autoridades correspondientes: implementar programas de desparasitaciones periódicas a los caninos, en las zonas con presencia del parásito, así como la realización de un plan de control, para el vector del parásito y que estos sean amigables, con el medio ambiente y por ende con la salud humana y animal.
4. A los Médicos Veterinarios, implementar en sus pruebas de laboratorio complementarias, el método de Knott, y microhematocrito por su mínimo costo y alta eficiencia.
5. Centrifugar los microcapilares, solo el tiempo necesario para que se sedimenten las células sanguíneas, según sus capas respectivas, para permitir una mejor percepción del movimiento de las microfilarias por el método de microhematocrito.
6. Obtener la concentración adecuada del azul de metileno, para la tinción de estructuras por el método de Knott, para poder observar adecuadamente la morfología.

## 10 BIBLIOGRAFÍA.

1. Acha, P. 2003. Zoonosis y Enfermedades transmisibles comunes a hombres y a los animales. 3 ed. Washington D.C., US. OPS. v. 3 Parasitosis. p. 286-287.
2. Aiello, SE; Mays, A. 2000. El manual Merck de veterinaria. 5 ed. Barcelona, ES. Océano. p. 104-109.
3. Anigen rapid test kit. 2012. Canine Heartworm antigen test kit (en línea). Ohio, US. Dan Scott & Associates. Consultado 4 abr. 2012. Disponible en: <http://www.danscottandassociates.com/index.php?id=14006>
4. Barriga, O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en la América Latina. Santiago, CL. Germinal. p. 130-133.
5. Benenson, A. 1987. El control de las Enfermedades transmisibles en el hombre. 14 ed. Washington, D.C., US. OPS. p. 206-207.
6. Birchard, S; Sherding, R. 1996. Manual Clínico de procedimientos en pequeñas especies. México D.F., MX. McGraw-Hill Interamericana. v. 1. p. 579-586.
7. Borchert, A. 1964. Parasitología Veterinaria. 3 ed. Zaragoza, ES. Acribia. p. 261-263.
8. Bonagura, K. 1997. Terapéutica Veterinaria de Pequeños animales. México D.F., MX. Mc Graw-Hill Interamericana. p. 948-956.
9. Bowman, D. 2011. Parasitología para veterinarios. 9 ed. Barcelona, ES. Elsevier. p. 9, 10, 213-219, 274, 275, 324, 402, 403.

10. Castro, I. 1996. Examen general de calidad profesional para la Medicina Veterinaria y Zootecnia. Material de estudio: Área caninos y felinos. Consejo nacional de educación de la Medicina Veterinaria y Zootecnia, A.C. Sistema Universidad Abierta UNAM. Ciudad Universitaria Coyoacán, México, D.F., MX. v. 1. p. 88-98.
11. Conde, IM; Escobar, AM; Gómez, WM. 2005. Determinación de la presencia del Antígeno de *Dirofilaria immitis* por inmunocromatografía en pacientes caninos de cinco clínicas veterinarias en la zona norte de San Salvador. Tesis Lic. en Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador, SV. Universidad de El Salvador. 80 p.
12. Cordero, M; Rojo, FA; Martínez, AR; Sánchez, MC; Hernández, S; Navarrete, I; Diez, P; Quiroz, H; Carvalho, M. 1999. Parasitología veterinaria. Madrid, ES. Mc Graw-Hill Interamericana. p. 163, 164, 679-689.
13. Foreyt, W. 1997. Veterinary Parasitology. Reference Manual. 4 ed. Washington, US. Washington State University. p. 22-25.
14. Greene, C. 1993. Enfermedades Infecciosas Perros y Gatos. México D.F., MX. Mc Graw-Hill Interamericana. p. 73.
15. Johnson, R. 1990. Estadística Elemental. México D.F., MX. Trillas. p. 329-346.
16. Lapage, G. 1971. Parasitología Veterinaria. México D.F., MX. Compañía Editorial Continental. p. 205-206.
17. Mayaudon, H; Power, L. 1981. Parasitología y Zoología Médica. Maracay, VE. Universidad Central de Venezuela. Facultad de Ciencias Veterinarias. Vol. 2. p. 284-286.

18. Mehlhorn, H; Piekarski, G. 1993. Fundamentos de parasitología. Parásitos del hombre y de los animales domésticos. 3 ed. Zaragoza, ES. Acribia. p. 274.
19. Olsen, W.O. 1974. Animal Parasites. Their life Cycles and Ecology. New York, US. Dover Publications. p. 488-492.
20. Pineda, Y. 2009. "Determinación de la presencia de *Dirofilaria immitis* en pacientes caninos de la práctica privada de la zona poniente de San Salvador utilizando el método Witness". Tesis Lic. en Medicina Veterinaria y Zootecnia. San Salvador, SV. Universidad Salvadoreña "Alberto Masferrer". p. 3-4, 40.
21. Rimbaud, E. 2009. Primer diagnóstico de *Dirofilaria immitis* afectando caninos en Managua, Nicaragua (en línea). Managua, NI. Universidad de Ciencias Comerciales. Consultado 23 mzo. 2012. Disponible en: <http://ar.groups.yahoo.com/group/APANicaragua/message/638>
22. Saunders, WB. 1981. Terapéutica veterinaria. Práctica Clínica en Pequeños Animales. Perros, gatos, pájaros de jaula y animales exóticos. México D.F., MX. Editorial Continental. p. 172, 173, 223-228.
23. Schaer, M. 2006. Medicina clínica del perro y el gato. Barcelona, ES. Masson. p. 159, 160, 202, 203.
24. Simón, F. 2012. La dirofilariasis animal y humana en España (en línea). Zaragoza, ES. Asís Biomedica, S.L. p. 567. Consultado 4 abr. 2012. Disponible en: <http://www.argos.grupoasis.com/bibliografias/dirofilariosis117.doc>
25. Soto, S. 2007. "Determinación de la incidencia de *Dirofilaria Immitis* por medio del método de knott, en el municipio de Roatán, islas de la bahía" (en línea). Tesis M.V. Guatemala, GT. Universidad de San Carlos de Guatemala. 34 p.

Consultado 23 mzo. 2012. Disponible en [http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10\\_1055.pdf](http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/10/10_1055.pdf)

26. Soulsby, E. 1987. Parasitología y Enfermedades Parasitarias en los animales domésticos. 7 ed. México D. F., MX. Nueva editorial Interamericana. p. 307-312.
27. Sumano, H; Ocampo, L. 2001. Farmacología Veterinaria. 2 ed. México D.F., MX. McGraw Hill Interamericana. p. 277-280.
28. Sun, T. 1988. Color atlas and textbook of diagnostic parasitology. New York, US. IGAKU-SHOIN. p.211-213.
29. Tilley, LP; Smith Junior, FWK. 2008. Blackwell's five-minute Veterinary consult: canine and feline. 4 ed. Iowa, US. Blackwell Publishing. p. 506-508.
30. Urquhart, GM.; Armour, J.; Duncan, JL. ; Dunn, AM. ; Jennings, FW. 2001. Parasitología Veterinaria. 2 ed. Zaragoza, ES. Acribia. 355 p.
31. Vignau, ML; Venturini, LM; Romero, JR; Eiras, DF; Basso, WU. 2005. Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos. Buenos Aires, AR. Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional de La Plata. p. 177.
32. Willard, M; Tvedten, J. 2004. Diagnóstico Clínico Patológico práctico en los pequeños animales. 4 ed. Buenos Aires, AR. Interamericana. s.p.
33. Winn, WC; Allen, SD; Janda, WM; Koneman, EW; Procop, GW.; Scherenckenberger, PC; Woods, GL. 2008. Koneman diagnóstico microbiológico texto y atlas en color. 6 ed. Buenos Aires, AR. Médica Panamericana. p. 1249- 1250.



## 11 ANEXOS.

- **Anexo A-1.** Ficha de recolección de datos de los caninos a muestrear.

<b>Ficha de datos.</b>			
<b>Muestra número:</b> _____			
Lugar de toma de muestra:	Suchitoto	<input type="checkbox"/>	Puerto de La Libertad
			<input type="checkbox"/>
Nombre del propietario: _____			
Dirección: _____		Nombre del paciente: _____	
Edad: 0-6 m	<input type="checkbox"/>	7-18 m	<input type="checkbox"/>
19m-7años	<input type="checkbox"/>	8 años a más	<input type="checkbox"/>
Sexo: Macho	<input type="checkbox"/>	Hembra	<input type="checkbox"/>
		Raza: _____	
¿Ha tenido algún tipo de control veterinario? Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>			
¿Ha sido desparasitado? Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>			
-Si la respuesta es "Si",			
¿Hace cuánto tiempo fue desparasitado?			
-Menos de 6 meses	<input type="checkbox"/>	-Hace 1 año	<input type="checkbox"/>
		- Hace más de 1 año	<input type="checkbox"/>
¿Ha presentado alguno de estos síntomas en los últimos 6 meses:			
- Tos	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>
- Falta de apetito	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>
- Pérdida de peso	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>
- Intolerancia al ejercicio	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>
- Dificultad para respirar	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>
- Convulsiones	Si	<input type="checkbox"/>	No <input type="checkbox"/>

- **Anexo A-2.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 5.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1)(3-1)$$

$$V = 2$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$129 * 29 / 387 = 9.66$$

$$129 * 29 / 387 = 9.66$$

$$129 * 29 / 387 = 9.66$$

$$129 * 358 / 387 = 119.33$$

$$129 * 358 / 387 = 119.33$$

$$129 * 358 / 387 = 119.33$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (12-9.66)^2 / 9.66 + (10-9.66)^2 / 9.66 + (7-9.66)^2 / 9.66 + (117-119.33)^2 / 119.33 + (119-119.33)^2 / 119.33 + (122-119.33)^2 / 119.33$$

$$X^2 = 0.56 + 0.012 + 0.73 + 0.046 + 9.12 + 0.060$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 10.53$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 2.92$$

- **Anexo A-3.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 6.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1)(2-1)$$

$$V = 1$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$66 * 29 / 129 = 14.89$$

$$66 * 100 / 129 = 51.16$$

$$63 * 29 / 129 = 14.16$$

$$63 * 100 / 129 = 48.84$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (0-14.84)^2 / 14.84 + (29-14.16)^2 / 14.16 + (66-51.16)^2 / 51.16 + (34-48.84)^2 / 48.84$$

$$X^2 = 14.84 + 15.55 + 4.30 + 4.51$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 39.21$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 3.84$$

- **Anexo A-4.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 7.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1) (2-1)$$

$$V = (1) (1)$$

$$V = 1$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$66 * 12 / 129 = 6.14$$

$$66 * 117 / 129 = 59.86$$

$$63 * 12 / 129 = 5.86$$

$$63 * 117 / 129 = 57.13$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (0-6.14)^2 / 6.14 + (66-59.86)^2 / 59.86 + (12-5.86)^2 / 5.86 + (51-57.14)^2 / 57.14$$

$$X^2 = 6.14 + 0.62 + 6.43 + 0.66$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 13.85$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 3.84$$

- **Anexo A-5.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 8.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1)(2-1)$$

$$V = (1)(1)$$

$$V = 1$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$66 * 10 / 129 = 5.12$$

$$66 * 119 / 129 = 60.88$$

$$63 * 10 / 129 = 4.88$$

$$63 * 119 / 129 = 58.12$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (0-5.12)^2 / 5.12 + (66-60.88)^2 / 60.88 + (10-4.88)^2 / 4.88 + (53-58.12)^2 / 58.12$$

$$X^2 = 5.12 + 0.43 + 5.37 + 0.45$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 11.37$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 3.84$$

- **Anexo A-6.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 9.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1) (2-1)$$

$$V = (1) (1)$$

$$V = 1$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$66 * 7 / 129 = 3.58$$

$$66 * 122 / 129 = 62.42$$

$$63 * 7 / 129 = 3.42$$

$$63 * 122 / 129 = 59.58$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (0-3.58)^2 / 3.58 + (66-62.42)^2 / 62.42 + (7-3.42)^2 / 3.42 + (56-59.58)^2 / 59.58$$

$$X^2 = 3.58 + 0.20 + 3.74 + 0.21$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 7.73$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 3.84$$

- **Anexo A-7.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 10.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1)(4-1)$$

$$V = 3$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$12 * 16 / 129 = 1.48$$

$$12 * 113 / 129 = 10.51$$

$$37 * 16 / 129 = 4.59$$

$$37 * 113 / 129 = 32.41$$

$$69 * 16 / 129 = 8.56$$

$$69 * 113 / 129 = 60.44$$

$$11 * 16 / 129 = 1.36$$

$$11 * 113 / 129 = 9.64$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (2-1.48)^2 / 1.48 + (10-10.51)^2 / 10.51 +$$

$$(3-4.59)^2 / 4.59 + (34-32.41)^2 / 32.41 +$$

$$(11-8.56)^2 / 8.56 + (58-60.44)^2 / 6.44 + (0-$$

$$1.36)^2 / 1.36 + (11-9.64)^2 / 9.64$$

$$X^2 = 0.18 + 0.02 + 0.52 + 0.08 + 0.7 +$$

$$0.99 + 1.36 + 0.19$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 4.04$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 7.8$$

- **Anexo A-8.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 11.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1)(2-1)$$

$$V = 1$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$94 * 16 / 129 = 11.66$$

$$94 * 113 / 129 = 82.34$$

$$35 * 16 / 129 = 4.34$$

$$35 * 113 / 129 = 30.66$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2 / E$$

$$X^2 = (13-11.66)^2 / 11.66 + (3-4.34)^2 / 4.34 + (81-82.34)^2 / 82.34 + (32-30.66)^2 / 30.66$$

$$X^2 = 0.15 + 0.41 + 0.02 + 0.05$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 0.63$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 3.8$$



- **Anexo A-9.** Cálculos de chi cuadrado y chi tabla para cuadro 12.

**ERROR: 0.05**

**GRADOS DE LIBERTAD:  $V = (F-1)(C-1)$**

$$V = (2-1) (15-1)$$

$$V = (1) (14)$$

$$V = 14$$

**VALOR ESPERADO:  $TMX * TMY / GT$**

$$94*16/129 = 11.66$$

$$9*16/129 = 1.12$$

$$3*16/129 = 0.37$$

$$4*16/129 = 0.49$$

$$1*16/129 = 0.12$$

$$94*113/129 = 82.34$$

$$9*113/129 = 7.88$$

$$3*113/129 = 2.63$$

$$4*113/129 = 3.50$$

$$1*113/129 = 0.87$$

**CHI CALCULADO**

$$X^2 = \sum (O-E)^2/E$$

$$X^2 \text{ CALCULADO} = 4.72$$

$$X^2 \text{ TABLA} = 23.7$$

## LISTA DE CUADROS

- **Cuadro A-1.** Interpretación de pruebas de *D. immitis*.

La prueba de Knott modificada es utilizada para la detección de microfilarias y en la actualidad solamente los test de antígeno (ELISA) son recomendados como pruebas serológicas.

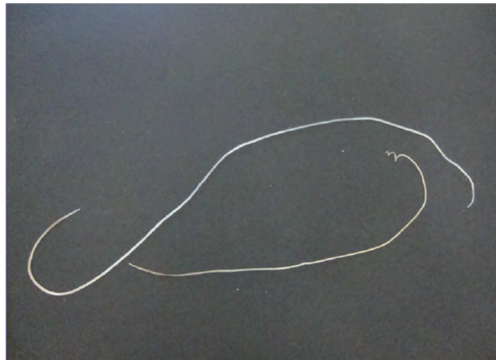
Microfilarias de <i>D. immitis</i> presentes en la prueba de Knott.	Prueba de antígeno	Resultados y recomendaciones.
<b>Positivo</b>	Positivo	Infestación patente por <i>D. immitis</i> . (tratar con adulticidas, microfilaricidas y utilizar preventivo)
<b>Negativo</b>	Positivo	Falso-negativo en prueba de Knott, no hay adultos presentes, solo parásitos inmaduros, todos machos o todas hembras, se ha tratado con microfilaricidas, anticuerpos contra microfilarias. (tratar con adulticida y utilizar preventivos)
<b>Positivo</b>	Negativo	Falso-positivo en prueba de Knott, pocos adultos presentes, infestación reciente, respuesta inmunológica que remueve o enmascara los antígenos detectados en las pruebas serológicas, mala identificación de las microfilarias observadas. (tratar con microfilaricidas y utilizar preventivo)
<b>Negativo</b>	Negativo	No hay parásito adulto presente, baja carga parasitaria, adultos inmaduros presentes, infestación oculta inmunomediada. (utilizar preventivos de <i>D. immitis</i> si es un área de transmisión)

(Blagburn, 1994; Henry and Dillon, 1994 citados por Foreyt, 1997).

## LISTA DE FIGURAS

- **Figura A-1.** Gusanos adultos de *D. immitis*.

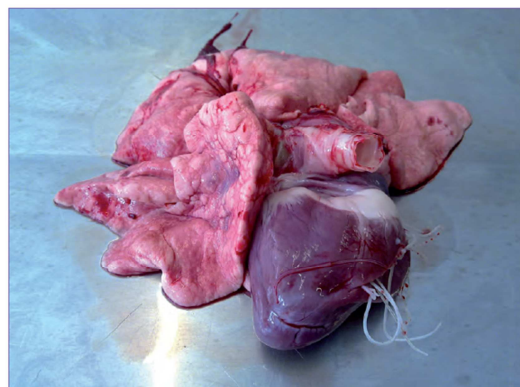
El ejemplar más largo corresponde a una hembra, mientras que el ejemplar cuyo extremo posterior se encuentra enrollado corresponde a un macho.



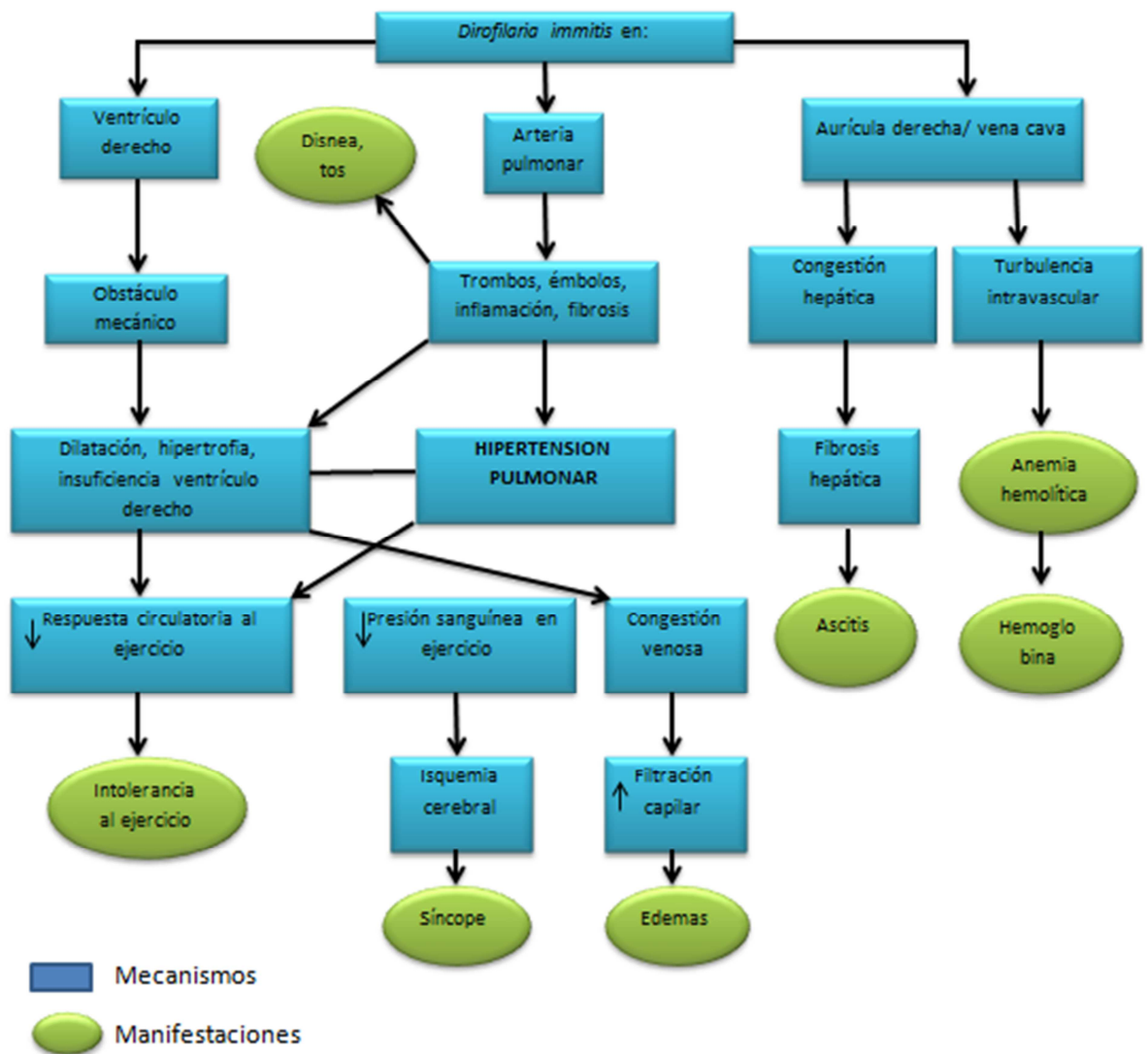
- **Figura A-2.** Larva estadio 3 de *D. immitis* sobresaliendo de la proboscis de un mosquito infectado.



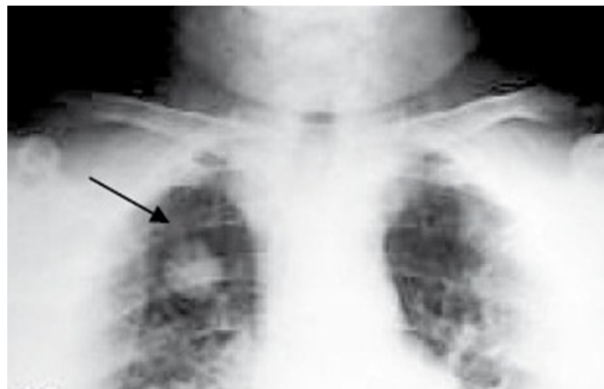
- **Figura A-3.** Dirofilarias adultas en corazón de canino.



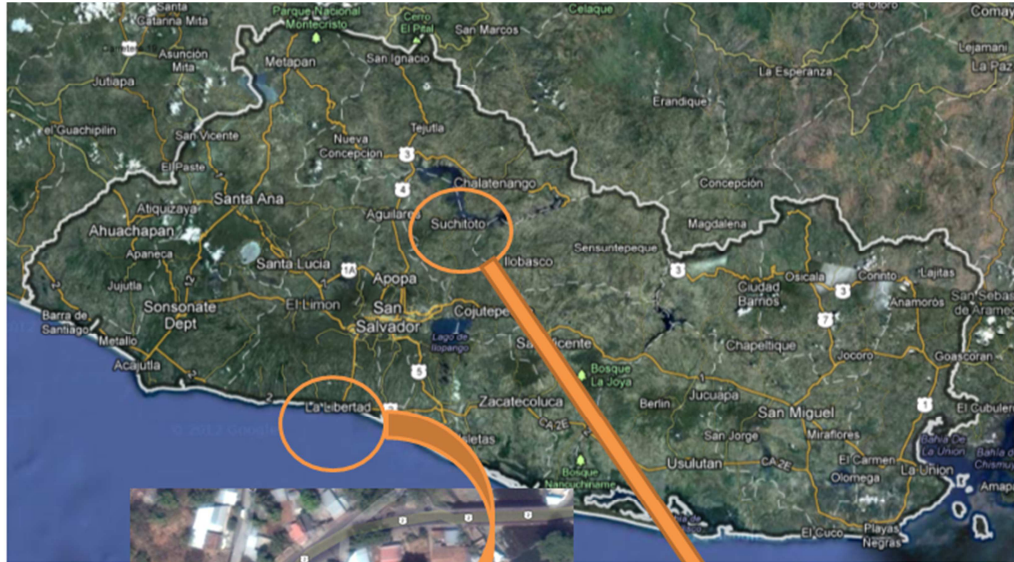
- **Figura A-4.** Fisiopatología de la *Dirofilariasis*.



- **Figura A-5.** Nódulo causado por *D. immitis* en pulmón humano.



- **Figura A-6.** Ubicación geográfica lugares en estudio.



Unidad de Salud  
Puerto de la Libertad:  
Antigua Calle a  
Conchalío, Balneario  
Conchalío, La Libertad.



Unidad Comunitaria de Salud  
Familiar de Suchitoto: Av. José  
María Peña Fernández, Barrio El  
Calvario, Suchitoto, Cuscatlán.





- **Figura A-7.** Toma de muestras de sangre a caninos de Suchitoto, Cuscatlán.



- **Figura A-8.** Toma de muestras de sangre a caninos del Puerto de La Libertad, La Libertad.



- **Figura A-9.** Afiche de campaña publicitaria .



# GRATIS

Recibe totalmente gratis para tu perro:

- Consulta General
- Desparasitaciones
- Vitaminas
- Vacunas antirrábicas

A cambio, regálanos una muestra de sangre de tu perro para realizarle las pruebas de detección del parásito *Dirofilaria immitis*. Y conoce el resultado sin costos.

Días en que puedes traerlo:

---

---

---



- **Figura A-10.** Clínica de Especies Menores de la Universidad de El Salvador.



- **Figura A-11.** Materiales utilizados para realizar el método de snap test.



Centrífuga.

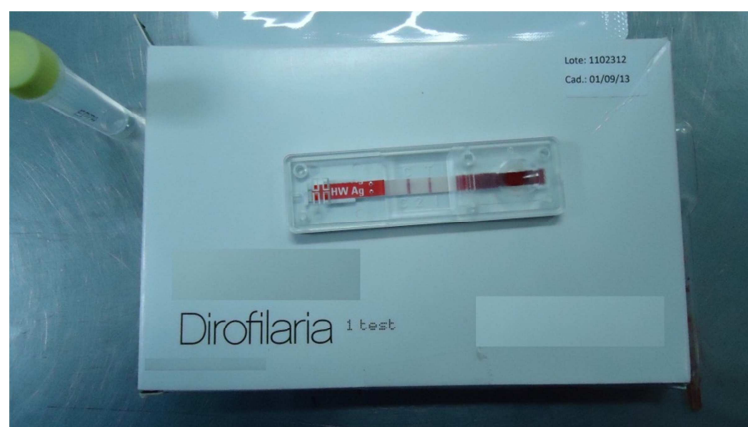
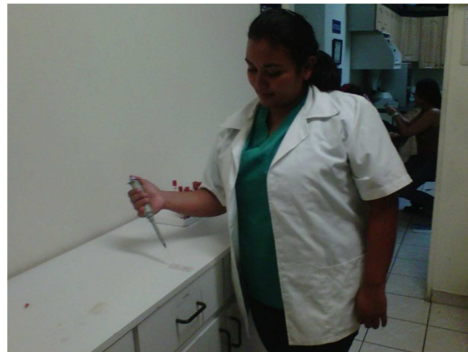
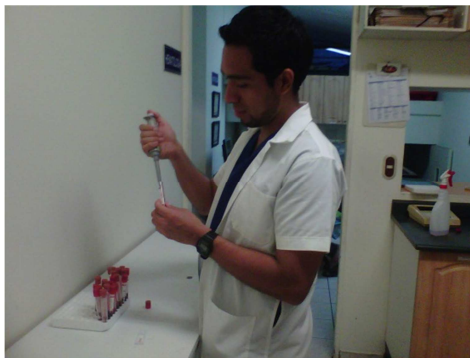
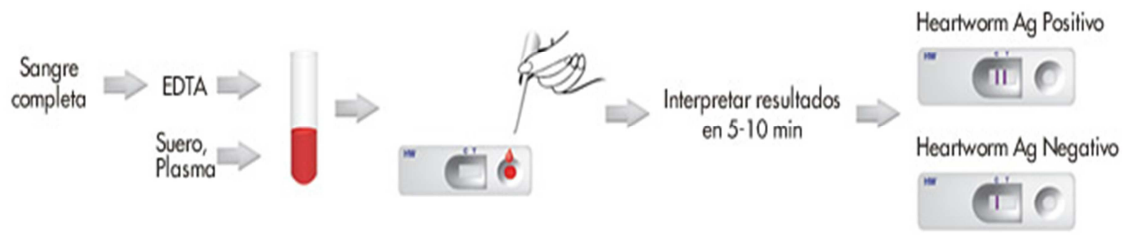


Cronómetro y micropipeta.



Snap test.

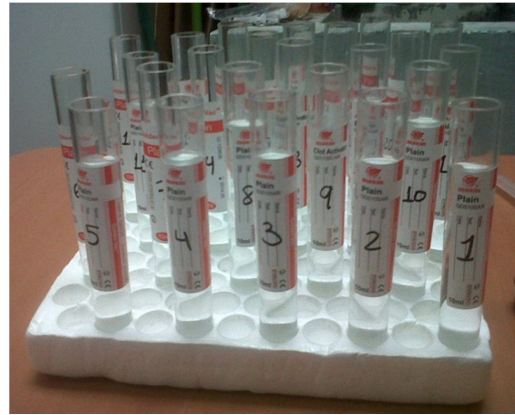
- **Figura A-12.** Procedimiento para realización de snap test.



- **Figura A-13.** Materiales utilizados para realizar el método de Knott.



Formalina.



Tubos de 10 ml.



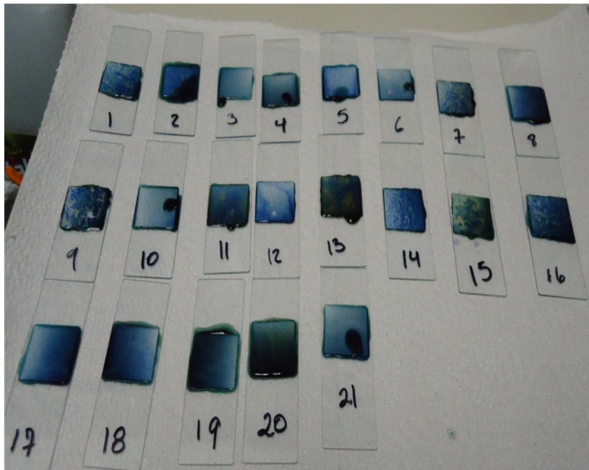
Centrífuga.



Porta y cubre objeto.



- **Figura A-14.** Procedimiento para realización de método de Knott.



- **Figura A-15.** Materiales utilizados para realizar el método de microhematócrito.



Capilares y masilla selladora.



Microcentrífuga.

- **Figura A-16.** Procedimiento para realización de método de microhematócrito.

