

UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO HENRÍQUEZ UREÑA

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
Y RECURSOS NATURALES**

ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

ESTUDIO DE LA PREVALENCIA DE *DIROFILARIA IMMITIS* CANINA, UTILIZANDO LA PRUEBA SNAP “VETSCAN CANINE HEARTWORM RAPID ANTIGEN TEST”, EN EL MUNICIPIO DE VILLA ALTAGRACIA, SAN CRISTÓBAL, REPÚBLICA DOMINICANA.



TRABAJO DE GRADO PRESENTADO POR

CLARITZA JIMÉNEZ VELÁZQUEZ

EMILY NICOLE SANTANA COLLADO

PARA LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE DOCTOR EN MEDICINA VETERINARIA

SANTO DOMINGO, D. N.

2017

DEDICATORIA

DEDICATORIA

En primer lugar, esta dedicación va para nosotras, sus autoras, ya que representa el final de esta etapa que tanto esfuerzo y dedicación requirió.

Va dedicada también a lo que algún día nos hizo desear llevar el título de Doctoras en Medicina Veterinaria.

Por último, pero no menos importante, se la dedicamos a todo aquel aspirante de médico veterinario; ten pendiente que al final todo vale la pena.

AGRADECIMIENTOS

AGRADECIMIENTOS

(Por Emily Santana)

En primer lugar, a mis padres: Osmaira, Luis y Héctor, quienes no solo invirtieron económicamente en mi carrera, sino que también apoyaron mis decisiones desde el primer momento y me ofrecieron palabras de sabiduría cuando las necesité.

A mis profesores quienes me brindaron las herramientas necesarias para el buen entendimiento y desarrollo de mi carrera. Me enseñaron a tener una buena ética profesional y a discernir entre buenas y malas prácticas formando en mí una mejor profesional.

Mención especial al Dr. Luis Tull, quien no solo abrió mis ojos al mundo de la veterinaria como no lo ha hecho ningún otro profesor, sino que también me sirvió como maestro de vida con sus consejos que nunca faltan, sus chistes en medio de clase, y su confianza en mi buen desempeño, y no menos importante, al Dr. Víctor Caamaño quien no solo asesoró este trabajo de grado, brindándonos a mí y a mi compañera un ojo crítico, sino que también se convirtió en amigo y confidente, me hizo reír enviándome chistes cada cinco minutos, y me aconsejó en mis crisis existenciales.

A mis compañeros de carrera y futuros colegas con quienes me estresé, gocé, lloré, y reí, todo mientras estudiábamos (o bebíamos y bailábamos jajaja). ¡Los quiero a todos y sé que la carrera no hubiese sido tan placentera de llevar si no hubiese sido por ustedes

Mención especial a mi compañera de tesis, Claritza Jiménez, por confiar en mí para acompañarla a hacer este trabajo de investigación e introducirme a Alex Ferreira y Jorge Drexler que creo que nunca hubiese conocido sin ella jajajaja.

A los dueños de los perros muestreados, GRACIAS, por confiar en nuestra palabra y manos. Fueron una parte crucial para el desarrollo del trabajo. Gracias por nunca poner peros, y por ser gente tan amable y agradable.

En fin, agradezco a todas aquellas personas que de una manera u otra influyeron en mí para que pueda llegar a donde estoy ahora, no hubiese sido posible sin ustedes.

AGRADECIMIENTOS

(Por Claritza Jiménez)

A mis padres por haberme dado la oportunidad de estudiar la carrera que siempre había querido estudiar.

A los profesores que tomaron de su tiempo para impartir las clases, enseñándome sus conocimientos y así alentarme a continuar.

En especial al Dr. Luis Tull Datt, que siempre me abrió las puertas de su clínica veterinaria para poder realizar práctica.

Así como también al Dr. Víctor Caamaño, quien nos ayudó a realizar este trabajo, siendo un buen asesor.

A mis compañeros, quienes fueron de gran ayuda en largas horas de estudio, en particular a Emily Nicole Santana Collado, quien ha sido mi compañera desde que entré a carrera y quien ha sido mi aliada al realizar este trabajo de grado.

Por último, le agradezco al Laboratorio Sued y Fargesa por habernos ayudado a conseguir las pruebas utilizadas en el muestreo.

ÍNDICE

ÍNDICE DE CONTENIDO

	PÁG.
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
INTRODUCCIÓN	i
OBJETIVOS	ii

PRIMERA PARTE

CAPÍTULO I REVISIÓN DE LITERATURA	1
A. Generalidades	1
B. Taxonomía	2
C. Morfología	2
D. Huésped Intermediario	3
E. Ciclo Biológico	3
F. Distribución Geográfica	4
G. Fisiopatología	5
H. Signos Clínicos	6
I. Métodos Diagnósticos	7
J. Tratamiento	10
K. Prevención	12
L. Epizootiología	14
M. Antecedentes	15

SEGUNDA PARTE

CAPÍTULO II	MATERIALES Y MÉTODOS	18
A.	Localización del Estudio	18
B.	Tamaño de la Muestra	18
C.	Selección de la Muestra	20
D.	Recolección de Muestras	20
E.	Localización de Análisis de Laboratorio	20
F.	Materiales para Recolección de Muestra	21
G.	Materiales para Procesamiento de Muestra	21
H.	Generalidades de “VetScan Canine Heartworm Rapid Antigen Test”	22

TERCERA PARTE

CAPÍTULO III	RESULTADOS	26
--------------	------------------	----

CUARTA PARTE

CAPÍTULO IV	DISCUSIÓN	27
-------------	-----------------	----

QUINTA PARTE

CAPÍTULO V	CONCLUSIÓN	29
------------	------------------	----

SEXTA PARTE

CAPÍTULO VI	RECOMENDACIONES.....	30
-------------	----------------------	----

SÉPTIMA PARTE

CAPÍTULO VII	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	31
A.	Fuentes Literarias	31
B.	Fuentes no Literarias	34

OCTAVA PARTE

CAPÍTULO VIII	ANEXOS	37
	FORMULARIO PARA IDENTIFICACIÓN DE CASOS	37
	LITERATURA DE LA PRUEBA	38

ÍNDICE DE TABLAS

TABLA 1:	ZONAS Y SUS SECTORES	39
TABLA 2:	ANIMALES A MUESTREAR POR ZONA	39
TABLA 3:	RECOLECCIÓN DE DATOS	39
TABLA 4:	RESULTADOS OBTENIDOS SEGÚN EL SEXO	44
TABLA 5:	DISTRIBUCIÓN DE LAS MUESTRAS POR CATEGORÍA DE ANIMALES DOMÉSTICOS Y CALLEJEROS.....	44

ÍNDICE DE GRÁFICAS

GRÁFICA 1: PREVALENCIA DE LA <i>D. immitis</i> EN EL MUNICIPIO DE VILLA ALTAGRACIA, REPÚBLICA DOMINICANA	45
GRÁFICA 2: DISTRIBUCIÓN DE LOS RESULTADOS SEGÚN EL SEXO	46
GRÁFICA 3: DISTRIBUCIÓN DE LOS RESULTADOS SEGÚN LOS ANIMALES DOMÉSTICOS Y CALLEJEROS.....	47

ÍNDICE DE FIGURAS

FIGURA 1: MAPA DE LA REPÚBLICA DOMINICANA DIVIDIDO POR REGIONES	48
FIGURA 2: MAPA DE VILLA ALTAGRACIA	49
FIGURA 3: CICLO BIOLÓGICO.....	50
FIGURA 4: PRUEBA VET SCAN CANINE HEART WORM RAPID ANTIGEN TEST	51
FIGURA 5: PASOS PARA REALIZACIÓN DE LA PRUEBA	51
FIGURA 6: EJEMPLOS DE RESULTADOS DE LA PRUEBA	52
FIGURA 7: CAJA DE PRUEBAS	53
FIGURA 8: COMPARACIÓN DE SENSIBILIDAD DE PRUEBAS EN EL MERCADO	53
FIGURA 9: TOMA DE MUESTRAS	54
FIGURA 10: TUBOS DE ENSAYO CON ANTICOAGULANTE	56
FIGURA 11: BROCHURE	57
FIGURA 12: EXPLICACIÓN BROCHURE E INFORMACIÓN DE RESULTADOS A ROPIETARIO	58
FIGURA 13: FORMULARIO LLENO	59

INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

La dirofilariasis, coloquialmente conocida como enfermedad del gusano del corazón, es una enfermedad zoonótica causada por el parásito *Dirofilaria immitis*, se transmite a través de la picadura del mosquito.

Los países como la República Dominicana, ofrecen un clima tropical y altos niveles de humedad y temperatura durante todo el año, son más propensos a poseer una alta población de este parásito ya que estas son las condiciones necesarias para el desarrollo del mosquito y la filaria.

Se han realizado estudios que demuestran la presencia del parásito a nivel nacional. Estos muestran que la zona menos investigada actualmente es la región sur en donde en los últimos 10 años solamente se han realizado tres trabajos de investigación, únicamente en la provincia de Santo Domingo.

En la Clínica Veterinaria UNPHU se reportaron dos casos positivos en el municipio de Villa Altagracia en el año 2013, por lo que se decidió realizar una investigación y aportar al estudio de la región. Según la ONAMET en esta zona se estiman alrededor de 150 días de lluvia, los cuáles suman más de 2,400 mm, y con una temperatura media de 25.2 grados Celsius anuales haciendo del municipio el reservorio ideal para el desarrollo y proliferación de la enfermedad.

OBJETIVOS

- **Objetivo Específico**

Determinar la prevalencia de *Dirofilaria immitis* canina, utilizando la prueba snap “VetScan canine heartworm rapid antigen test”, en el municipio de Villa Altagracia, San Cristóbal, República Dominicana.

- **Objetivos Secundarios**

1. Comparar tasa de incidencia entre caninos con y sin propietario.
2. Comparar tasa de incidencia entre caninos machos y hembras afectados.

PRIMERA PARTE

REVISIÓN DE LITERATURA

CAPÍTULO I REVISIÓN DE LITERATURA

A. Generalidades

La dirofilariasis, también conocida como la enfermedad del gusano del corazón, es una patología parasitaria producida por el nemátodo filarioideo conocido como *Dirofilaria immitis*. Este es transmitido por la picadura de mosquitos culícidos y afecta a cánidos, así como a felinos y humanos. (Soulsby, 1987; Hoskins, 1996; Labarthe, 1997; Johnstone, 1998; Cordero y Rojo, 1999; Kassai, 2002).^{2, 6, 11, 14, 35}

La *Dirofilaria immitis* atraviesa cinco etapas de desarrollo: L₁ (microfilaria), L₂, L₃ (fase infectante), L₄ y L₅ (adulto). El desarrollo biológico de dos de estos, L₂ y L₃, es llevado a cabo dentro del mosquito, donde se necesitará la presencia de la bacteria *Wolbachia pipientis* para su evolución.

Al menos setenta especies de mosquitos culícidos de los géneros *Aedes*, *Anopheles* y *Culex*, son receptivos como hospedadores intermediarios y vectores biológicos de la *D. immitis*.^{3, 7, 10, 29}

El ambiente ideal para que ocurra la transmisión es un clima tropical y templado, con altos niveles de humedad. Este promueve el asentamiento de la población de mosquitos que permite el desarrollo y maduración de las microfilarias hasta L₃.^{1, 4, 12, 14,}

El desarrollo de los signos clínicos varía según la cronicidad de la infestación y el paciente será enumerado del uno al cuatro dependiendo de qué tan específicos sean sus signos clínicos y resultados diagnósticos. Los signos principales de la enfermedad son tos, disnea e intolerancia al ejercicio, siempre variando la intensidad de cada uno dependiendo de la gravedad de la enfermedad.^{2, 9, 20, 24, 27}

B. Taxonomía

Clase: Nemátodo

Orden: Spirurida

Suborden: Spirurina

Superfamilia: Filarioidea

Familia: Filariidae

Género: *Dirofilaria*

Especie: *immitis*^{2, 5, 6, 10, 13, 15, 17}

C. Morfología

Es un nemátodo delgado, de color blanco el cual presenta estriaciones en la cutícula, una boca pequeña con labios y una cápsula bucal rudimentaria.

Los machos se distinguen de las hembras por ser más pequeños (4 a 6 pulgadas de largo por 0.7 a 0.9mm de ancho) y por tener el extremo posterior terminando en espiral. Las hembras miden de 10 a 16 pulgadas de longitud por 1.0 a 1.3 mm de anchura. La vulva se encuentra detrás del esófago, el extremo caudal es redondeado y

no está enrollado en espiral. Son ovovivíparas y eliminan a la circulación sanguínea larvas (microfilarias) 218 um a 340 um por 4.5 a 7.3 um. ^{31, 32}

D. Huésped Intermediario

Los mosquitos de la familia Culicidae, que pertenecen al orden Díptera, son un grupo abundante que habita en áreas templadas y tropicales del mundo. Esta familia incluye 3,550 especies clasificadas en dos subfamilias y 112 géneros. ^{2, 31}

Son mosquitos esbeltos de patas largas, fácilmente reconocibles por su largo probóscide y la presencia de escamas en su cuerpo. Los géneros que principalmente portan la *D. immitis* son: Aedes, Culex, Anopheles, Mansonia y Taeniorhynchus. ^{2, 31}

E. Ciclo Biológico

Inicialmente el mosquito ingiere la microfilaria (L₁) la cual estará circulando por la sangre del hospedero infectado. Esta migra desde el intestino del mosquito, a través del hemocele, a los túbulos de Malpighi en el abdomen. Allí las microfilarias se convierten en L₂ para luego entrar a la fase infecciosa L₃ en las próximas 2-2.5 semanas. Para el desarrollo larval dentro del mosquito es importante la presencia de la bacteria *Wolbachia pipientis*. ^{23, 28}

Cuando el mosquito infectado decide volver a alimentarse las larvas L₃ entran al nuevo hospedero y migran vía subcutánea convirtiéndose en L₄ de 9 a 12 días después y en L₅ de dos a tres meses post infección. ^{23, 28}

Las larvas jóvenes de L₅ entran al espacio vascular del hospedero aproximadamente a los 100 días de la infección donde migran hacia las arterias pulmonares periféricas de los lóbulos pulmonares caudales. Se toma de 5 a 9 meses para que estas larvas se conviertan en adultos maduros y empiecen a reproducirse. Una vez se reproducen, las hembras liberan microfilarias (L₁) y la infección se vuelve patente.

23, 28

En los seres humanos las larvas de *D. immitis* tienden a seguir la misma ruta migratoria como en el huésped canino, para terminar en los pulmones, donde a menudo se alojan en los vasos de pequeño calibre, causando infartos y lesiones de moneda visibles en las radiografías.^{23, 28}

F. Distribución Geográfica

Los mosquitos capaces de actuar como huéspedes intermediarios y vectores de *Dirofilaria immitis* prevalecen en todo el mundo en latitudes de clima tropical y templado.

1, 12, 35

Se requiere una temperatura superior a 18 °C para la madurez ya que por debajo de 14°C no se produce la maduración de las microfilarias hasta L₃ ni desarrollo posterior. Los cambios ambientales afectan la distribución de las enfermedades de transmisión vectorial.^{1, 3, 11, 14, 22}

El alcance geográfico de estas verminosis guarda relación directa con la distribución de los insectos susceptibles. Las prevalencias más altas se encuentran en

valles, ríos y áreas húmedas, donde están las condiciones ambientales más favorables para la reproducción del vector. (Rawlings y col., 1997; Muro y col., 1999).^{1, 3, 22, 28, 29, 35}

G. Fisiopatología

La severidad de la enfermedad será directamente proporcional a varios factores, incluyendo el número de gusanos, duración de la infección y la respuesta del hospedador.²

La patogénesis de la enfermedad del gusano del corazón puede venir mediada por la presencia de la bacteria *Wolbachia pipientis*, la cual es hospedada por la *D. immitis*, y es indispensable para su desarrollo y crecimiento. Esto pudiese involucrar endotoxinas bacterianas y la respuesta inmune por parte del hospedero hacia una mayor cantidad de proteínas provenientes de la superficie de la *Wolbachia*, las cuales se piensan que contribuyen a la inflamación renal y pulmonar.⁹

Los cambios comienzan con una hinchazón de las células endoteliales, ensanchamiento en la unión intercelular y aumento de la permeabilidad endotelial. El daño endotelial promueve la formación de trombos, al igual que una reacción de los tejidos perivasculares y edema periarterial.^{24, 28}

Las lombrices muertas estimulan una mayor respuesta del hospedero y empeoran la enfermedad pulmonar. Fragmentos de lombrices y trombos causan embolias y

reacciones inflamatorias mucho más intensas las cuales eventualmente conducen a fibrosis.^{24, 28}

La dilatación del ventrículo derecho se desarrolla en respuesta al aumento de presión sistólica. La hipertensión pulmonar severa puede eventualmente conducir a un fallo miocárdial del ventrículo derecho, incremento de la presión diastólica y signos de una insuficiencia cardíaca congestiva.^{24, 28}

El rendimiento cardíaco comienza a declinar progresivamente en conjunto al fallo del ventrículo derecho. Cuando el rendimiento declina durante el ejercicio, el animal puede presentar disnea, fatiga y síncope.²⁸

Una congestión hepática crónica, secundaria a la enfermedad del gusano del corazón, puede llevar a daños hepáticos permanentes y cirrosis. Un número masivo de larvas puede ocasionar una oclusión mecánica del ventrículo derecho, arterias pulmonares y área de la válvula tricúspide o vena cava; esto se conoce como síndrome de la vena cava caudal.²⁸

H. Signos Clínicos

Según la gravedad de la enfermedad los pacientes son clasificados en diferentes clases:

- Clase I: típicamente no muestran ningún signo y su infección suele ser un hallazgo sorpresa durante su chequeo de rutina anual.

- Clase II: moderadamente afectados. Suelen tener episodios ocasionales de tos e intolerancia al ejercicio. Las radiografías muestran evidencia de enfermedad cardíaca. Resultados de laboratorio mostrarán leve anemia y leve pérdida de proteína en orina.
- Clase III: severamente afectados. Se muestran con pérdida de peso, tos, disnea, síncope, taquicardia, ascitis, hepatomegalia, etc. En radiografías se puede apreciar un daño evidente a la vasculatura. Exámenes de laboratorio muestran una anemia y pérdida de proteína en orina mucho más severa. Si el daño es muy severo el corazón pudiese fallar al tratar de bombear sangre a través de los vasos sanguíneos entaponados.
- Clase IV: síndrome de vena cava caudal. Se produce cuando la vena cava es obstruída por gusanos adultos. Hemoglobinuria debida a crisis hemolítica aguda. ^{2, 9, 20, 24, 27}

I. Métodos Diagnósticos

- Frotis Directo

Consiste en examinar el extendido de una sola gota de sangre bajo el microscopio buscando microfilarias. Este método requiere de un gran número de larvas para su diagnóstico. No es recomendado pues infecciones sutiles pudiesen no ser diagnosticadas.

2, 20, 26, 33

- Microhematócrito

Se utiliza para observar microfilarias a través de un hematócrito convencional, utilizando microcapilares. Se centrifuga el microcapilar durante 3 minutos para luego examinar la porción de plasma del tubo, donde se podrán observar las microfilarias.

- Método de Knott

Se obtiene un mililitro de sangre y se coloca en un tubo de vidrio de 10ml, aquí se mezcla con formol al 2% y se centrifuga. El sedimento se tiñe con azul de metileno y se toma una muestra para observar al microscopio. Las microfilarias se observarán de color azul.

Hay que tener en cuenta que la *D. immitis* no es la única especie de lombriz que tiene microfilarias circulantes como larvas de primer estadio. Las microfilarias del parásito *Acanthocheilonema reconditum* (anteriormente *Dipetalonema reconditum*) son muy similares y también pueden ser vistas por este método. Se pueden diferenciar por como nadan, estructura de la nariz y de la cola.^{2, 20, 26, 33}

- Test de Antígeno

Puede solamente detectar lombrices hembras adultas y ha hecho posible detectar infecciones en las que no hay microfilarias presentes. Es muy específico y es recomendado por la mayoría de los médicos. Su único problema es que animales infectados solamente con gusanos machos darán negativo.

- Test de Anticuerpo

Han sido desarrollados para detectar la respuesta inmune del hospedero hacia el parásito. Es útil para detectar infecciones mucho antes que un test de antígeno, compuestas por lombrices macho solamente e infecciones que poseen una o dos lombrices hembras.^{2, 20, 26, 33}

- Radiología

Se observará un agrandamiento del corazón derecho, dando una silueta de “D invertida” en una toma ventro-dorsal. Se podrá observar también un agrandamiento del segmento principal de la arteria pulmonar, dilatación y tortuosidad de las arterias lobares pulmonares, truncamiento de las arterias pulmonares e infiltrado del parénquima intersticial o alveolar.

- Ecocardiografía

Se podrá visualizar la dilatación e hipertrofia del ventrículo derecho e insuficiencia de las válvulas tricúspide o pulmonar. También podrían llegar a verse las lombrices y confirmarse el síndrome de la vena cava caudal.^{2, 20, 26, 33}

- Hemograma

Puede haber una anemia de leve a moderada dependiendo de la severidad o cronicidad de la enfermedad. Se pudiese observar una basofilia y eosinofilia. Presencia de un leucograma de inflamación y trombocitopenia asociados a tromboembolismo.^{2, 20,}

26, 33

- Química Sanguínea

Suele encontrarse dentro de los rangos normales, pero en casos severos pudiésemos encontrar hiperglobulinemia y aumento de enzimas hepáticas por congestión hepática consecuencia del fallo cardíaco.^{2, 20, 26, 33}

J. Tratamiento

Terapia Adulticida

El tratamiento de vermes cardíacos adultos, se elige después de establecer un diagnóstico positivo de la infección.

- Clorhidrato de Melarsomina:

Es un adulticida organoarsenical que tiene como ventaja la facilidad de administración por inyección intramuscular profunda. El protocolo puede ser de dos o tres dosis de 2.5 mg/kg. En el protocolo de dos dosis, el paciente recibe la inyección en los músculos lumbares, entre L3 y L5 y luego pasada 24 horas recibe la segunda dosis en el lado opuesto de la primera aplicación. El protocolo de tres dosis consiste en que el perro recibe una primera dosis y este debe reposar por un mes, luego regresa por una segunda dosis y a las 24 horas recibe la tercera dosis. Se debe restringir el ejercicio para minimizar las complicaciones cardiovasculares.^{5, 13, 19, 25,}

27, 33

- Remoción quirúrgica del verme:

Este método es utilizado para los animales que poseen un alto número de vermes adultos. Se puede lograr la extracción quirúrgica de lombrices desde atrio derecho y el orificio de la válvula tricúspide. Utilizando sedación mínima o anestesia local, se extraen físicamente con un fórceps aligátor el mayor número posible de lombrices antes de empezar terapia adulticida farmacológica (Morini et al, 1998).

Terapia Microfilarcida:

- Ivermectina:

Es un microfilaricida de alta eficacia, se administra 1 sola vez. La dosis microfilaricida es de 50 mcg/ kg o 0.05mg/kg. (Rawling y Calvert, 1997).

- Oxido de Mibemicina:

La dosis recomendada es de 0.5 mg/kg mensual. Se debe usar en pacientes mayores de 4 semanas y mayores de 2kg de peso. Este fármaco tiene la ventaja de que mata las microfilarias más rápido que la ivermectina, pero su desventaja es que puede crear un choque circulatorio debido al gran número de microfilarias muertas.^{13, 19, 22}

- Levamisol:

No está aprobado su uso en perros, pero se utiliza con regularidad como microfilaricida. Elimina las microfilarias en casi un 90% de los perros afectados cuando

se utiliza en dosis 10 a 11mg/kg P.O diariamente durante 1 a 2 semanas. (Leguia, 1996).

19, 27

Terapia Adjunta:

- **Glucocorticoides:**

Administración de dosis antiinflamatorias drecrescientes ayudarán a controlar los signos clínicos por tromboembolismo pulmonar. (Atwell and Tarish, 1995). El glucocorticoide de elección es la prednisona la cual debe ser administrada a una dosis de 0.5 mg/ Kg cada 12hrs por la primera semana, 0.5 mg/Kg cada 24hrs la segunda semana y 0.5mg/ Kg interdiario durante una o dos semanas.

- **Doxiciclina:**

Es un antibiótico que ayuda a combatir la *Wolbachia pipientis*. Esta rickettsia se encuentra en los gusanos hembras adultos siendo vital para su reproducción. Al administrar el antibiótico se mata la bacteria así inhabilitando el gusano a reproducirse, causando que la L3 no pueda infectar un nuevo hospedador. La dosis es 10mg/kg cada 12 horas durante 3 semanas.

K. Prevención

Una de las principales medidas de prevención de la dirofilariosis consiste en el control ambiental del hospedador intermediario de esta enfermedad. En este sentido es conveniente eliminar los focos de reproducción de estos insectos: como zanjas, charcos,

cañadas, cubetas o cualquier otro recipiente que pudiera acumular agua estancada.^{6, 11, 12, 16, 22}

Se aconseja, en aquellos animales positivos, hacer un tratamiento en dos pasos donde primero se combaten los parásitos adultos que están alojados en el corazón y luego se tratan las microfilarias circulantes en sangre para eliminar los estadios larvarios y prevenir posteriores reinfecciones.²⁷

En cuanto a los perros sanos, se recomienda realizar un prevención con:

- Dietilcarbamazina: 6.6 mg/kg PO una vez al día. (Knight 1989)
- Ivermectina: 6-12 mcg/kg PO mensual (Knight 2000).
- Selamectina: 6 mg/Kg tópico mensual.
- Moxidectina:
 - Administración tópica: Advantage multi 10mg/Kg (Label directions, Advantage Multi for Dogs-Bayer).
 - Administración parenteral: ProHeart 6 – Zoetis (0.05 ml/Kg cada 6 meses SQ), ProHeart SR-12 – Zoetis (0.5 mg/ Kg cada 12 meses SQ) y Guardián – ELANCO (0.17 mg/ Kg cada 12 meses SQ)
- Milbemicina oxima: 0.5- 0.99 mg/kg PO una vez al mes (Calvert 1994).^{2, 9, 16, 19, 20,}

26

L. Epizootiología

El ser humano es un huésped accidental, por lo que diagnosticar la dirofilariasis suele ser un hallazgo clínico. Las lombrices mueren antes de alcanzar la madurez siendo trasladadas a través de las ramas de las arterias pulmonares hasta formar un trombo en sus porciones distales. Suelen formar nódulos parasitarios de curso asintomático apreciables en placas simples de tórax como imágenes en forma de moneda que se descubren accidentalmente al realizar un estudio radiológico.³⁷

De ser sintomático, los síntomas principales suelen ser: dolor retroesternal, tos y hemoptisis. El gusano suele causar lesiones cutáneas y pulmonares, aunque se han reportado casos con localizaciones diferentes como los grandes vasos mesentéricos, peritoneales, cordón espermático, conjuntiva del ojo y lado derecho del corazón.²⁹

Las dirofilariasis subcutáneas aparecen como nódulos pequeños que crecen gradualmente y su consistencia es dura y elástica. Cuando la localización es ocular, los gusanos están situados en la conjuntiva y pueden ser extraídos por incisión.³⁷

El único tratamiento disponible es la remoción quirúrgica del nódulo ya que el uso de fármacos antihelmínticos no tiene ningún efecto. A diferencia del perro, el humano es considerado un huésped final y definitivo ya que no es capaz de transmitir la infección pues no se produce una filaremia.^{29, 30, 35}

M. Antecedentes

- Nacionales

En el año 1986 se realizó un trabajo de investigación en la Universidad Autónoma de Santo Domingo (UASD) donde se muestrearon 200 perros en el Distrito Nacional utilizando el frotis sanguíneo como método de diagnóstico, ocho perros resultaron positivos, con una prevalencia de 4%.

En el 2001 el Dr. Ramón Muñoz concluyó en un trabajo de grado realizado para la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña (UNPHU) que la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en la población canina de Santo Domingo Centro fue de un 1.3%.¹⁷ Luego la Dra. Aileen Lugo (2003) en su trabajo de investigación “Estado de Situación de *Dirofilaria immitis* en la Población Canina del Municipio de Santo Domingo Este” obtuvo un 1.6% de casos positivos.¹³ En el mismo año De Sanctis concluyó que la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en las provincias de San Pedro de Macorís y La Romana fue de un 17.4%.¹⁰

La Dra. Yahaira Meléndez (2005) en el trabajo “Estado de Situación de la *Dirofilaria immitis* en la Población canina de la Provincia de Santiago” encuentra una prevalencia de un 1.5% utilizando la prueba ELISA Snap 3Dx de laboratorios IDEXX.¹⁵ Un año después la Dra. Julie Taza (2006) obtuvo un 14.6% de animales positivos en su trabajo de grado “*Determinación del Estado de Situación de la Dirofilariasis canina en el Municipio de Las Terrenas, Provincia de Samaná mediante la prueba de ELISA*”.²¹

En el 2008 el Dr. Rubén Tejada realizó un trabajo de investigación para el Instituto Superior de Agricultura (ISA) en el cual buscó establecer la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en caninos, mediante la prueba snap 3Dx en la provincia de Santiago, República Dominicana.⁵ Carreras y Wiese (2010) determinaron mediante su investigación “Prevalencia de *Dirofilaria immitis*, mediante la prueba Solo Step de Heska en Caninos del Municipio de Santo Domingo de Guzmán, Provincia Distrito Nacional, República Dominicana” un 0% de casos positivos.⁶

En el trabajo de investigación más reciente, “Situación de la *Dirofilaria immitis* Mediante la Prueba AG Rapid Test en Caninos del Municipio San Fernando de Montecristi, República Dominicana” (2014) M. Pérez y P. Burgos obtuvieron un 11.45% de casos positivos.⁵

- Internacionales

En Colombia se ha reportado la presencia de *Dirofilaria immitis* en caninos de la costa atlántica, pacífica, región oriental y central del país. En el año 1967, se reportó una prevalencia de 5% de *Dirofilaria immitis*. En el año 1965 en Bogotá se encontró un 1% (Aranda y Merizalde, 1990), y se ha mantenido hasta el año 2005 (Sánchez, 2005).^{3, 18}

Bullman y colaboradores (Grubissich, 1999) en un estudio realizado entre 1987 y 1988 en las zonas del litoral de Argentina encontraron una prevalencia de 12% en Formosa, 3,1% en Corrientes y 3,4% en Resistencia y posteriormente entre 1988 y 1989 encontraron una prevalencia de 36% en Formosa, 10,9% en Corrientes y 11,8% en

Resistencia. Samano y colaboradores (Heartworm Symposium, 1998) estudiaron la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros de diversas ciudades de México encontrando una prevalencia de 13% en Tamaulipas, 0.4% en Cuernavaca, 2.7% en la ciudad de México, 3.8% en Guadalajara, 9.2% en Veracruz y 15.6% en Tabasco. La enfermedad ha sido endémica en el sureste de las costas Atlánticas y del golfo de México, así como en Texas. La infección fue diseminada hacia el norte y el este de la mayor parte de Estados Unidos (Calvert, 1994).^{7, 14}

Estudios hechos en Puerto Rico encontraron una prevalencia de 20.4%. (Infectious Disease of United States, 1996). En Latino América, Chile es el único país que se encuentra libre de infección, pero se han presentado casos clínicos en animales procedentes o que tuvieron una estadía en un país vecino, especialmente Argentina (Fredes, 2003).¹⁶

La presencia de *D. immitis*, es un problema endémico en todo Estados Unidos (Miller, 1999; Rosa y col., 2000; Theis y col., 1999), Japón (Rosa y col., 2000), Australia (Bidgood y Collins, 1996; Trees y Shaw, 1999), centro y norte de Grecia (Polizopoulou y col., 2000), Europa (Rosa y col., 2000) especialmente al norte de Italia y España (Polizopoulou y col., 2000), sur de Canadá, México, Caribe, Asia continental, Sudamérica, África occidental y meridional (Miller, 1999).^{3, 11, 29}

SEGUNDA PARTE

MATERIALES Y MÉTODOS

CAPÍTULO II MATERIALES Y MÉTODOS

A. Localización del Estudio

Este trabajo fue realizado en el municipio de Villa Altagracia, localizado en la provincia de San Cristóbal, Región Sur, República Dominicana. Se realizó un muestreo al azar de la población canina a estudiar.

B. Tamaño de la Muestra

El número de habitantes en el municipio de Villa Altagracia conforme a datos del Ministerio de Salud Pública del censo del 2010 es de 84,312 personas. Según el Centro Antirrábico Nacional (CAN) se estima que por una proporción de 10 personas hay un perro, lo que nos da una población canina de 8,432.

Conforme las aplicaciones estadísticas para este trabajo de grado, la cantidad a muestrear fue de 73 animales con la finalidad de obtener un porciento de prevalencia de la enfermedad en dicho lugar. Se decide redondear el tamaño de la muestra a 100 por disponibilidad de la prueba para obtener resultados más cercanos a la realidad.

$$8,432 \text{ caninos} = 100\% \text{ población}$$

$$100 \text{ caninos} = X$$

$$X = 1.18\%$$

Esta cantidad de animales se determinó a partir de la aplicación de la fórmula de prevalencia basado en el libro “Bioestadística sin Dificultades Matemáticas” escrito por

Luis Prieto Valiente e Inmaculada Herranz Tejedor, publicado en el año 2010, editora Días De Santos.

Como la población es finita, la fórmula utilizada para saber el total a estudiar fue la siguiente:

$$n = \frac{N (Z_a^2) pq}{d^2(N - 1) + (Z_a^2) pq}$$

- n = tamaño de la muestra
- N = tamaño de la población
- Z_a = nivel de confianza. Se escogió 95%, lo que en una tabla de Z será igual a 1.96.
- p = proporción esperada.
- $q = 1 - p$
- d = *precisión esperada*.

Entonces:

$$Z_a^2 = 1.96^2 = 3.84$$

$$p = 5\% (0.05)$$

$$q = 1 - p = 0.95$$

$$d^2 = 5\% (0.05)$$

$$n = \frac{8,432 (3.84)(0.05)(0.95)}{0.0025 (8,431) + (3.84)(0.05)(0.95)} = 73$$

C. Selección de la Muestra

Se muestrearon animales de ambos sexos, con o sin hogar, sin ningún programa de prevención contra *Dirofilaria immitis* y mayores de un año de edad. Estos fueron divididos en dos grupos de 50 para realizar una comparación entre los animales con y sin propietarios.

D. Recolección de Muestras

La muestra de sangre fue obtenida de las venas cefálica, safena o yugular, a través de una jeringuilla de 3 ml, con previa desinfección del área con alcohol isopropílico al 70%.

Se extrajo un mínimo de 1 ml de sangre y se procedió a realizar la prueba inmediatamente fue tomada la muestra. Se llenó un formulario de identificación al paciente y se informaron los resultados al propietario (FIGURA 12).

E. Localización de Análisis de Laboratorio

Las muestras sanguíneas extraídas fueron procesadas en el lugar de estancia provisional. El dispositivo SNAP, una vez procesado, si resultara positivo, se llevaría al Centro Médico Veterinario Hollywoof para su revisión por el Dr. Víctor J. Caamaño Salazar.

Se realizaron las pruebas a perros del municipio de Villa Altagracia debido a que es un área en la que llueve frecuentemente, promoviendo así la convivencia de mosquitos, y no se habían realizado estudios estadísticos conforme a esta enfermedad en la región.

F. Materiales para Recolección de Muestra

- Bozal
- Soga
- Alcohol
- Agua oxigenada
- Algodón
- Jeringuillas de 3ml
- Guantes
- Recipiente portátil para transporte de pruebas
- Estetoscopio
- Termómetro
- Lápices/ lapiceros
- Cronómetro
- Tubos con anticoagulante EDTA

G. Materiales para Procesamiento de Muestra

- Set de reactivo
- Sangre fresca

- Cronómetro
- Lápices/ lapiceros
- Guantes
- Formulario de identificación de casos
- Gotero

H. Generalidades de “VetScan Canine Heartworm Rapid Antigen Test”

El “VetScan Canine Heartworm Rapid Antigen Test” kit, es una prueba altamente sensible y específica utilizada para la detección cualitativa de *Dirofilaria immitis* en caninos creada por los laboratorios “Abaxis”.

Este se basa en la utilización de anticuerpos específicos de la *D. immitis* en un dispositivo inmuno-cromatográfico tipo snap.

Funcionamiento

Partículas doradas cubiertas de anticuerpos coloidales se enlazan a los antígenos de *D. immitis* en la muestra. El antígeno unido fluye a través de la tira para luego ser capturado por los anticuerpos en la tira de prueba. La acumulación del complejo partícula dorada/antígeno causa que se coloree el área de prueba (T). Para servir como control del procedimiento se colorea el área de control (C), la cual siempre será visible sea la muestra positiva o no.

Instrucciones de Uso

- Las muestras deben estar a temperatura ambiente (15° - 27°C) previo a la realización de la prueba.
- Suero o plasma fresco, previamente congelado o almacenado a una temperatura de 2° - 7° C puede ser utilizado. El suero o plasma puede ser almacenado por hasta 7 días, si se desea almacenar por más tiempo debe ser congelado a -20°C o menos.
- La sangre entera debe estar mezclada con anticoagulante (con EDTA o heparina) y puede ser utilizada fresca o previamente refrigerada de 2° - 7°C por hasta 5 días.
- Muestras hemolizadas no afectan los resultados.

Precauciones y Advertencias

- Importante no remover el dispositivo de su bolsa hasta que se vaya a utilizar.
- El dispositivo debe ser utilizado tan pronto se remueva de su bolsa.
- El dispositivo debe estar en posición horizontal en una superficie plana mientras se lleva a cabo la prueba.

Almacenamiento

- Debe ser almacenado a temperatura ambiente (15° - 27°C)

Componentes del Kit

- Dispositivos de la prueba
- Pipetas de transferencia

- Instrucciones de uso
- Solución buffer

Procedimiento de la prueba (FIGURA 5)

1. Remover el dispositivo de su bolsa protectora y poner en una superficie plana. Identificar el dispositivo con el nombre del paciente o número de caso.
2. Mezclar muestra gentilmente por inversión.
3. Utilizando la pipeta de transferencia, transferir una gota de la muestra (sangre entera, plasma o suero) al pocillo de muestra. Esperar a que la muestra sea absorbida (3- 5 min.).
4. Sosteniendo el contenedor de solución buffer verticalmente, añadir 2 gotas de la misma en el pocillo de muestra.
5. Leer resultados dentro de 10 minutos. No leer resultados después de haber pasado 15 minutos. Líneas de color que aparezcan después de los 15 minutos no son diagnósticas y deberán ser ignoradas.

Interpretación de Resultados (FIGURA 6)

- Resultados positivos

La prueba será positiva si dos líneas de color rojo aparecen. Una aparecerá en el área de prueba o test (T), y la otra en el área de control (C). Cualquier intensidad de la línea de prueba debe ser considerada como positiva.

- Resultados Negativos

Se considera negativo si solamente aparece la línea de control (C).

- Resultados Inválidos

Estará inválido si no aparece ninguna línea de color en el área de control (C), aún haya aparecido en el área de prueba (T).

Si no aparece línea de color en el área de control a los 10 minutos, agregar otra gota de la muestra y esperar 5 minutos. Si no aparece línea de color aún después de esto la prueba se considera inválida.

TERCERA PARTE

RESULTADOS

CAPÍTULO III RESULTADOS

En esta investigación se tomaron muestras de sangre a un total de 100 caninos con y sin propietario a los cuales se les realizó la prueba snap VetScan Canine Heartworm Rapid Antigen Test para la detección del antígeno de la *D. immitis*.

De los 100 caninos muestreados no se obtuvo ningún caso positivo, lo cual representa una prevalencia de la muestra de 0% (GRÁFICA 1).

El municipio de Villa Altagracia se dividió en cuatro zonas (TABLA 1). En estas zonas se muestrearon un total de 25 caninos en la zona uno, 25 en la zona dos, 25 en la zona tres y 25 en la zona cuatro. (TABLA 2, FIGURA 2).

Del total de caninos muestreados 67 fueron hembras, representando un 67% y 33 fueron machos, representando un 33% (TABLA 4, GRÁFICA 2). No hubo diferencia entre los resultados obtenidos del sexo masculino y femenino.

De los 100 animales muestreados 50 tenían propietario, representando un 50%, y 50 no tenían propietario, representando un 50% (TABLA 5, GRÁFICA 3).

CUARTA PARTE

DISCUSIÓN

CAPÍTULO IV DISCUSIÓN

El presente trabajo fue realizado en el municipio de Villa Altagracia, perteneciente a la provincia de San Cristóbal en la región sur, ya que en esta zona no se ha realizado ningún estudio previo sobre la enfermedad, a pesar de presentar las condiciones favorables para la proliferación del vector y el microorganismo. El muestreo para esta investigación se inició el 22 de diciembre del 2016 y finalizó el 19 de enero del 2017.

Posteriormente se procesó la muestra en la prueba snap VetScan Canine Heartworm Rapid Antigen Test (FIGURA 4) ya que al no necesitar refrigeración es ideal para su utilización en el campo. Es una prueba confiable ya que mantiene una sensibilidad de un 89% en animales con menos de cuatro hembras (FIGURA 8) y una especificidad de un 98%.

Al comparar los resultados de este trabajo con otros realizados en el mismo tema podemos observar una disminución en la prevalencia, aun cuando muchos de los lugares previamente investigados han sido zonas aledañas o reúnen condiciones climáticas similares.

La prevalencia de 0% obtenida en este trabajo de investigación se atribuye a dos posibles causas:

- Uso indiscriminado de la ivermectina a nivel nacional ya que es el tratamiento profiláctico utilizado por las marcas comerciales en los productos de prevención contra la *D. immitis*.

- Uso de doxiciclina a nivel nacional, ya que somos un país con una alta prevalencia de ehrlichiosis y este es su tratamiento de elección. Muchas veces se dan tratamientos a base de doxiciclina sin haber obtenido prueba positiva a *Ehrlichia spp.*, solo basándose en signos clínicos y resultados de hemograma. Esta administración constante de doxiciclina a la mayoría de los perros pudiese representar un obstáculo en el ciclo biológico de la *D. immitis*, ya que al eliminar la bacteria *W. pipientis* de los posibles pacientes infectados, estaríamos inhabilitando la capacidad reproductiva del nemátodo.

QUINTA PARTE

CONCLUSIÓN

CAPÍTULO V CONCLUSIÓN

Este trabajo de grado realizado en el municipio de Villa Altagracia, San Cristóbal, República Dominicana (FIGURA 2) tenía como objetivo principal la determinación de la prevalencia de la *D. immitis* en la especie canina utilizando la prueba de detección de antígeno VetScan Canine Heartworm Rapid Test.

El estudio demuestra que, contrario a lo que se esperaba tomando en cuenta la literatura sobre la alta incidencia de esta verminosis en zonas húmedas y de abundante lluvia, la prevalencia de *D. immitis* es de un 0% (GRÁFICA 1). Al no obtener ningún resultado positivo no fue posible realizar la comparación entre la tasa de incidencia de los caninos machos/hembras y con propietario/ sin propietario.

De los estudios anteriormente realizados sobre la presencia de la *D. immitis* en perros en la Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña en los últimos 10 años es el segundo en dar resultados de un 0% de prevalencia.

SEXTA PARTE

RECOMENDACIONES

CAPÍTULO VI RECOMENDACIONES

1. Realización de un trabajo de grado cuyo objetivo sea encontrar microfilarias en la población de mosquitos de sitios que reúnan las características climáticas ideales para el desarrollo de la enfermedad.
2. Realizar un estudio donde la cantidad de animales a muestrear sea aumentada para obtener resultados más cercanos a la realidad ya que la zona reúne las condiciones para el desarrollo de la enfermedad.
3. Realizar un estudio solamente en perros callejeros para así aumentar la muestra y determinar si realmente la enfermedad no los está afectando y por qué.
4. Continuación de este tipo de estudios en otras zonas del país.

SÉPTIMA PARTE

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

CAPÍTULO VII REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

A. Fuentes Literarias

1. Abram, S. (1997). Manual para el control de las enfermedades transmisibles. (16^{va} ed.). Washington D. C.: Organización Panamericana de la Salud.
2. Barr, S., y Bowman, D. (2007). Enfermedades Infecciosas y Parasitología en Caninos y Felinos. Buenos Aires: Inter-Médica.
3. Bello, E. y Rojas, J. (2006). Determinación de la frecuencia de Dirofilaria immitis en caninos de diferentes clínicas veterinarias en Girardor y Bogotá. (Tesis para la obtención de grado) Universidad de la Salle. Bogotá.
4. Botero, D., y Restrepo, M. (1998). Parasitosis Humana. (3^{ra} ed.). Colombia: Corporación de Investigaciones Biológicas.
5. Burgos, P. y Pérez, M. (2014). Estado de Situación de la Dirofilaria immitis mediante prueba de “AG Rapid Test” en Caninos del Municipio San Fernando de Montecristi. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.

6. Carreras, E. y Wiese, J. (2010). Prevalencia de Dirofilaria immitis mediante prueba Solo Step® de Heska en Caninos del Municipio de Santo Domingo. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.
7. Cob, I., Domínguez, J., Rodríguez, R. y Solís, F. (1994). Prevalencia de Dirofilaria immitis en perros callejeros de la ciudad de Mérida, Yucatán, México. (Tesis para obtención de grado). Universidad Autónoma de Yucatán. México.
8. Cordero, M., y Rojo, F. (1999). Parasitología Veterinaria. México: McGraw Hill.
9. Couto, G., y Nelson, R. (2014). Small Animal Internal Medicine. (5^{ta} ed.) Canadá: Elsevier.
10. De Sanctis, V. (2003). Estado de Situación de Dirofilaria immitis en la provincia de San Pedro y La Romana. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.
11. Guzmán, R. (2008). Dirofilariasis en Caninos del Sector La Sanders, Boca de Sabana, Municipio Sucre, Estado Sucre. (Tesis para obtención de grado). Universidad de Oriente Núcleo de Sucre. Bolivia.
12. James, C. (2001). El control de las enfermedades transmisibles. (17^{ma} ed.). Washington D. C.: Asociación Estadounidense de Salud Pública.

13. Lugo, A. (2003). Estado de Situación de Dirofilaria immitis en la Población Canina del Municipio de Santo Domingo Este. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.
14. Martínez, M. (2005). Frecuencia de Filariosis canina en perros del albergue “Amigos de los animales” en la ciudad de Xalapa, Veracruz. (Tesis para obtención de grado). Universidad de Veracruz. México.
15. Meléndez, Y. (2005) Estado de Situación de la Dirofilaria immitis en la Población Canina de la Provincia de Santiago. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.
16. Muñoz, M. (2003). Dirofilaria immitis enfermedad del gusano del corazón. (Tesis para obtención de grado) Universidad Austral de Chile. Valdivia, Chile.
17. Muñoz, R. (2001). Prevalencia de Dirofilaria immitis en la población canina de Santo Domingo Centro. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.
18. Navarro, J. y Triana, J. (2003). Prevalencia de Dirofilaria immitis en los perros vagabundos capturados por el centro de zoonosis en las comunas de la ciudad de la ciudad de Bucaramanga. (Tesis para obtención de grado). Universidad Cooperativa de Colombia. Colombia.

19. Plumb, D. (2011). Plumb's Veterinary Drug Handbook. (7^{ma} ed.). Minnesota: Wiley-Blackwell.
20. Smith, F. Y Tilley, L. (2011). Five – Minute Veterinary Consult: Canine and Feline. (5^{ta} ed.). Philadelphia: Wiley-Blackwell.
21. Taza, J. (2006). Determinación del Estado de Situación de la Dirofilaria immitis en el Municipio de Las Terrenas, Provincia de Samaná, Mediante la Prueba ELISA. (Tesis para obtención de grado). Universidad Nacional Pedro Henríquez Ureña. Santo Domingo.

B. Fuentes no Literarias

22. Batti, A., Cardillo, N., Rosa, A. y Ribidich, M. (2010). Dirofilariosis canina: Diagnostico, Prevalencia y Tratamiento. XIX Encuentro Rioplatense de Veterinarios endoparasitólogos. UBA. Argentina. Recuperado de: <http://helminto.inta.gob.ar>
23. Biology – Life Cycle of D. Immitis. (2012, febrero 8). Recuperado de: <http://www.cdc.gov>
24. Brooks, W. (2012). What Happens in Heartworm Disease? Veterinary Information Network. Recuperado de: <http://www.vin.com>

25. Brooks, W. (2013). Preventing Heartworm Infection in Dogs. Veterinary Information Network. Recuperado de: <http://www.vin.com>
26. Brooks, W. (2016). Diagnosis of Heartworm Disease. Veterinary Information Network. Recuperado de: <http://www.vin.com>
27. Brooks, W. (2016). Heartworm Treatment. Veterinary Information Network. Recuperado de: <http://www.vin.com>
28. Brooks, W. (2016). Heartworm: The Parasite. Veterinary Information Network. Recuperado de: <http://www.vin.com>
29. Calvo, P., Mutis, C., y Sánchez, M. (2011). *Dirofilaria immitis*: una zoonosis presente en el mundo. Scientific Electronic Library Online. Recuperado de: <http://www.scielo.org.co>
30. Dirofilariasis FAQs. (2012, febrero 8). Recuperado de: <http://www.cdc.gov>
31. Dirofilaria immitis Morphology and Life Cycle. (2006). Universidad de Stanford. Recuperado de: <http://web.stanford.edu>
32. Harbach, R. (2008). Family Culicidae Meigen, 1818. Mosquito Taxonomic Inventory. Recuperado de: <http://mosquito-taxonomic-inventory.info>

33. Mandese, W. Y Estrada, A. (2014). Canine Heartworm Infection. Clinician's Brief.
Recuperado de: <http://www.cliniciansbrief.com>
34. Morchon, R. (2010). Las técnicas de proteómica aplicadas al estudio de las relaciones parásito/ hospedador en la dirofilariasis animal y humana. Universidad de Salamanca. Recuperado de: <http://helvia.uco.es>
35. Morchon, R. (2012). Dirofilariasis animal y humana. Universidad de Salamanca.
Recuperado de: <http://diarium.usal.es>
36. Morchoron, R., Carretón, E., Gonzáles, E. y Hernández, M. (2012). Heartworm Disease (*Dirofilaria immitis*) and Their Vectors in Europe –New Distribution Trends. Universidad de Salamanca. Recuperado de:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov>
37. Quesada, C. (2010). Dirofilariasis Humanas.
<http://www.eduinnova.es/ene2010/Dirofilariasis.pdf>
38. SEP (Sociedad Española de Parasitología) y Sociedade Portuguesa de Parasitología. (2011). XII Congreso Ibérico de Parasitología. Zaragoza.
Recuperado de: <http://www.socepa.es>

OCTAVA PARTE

ANEXOS

FORMULARIO PARA IDENTIFICACIÓN DE CASOS



ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

Formulario de Identificación de Casos

Caso #: _____ Fecha: _____ Hora: _____ Callejero / Doméstico

Datos del Propietario

Nombre del propietario: _____
Distrito Municipal: _____
Teléfono: _____
Dirección: _____

Datos del Canino

Nombre: _____ Sexo: M / H Edad: _____
Raza: _____ Entero / Castrado
Desparasitado: SI / NO Vacunado: SI / NO
F.C: _____ F.R: _____ Temperatura: _____

Signos Clínicos

Piel y Pelaje: _____
 Caquexia Sonidos pulmonares Taquipnea Arritmia
 Disnea Bradicardia Cianosis Ascitis

Resultado de la Prueba

Positivo Negativo

FIRMA

LITERATURA DE LA PRUEBA (PÁGINA 1)

Canine Heartworm Antigen Test Kit

**CANINE HEARTWORM
RAPID TEST
FOR THE QUALITATIVE
DETECTION OF
DIROFILARIA IMMITIS
IN CANINE OR FELINE
WHOLE BLOOD,
SERUM OR PLASMA**

For Veterinary Use Only

For Technical Assistance
Call: 800-822-2947

READ ALL INSTRUCTIONS
BEFORE BEGINNING THE ASSAY

SA Scientific
4919 Golden Quail
San Antonio, TX 78240
U.S. Vet. License No. 373

Distributed by:
Abaxis, Inc. **CE/REP**
3240 Whipple Road ABAXIS Europe GmbH
Unit City, CA 94587 Bunsenstr. 9-11
800-822-2947 64347 Griesheim
www.abaxis.com Germany
+49 6355 790 210

For patent information,
see www.abaxis.com/about_us/patents

INTENDED USE

The VetScan Canine Heartworm Rapid Test is a visual and rapid test for the qualitative detection of *Dirofilaria immitis* (*D. immitis*) in canine or feline whole blood, serum or plasma. This test is for veterinary use only.

Dirofilaria immitis is a common filarial nematode of dogs, cats and wild canids. The disease is transmitted by mosquitoes and it has a world-wide distribution. The adult worms reside in the heart and the adjacent blood vessels. The parasite can interfere with the blood circulation, heart functions, and may damage other vital organs (1).

The VetScan Canine Heartworm Rapid Test is based on using heartworm-specific antibodies in an immuno-chromatographic sandwich assay. Antibody-coated colloidal gold particles bind to *D. immitis* antigen in the sample. The bound antigen flows through the strip and is then captured by antibodies on the test strip. The accumulation of the captured gold particle/antigen complex causes a color to become visible in the T (test) area. To serve as a procedural control, a colored line in the C (control) area will always appear regardless if the sample is positive or negative.

INSTRUCTION FOR USE

- Samples must be at room temperature 15° to 27°C (59° to 80°F), before running the assay – DO NOT HEAT.
- Previously frozen or older samples must be centrifuged before use.
- **Serum or Plasma**, either fresh, previously frozen or stored at 2° to 7°C (36° to 45°F), may be used in this test. Serum or plasma may be stored for up to 7 days at 2° to 7°C. For longer storage, sample should be frozen (-20°C or colder).
- **Whole Blood** may be used. Whole blood must be anticoagulated (e.g. EDTA, heparin) and may be used either fresh or after refrigeration at 2° to 7°C (36° to 45°F) for up to 5 days.
- Hemolyzed samples will not affect the results.
- EDTA or heparin in plasma will not affect the results.

PRECAUTIONS AND WARNINGS

Caution

- **Important:** Do not remove device from the pouch until ready for use.
- For veterinary use only.
- Do not use components after expiration date.
- Device must be used as soon as possible after removing from pouch.
- The device should be in a horizontal position on a flat surface while the test is performed.
- Use a separate transfer pipette for each test.

- All wastes should be properly decontaminated prior to disposal.
- The buffer reagent is not interchangeable from serial to serial.

STORAGE

- Devices and test reagents must be stored at room temperature 15° to 27°C (59° to 80°F).
- Devices and test reagents are stable until the expiration date when stored at 15° to 27°C (59° to 80°F).

KIT COMPONENTS

1. Test Devices
2. Chase Buffer Bottle
3. Transfer Pipettes
4. Instruction for Use

TEST PROCEDURE

1. Remove the Test Device from the protective pouch and place on a flat surface. Label the Test Device with the subject I.D. or control identification.
2. Gently mix the sample by inverting.
3. Using the Transfer Pipette provided, transfer 1 drop of sample (whole blood, serum, or plasma) in to the sample well. Wait for the sample to be absorbed (3-5 seconds).
4. Holding the Chase Buffer Bottle vertically, promptly add 2 drops of the Chase Buffer to the sample well.
5. Read the results within 10 minutes. High positives may appear as soon as 1 minute, and low positive results may take up to 10 minutes to appear. Do not read results after 15 minutes. Colored lines which appear after 15 minutes are not diagnostic and should be ignored.

LITERATURA DE LA PRUEBA (PÁGINA 2)

INTERPRETATION OF TEST RESULTS

Positive results

The test is positive if two colored lines appear. One colored line will appear at the Test line (T) area and other at the Control line (C) area. Any intensity of the Test line (T) area should be considered positive. Colored lines may be lighter or darker than each other.

Negative Results

The test is negative if only one line appears at the Control line (C) area.

Invalid Results

The test is invalid if no colored line appears at the Control line (C) area even if a colored line appears in the Test line (T) area. If no colored line appears at the Control line (C) within 10 minutes, add an additional drop of the sample and wait for 5 minutes. If a colored line still does not appear in the C area, the test is invalid and should be repeated. Colored lines which appear after 15 minutes are not diagnostic and should be ignored.

HEARTWORM TEST PROCEDURE

1.

Add 1 drop of blood, serum or plasma to the sample well and wait 3 to 5 seconds.
2.

Add 2 drops of Chase Buffer to the sample well.
3. Results

Read results within 10 minutes. Positive Example	Read results within 10 minutes. Invalid Example	Read results within 10 minutes. Invalid Example

Use By	REF Catalog Number
LOT Batch Code	IVD In Vitro Diagnostic Device
Consult Instructions for Use	Manufacturer
Do Not Reuse	X Number of Test Devices in Kit
BOX Manufacturing Sequence	SN Serial
EC/REP Authorized Representative in the European Community	Temperature Limitation
PN Part Number	Caution Precautions and Warnings

For Veterinary Use Only

For Veterinary Use Only

200-7081 Rev. K

TABLA 1**ZONAS Y SUS SECTORES**

Número de Zona	Zona
1	La Cuchilla (Distrito Municipal)
2	Medina (Distrito Municipal)
3	San José del Puerto (Distrito Municipal)
4	Villa Altagracia (Distrito Cabecera)

TABLA 2**ANIMALES A MUESTREAR POR ZONA**

Zona 1	25
Zona 2	25
Zona 3	25
Zona 4	25

TABLA 3**RECOLECCIÓN DE DATOS**

Número de Caso	Sexo	Domicilio	Resultado Prueba
1	H	Doméstico	Negativa
2	H	Callejero	Negativa
3	H	Doméstico	Negativa

4	H	Callejero	Negativa
5	H	Doméstico	Negativa
6	H	Doméstico	Negativa
7	H	Doméstico	Negativa
8	M	Doméstico	Negativa
9	M	Callejero	Negativa
10	H	Callejero	Negativa
11	H	Doméstico	Negativa
12	H	Doméstico	Negativa
13	H	Callejero	Negativa
14	H	Callejero	Negativa
15	H	Callejero	Negativa
16	M	Callejero	Negativa
17	H	Callejero	Negativa
18	H	Callejero	Negativa
19	H	Doméstico	Negativa
20	H	Doméstico	Negativa
21	M	Doméstico	Negativa
22	M	Callejero	Negativa
23	H	Doméstico	Negativa
24	M	Doméstico	Negativa
25	H	Callejero	Negativa
26	M	Callejero	Negativa

27	H	Doméstico	Negativa
28	H	Callejero	Negativa
29	H	Doméstico	Negativa
30	M	Doméstico	Negativa
31	H	Doméstico	Negativa
32	M	Doméstico	Negativa
33	H	Doméstico	Negativa
34	M	Callejero	Negativa
35	M	Callejero	Negativa
36	M	Doméstico	Negativa
37	H	Callejero	Negativa
38	H	Callejero	Negativa
39	H	Callejero	Negativa
40	H	Callejero	Negativa
41	M	Callejero	Negativa
42	M	Callejero	Negativa
43	H	Doméstico	Negativa
44	H	Doméstico	Negativa
45	M	Doméstico	Negativa
46	H	Doméstico	Negativa
47	H	Doméstico	Negativa
48	H	Callejero	Negativa
49	H	Callejero	Negativa

50	H	Callejero	Negativa
51	H	Callejero	Negativa
52	M	Doméstico	Negativa
53	H	Doméstico	Negativa
54	M	Callejero	Negativa
55	H	Doméstico	Negativa
56	M	Callejero	Negativa
57	M	Doméstico	Negativa
58	M	Callejero	Negativa
59	M	Callejero	Negativa
60	H	Doméstico	Negativa
61	H	Doméstico	Negativa
62	H	Doméstico	Negativa
63	H	Callejero	Negativa
64	H	Doméstico	Negativa
65	M	Doméstico	Negativa
66	M	Doméstico	Negativa
67	H	Callejero	Negativa
68	H	Callejero	Negativa
69	H	Callejero	Negativa
70	H	Doméstico	Negativa
71	M	Callejero	Negativa
72	M	Callejero	Negativa

73	M	Callejero	Negativa
74	H	Doméstico	Negativa
75	H	Callejero	Negativa
76	H	Callejero	Negativa
77	H	Doméstico	Negativa
78	H	Callejero	Negativa
79	M	Callejero	Negativa
80	H	Callejero	Negativa
81	M	Doméstico	Negativa
82	H	Doméstico	Negativa
83	H	Callejero	Negativa
84	M	Doméstico	Negativa
85	H	Callejero	Negativa
86	H	Doméstico	Negativa
87	H	Doméstico	Negativa
88	H	Doméstico	Negativa
89	H	Doméstico	Negativa
90	H	Doméstico	Negativa
91	H	Doméstico	Negativa
92	H	Callejero	Negativa
93	M	Callejero	Negativa
94	M	Doméstico	Negativa
95	H	Callejero	Negativa

96	M	Callejero	Negativa
97	H	Doméstico	Negativa
98	M	Callejero	Negativa
99	H	Callejero	Negativa
100	H	Doméstico	Negativa

TABLA 4

RESULTADOS OBTENIDOS SEGÚN EL SEXO

Sexo	Cantidad	Porcentajes	Positivos	Negativos
Hembras	67	67.00%	0	67
Machos	33	33.00%	0	33

TABLA 5

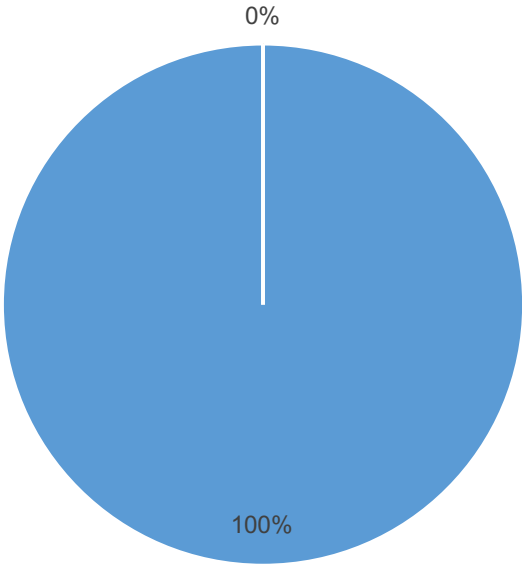
**DISTRIBUCIÓN DE LAS MUESTRAS POR CATEGORÍA DE ANIMALES
DOMÉSTICOS Y CALLEJEROS**

Domicilio	Cantidad	%
Domésticos	50	50%
Callejeros	50	50%

GRÁFICA 1
PREVALENCIA DE LA *D. immitis* EN EL MUNICIPIO DE VILLA ALTAGRACIA,
REPÚBLICA DOMINICANA

PREVALENCIA

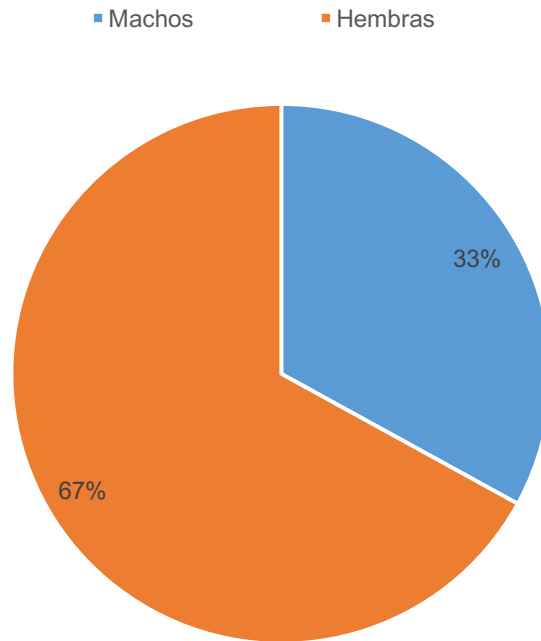
■ Negativos ■ Positivos



GRÁFICA 2

DISTRIBUCIÓN DE LOS RESULTADOS SEGÚN EL SEXO

COMPARACIÓN DE SEXOS



GRÁFICA 3

DISTRIBUCIÓN DE LOS RESULTADOS SEGÚN LOS ANIMALES DOMÉSTICOS Y CALLEJEROS

ANIMALES CON Y SIN PROPIETARIO

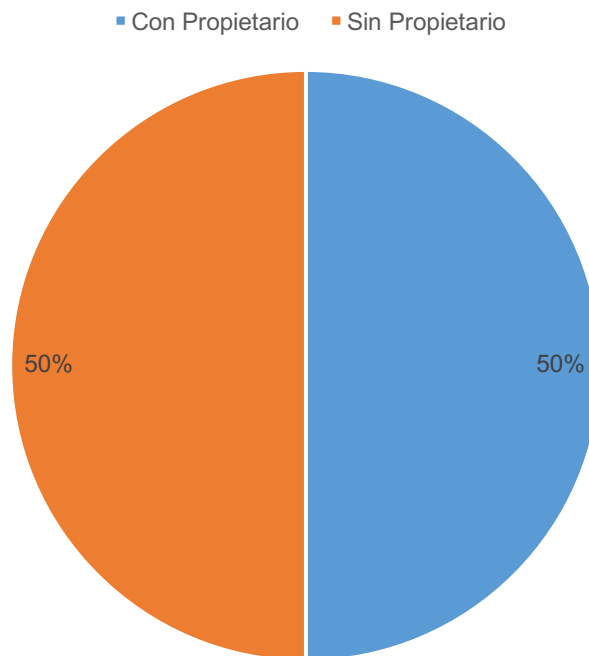
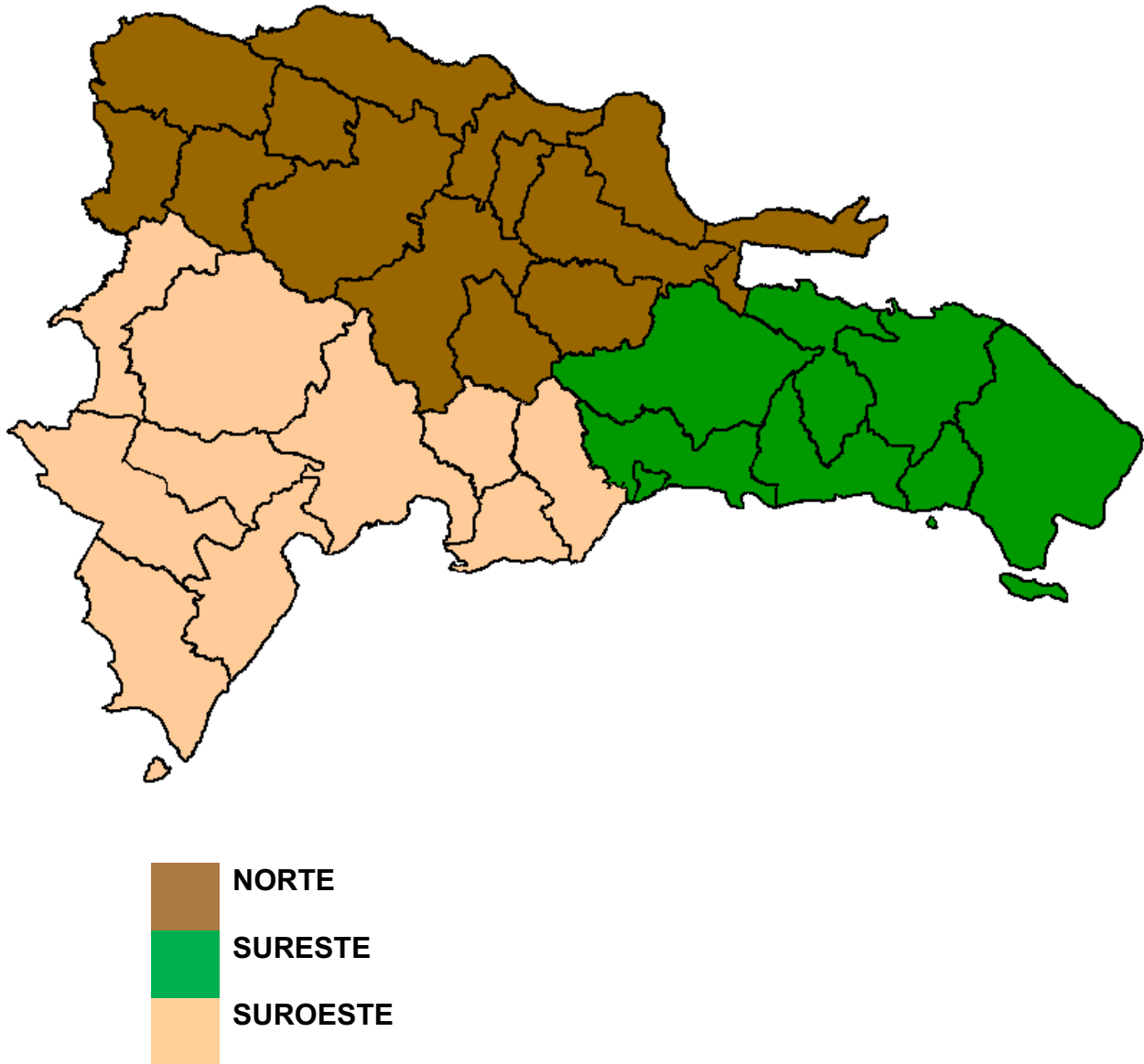


FIGURA 1
MAPA DE LA REPÚBLICA DOMINICANA DIVIDIDO POR REGIONES



“Las regiones de la República Dominicana”. *Blogspot*. Marzo 7, 2012. <http://lasregionesderepublicadominicana.blogspot.com/>

FIGURA 2

MAPA DE VILLA ALTAGRACIA

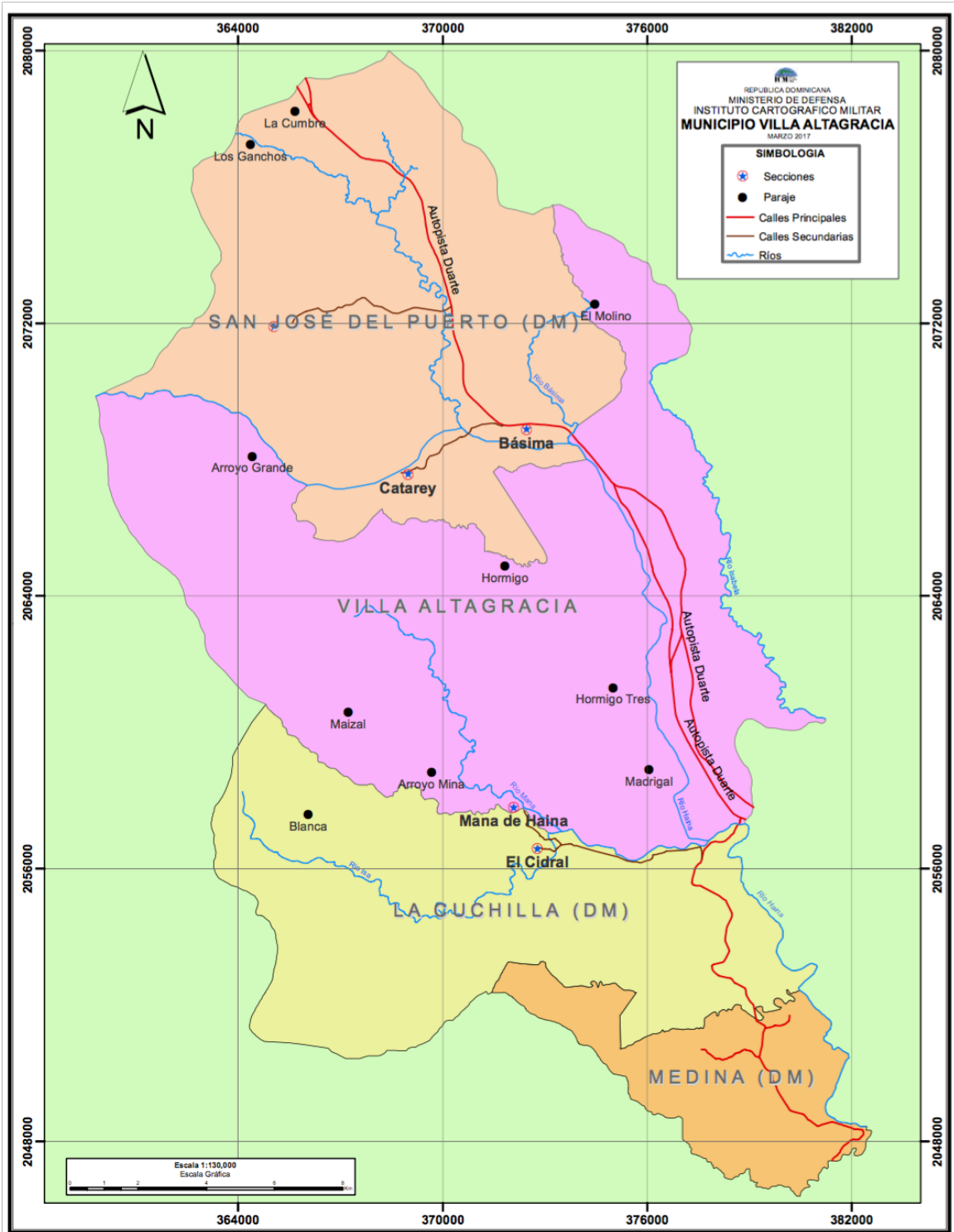
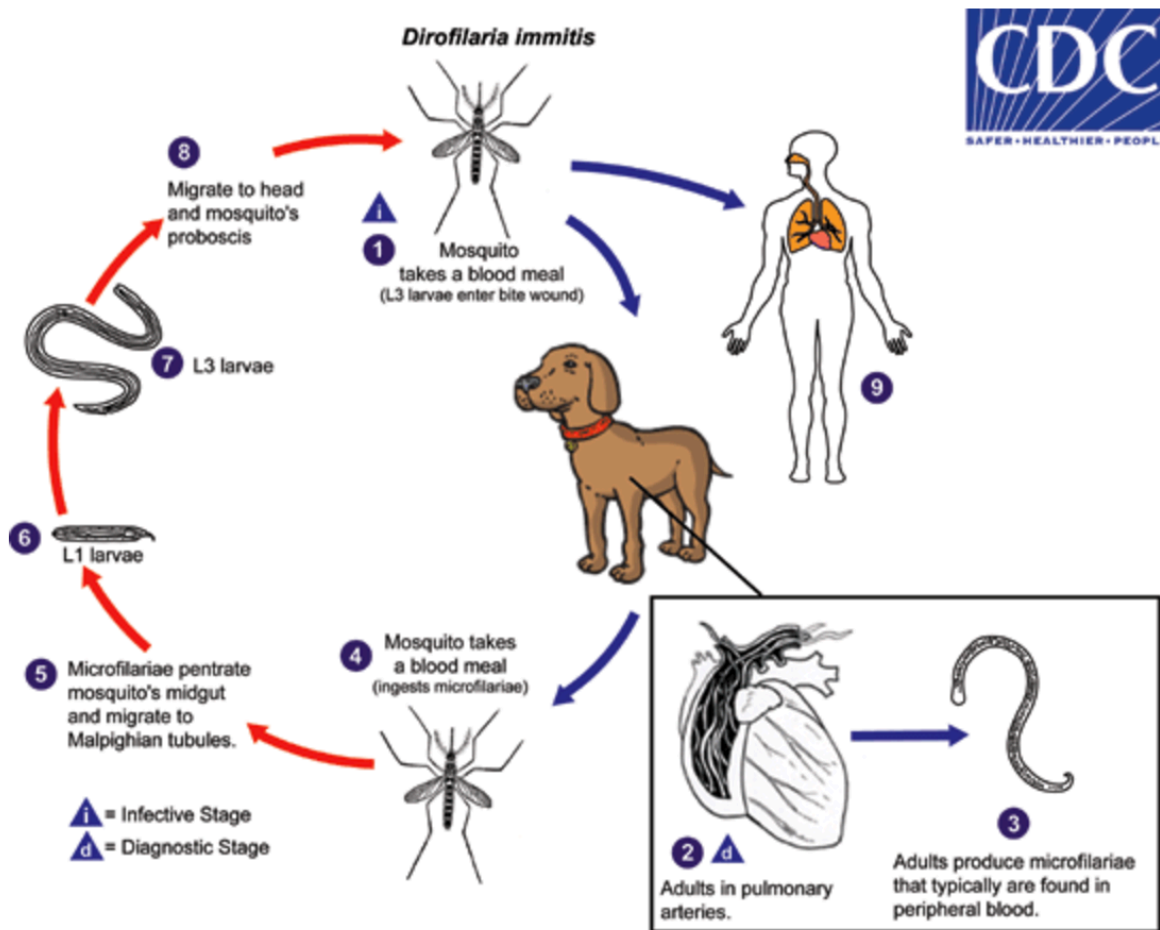


FIGURA 3
CICLO BIOLÓGICO



CDC Centers for Disease Control and Prevention
CDC 24/7: Saving Lives, Protecting People™

Life cycle image and information courtesy of [DPDx](#).

FIGURA 4

PRUEBA VET SCAN CANINE HEART WORM RAPID ANTIGEN TEST

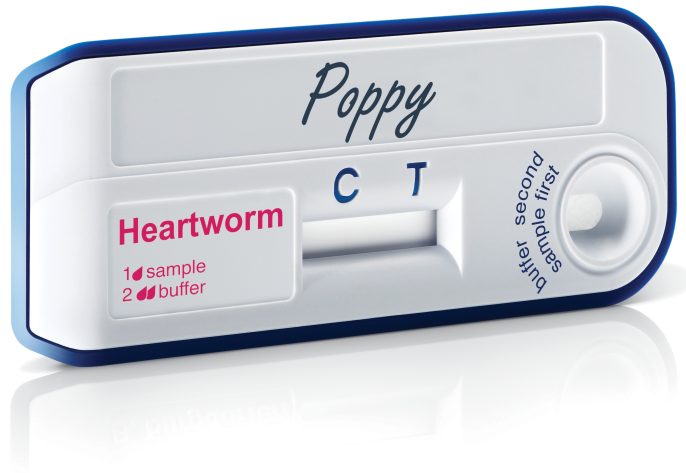
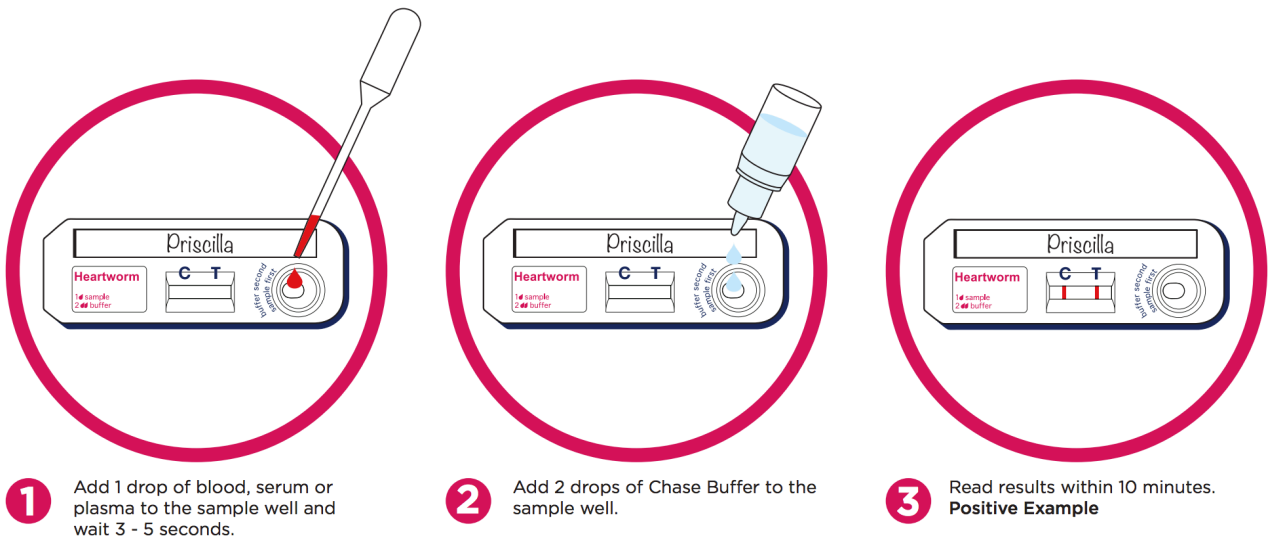


FIGURA 5

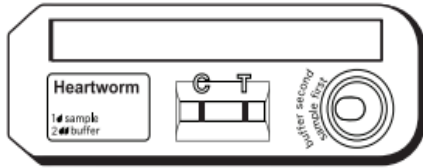
PASOS PARA REALIZACIÓN DE LA PRUEBA



www.abaxis.com

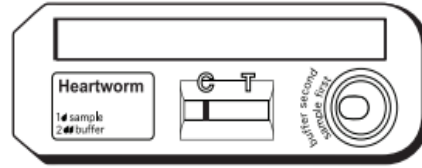
FIGURA 6

EJEMPLOS DE RESULTADOS DE LA PRUEBA



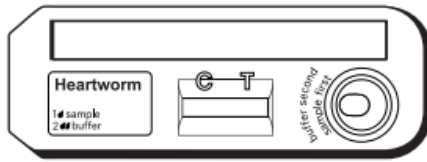
Read results within
10 minutes.

Positive Example



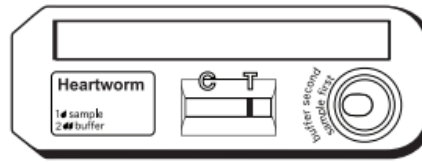
Read results within
10 minutes.

Negative Example



Read results within
10 minutes.

Invalid Example



Read results within
10 minutes.

Invalid Example

FIGURA 7
CAJA DE PRUEBAS



FIGURA 8
COMPARACIÓN DE SENSIBILIDAD DE PRUEBAS EN EL MERCADO

Female Worms	Canine Heartworm Sensitivity			
	VetScan	Snap	Solo Step	Witness
1-4	89%	89%	78%	67%
1-10	85%	85%	69%	62%
1-15	88%	88%	75%	69%
1-25	90%	90%	81%	76%
1-55	92%	92%	85%	81%

(compared to necropsy verified samples; n=49; (25 positive, 24 negative); source: data on file at Abaxis)

Kenneth Aron, PhD¹; Rajesh Mehra, PhD¹; Craig Tockman, DVM²; Keith DeJong, DVM, DACVP²
¹Abaxis, Inc., Research and Development
²Abaxis, Inc., Professional Services, North American Animal Health

FIGURA 9
TOMA DE MUESTRAS (1)



TOMA DE MUESTRAS (2)



FIGURA 10

TUBOS DE ENSAYO CON ANTICOAGULANTE



FIGURA 11

BROCHURE

¿Los animales que tienen esta enfermedad, se la transmiten a los humanos?

No, la enfermedad se transmite únicamente por la picadura de los mosquitos, no por contacto directo o indirecto con las mascotas, sus heces, su vómito, etc.



¿Cómo se previene?

Una de las principales medidas de prevención de la dirofilariosis consiste en el control ambiental del hospedador intermediario de esta enfermedad.

En este sentido es conveniente eliminar los focos de reproducción de estos insectos: como zanjas, charcos, cañadas, cubetas o cualquier otro recipiente que pudiera acumular agua estancada.



Dirofilaria immitis Canina o Gusano del Corazón

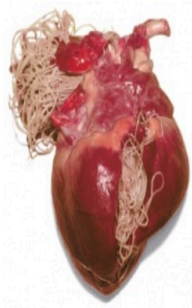


Una Zoonosis Mundial

¿Que es la Dirofilaria immitis o Gusano del Corazon?

La Dirofilaria es un parásito nemátodo que posee aproximadamente 27 especies. De éstas, tres se consideran zoonosis: *D. immitis*, *D. repens* y *D. tenuis*.

La infección por *Dirofilaria immitis* en perros es la más común, teniendo en cuenta que el parásito puede encontrarse en menor proporción en los gatos y hurones.



¿Cómo se transmite?

Es transmitida a través de la picadura de un mosquito culicido, el cuál es su hospedero intermediario obligatorio.

Por tal razón es común encontrar esta enfermedad en zonas que reúnan las condiciones ambientales y climáticas necesarias para la supervivencia del mismo.



¿Cuáles son sus síntomas?

Los animales infectados apenas muestran síntomas clínicos. Aunque podemos observar inapetencia, pérdida de peso y languidez.

A veces se presenta tos y disnea (dificultad en la respiración). También suele darse fatiga ante el ejercicio y acumulación de los fluidos en el abdomen (ascitis).

¿Cómo se detecta esta enfermedad?

El médico veterinario es quien se encarga de realizar diversos estudios para diagnosticar como positivo a un animal.

Este realiza pruebas tomando muestra de sangre para observar al microscopio, as como también para realizar pruebas serológicas o de anticuerpos específicos. Se complementa el diagnostico realizando sonografía, Rayos X y hemograma.



¿Es una enfermedad tratable?


Sí, todo dependerá de la gravedad de la enfermedad. El Médico veterinario es quien decide como será el tratamiento.

FIGURA 12

EXPLICACIÓN BROCHURE E INFORMACIÓN DE RESULTADOS A PROPIETARIO



FIGURA 13
FORMULARIO LLENO



UNPHU
Universidad Nacional
Pedro Henríquez Ureña

MINISTERIO DE SALUD PÚBLICA
CENTRO ANTIRRABICO NACIONAL
Santo Domingo, Rep. Dom.

Certificado de Vacunación

Nombre del Animal: Lola

Sexo: F Edad: 3 años Especie: perro

Propietario: Maremito

Dirección: Chela Perea

Provincia: S.C. Municipio: V.A.

Barrio: Papavito

Fecha de vacunación: 13-10-2016

Firma: Emilia

Formulario de Identificación de Casos

Caso #: 43 Fecha: _____ Hora: 9:50 Callejero / Doméstico

Datos del Propietario

Nombre del propietario: Epifanio de León
 Distrito Municipal: Villa Altagracia
 Teléfono: 809-533-9671
 Dirección: Papavito Chela #19

Datos del Canino

Nombre: Lola Sexo: M / (H) Edad: 6
 Raza: mixto Entero / Castrado
 Desparasitado: (SI) / NO Vacunado: (SI) / NO AR
 F.C: 166 F.R: 20 Temperatura: 38.9

Signos Clínicos

Piel y Pelaje: Dermatitis

<input type="checkbox"/> Caquexia	<input type="checkbox"/> Sonidos pulmonares	<input type="checkbox"/> Taquipnea	<input type="checkbox"/> Arritmia
<input type="checkbox"/> Disnea	<input type="checkbox"/> Bradicardia	<input type="checkbox"/> Cianosis	<input type="checkbox"/> Ascitis

Resultado de la Prueba

Positivo Negativo

Emily A.
 FIRMA