Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú. Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

Prevalencia de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria

AUTOR

Carolina Sofía MALLMA CRISTÓBAL

ASESOR

Mg. Luis Antonio GÓMEZ PUERTA

Lima, Perú

2026



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Mallma C. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2026.

Metadatos complementarios

Datos de autor	
Nombres y apellidos	Carolina Sofía Mallma Cristóbal
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	74465516
URL de ORCID	https://orcid.org/0009-0001-1392-2245
Datos de asesor	
Nombres y apellidos	Luis Antonio Gómez Puerta
Tipo de documento de identidad	DNI
Número de documento de identidad	10810335
URL de ORCID	https://orcid.org/0000-0002-7909-979X
Datos del jurado	
Presidente del jurado	
Nombres y apellidos	Roberto Cesar Dávila Fernández
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	09894279
Miembro del jurado 1	
Nombres y apellidos	Luis Fernando Cerro Temoche
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	41341572
Miembro del jurado 2	
Nombres y apellidos	Antonio Herrera Rosalino
Tipo de documento	DNI
Número de documento de identidad	40742027
Datos de investigación	

Línea de investigación	A.1.3.1. Salud Pública
Grupo de investigación	ATENEO- Abocado a responder amenazas y oportunidades del sector pecuario
Agencia de financiamiento	Sin financiamiento
Ubicación geográfica de la investigación	Universidad Nacional Mayor de San Marcos País: Perú Departamento: Lima Provincia: Lima Distrito: Comas. Urbanización: Av. Túpac Amaru 4470. Latitud: −11.93 Longitud: −77.04
Año o rango de años en que se realizó la investigación	Años: Desde octubre a noviembre del 2024
URL de disciplinas OCDE	Obligatorio. Selecciona de una a tres disciplinas de las Tablas OCDE que mejor representen el tema de su investigación y cópialas junto a sus respectivos uris de la siguiente manera: Salud pública, Salud ambiental https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#3.03.05 Parasitología https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#3.03.07 Epidemiología https://purl.org/pe-repo/ocde/ford#3.03.09

Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú, Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIA

En el **Auditorio de Anatomía** de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **martes 26 de mayo de 2026**, a las **11:00 horas**, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante **Resolución Directoral N° 000077-2026-EPMV-FMV/UNMSM** integrado por los siguientes docentes:

MV. Mg. Roberto Cesar Dávila Fernández	**Presidente del Jurado**
MV. Mg. Luis Antonio Gómez Puerta	**Asesor de la Tesis**
MV. Dr. Luis Fernando Cerro Temoche	**Miembro del Jurado**
MV. Mg. Antonio Herrera Rosalino	**Miembro del Jurado**

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, la Bachiller **CAROLINA SOFÍA MALLMA CRISTÓBAL,** para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

"Prevalencia de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú."

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **quince (15).**

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIA** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **12:10 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

UNMSM
Firmado digitalmente por DAVILA FERNANDEZ Roberto Cesar FAU 20148092282 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 14.08.2026 16:48:02 -05:00

Roberto Cesar Dávila Fernández; MV. Mg.
Profesor Asociado, Dedicación Exclusiva

UNMSM
Firmado digitalmente por GOMEZ PUERTA Luis Antonio FAU 20148092282 soft
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 17.07.2026 11:31:50 -05:00

Luis Antonio Gómez Puerta; MV. Mg.
Profesor Auxiliar, Tiempo Completo

Luis Fernando Cerro Temoche; MV. Dr.
Profesor Auxiliar, Tiempo completo

Antonio Herrera Rosalino; MV. Mg.
Profesor Auxiliar, Tiempo completo

UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú, Decana de América

Anexo 1
CERTIFICADO DE SIMILITUD

Yo, Luis Antonio Gómez Puerta en mi condición de asesor acreditado con el Dictamen de la EP N° 000024-2025-EPMV-FMV/UNMSM de la tesis, cuyo título es "Prevalencia de *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú", presentado por la bachiller CAROLINA SOFÍA MALLMA CRISTÓBAL para optar el título Profesional de Médico Veterinaria, CERTIFICO que se ha cumplido con lo establecido en la Directiva de Originalidad y de Similitud de Trabajos Académicos, de Investigación y Producción Intelectual. Según la revisión, análisis y evaluación mediante la plataforma PIDS, el documento evaluado cuenta con el 5% de similitud, nivel PERMITIDO para continuar con los trámites correspondientes y para su **publicación en el repositorio institucional.**

Se emite el presente certificado en cumplimiento de lo establecido en las normas vigentes, como uno de los requisitos para la obtención del título Profesional de Médico Veterinaria.

Lima, 23 de setiembre de 2026

Firma del Asesor

Nombres y Apellidos del asesor: Luis Antonio Gómez Puerta

DNI: 10810335

La vigencia del presente certificado corresponde a un período de noventa (90) días desde la fecha de su emisión; siempre que no haya observaciones en el texto durante el proceso de revisión por el jurado informante o surja alguna contingencia.

Dedicatoria y agradecimientos

A Dios, por guiarme con su infinita bondad a lo largo de estos años tan especiales.

A mi familia, por inspirarme cada día ser mejor persona y mamá.

Agradezco a todas las personas que pudieron colaborarme para hacer posible este trabajo y especialmente mi a asesor, Luis Gómez, por su confianza y compromiso.

INDICE

RESUMEN I

ABSTRACT II

LISTA DE CUADROS III

LISTA DE FIGURAS IV

LISTA DE ANEXOS V

1. INTRODUCCIÓN 1

2. ANTECEDENTES 4

2.1 DIROFILARIOSIS CANINA 4

2.1.1 AGENTE ETIOLÓGICO 4

2.1.2. CICLO BIOLÓGICO 6

2.1.3. EPIDEMIOLOGÍA 7

2.1.4. FISIOPATOLOGÍA 10

2.1.5. SIGNOS CLÍNICOS 12

2.1.6. DIAGNÓSTICO 14

2.1.7. TRATAMIENTO 22

2.1.8 PREVENCIÓN Y CONTROL 25

2.2 ACANTOQUEILONEMIASIS CANINA 28

2.2.1 AGENTE ETIOLÓGICO 28

2.2.2 CICLO BIOLÓGICO 29

2.2.3 EPIDEMIOLOGÍA 30

2.2.4 SIGNOS CLÍNICOS 31

2.2.5 DIAGNÓSTICO 32

2.2.6 TRATAMIENTO 33

2.2.7 PREVENCIÓN Y CONTROL 33

3. MATERIALES Y MÉTODOS 35

3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN Y PERIODO DE DURACIÓN 35

3.2 DESCRIPCIÓN DEL MATERIAL EXPERIMENTAL 35

3.3. TAMAÑO DE MUESTRA 35

3.4 METODOLOGÍA 36

3.4.1 REACTIVACIÓN DE LAS MUESTRAS 36

3.4.2 EXTRACCIÓN Y PURIFICACIÓN DEL ADN 37

3.4.3 AMPLIFICACIÓN DEL ADN 37

3.4.4 ELECTROFORESIS EN GEL DE AGAROSA 38

3.4.5 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN 39

3.4.6 CONSIDERACIONES ÉTICAS 39

4. RESULTADOS 40

5. DISCUSIÓN 45

6. CONCLUSIONES 52

7. LITERATURA CITADA 53

8. ANEXOS 65

RESUMEN

La dirofilariosis y la acantoqueilonemiasis son infecciones parasitarias que afectan la salud de los perros y pueden tener implicaciones zoonóticas. *Dirofilaria immitis,* conocida como el gusano del corazón, y *Acanthocheilonema reconditum*, que se localiza en la piel y el tejido subcutáneo, son dos parásitos transmitidos por vectores, mosquitos y pulgas, respectivamente. Los estudios sobre estos parásitos son limitados en perros domésticos de Lima y la acción del cambio climático ha expandido el área de los vectores, pudiendo haber tenido un impacto epidemiológico de los agentes parasitarios. El objetivo del presente estudio es determinar la prevalencia de *D. immitis* y *A. reconditum* en perros, mediante PCR. Para ello, se colectaron 251 muestras de sangre en tubos al vacío con EDTA de perros domésticos provenientes del distrito de Comas durante los meses de octubre y noviembre del 2024. Las muestras fueron congeladas y enviadas para su análisis al Laboratorio de Epidemiologia y Economía Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Se inició con el descongelamiento de las muestras y extracción del ADN. Posteriormente, se amplificó el marcador genético ITS-2 mediante la prueba de reacción en cadena de la polimerasa (siglas en inglés, PCR) y se identificaron los pesos moleculares mediante electroforesis en gel de agarosa. Se halló 7.6% ($IC_{95\%}$ 4.6 – 11.6%) (19/251) de prevalencia en los perros evaluados para *A. reconditum*, mientras que para *D. immitis* no se encontró positivos; a su vez no se halló asociación significativa entre las variables evaluadas (sexo, edad, raza, tamaño, tipo de alojamiento, condición corporal, infestación por garrapatas o pulgas, decaimiento, permanencia en casa y presencia de mosquitos). Estos resultados aportan una mayor información para comprender la dinámica actualizada de estas enfermedades en el país; sin embargo, se requieren más investigaciones para conocer la realidad actual.

Palabras claves: *Dirofilaria immitis, Acanthocheilonema reconditum,* prevalencia, PCR, perros, salud pública.

ABSTRACT

Heartworm disease and acanthocheilonemiasis are parasitic infections that affect canine health and may have zoonotic implications. *Dirofilaria immitis*, commonly known as the heartworm, and *Acanthocheilonema reconditum*, which is found in the skin and subcutaneous tissue, are two parasites transmitted by vectors—mosquitoes and fleas, respectively. Studies on these parasites are limited in domestic dogs in Lima, and climate change has expanded the range of vectors, which may have had an epidemiological impact on these parasitic agents. The objective of this study is to determine the prevalence of *D. immitis* and *A. reconditum* in dogs using PCR. To this end, 251 blood samples were collected with EDTA-containing vacuum tubes from domestic dogs in the district of Comas during October and November of 2024. The samples were frozen and sent for analysis to the Laboratory of Epidemiology and Veterinary Economics at the Faculty of Veterinary Medicine of the National University of San Marcos. The process began with thawing the samples and extracting the DNA. Subsequently, the ITS-2 genetic marker was amplified using polymerase chain reaction (PCR), and molecular weights were identified by agarose gel electrophoresis. A prevalence of 7.6% ($CI_{95\%}$, 4.6–11.6%) (19/251) was found in the dogs tested for *A. reconditum*, while no positive results were found for *D. immitis*; furthermore, no significant association was found among the analyzed variables (sex, age, breed, size, housing type, body condition, tick or flea infestation, emaciation, time spent indoors, and presence of mosquitoes). These results provide additional information to understand the current dynamics of these diseases in the country; however, further research is needed to understand the current situation.

Key words: *Dirofilaria immitis*, *Acanthocheilonema reconditum*, prevalence, PCR, dogs, public health.

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Clasificación de los signos clínicos por infección de dirofilariosis en perros.

Cuadro 2. Lista de cebadores para amplificar la región ITS-2 de *D. immitis* y *A. reconditum*.

Cuadro 3. Características de los perros muestreados en el distrito de Comas, en Lima – Perú.

Cuadro 4. Factores asociados con la presencia de *Acanthocheilonema reconditum,* en análisis bivariado, en perros muestreados en el distrito de Comas, en Lima – Perú.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Imagen microscópica de *Dirofilaria immitis*.

Figura 2. Actividad de la fosfatasa ácida en diferentes filarias que afectan a los perros.

Figura 3. Ejemplo de la técnica de Knott modificada, donde se mide la longitud media (μm) de las microfilarias para diferenciar *D. immitis* de otros filaroides (Magnis *et al.,* 2013).

Figura 4. Diagnóstico molecular de *Acanthocheilonema reconditum* en perros de Comas mediante amplificación parcial de la región ITS-2. La electroforesis en gel de agarosa evidencia que las muestras #6 y #13 son positivas a *A. reconditum*. Control positivo (+) (ADN 111) de *A. reconditum*; control negativo (-) agua ultrapura. Marcador molecular (Lad o Ladder) de 100 pb.

LISTA DE ANEXOS

ANEXO 1. Recolección de datos del paciente.

ANEXO 2. Ficha de consentimiento informado.

1. INTRODUCCIÓN

La filariosis canina es una enfermedad causada por diferentes nemátodos pertenecientes a la familia *Onchocercidae*; donde la especie más patógena y conocida es *Dirofilaria immitis* (*D. immitis*), causante de la dirofilariosis cardiopulmonar canina. Otra filaria es *Acanthocheilonema reconditum* (*A. reconditum*), que es menos patogénica, pero de igual importancia debido a su potencial zoonótico y por la confusión con las microfilarias de *D. immitis.* Ambas son transmitidas por vectores artrópodos (*A. reconditum* por pulgas y *D. immitis* por mosquitos, principalmente) (Napoli *et al*., 2023).

D. immitis, conocida comúnmente como gusano del corazón, habita en el sistema cardiovascular de sus hospederos. Los gusanos adultos se localizan dentro del ventrículo derecho, la aurícula derecha, la arteria pulmonar y la vena cava posterior (Otranto y Wall, 2024). Afecta a animales salvajes y domésticos, generalmente perros y gatos. Ocasionalmente, pueden infectar a los humanos a través de la picadura de mosquitos (hospederos intermediarios) de los géneros *Aedes spp., Anopheles spp.*, *Culex spp.*, *Culiseta spp.* y *Coquillettidia spp*. (Carretón *et al.,* 2017).

La *D. immitis* al ser trasmitido por mosquitos, tiene la capacidad de propagarse por todo el mundo. Estos insectos se distribuyen principalmente en zonas templadas cálidas y tropicales

del continente sudamericano, donde las condiciones climáticas y la acumulación de fuentes de agua en áreas urbanas favorecen su reproducción y expansión (Caminade *et al.,* 2018). Esto se ve reflejado en el aumento de otras enfermedades transmitidas por mosquitos, como el dengue. En el Perú, en lo que va del año 2024, se ha reportado un incremento sostenido de casos sobre dengue del 97,88 % respecto al 2023, a nivel nacional. (MINSA, 2024). Por ello, es importante determinar la prevalencia actualizada de *D. immitis* en perros ante el aumento del vector.

Según Anvari *et al*. (2020), a nivel mundial la prevalencia agrupada y ponderada de la dirofilariosis en perros es del 10,91%, por lo que se sugiere realizar más estudios sobre la prevención y el control de esta infección, así como actualizar la situación epidemiológica en cada país.

Por otra parte, *A. reconditum* (previamente identificado como *Dipetalonema reconditum*) es un nemátodo de amplia distribución mundial y de importancia zoonótica. Los adultos se localizan en el tejido subcutáneo, por lo que se considera un parásito apatógeno en perros. Presenta un hospedero intermediario, generalmente pulgas (*Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*, *Pulex irritans*, *Pulex simulans* y *Echidnophaga gallinacea*) y piojos (*Linognathus setosus* y *Heterodoxus spiniger*), en los cuales se desarrollan las larvas infectantes (microfilarias) (Engelmann *et al.,* 2019, De Andrea *et al.,* 2019). Durante la producción de microfilarias, estas se pueden confundir fácilmente con las de *D. immitis*, por lo que es importante distinguirlas mediante el método de diagnóstico de PCR (Otranto y Wall, 2024).

Los métodos de diagnóstico utilizados para detectar infecciones filariales incluyen el aislamiento de gusanos adultos e identificación morfológica, observación de microfilarias en

frotis sanguíneo, frotis húmedos directos, la técnica de Knott modificada, filtración de Wylie, inmunohistoquímica, detección de antígenos circundantes, diagnóstico molecular mediante PCR, entre otros (Megat *et al.,* 2010). Sin embargo, se han observado varios problemas con los métodos actuales, como la confusión morfológica entre las microfilarias de *D. immitis* y *A. reconditum*. Asimismo, la detección de antígenos de *D. immitis* con kits comerciales pueden presentar reacciones cruzadas con diferentes nemátodos filariales y no filariales. Por ello, se recomienda que el diagnóstico de la filariosis canina oculta y no oculta sea siempre confirmado mediante ensayos de PCR (Laidoudi *et al.,* 2020), método diagnóstico utilizado en el presente estudio.

En ese contexto, el objetivo de este estudio es determinar la frecuencia de *D. immitis* y *A. reconditum* mediante la técnica de PCR, y compararlos con diversos estudios realizados en el Perú y otros países de Sudamérica. Permitiéndonos obtener una aproximación de la prevalencia de los parásitos estudiados en perros. A su vez, nos ofrece un panorama epidemiológico del riesgo potencial de infección que pueden afectar a la población, a través de los vectores como mosquitos y pulgas.

2. ANTECEDENTES

2.1 DIROFILARIOSIS CANINA

2.1.1 AGENTE ETIOLÓGICO

La dirofilariosis canina es una enfermedad parasitaria causada por un nemátodo filaria llamado *Dirofilaria immitis*. Taxonómicamente pertenece al Phylum *Nematoda*, Clase *Chromadorea*, Orden *Spirurida*, Familia *Onchocercidae*, Género *Dirofilaria* y Especie *immitis* (Otranto y Wall, 2024).

Estos gusanos son alargados y delgados de color blanco a gris (Otranto y Wall, 2024), filiformes, con una extremidad cefálica redonda y delgada. Poseen una abertura oral terminal, sin labios y rodeada de cuatro pares de pequeñas papilas cefálicas y dos ánfidos laterales que son estructuras sensoriales características de los nemátodos. El esófago está dividido por una región muscular y glandular. Presentan pequeños deiridios (papilas cuticulares) laterales ubicados entre la unión esófago-intestino y el anillo nervioso (Furtado *et al.,* 2010).

Las hembras adultas miden entre 25 y 31cm de largo, y los machos miden entre 12 y 20cm de largo (Bowman, 2020). Entre sus características morfológicas, la cola del macho presenta pequeñas alas laterales y la zona espiral suelta, típica de los filaroideos. Tiene entre 4

y 6 pares de papilas ovoides. La espícula derecha es de forma roma y pequeña; mientras la espícula izquierda es puntiaguda y larga.

En la hembra, la vulva está localizada detrás del final del esófago (Figura 1) (Otranto y Wall, 2024). Son ovovivíparas, ya que liberan microfilarias sin vaina en el torrente sanguíneo, y miden entre 250-332µm de largo por 6.8µm de ancho. Las microfilarias presentan un extremo posterior romo y anterior afilado (Noack *et al.,* 2021; Otranto y Wall, 2024).

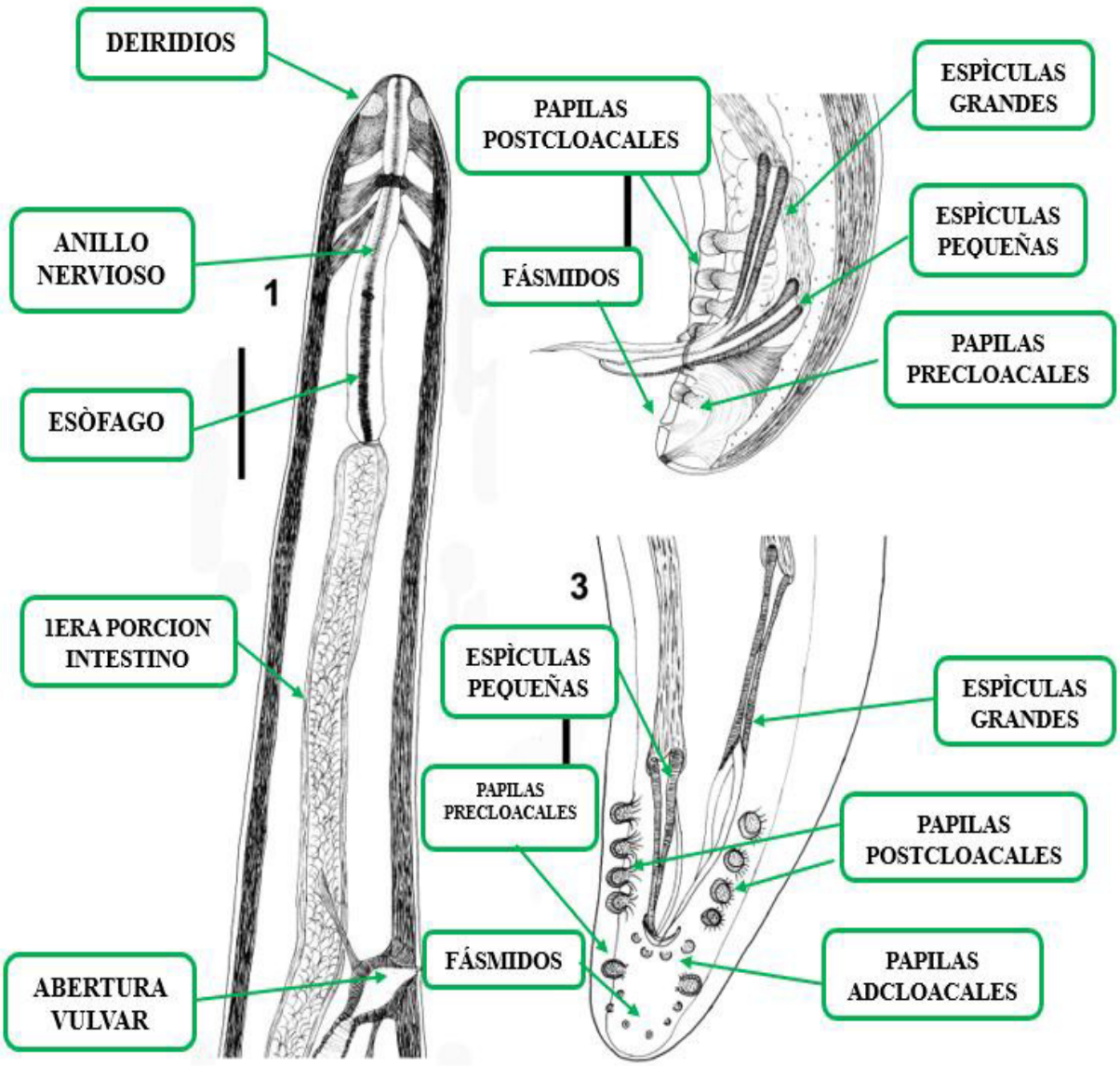


Figura 1. Imagen microscópica de *Dirofilaria immitis*. (1) Extremo anterior de la hembra. Se observa el esófago, anillo nervioso, los deiridios, la abertura vulvar y la primera porción del intestino. (2) Extremo posterior del macho, vista lateral. Se muestra las papilas precloacales y postcloacales ventrolaterales grandes, las espículas grandes y pequeñas y los fásmidos. (3) Extremo posterior del macho, vista ventral. Se observa las papilas precloacales y cuatro pares de papilas postcloacales (1 par ventral, 1 par grande ventrolateral y 2 pares pequeños ventrolaterales), un par de pequeñas papilas adcloacales, fásmidos ventrales y espículas grandes y pequeñas (Furtado *et al*., 2010).

2.1.2. CICLO BIOLÓGICO

El ciclo de vida de *Dirofilaria immitis* inicia cuando el mosquito hembra ingiere sangre de un mamífero susceptible, generalmente caninos, y el cual presente microfilarias (larvas del primer estadio (L1)) (Muñoz, 2003). Una vez ingeridas las microfilarias localizadas en la sangre, estas migran del intestino medio al hemocele y finalmente, en los tubos de Malpighi, mudan a larvas de segundo estadio (L2) y tercer estadio (L3) en 2 a 4 semanas (Otranto y Wall 2024). Las L3 con capacidad ya infectantes, migran hacia el espacio cefálico, donde llegan a las glándulas salivales y al labio de las piezas bucales del mosquito para entrar en el hospedero susceptible (Bowman, 2020; Muñoz, 2003). Durante la alimentación del mosquito, con la ingestión de sangre del hospedero, depositan la hemolinfa en la herida de la picadura. Ésta transporta las larvas infecciosas que penetran la piel e infectan por sí solas (Simón *et al*., 2012).

Una vez la L3 instaurada en el hospedero muda a L4, entre 3 y 12 días post-infección, en el tejido subcutáneo, músculo esquelético o adiposo del hospedero (Hoch y Strickland, 2008). Éstas a su vez mudan a los primeros gusanos preadultos entre los 50 y 70 días después de la infección inicial (Simón *et al*., 2012). Los preadultos llegan a la arteria pulmonar y al ventrículo

derecho del corazón entre los 70 a 85 días post infección, y alcanza la madurez sexual en los siguientes 120 días (Otranto y Wall, 2024). Los gusanos adultos presentan una apariencia en forma de hilo, donde los machos miden de 120 a 200mm de largo y 0.7 a 0.9mm de diámetro, mientras las hembras son más largas (250 a 300mm) y anchas (1 a 1.3mm), pudiendo vivir más de 7 años. La producción de microfilarias (primera etapa larvaria) comienza entre 6 y 9 meses después de la infección, a partir de las hembras (Simón *et al*., 2012). Esta producción puede continuar haciéndolo durante más de 5 años (Bowman, 2020). Las microfilarias que circulan en el torrente sanguíneo presentan un diámetro de 5 a 7µm y una longitud de 290 a 330µm, con una extremidad cefálica en forma de huso y cola recta; a su vez viviendo hasta 2 años (Simón *et al*., 2012).

2.1.3. EPIDEMIOLOGÍA

La dirofilariosis es una enfermedad que se distribuye a nivel mundial y en todos los continentes, excepto en la Antártida (Sánchez *et al.,* 2011). Afecta a animales domésticos y silvestres, así como a distintas poblaciones humanas en regiones templadas y tropicales del mundo. La frecuencia de esta infección ha ido aumentando, incluso en países donde la enfermedad no se había registrado previamente o donde la información disponible era limitada. Esto sugiere que se están produciendo cambios en la distribución y prevalencia de la dirofilariosis a nivel mundial. (Simón *et al*., 2012).

Dentro de los factores principales de la propagación de *Dirofilaria immitis* está el cambio climático, que permite la expansión de los vectores responsables de la transmisión. El aumento de las temperaturas prolonga el ciclo reproductivo de los mosquitos, lo que genera un período de exposición más extenso cada año (Jerzsele *et al.,* 2025). La transmisión de *D. immitis* puede variar según el tipo de paisaje y la región de la ciudad, con una mayor incidencia en las zonas

costeras debido al mayor acúmulo de agua y a las temperaturas más elevadas, condiciones que favorecen el desarrollo de los mosquitos. En las regiones tropicales y subtropicales, los humedales y los valles de los ríos proporcionan las condiciones ambientales adecuadas para la expansión, por lo que puede estar presentes durante todo el año. Mientras que, en regiones templadas, la presencia de *D. immitis* puede restringirse a determinados meses del año (Danta-Torres y Otranto, 2013). Consecuentemente, los vectores expanden su territorio y, con ello, aumenta el número de animales infectados (Nelson *et al.,* 2024).

Para que tenga éxito la trasmisión de la dirofilariosis tiene que haber suficientes perros infectados con microfilaremia y un clima adecuado que permita la incubación extrínseca de la dirofilaria en el mosquito (Genchi *et al.,* 2009). Siendo la temperatura umbral mínima de 14°C para el cese de la maduración del parásito a su etapa infecciosa dentro del mosquito (McGill *et al.,* 2019). Existiendo una relación lineal entre el tiempo de desarrollo del parásito y la temperatura ambiental. A 30 °C, las microfilarias de *D. immitis* pueden desarrollarse completamente hasta el estadio infectivo L3 en un periodo de 8 a 9 días. Por el contrario, el tiempo de desarrollo aumenta de 10 a 14 días a 26 °C, 17 días a 22 °C y hasta 29 días a 18 °C (Genchi *et al.,* 2009). En este contexto, el incremento de la temperatura ambiental, asociado a diversos factores, favorecería la prolongación de la temporada anual de transmisión de la dirofilariosis y, consecuentemente, un aumento en la prevalencia de la infección por gusanos del corazón en perros domésticos. (McGill *et al.,* 2019).

Entre otros factores importantes, son aquellos causados por los seres humanos y el desplazamiento animal, principalmente de mascotas infectadas (Nelson *et al.,* 2024). Ello ha implicado que el parásito haya sido introducido en los países nórdicos, debido a la importación de perros y por viajeros con mascotas (De Andrade Vieira *et al.,* 2024; Jerzsele *et al.,* 2025).

El desarrollo urbanístico de nuevas zonas comerciales y residenciales en áreas no endémicas ha conducido a la expansión y aumento de incidencias de la dirofilariosis por la alteración del suministro de agua hacia los nuevos poblados y drenaje de tierras no desarrolladas. (Nelson *et al.,* 2024).

La susceptibilidad del hospedero canino ocurre generalmente en perros mayores de un año de edad e incluso por vía de transmisión vertical a través de la madre (mediante la infección intrauterina en cachorros). Añadido a la falta de respuesta inmunológica efectiva contra los parásitos, la alta densidad de perros en áreas con presencia de vectores y un largo periodo prepatente de hasta cinco años, durante el cual existen microfilarias circundantes; hacen del perro el hospedero natural más susceptible (Otranto y Wall, 2024).

Por el contrario, en los gatos infectados las microfilaremias circulantes son escasas, por lo que las infecciones felinas permanecen ocultas debido a una eliminación de las microfilarias mediada por el sistema inmunológico (Jones *et al.,* 2020).

En Sudamérica, *D. immitis* afecta a todas las poblaciones caninas en la mayoría de los países, a excepción de Chile; donde, se examinaron a 100 perros en busca de diferentes especies de microfilarias mediante observación microscópica, resultando en ausencia de microfilarias de *D. immitis* (López *et al.,* 2012). En Guyana Francesa y Uruguay no se han realizado estudios (Simón *et al.,* 2012). En Bolivia, la prevalencia de la dirofilariosis se encuentra cerca del 32%, en perros de diversas provincias, y en 50% de los animales silvestres (lobos de crin). Donde, fueron positivos a antígenos de *D. immitis* (Bronson *et al.,* 2008). En Argentina, la enfermedad es endémica en al menos 11 provincias y espacialmente muy heterogénea (Vezzani y Eiras, 2016), donde la prevalencia nacional varía entre 2.26 y 12.7% (Notarnicola, 2004; Adriana *et*

al., 2008; Vezzani y Eiras, 2016). En Colombia, según los últimos estudios realizados sobre dirofilariosis la prevalencia fue de 10.82% a 6.3% (Esteban *et al.,* 2020; Albarracín, 2023). Por último, en Brasil, un estudio realizado en Rio de Janeiro donde se analizaron 1787 muestras de sangre de perros que determinaron la prevalencia general de *Dirofilaria immitis*. Se concluyó como resultado un 8.3% (Guedes *et al.,* 2024). Sin embargo, se ha demostrado que la prevalencia puede ser aún mucho mayor (17.8%) (Gonçalves *et al.,* 2023).

En el Perú, al inicio del siglo XXI hasta la actualidad, se han realizado pocos estudios de la prevalencia de *D. immitis* en perros, en el departamento de Lima. Donde, Acuña y Chávez (2002) determinaron la prevalencia de *D. immitis* en tres distritos de Lima, de 124 perros muestreados, resultando en 4.7% de frecuencia por test de ELISA y de 0.8% utilizando la prueba microcapilar y técnica de Knott modificada. Coincidiendo con los estudios realizados por Adrianzén *et al.* (2003), donde analizaron 140 muestras de perros en tres distritos de Lima mediante la técnica de ELISA, dando como resultado una prevalencia de 4.4%. Por último, Corimanya *et al.* (2004), analizaron 107 muestras de perros del distrito de San Juan de Lurigancho mediante la técnica de ELISA, dando como resultado una frecuencia de 5.5%.

Cabe resaltar que estos estudios son realizados en su mayoría por la técnica enzimática de ELISA, donde puede haber reacciones cruzadas con otros nemátodos filariales. Por lo que, nuestro estudio toma mayor importancia debido a que se realizaron mediante una prueba molecular (PCR), que es una herramienta confiable (Laidoudi *et al.,* 2020).

2.1.4. FISIOPATOLOGÍA

Los efectos patológicos sobre el hospedero están asociados principalmente a los parásitos adultos (Otranto y Wall, 2024), ocasionando daño principal en las arterias pulmonares y los

pulmones (Hoch y Strickland, 2008). La gravedad está determinada por múltiples factores como la duración de la infección, respuesta inmunológica del hospedero, número y viabilidad del gusano del corazón y nivel de actividad del perro (Ames, 2025).

El daño vascular es iniciado por los gusanos adultos inmaduros (Hoch y Strickland, 2008), que lesionan el endotelio pulmonar e inducen inflamación por traumatismo mecánico directo. Así mismo, las células proinflamatorias (granulocitos y macrófagos) y plaquetas son atraídos hacia la zona de lesión, provocando una inflamación de la capa interna (íntima) de las arterias y formación de manguitos perivasculares de origen inflamatorio por eosinófilos. Consecuentemente, la instauración de neumonitis eosinofílica y endotelitis pulmonar (Ames, 2025). Estos cambios pueden conducir posteriormente a la acumulación de colágeno y a la proliferación de células musculares lisas, lo que resulta en una fibrosis vascular (Hoch y Strickland, 2008) y, con ello, en disfunción endotelial progresiva e hipertensión pulmonar. Estos cambios patológicos cardiopulmonares contribuyen a la aparición de la tos como principal signo clínico (Ames, 2025).

Los perros que presentan mayor actividad en su rutina diaria tienden a desarrollar hipertensión pulmonar con mayor frecuencia que los perros sedentarios, debido a que el esfuerzo físico aumenta la resistencia de la arteria pulmonar y, con ello, los cambios patológicos (Ames, 2025).

Cabe destacar que los gusanos muertos o moribundos son los que causan daños más graves, debido a que pueden producir una embolia pulmonar y trombosis vascular. Sin embargo, después de un periodo de tiempo, estos parásitos liberan sustancias vasoactivas que provocan hipoxia y vasoconstricción vascular, comprometiendo el gasto cardiaco y, a su vez,

aumentando la hipertensión pulmonar (Hoch y Strickland, 2008). Esta hipertensión se compensa con hipertrofia ventricular derecha, que conlleva de forma progresiva a una insuficiencia cardiaca congestiva. Siendo los signos más comunes: edema y ascitis (Otranto y Wall, 2024). Otras consecuencias son la acumulación de gusanos en la vena cava posterior que conlleva a una obstrucción del retorno venoso y el inicio del síndrome de la vena cava. El cual se caracterizada por hemolisis, bilirrubinemia, hemoglobinuria, ictericia, disnea, colapso y la muerte, que puede sobrevenir en 2 a 3 días (Otranto y Wall, 2024).

2.1.5. SIGNOS CLÍNICOS

Los perros infectados con una alta carga parasitaria generalmente están decaídos, con una pérdida progresiva de la condición corporal e intolerancia al ejercicio (Otranto y Wall, 2024). La frecuencia y gravedad de las manifestaciones clínicas van relacionados con la cantidad de actividad física que realiza el animal y con las extensiones de los cambios patológicos pulmonares. Por lo tanto, en un perro sedentario no suele observarse signos clínicos, a pesar de que la carga parasitaria sea elevada (Ames, 2025).

Los signos clínicos se desarrollan gradualmente y pueden comenzar con tos persistente, debilidad, seguidas de disnea moderada a grave tras el ejercicio o la excitación e ir progresando hasta una insuficiencia cardiaca congestiva derecha, anorexia, pérdida de peso y deshidratación. Finalmente, la muerte súbita por dificultad respiratoria o falla cardiaca (Venco *et al.,* 2005). La gravedad de los signos clínicos se puede clasificar en cuatro etapas (Cuadro 1).

Cuadro 1.- Clasificación de los signos clínicos por infección de dirofilariosis en perros

ETAPA	SIGNOS CLÍNICOS
I	Signos mínimos, si están presentes y sin evidencia para el propietario.

II	Signos de leves a moderados, la mayoría de casos con tos.
III	Signos graves, que incluyen pérdida de peso, signos respiratorios, intolerancia al ejercicio e insuficiencia cardiaca.
IV	Síndrome de la vena cava

En la etapa I, los perros presentan manifestaciones clínicas mínimas o ausentes, generalmente imperceptibles para el propietario. En la etapa II, se observan signos leves a moderados, que pueden incluir dolor torácico, hemoptisis, fiebre intermitente, malestar general y tos en la mayoría de casos. Posteriormente, en la etapa III, los animales pueden presentar pérdida de peso, disnea, síncope, intolerancia al ejercicio e insuficiencia cardíaca. Finalmente, la etapa IV se caracteriza por el síndrome de la vena cava, observado en perros severamente afectados, en los cuales los gusanos invaden el ventrículo derecho y la vena cava caudal (Adebayo *et al.,* 2020).

Las lesiones causadas por la dirofilariosis generalmente son ocasionadas por consecuencia de la insuficiencia cardiaca derecha como la congestión crónica hepática y ascitis. La inflamación de los glomérulos se produce por el depósito de complejos inmunes, provocando una proteinuria leve a moderada. En estadios avanzados, el síndrome de la vena cava genera una marcada alteración hemodinámica por la migración masiva de los gusanos hacia el ventrículo derecho y la vena cava caudal, ocasionando una grave congestión hepática, trombosis venosa y alteraciones fleboescleróticas en las venas hepáticas (Otranto y Wall, 2024).

Se pueden realizar múltiples exámenes complementarios para diferenciar las causas de signos clínicos como tos, disnea e intolerancia al ejercicio. En este contexto, un hemograma completo puede contribuir a explicar el antecedente de cansancio y orientar el diagnóstico de otras enfermedades. (Lemos *et al.,* 2022). Entre los hallazgos hematológicos se notifican con

mayor frecuencia la anemia no regenerativa, trombocitopenia, leucocitosis por basofilia, eosinofilia y neutrofilia. En la anemia no regenerativa inflamatoria se caracteriza por un aumento progresivo del almacenamiento de hierro en los tejidos, hipoferremia y leucocitosis neutrofílica. La trombocitopenia está asociada a la destrucción de plaquetas inmunomediadas o por el consumo plaquetario del sistema arterial pulmonar. Mientras, la leucocitosis por eosinofilia y basofilia están asociadas a procesos alérgicos y parasitarios (Bendas *et al.,* 2022).

2.1.6. DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de la dirofilariosis por *Dirofilaria immitis* en perros se basa principalmente en la detección del antígeno circulante producido por las hembras adultas o en la detección de las microfilarias (Negron *et al.,* 2022). Por ello, la Sociedad Americana del Gusano del Corazón (AHS, siglas en inglés de American Heartworm Society) recomienda que todos los perros mayores a 7 meses se sometan anualmente a pruebas de detección de antígeno y microfilarias (Nelson *et al.,* 2024).

Entre los métodos de diagnóstico que se utilizan para detectar infecciones filariales están el aislamiento de gusanos adultos e identificación morfológica, observación y detección de microfilarias, pruebas de detección de antígenos y anticuerpos, técnicas de imagen y pruebas moleculares como la PCR (Megat *et al.,* 2010).

En los últimos años, los métodos de diagnóstico de microfilarias se han visto limitados debido a que el 20% de los perros infectados presentan amicrofilaremia (destrucción de microfilarias por tratamiento profiláctico); sin embargo, siguen siendo útiles ya que un pequeño porcentaje resulta negativo para antígenos y positivo para microfilarias, lo que permite el

diagnóstico (Ames, 2025). Existe una variedad de pruebas para la detección de microfilarias con diferentes sensibilidades, entre ellas el frotis directo, recuento de 20µL y 50µL, la técnica de microcapilar o Woo, test de Knott y método de visualización citoquímica de la actividad de la fosfatasa ácida (Negron *et al.,* 2022; Albarracín, 2023).

La técnica de recuento de 20µL se basa en transferir 20µL de muestra de sangre recolectada en tubos con EDTA a un portaobjetos de vidrio. Posteriormente, se cubre con un cubreobjetos y se examinan en un microscopio a bajo aumento, y se cuantifica visualmente las microfilarias. La cantidad resultante es multiplicada por 20 para obtener la cantidad de microfilarias aproximada por mililitro. Por el contrario, en el recuento de 50µL se transfiere una gota (aproximadamente 50µL) de muestra de sangre a un portaobjetos y cubierto con un cubreobjetos se observa al microscopio. La cantidad de microfilarias se multiplica por 50 para obtener la cantidad de microfilarias aproximada por mililitro. (Smith *et al.,* 2024).

La técnica de Woo o del microcapilar, es una prueba de tamizaje para microfilaremia que consiste en utilizar un microcapilar para microhematocrito, la cual será sometido a una centrifugación de 12.000 revoluciones por minuto por 5 minutos. Esto servirá para separar las capas de plasma, capa leucocítica y eritrocitos. Posteriormente, se coloca el microcapilar en el montaje del microscopio y se ubicará la zona leucocítica para observar directamente las microfilarias en movimiento (Albarracín, 2023).

La técnica de frotis directo puede ser de tipo fino o húmedo. El frotis húmedo se realiza utilizando 40µL de sangre fresca recolectada en tubo con EDTA, el cual se coloca sobre un portaobjetos para luego ser cubierto con un cubreobjeto. Después se examinará con un microscopio y se verificará indirectamente la presencia de microfilarias mediante el

movimiento de los eritrocitos provocado por los movimientos serpenteantes de las microfilarias (Trancoso *et al.,* 2020). Por el contrario, la técnica de frotis fino utiliza 4µL de muestra de sangre, la cual se coloca en un extremo del portaobjeto y se extiende con un segundo portaobjeto ubicado en un ángulo de 30 a 45°, tocando ligeramente la gota de sangre. Esta será secada a temperatura ambiente y posteriormente fijada y teñida. Después se examinará con un microscópico y cuantificará visualmente las microfilarias (Smith *et al.,* 2024).

El método de visualización citoquímica de la actividad de la fosfatasa ácida se basa en la generación de colorantes diazoicos, lo que permite identificar la especie filarial mediante la distribución somática de las zonas de actividad de la fosfatasa ácida presentes en cada una, evidenciada por la aparición de un precipitado coloreado (Figura 2) (Albarracín, 2023).

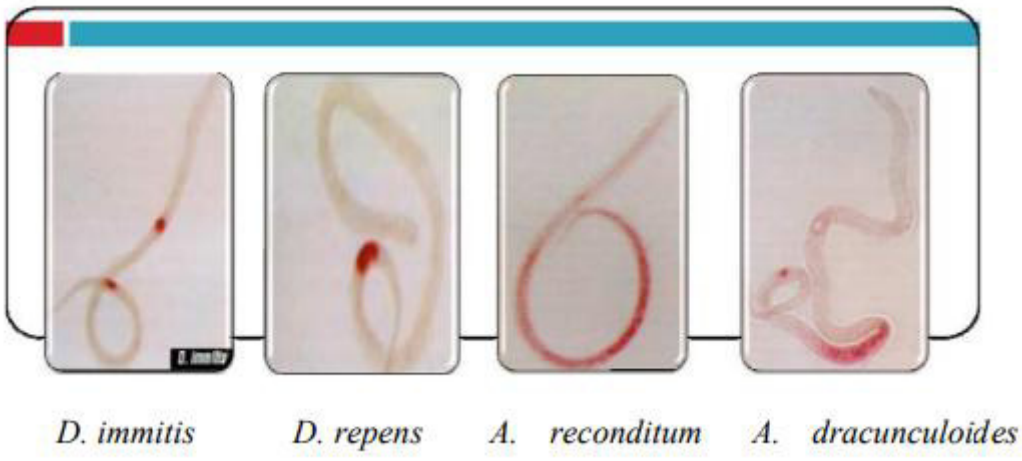


Figura 2. Actividad de la fosfatasa ácida en diferentes filarias que afectan a los perros. En *Dirofilaria immitis* se observa dos zonas de tinción localizadas en el poro anal y el poro excretor. En *Dirofilaria repens* una tinción roja intensa en el poro anal. Por su parte, *Acanthocheilonema reconditum* muestra actividad enzimática distribuida a lo largo de todo el cuerpo de la microfilaria, mientras que *Acanthocheilonema dracunculoides* presenta múltiples áreas de tinción, principalmente en la región anterior y posterior. Estas diferencias en el patrón

de coloración permiten la identificación y diferenciación de las especies filariales durante el diagnóstico laboratorial. (Albarracín, 2023).

La gran variedad de pruebas de detección de microfilarias, anteriormente mencionadas, son pruebas menos sensibles y que no permiten la identificación de especie de las microfilarias y a su vez la cuantificación; sin embargo, se utilizan con mayor frecuencia por la practicidad y facilidad de uso.

Por el contrario, el método de Knott modificado es una prueba más sensible para detectar microfilarias, ya que permite la evaluación morfológica, medición de las dimensiones corporales y concentración para su cuantificación. Permitiendo la diferenciación de *D. immitis* con respecto a otros filaroides (Figura 3) (Negrón *et al.,* 2022; Nelson *et al.,* 2024). La técnica de Knott modificada se basa en detectar y concentrar microfilarias. Para ello, se utiliza 1ml de sangre con EDTA, que se mezcla con 9ml de formalina al 2% en un tubo de ensayo de 15ml. Posteriormente, se centrifuga durante 5 minutos a 1600 de fuerza centrífuga relativa. Luego, se descarta el sobrenadante y al sedimento restante se le añade una gota de azul de metileno. Para terminar, se transfieren 20µL a un portaobjetos y es cubierto por un cubreobjetos. Finalmente, son examinados con un microscopio a diferentes aumentos para determinar la morfología (400x) y su cuantificación (100x) (Magnis *et al.,* 2013; Negron *et al.,* 2022; Smith *et al.,* 2024).

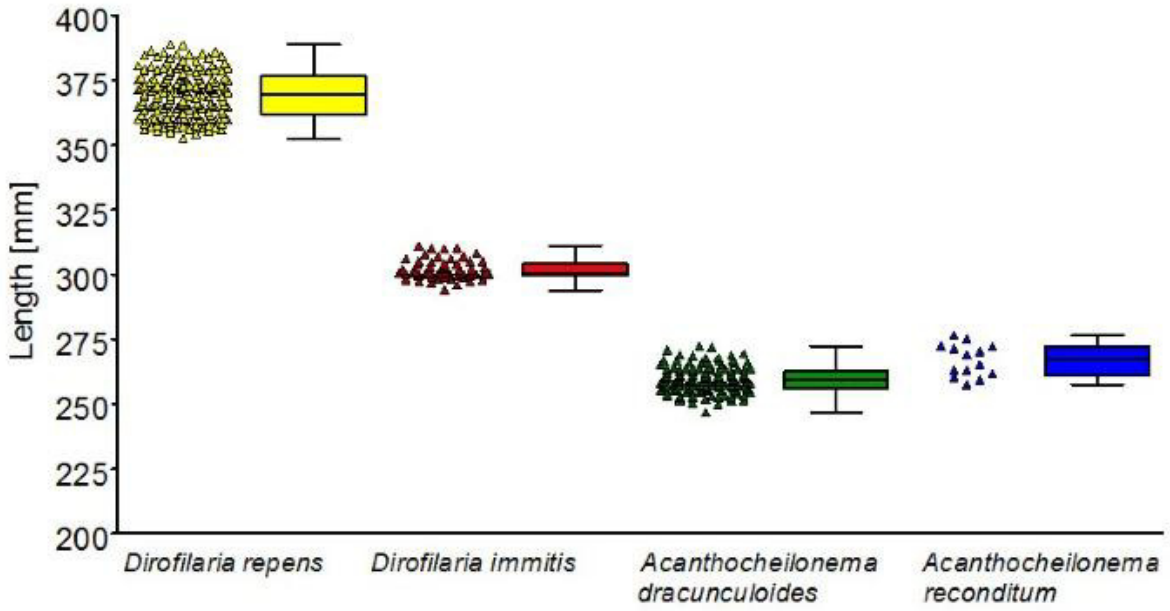


Figura 3. Ejemplo de la técnica de Knott modificada, donde se mide la longitud media (µm) de las microfilarias para diferenciar *D. immitis* de otros filaroides (Magnis *et al.,* 2013).

Las pruebas serológicas han marcado una transformación en el diagnóstico de múltiples infecciones parasitarias como *D. immitis*. Nos ayudan a facilitar la detección rutinaria de perros asintomáticos y confirmación de dirofilariosis en perros con manifestaciones clínicas. Por ello, se clasifican en dos tipos principales: pruebas de detección de anticuerpos y pruebas de detección de antígenos (Pietrzak *et al.,* 2024). Cabe resaltar que las pruebas para detectar anticuerpos (respuesta inmune del hospedero a las etapas larvarias) solo se han validado su uso para gatos (Lane *et al.,* 2021).

Los sistemas que se usan para las pruebas serológicas se basan en el uso inmunoabsorbentes ligados a enzimas (ELISA), inmunofluorescentes e inmunocromatográficos para detectar antígenos circulantes (glicoproteína generada por el

tracto reproductivo de gusanos adultos, generalmente hembras) de *D. immitis* (Nelson *et al.,* 2024).

La sensibilidad y especificidad de las pruebas que detectan antígenos pueden verse alteradas por algunos factores como la baja cantidad de gusanos hembra adultos, baja cantidad de antígenos presentes y formación de complejos antígeno-anticuerpo (Becker *et al.,* 2022; Nelson *et al.,* 2024). Sin embargo, Gruntmeir *et al.* (2020) propusieron el empleo de un tratamiento térmico previo a la prueba de antígeno para disociar inmunocomplejos, observándose un aumento significativo de la sensibilidad y una leve disminución de la especificidad. No obstante, en perros infectados y medicados con doxiciclina por un mes, además de dosis profilácticas de ivermectina, presentaron resultados negativos en la prueba de antígeno, tanto con o sin tratamiento térmico de la muestra (McCall *et al.,* 2023). Por lo que, su aplicación tiene importancia en casos de infecciones ocultas por dirofilariosis, donde no se puede detectar microfilarias en la sangre periférica con presencia de gusanos adultos (Becker *et al.,* 2022).

Es importante resaltar que todas las pruebas realizadas para la detección de dirofilariosis por serología dependen estrictamente del cumplimiento de las instrucciones del fabricante, así como su almacenamiento y manipulación del kit (Nelson *et al.,* 2024). Al igual que el periodo prepatente (tiempo transcurrido desde la exposición hasta la presencia de antígenos de *D. immitis*), que es en un intervalo de 7 meses después de la última exposición. Por ello, en perros menores a 7 meses de edad, las pruebas de detección de antígenos pueden no resultar útiles, debido a que aún no se ha completado dicho periodo (Ames, 2025).

Se han observado varios problemas con los métodos actuales, como la confusión morfológica entre las microfilarias de *D. immitis* y *A. reconditum*; así como la detección de antígenos de *D. immitis* con kits comerciales, los cuales pueden reaccionar de forma cruzada con diferentes nemátodos filariales y no filariales. Además, otro inconveniente en los métodos de diagnóstico es la presencia de una dirofilariosis oculta, la cual se caracteriza por la ausencia de microfilaremia debido a una baja carga parasitaria, la respuesta inmune del hospedero o tratamiento preventivo con lactonas macrocíclicas, lo que dificulta su diagnóstico. En ese contexto, se recomienda otros métodos de diagnóstico más sensible para detectar la dirofilariosis canina oculta como no oculta. Sugiriendo que el diagnóstico siempre debe confirmarse con pruebas moleculares como PCR (Laidoudi *et al.,* 2020), siendo este método de diagnóstico utilizado para el presente estudio.

Las pruebas moleculares han permitido la detección temprana, precisa y sensible de múltiples parásitos, por lo que su uso permitirá avances significativos en el diagnóstico de *D. immitis.* Entre las pruebas moleculares se describen la PCR, PCR en tiempo real (qPCR), PCR cuantitativa de fusión de alta resolución (HRM-qPCR), amplificación isotérmica mediada por bucle (LAMP) y detección de *miRNA* (ddPCR) (Pietrzak *et al.,* 2024).

Los métodos de diagnóstico basados en PCR, cuyo objetivo es la amplificación y secuenciación del ADN, presentan una alta especificidad y permite la diferenciación de diferentes parásitos filaroideos (Pietrzak *et al.,* 2024). Uno de los primeros estudios que utilizó pruebas moleculares para la detección de *D. immitis* y *A. reconditum* fue realizado por Mar *et al*. (2002), debido a la dificultad de distinguir ambos filaroideos mediante sus características morfológicas utilizando la prueba de Knott. En dicho estudio se realizó la amplificación del marcador genético ITS-2 (la región espaciadora transcrita interna 2) para su diferenciación,

obteniendo como resultado el 100% de identidad de la especie en todos los casos positivos analizados. Coincidiendo con el estudio realizado por Negron *et al.* (2022), quienes analizaron la prueba de qPCR como alternativa a la prueba de Knott modificada para la detección de dirofilariosis canina por *D. immitis*, en donde se demostró que el ensayo de PCR basado en sondas detectó mayor cantidad de muestras positivas que la prueba Knott modificada. Ello la convierte en una prueba fiable y altamente específica para la detección de microfilaremias, sin presentar reacciones cruzadas con *A. reconditum*.

Laidoudi *et al.* (2020), desarrollaron una qPCR múltiple para el diagnóstico de *D. immitis*, *D. repens* y *A. reconditum,* donde demostraron que es una prueba fiable para la exploración y diagnóstico de filariosis canina, tanto oculta como no oculta, con una eficiencia del 99.1 al 100% para todas las especies estudiadas. Por ello, se sugiere que el diagnóstico actual en base a la detección de antígenos, siempre debe confirmarse mediante ensayos de qPCR, y que el tratamiento previo con sueros por calor para el uso de pruebas serológicas no es eficaz.

La detección de *D. immitis* ha ido evolucionando con el pasar de los años debido a su impacto clínico, amplia distribución y potencial zoonótico. Entre los métodos de diagnóstico descritos, la identificación morfológica tradicional continúa siendo útil; no obstante, han surgido técnicas más sofisticadas, como el PCR, qPCR, HRM-qPCR, LAMP y ddPCR; que ofrecen mayor sensibilidad y rapidez en el diagnóstico. Mejorando la detección temprana y la cuantificación de infecciones, incluso cuando hay una baja carga parasitaria. Sin embargo, todas las técnicas tienen limitaciones. Estas técnicas moleculares, en casos de infecciones sin microfilarias, presentan limitaciones en la precisión diagnóstica y en la evaluación de riesgos terapéuticos. Por ello, se sugiere validar estas herramientas mediante futuras investigaciones,

integrarlas con evaluaciones clínicas y facilitar su accesibilidad para optimizar el manejo adecuado de *D. immitis* y, con ello, proteger el bienestar animal y humano (Pietrzak *et al.,* 2024).

Entre otras pruebas complementarias se encuentran la ecografía o ecocardiografía, las cuales permiten observar y confirmar, *in situ,* la presencia de gusanos intracardiacos en perros con signos clínicos. Adicionalmente, pueden observarse líneas paralelas hiperecoicas correspondientes a las cutículas ecogénicas del gusano del corazón, así como patrones de hipertrofia ventricular derecha, generalmente asociados a insuficiencia cardiaca congestiva (Ames, 2025). Por otro lado, la radiografía nos proporciona información sobre la gravedad de la dirofilariosis secundaria a la infección. Entre las lesiones se pueden observar el agrandamiento de las ramas periféricas intralobares e interlobares de las arterias pulmonares en los lóbulos diafragmáticos (Nelson *et al.,* 2024).

2.1.7. TRATAMIENTO

El tratamiento contra la dirofilariosis canina se basa, principalmente, en eliminar todos los estadios de vida del gusano del corazón (estadios larvarios, microfilarias, gusanos juveniles y adultos) y mejorar el estado clínico del animal con las menores complicaciones postratamiento. Por ello, es importante comprender el ciclo biológico de la relación hospedero-parásito y así manejar eficazmente los casos. Hay factores como la carga parasitaria y el nivel de actividad física del animal que influyen en la gravedad de la enfermedad. Por ello, se recomienda restringir toda actividad física durante el tratamiento (Nelson *et al.,* 2024).

Inicialmente, desde la década de 1940, se utilizó la arsenamida (tiacetarsamida) como adulticida para el tratamiento de *Dirofilaria immitis*. Sin embargo, el tratamiento debía

administrarse por vía intravenosa y conllevaba muchos efectos secundarios como daño hepático y renal; por lo que los perros tenían que ser hospitalizados. Posteriormente, en la década de 1990, se empezó a utilizar el diclorhidrato de melarsomina como reemplazo de la tiacetarsamida, en el tratamiento adulticida de *D. immitis*, ya que proporcionaba una mayor seguridad y eficacia con una administración intramuscular profunda (Noack *et al.,* 2021).

Actualmente, la melarsomina es el único fármaco que se ha aprobado para el tratamiento adulticida contra la dirofilariosis canina (Kramer *et al.,* 2018). Aunque reduce considerablemente la necesidad de hospitalización de los pacientes, requiere una estricta restricción del ejercicio durante al menos 6 a 8 semanas posteriores al tratamiento, ya que aumenta el flujo sanguíneo o aéreo pudiendo provocar ruptura de las células alveolares y de sus capilares adyacentes (Nelson *et al.,* 2024). Por lo que, los perros con tratamiento deben ser monitoreados constantemente ante el peligro del aumento de la presión pulmonar y por las consecuencias de gusanos moribundos o muertos (Noack *et al.,* 2021). La muerte de los gusanos, generalmente, causan obstrucción de la arteria pulmonar, neumonitis eosinofílica y tromboembolia (Ames y Atkins, 2020) debido a la inflamación, la agregación plaquetaria y depósitos de fibrina en la vasculatura (Nelson *et al.,* 2024).

El protocolo del tratamiento con melarsomina, en casos asintomáticos o moderados, es de dos inyecciones de 2.5mg/kg de peso corporal cada una en un intervalo de 24 horas. Donde se elimina el 90% de los gusanos adultos e inmaduros de 2 y 4 meses de edad. En casos severos, se recomienda una inyección de 2.5mg/kg de peso corporal y, después de un mes, dos inyecciones de 2.5mg/kg de peso corporal en intervalos de 24 horas. Donde se elimina el 99% de los gusanos. Se recomienda el protocolo de tres inyecciones ya que presenta una mayor seguridad, eficacia y menor tasa de complicaciones post-tratamiento (Nelson *et al.,* 2024), e

incluso sin tener un impacto nefrotóxico (Vetter *et al.,* 2023). Adicionalmente, se sugiere la administración preventiva de glucocorticoides para disminuir la inflamación asociada a la muerte de los gusanos (Nelson *et al.,* 2024).

Por otro lado, en los casos donde la melarsomina esté contraindicada o no sea posible su tratamiento, debido a que no está registrado para uso médico en muchos países, se ha considerado un tratamiento paliativo mensual contra la dirofilariosis junto con un antibiótico, doxiciclina, durante 4 semanas para combatir al endosimbionte bacteriano *Wolbachia spp*. Debido a que la eliminación de esta bacteria es perjudicial para la filaria (Kramer *et al.,* 2018); ya que contribuye a la codificación de enzimas para vías anabólicas faltantes (biosíntesis de hemo, purina o pirimidinas) (Godel *et al.,* 2012). Además, incapacita a las larvas infecciosas que serán trasmitidas, posteriormente, por los mosquitos y así suprimir la microfilaremia (Nelson *et al.,* 2024). Sin embargo, la eficacia adulticida cuando actúa sola es baja y lenta. Por lo que, se propuso combinarla con lactonas macrocíclicas que son altamente eficaces contras etapas larvarias L3 y L4 (Kramer *et al.,* 2018). La muerte de las microfilarias puede provocar lesiones e inflamación en el parénquima pulmonar: por esta razón, en estos casos se emplean corticosteroides para disminuir dichos efectos (Ames y Atkins, 2020).

La combinación doxiciclina y lactonas macrocíclicas (ivermectina y moxidectina) o también llamado protocolo de muerte lenta o suave (Dantes-Torres *et al.,* 2023), proporciona una actividad microfilaricida y adulticida más eficaz y rápida (Kramer *et al.,* 2018; Nelson *et al.,* 2024). Se sugiere la administración de doxiciclina a una dosis de 10 mg/kg cada 12 horas por 4 semanas. Sin embargo, si hay efectos secundarios como vómitos o diarreas, se sugiere disminuir la dosis a 5 mg/kg cada 12 horas, y posteriormente reanudar a 7.5 mg/kg cada 12 horas (Nelson *et al.,* 2024). Los perros que recibieron tratamiento deben ser examinados a los

6 a 12 meses post-tratamiento inicial. Donde, el tratamiento se considera eficaz cuando es negativo para microfilarias con la prueba de antígenos del gusano del corazón. Sin embargo, si después de 12 meses es positivo para antígenos, el protocolo se debe repetir solamente con doxiciclina. Por otro lado, se ha demostrado que la moxidectina presenta una mayor eficacia que la ivermectina; posiblemente, porque es más lipofílica, una vida media más larga, con mayor volumen de distribución y una eliminación lenta en comparación con la ivermectina (Dantes-Torres *et al.,* 2023)

El éxito del tratamiento contra la dirofilariosis es la eliminación completa de las infecciones adultas, por lo que se han propuesto protocolos de un pretratamiento de 2 a 3 meses, con la combinación de doxiciclina y una lactona macrocíclica, antes de la administración de la melarsomida. El objetivo es prevenir nuevas infecciones y evitar la resistencia a la melarsomida. Además, se previene el riesgo de tromboembolia pulmonar grave ya que se reduce gradualmente los gusanos adultos (Noack *et al.,* 2021).

En casos crónicos, donde esta instaurada una insuficiencia cardiaca derecha debida a una insuficiencia cardiaca congestiva, juntamente, con hipertensión pulmonar grave; conlleva al uso de terapias complementarias con diuréticos, inotrópicos, procedimientos de centesis, espironolactona e inhibidores de la ECA que sirven para mejorar la calidad de visa y contrarrestar los derrames cavitarios. Sin embargo, cuando ya está instaurado el síndrome de vena cava con insuficiencia cardiaca posterior y anterior, se indica la extracción quirúrgica de los gusanos (Ames y Atkins, 2020)

2.1.8 PREVENCIÓN Y CONTROL

El pilar del manejo de la dirofilariosis canina es prevenir el desarrollo de los gusanos adultos, con el objetivo de mantener el bienestar animal y la salud. Por ello, en perros mayores a 7 meses o que no presentan registros de descartes realizados en los últimos meses, es necesario realizar pruebas de microfilarias o antígenos antes de comenzar un tratamiento preventivo. Esto evita retrasos en la detección de las infecciones subclínicas y un tratamiento adulticida sin mucha eficacia, ya que se eliminaría los gusanos adultos con lactonas macrocíclicas, pero en ausencia de doxiciclina y restricción de actividad física (Nelson *et al.,* 2024).

Entre las opciones para un tratamiento preventivo eficaz existen varios medicamentos que pueden ser administrados de forma mensual o en intervalos de 6 a 12 meses, ya sea por vía oral, tópica o parenteral (Nelson *et al.,* 2024). Actualmente, se utiliza una sola clase de medicamentos que pertenece a las lactonas macrocíclicas, por ejemplo, moxidectina, ivermectina y milbemicina oxima (Noack *et al.,* 2021). Estos fármacos están preparados para dirigirse a las etapas L3 y L4 de *Dirofilaria immitis,* previniendo el desarrollo de dirofilariosis larvarias hacia gusanos adultos (Mwacalimba *et al.,* 2023; Savadelis *et al.,* 2022).

Todavía no está muy claro cuál es el mecanismo de acción exacto de esta clase de fármacos (lactonas macrocíclicas) durante la prevención de la dirofilariosis. Una de las posibles teorías es que las lactonas macrocíclicas se unen al poro excretor-secretor (ES) de un filárido, *Brugia malayi*, relacionado con *D. immitis*, y que reduce este poro ES post-tratamiento. Por lo que, los productos del poro ES, que se secretan, suprimen la respuesta inmunológica del hospedero y estimulan a una respuesta celular Th2 antinflamatoria para evadir el sistema inmune. Es posible que este mecanismo farmacológico se utilice contra *D. immitis* (Savadelis *et al.,* 2022), y probamente, al no estar suprimido el sistema inmune, actúa en conjunto con el

sistema inmunológico para eliminar las etapas larvarias que sean susceptibles. Sin embargo, la eficacia contra la fase L4 y gusanos adultos inmaduros disminuye, ya que es más complicado que el sistema inmunológico afecte a este tipo de fases. (Nelson *et al.,* 2024).

La administración de las lactonas macrocíclicas puede ser por tres vías: oral, tópica o parenteral. La administración oral puede ser con ivermectina, moxidectina o milbemicina oxima de forma mensual y generalmente las unidades de dosis están envasadas para rangos de pesos prescritos. La administración tópica se encuentra disponible con moxidectina y selamectina en formulaciones liquidas de aplicación tópica, siguiendo los mismos parámetros para la prevención oral mensual (Nelson *et al.,* 2024). La administración parenteral se ha prescrito en dosis únicas del uso de moxidectina inyectable de liberación lenta (0,5 mg/kg) dos veces al año en combinación de doxiciclina (10 mg/kg/cada 12 horas) por 30 días. Resultando eficaz para eliminar *D. immitis* en 360 días y ser inocuo para una perra gestante y sus crías (Alberigi *et al.,* 2020).

La recomendación es que a medida que los gusanos envejecen, el tratamiento preventivo requiere una administración más prolongada. Por lo que, su administración continua debe ser durante todo el año para lograr un alto nivel de protección (Nelson *et al.,* 2024). Que incluso una sola dosis de preventiva mensual retrasada u omitida puede provocar dirofilariosis, ya que no muestra eficacia prospectiva ni residual contra *D. immitis.* Por el contrario, muestra una eficacia de recuperación contra infecciones anteriores (Mwacalimba *et al.,* 2023).

Se ha observado en otras que algunas lactonas macrocíclicas como la ivermectina son esencial para combatir infecciones como la oncocercosis en países endémicos y es considerada un fármaco esencial por la Organización Mundial de la Salud. Sin embargo, el éxito de la eliminación de la oncocercosis podría opacarse por la aparición de poblaciones de *O. volvolus*

resistentes a la ivermectina (Noack *et al.,* 2021). Lamentablemente, esto ya está pasando en EE. UU, donde se ha confirmado que algunas cepas de *D. immitis* ya son resistentes a las lactonas macrocíclicas. Por lo que, se propone que la mejor manera de controlar la resistencia es mediante el uso de combinaciones optimizadas de lactonas macrocíclicas que se centren en una mayor dosis. Por ello, la moxidectina debido a su alta potencia contra los gusanos del corazón lo hacen óptimo para las diversas formulaciones (Savadelis *et al.,* 2022). Donde, Danta-Torres *et al.* (2024), evaluaron la eficacia de una combinación tópica de moxidectina al 3.5%, praziquantel al 10% e imidacloprid al 10% para la prevención de *D. immitis*. Concluyendo, que presenta un 100% de eficacia contra la aparición de microfilarias y redujo significativamente el riesgo de infección *por D. immitis* en perros tratados.

Entre las medidas para la evitar a que no aumente la resistencia a las lactonas macrocíclicas están la reducción de las picaduras de mosquitos y su trasmisión, y el uso periódico de quimioterapia anti- Wolbachia como doxiciclina, administrada diariamente por 28 días. El objetivo es reducir la transmisión de genotipos resistentes a lactonas macrocíclicas y ayudar a eliminar infecciones establecidas (Prichard, 2021).

2.2 ACANTOQUEILONEMIASIS CANINA

2.2.1 AGENTE ETIOLÓGICO

Acanthocheilonema reconditum es un nemátodo filaroideo de distribución mundial, presente en las mismas áreas endémicas que *D. immitis*. Afecta principalmente al tejido conectivo de los perros y, de manera accidental, a los humanos (Engelmann *et al.,* 2019). Taxonómicamente pertenece al Phylum *Nematoda*, Clase *Chromadorea*, Orden *Spirurida*, Familia Onchocercidae, Genero *Acanthocheilonema* y Especie *reconditum* (Arenas, 2022).

Los gusanos hembras miden de 20 a 32mm de largo y 146 a 180µm de ancho, presentan una vulva detrás de la unión de las partes posterior y anterior del esófago. Los machos adultos miden de 9 a 17mm de largo y 92 a 106µm de ancho. No poseen gobernáculo; sin embargo, las espículas presentan longitudes desiguales. Las microfilarias no presentan un vaina que los envuelven, pero tienen una cabeza roma con una cola curva y un cuerpo de aproximadamente 250 a 288µm. (Marchiondo *et al.,* 2019).

2.2.2 CICLO BIOLÓGICO

La transmisión de *Acanthocheilonema reconditum* es producida por las especies de pulgas *Ctenocephalides felis*, *Ctenocephalides canis*, *Pulex irritans*, *Pulex simulans* y *Echidnophaga gallinácea*, así como por los piojos *Linognathus setosus* y *Heterodoxus spiniger*, quienes actúan como hospederos intermediarios.

En el ciclo biológico, el hospedero intermediario ingiere microfilarias de un perro infectado durante su alimentación. Las microfilarias se desarrollan hasta la etapa infecciosa (L3) en el tracto digestivo del vector (Engelmann *et al.,* 2019). Se ha observado que las larvas del primer estadio (L1) se desarrollan a los 2 días post-infección, las larvas del segundo estadio (L2) a los 13 días y, posteriormente, las larvas infectivas del tercer estadio (L3) a los 15 días (Napoli *et al.,* 2014). Estas son inoculadas en los perros a través de la picadura y, entre las 8 a 10 semanas post infección, se desarrollan hasta alcanzar el estadio adulto (Otranto y Wall, 2024). Los gusanos adultos habitan en las cavidades corporales y el tejido subcutáneo, formando nódulos y eliminando microfilarias al torrente sanguíneo, los cuales serán ingeridos nuevamente por el hospedero intermediario (De Andrea *et al.,* 2019).

2.2.3 EPIDEMIOLOGÍA

La acantoqueilonemiasis es una infección común donde coexisten los hospederos intermediarios y el parásito (Otranto y Wall, 2024). Está ampliamente distribuido a nivel mundial y se ha reportado su presencia en África, América, Asia, Oceanía y Europa. Se considera la principal especie filaroidea que infecta a cánidos domésticos y silvestres, como los zorros de la cuenca mediterránea (Pacifico *et al.,* 2021). Asimismo, se han documentado casos accidentales de infección ocular en humanos (Huynh *et al.,* 2001), lo que evidencia su importancia en la salud pública.

En los países de América Latina, estos hallazgos de *Acanthocheilonema reconditum* se han reportado de manera secundaria dentro de estudios parasitológicos centrados en otros filaroideos, como *Dirofilaria repens* y *Dirofilaria immitis*. Por ejemplo, el estudio realizado por López *et al.* (2012) en perros de distintas ciudades de Chile reportó la presencia de nemátodos filaroideos como *A. reconditum* y *Dipetalomena dracunculoides*. Sin embargo, no se registraron casos de *D. immitis*.

En Colombia, se ha reportado brotes de *A. reconditum*. Espinosa *et al.* (2022) identificaron una prevalencia de 68.3% (56/82) en perros del suroccidente de Cali. Esta alta frecuencia podría estar asociada a la concentración de perros en zonas con numerosos refugios, así como a proyectos de urbanización formal e informal. Probablemente, esto se relacione con el hecho de que las pulgas adultas permanecen sobre el hospedero, lo que facilita su transmisión entre animales que conviven (Brianti *et al.,* 2012).

En Brasil, la distribución de *A. reconditum* abarca gran área del país. Siendo la prevalencia de 7.18% aproximadamente en la Amazonía (Argôlo *et al.,* 2018), y un 3.85% en una región endémica del noreste de Brasil (Ramos *et al.,* 2016). En últimos reportes, se ha detectado este parásito en la cavidad oral de perros, focalizado en nódulos linguales (da Costa *et al.,* 2023).

En el Perú, no existen estudios realizados sobre la prevalencia de *A. reconditum* en perros. Siendo este estudio el primero en realizarse a nivel nacional, adquiriendo mayor relevancia al haberse empleado una prueba molecular (PCR).

2.2.4 SIGNOS CLÍNICOS

Acanthocheilonema reconditum es considerado un parásito apatógeno, debido a que la mayoría de los estudios realizados no describen una enfermedad clínica asociada con la infección. Sin embargo, pueden ocurrir algunas anomalías clínicas esporádicas (Pacifico *et al.,* 2021) y esto se debe a que es menos patógeno que *Dirofilaria immitis*, porque sus gusanos adultos se encuentran parasitando el tejido subcutáneo o la grasa suprarrenal. A diferencia de *D. immitis* que afectan las cavidades cardiacas y arterias pulmonares, en el cual causa insuficiencia cardiaca congestiva e hipertensión pulmonar (Engelmann *et al.,* 2019). Esto es confirmado por Pacifico *et al.* (2021), donde analizaron las anormalidades hematológicas y bioquímicas en perros de caza infectados por *A. reconditum*. Concluyendo que este parásito parece ser mínimamente patógeno sin observarse lesión cutánea.

Ocasionalmente, se ha observado que puede presentarse eosinofilia por infección de *A. reconditum* y un aumento en el reclutamiento de células fagocíticas, con el objetivo de eliminar las microfilarias y restos tisulares, por lo que conlleva a una monocitosis y neutrofilia. Sin

embargo, la infestación con este parásito no presenta signos clínicos específicos (Engelmann *et al.,* 2019; Pacifico *et al.,* 2021).

2.2.5 DIAGNÓSTICO

El diagnóstico de *Acanthocheilonema reconditum* se puede basar en la identificación de las microfilarias circundantes en el torrente sanguíneo del hospedero. Para ello, las muestras recolectadas tienen que ser concentradas, filtradas y teñidas con azul de metileno o May-Grunwald Giemsa. Posteriormente, se observan en el microscopio (Otranto y Wall, 2024).

Uno de los métodos más utilizados es el método modificado de Knott. Este método preserva el tamaño y morfología de las microfilarias. Sin embargo, es necesario diferenciar estas microfilarias de las de *Dirofilaria immitis***.** *A. reconditum* presenta un cuerpo corto y más delgado, con una cola curvada en forma de gancho y un gancho cefálico; mientras *D. immitis* no presenta un gancho cefálico (Engelmann *et al.,* 2019). Se puede diferenciar con mayor precisión mediante tinciones histoquímicas, como el método de visualización citoquímica de la actividad de la fosfatasa ácida, en el cual las microfilarias de *A. reconditum* se tiñen completamente de rosa, a diferencia de *D. immitis*, que presenta manchas rojas en el poro excretor y el ano (Otranto y Wall, 2024).

Sin embargo, estos problemas con los métodos de diagnóstico actuales, como la falta de diferenciación morfológica entre las microfilarias de *D. immitis*, *D. repens* y *A. reconditum*; las reacciones cruzadas en los kits diagnósticos para la detección de antígenos de *D. immitis* con *A. reconditum*; conlleva una necesidad de métodos de diagnóstico más sensibles y específicos que permitan una adecuada detección de la filariosis canina y la correcta identificación del agente etiológico (Laidoudi *et al.,* 2020). Por ello, para el diagnóstico

diferencial se logra mediante la aplicación de las pruebas moleculares, que han permitido la detección temprana, precisa y sensible de múltiples parásitos (Pietrzak *et al.,* 2024). Donde una de las pruebas moleculares de diferenciación fue propuesto por Mar *et al.* (2002), que amplificaron el marcador genético ITS-2 (la región espaciadora transcrita interna 2) para su diferenciación. Obteniendo como resultado el 100% de identidad de la especie, mediante esta PCR, en todos los casos positivos estudiados.

2.2.6 TRATAMIENTO

Generalmente, *Acanthocheilonema reconditum* es una especie que no requiere tratamiento. Sin embargo, su importancia en la identificación es por su similar morfología con *Dirofilaria immitis*, que es altamente riesgosa para la salud pública y los perros infectados. Por lo que, previene el tratamiento médico inadecuado en el hospedero (Lugo-Vargas *et al.,* 2023).

2.2.7 PREVENCIÓN Y CONTROL

La prevención y control de *Acanthocheilonema reconditum* se basa principalmente en el control de los ectoparásitos que actúan como vectores (pulgas y garrapatas), así como en evitar sus picaduras (TROCCAP, 2022). La eliminación de la infestación por pulgas adultas se realiza mediante el uso de un antiparasitario externo; por ello, es importante consultar la posología del producto y seguir las indicaciones del fabricante. Asimismo, también es fundamental controlar y eliminar los estadios no parasitarios, como huevos, larvas y pupas (ESCCAP, 2016). Para ello, la limpieza es fundamental en las áreas donde el animal duerme, en muebles, alfombras y entre otras superficies porosas (TROCCAP, 2022). Se complementa su eficacia mediante compuestos con actividad adulticida o reguladores del crecimiento diseñados para aplicar a espacios abiertos (nebulizadores, pulverizadores, entre otros) (ESCCAP, 2016)

La protección contra los ectoparásitos debe mantenerse durante todo el año, especialmente en los perros que viven en zonas tropicales. Además, se recomienda realizar inspecciones físicas y visuales periódicas de las mascotas para detectar la presencia de ectoparásitos (TROCCAP, 2022).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN Y PERIODO DE DURACIÓN

El presente estudio se desarrolló en el Laboratorio de Epidemiología y Economía Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria, de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos en Lima, Perú; durante el periodo 2024-20225.

3.2 DESCRIPCIÓN DEL MATERIAL EXPERIMENTAL

Se utilizaron 251 muestras de sangre recolectadas por venopunción cefálica en tubos con EDTA, provenientes de perros domésticos del distrito de Comas, Lima, durante los meses de octubre y noviembre del 2024. Las muestras fueron conservadas a -20°C y posteriormente, a las 24 horas post recolección, fueron transportadas y procesadas en el laboratorio.

3.3. TAMAÑO DE MUESTRA

El tamaño de muestra fue calculado utilizando la fórmula de población infinita, obteniéndose un total de 251 animales, estimando un 5.5% de prevalencia (Corimanya *et al*., 2004) con un nivel de significancia del 95%. Debido a que la prevalencia esperada es menor del 10%, se usará una precisión del 2.7% de acuerdo a lo recomendado por Arya *et al.* (2012).

$$n = \frac{Z_{\alpha}^{2} \cdot p \cdot q}{i^{2}}$$

Donde:

n: tamaño muestral.

Z: valor correspondiente a la distribución de Gauss Z=1.96

p: prevalencia esperada del parámetro a evaluar, se tomará como referencia 5.5% por un estudio previo (Corimanya *et al.,* 2004).

q: 1-p

i: error que se provee cometer si es del 2.7% (Arya *et al.,* 2012)

- **Criterios de inclusión:** Animales con consentimiento del tutor, animales mayores de 3 meses de edad, animales sin tratamiento con ivermectina 30 días antes.
- **Criterios de exclusión:** Animales tratados con ivermectina en un periodo anterior de 30 días, animales menores a 3 meses de edad o vacunados recientemente, falta de consentimiento informado de los propietarios, animales ferales y muestras de sangre hemolizadas o contaminadas.

3.4 METODOLOGÍA

3.4.1 REACTIVACIÓN DE LAS MUESTRAS

Las muestras de sangre recolectadas con EDTA fueron criopreservados a -20 °C. Para su utilización, las muestras fueron descongeladas y sometidas a refrigeración durante 24 horas.

3.4.2 EXTRACCIÓN Y PURIFICACIÓN DEL ADN

La extracción de ADN del nemátodo filaroideo se realizó con un kit comercial de extracción de ADN (DNeasy Blood & Tissue-QIAGEN, EE. UU) de acuerdo con las instrucciones del fabricante. Para ello, se extrajeron ADN de 200µl de muestra de sangre de cada perro. El ADN purificado fue criopreservado a -20°C.

3.4.3 AMPLIFICACIÓN DEL ADN

Para la determinación de la especie entre *Dirofilaria immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* se realizó la ampliación del ADN mediante la técnica de PCR, utilizando como marcador genético ITS-2 (la región espaciadora transcrita interna 2). Cada reacción de PCR se llevó a cabo en un volumen total de 50µl que contuvo 25µl de tampón (Invitrogen, EE.UU.), 0.1 mM de cada desoxinucleósido trifosfato (dNTPs), 2.5 U de ADN polimerasa Taq, 5µl de ADN y 0.3mM de cada cebador (Cuadro 1), ajustando el volumen final con agua ultrapura estéril (Mar *et al.,* 2002). En cada reacción de PCR se incluyó un control positivo, control negativo y blanco de reacción.

Las reacciones de PCR se desarrollaron con las siguientes condiciones: Desnaturalización inicial de 94°C por 5 minutos, y seguida de 38 ciclos de desnaturalización a 94°C por 45 segundos, 45 segundos de hibridación a temperaturas diferentes según los requisitos de cada cebador (figura 1), y extensión a 72°C por 45 segundos. Posteriormente, cuando acaben los ciclos, una extensión final a 72°C por 5 minutos (Mar *et al.,* 2002). Se utilizaron como controles positivos muestras de ADN aisladas de sangre de perros infectados naturalmente del departamento de Tumbes, Perú. Los ADN empleados correspondieron al

banco de ADN del laboratorio de Epidemiología y Economía Veterinaria de la FMV-UNMSM, identificados como *Dirofilaria immitis*: ADN 104 y *Acanthocheilonema reconditum*: ADN 111.

Cuadro 2. Lista de cebadores para amplificar la región ITS-2 de *D. immitis* y *A. reconditum*.

Secuencia de oligonucleótidos (5' a 3')	Gen Objetivo	Pares de base(bp)	Temperatura de hibridación	Referencia
F-*D. immitis* CATCAGGTGATGATGTGATGAT	**ITS2F-Di**	302	53°C	Mar *et al.*, 2002
R-*D. immitis* TTGATTGGATTTTAACGTATCATTT	**ITS2R-Di**			
F-*A. reconditum* CAGGTGATGGTTTGATGTGC	**ITS2F-Dr**	348	51°C	
R-*A. reconditum* CACTCGCACTGCTTCACTTC	**ITS2R-Dr**			

3.4.4 ELECTROFORESIS EN GEL DE AGAROSA

Los productos obtenidos tras la amplificación fueron analizados mediante electroforesis, utilizando geles de agarosa al 1.5% en buffer TBE al 0.5x. Se mezcló 10 µL del producto de PCR con el colorante de carga y cargándoles en los pocillos de gel de agarosa. A cada muestra se le añadió un marcador de peso molecular (CLS-Runsafe) de 100 pb para determinar el tamaño de los amplicones. El tanque de electroforesis se dejó funcionando durante una hora, luego se visualizó mediante una transiluminador de luz ultravioleta y se documentó mediante una máquina analizadora de gel (Hoseini *et al*., 2020).

3.4.5 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN

La prevalencia se expresó como porcentajes de muestras positivas con un intervalo de confianza (IC) del 95%, presentando una distribución binomial. Además, se evaluó la asociación de los animales infectados con las variables (sexo, edad, raza, tamaño, tipo de alojamiento, condición corporal, infestación por garrapatas o pulgas, decaimiento, permanencia en casa y presencia de mosquitos) recolectadas en la ficha del paciente (Anexo 1), utilizando la Prueba Exacta de Fisher y Chi cuadrado. Todos los análisis se ejecutaron en el programa Stata/MP 14.0 (StataCorp, College Station, TX 2015).

3.4.6 CONSIDERACIONES ÉTICAS

En el presente estudio se contempló y respetó las normas éticas, y directrices para la investigación señalada en el protocolo de uso de animales vertebrados de laboratorio, elaborado por el Comité de Ética de Bienestar Animal (CEBA) de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Por otro lado, se informó a los tutores de las mascotas sobre la recolección de muestras para el proyecto y su consentimiento firmado (ANEXO 2).

4. RESULTADOS

Se evaluaron 251 muestras de sangre de perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú. Según el sexo, los machos representaron el 51.4% (n=129). Con respecto a la edad, los adultos jóvenes (1 año - ≤3 años) fueron más frecuentes (43.4%, n=109). Según el criterio de raza, el 63.3% (n=159) no eran perros de raza, mientras que el 36.7% (n=92) perteneció a alguna raza definida. En relación con el tamaño de la mascota, se consideraron 3 categorías: pequeño, mediano y grande, siendo los perros pequeños los más frecuentes (47.4%, n = 119). Respecto a la salida de la casa, el 81.7% (n = 205) de los perros permanecían frecuentemente fuera del hogar (parques, calles, paseos, etc.). Según la permanencia de alojamiento, el 55% (n=138) vivía tanto dentro como fuera de la casa, mientras que el 45% (n= 113) vivía exclusivamente dentro del hogar. En relación a la condición corporal fue evaluada mediante inspección física y palpación, considerando la cobertura grasa y prominencia ósea del animal. Se clasificaron en tres categorías: delgado, normal y obeso, distribuyéndose en 12.7% (n=32), 78.1% (n=196) y 9.2% (n=23), respectivamente. Respecto a la presencia de mosquitos observados por el tutor, solo el 28.3% (n = 71) reporto la presencia de estos insectos. En cuanto a la infestación por garrapatas en las mascotas, el 27.1% (n = 68) presentó infestación. Asimismo, respecto a la infestación por pulgas, en el 61.4% (n=154) si se evidenció la presencia de pulgas. Finalmente, según la percepción del decaimiento de la mascota (apatía e inactividad), el 87.6% (n=220) no presentaba signos de decaimiento (Cuadro 3).

Con respecto al diagnóstico mediante PCR, de los 251 perros muestreados en el presente estudio no se obtuvo ninguna (0/251) muestra positiva para *Dirofilaria immitis*, mientras que para *Acanthocheilonema reconditum* resultó un 7.6% (19/251) ($IC_{95\%}$ 4.6 – 11.6%), obteniendo una baja prevalencia (cuadro 4).

De los 19 perros positivos a *A. reconditum,* en relación con las características de las mascotas*,* la parasitosis fue más frecuente en machos que en hembras (9.3% vs. 5.7%, respectivamente). No se encontró ningún perro geronte positivo, mientras que la frecuencia de parasitosis en cachorros, adulto joven y adulto maduro fueron 7.7%, 6.4% y 11%, respectivamente. La infección por *A. reconditum* fue más frecuente en perros mestizos (8.2%) que en perros de raza (6.5%). Respecto al tamaño de la mascota, 10 perros medianos y 8 pequeños resultaron positivos a *A. reconditum*. Asimismo, hubo mayor frecuencia de animales positivos en perros que salen frecuentemente de sus casas (8.3%) de los que no salen mucho (4.3%). Sin embargo, se halló mayor frecuencia de animales positivos en perros que están dentro de casa (9.7%) de los que viven dentro y fuera de casa (5.8%). En perros infestados por garrapatas con *A. reconditum* resultó una frecuencia de 8.8% (6 casos positivos). En contraste, los perros infestados por pulgas presentaron una mayor frecuencia, con 12 casos positivos (7.8%) de un total de 154 perros infestados. La gran mayoría de perros positivos (7.1%) presentaba una condición corporal normal y no presentaron manifestaciones clínicas de decaimiento (8.2%). Y, por último, según la percepción de los tutores sobre la presencia de mosquitos en el área, la mayoría no observó su presencia (7.2%). Al evaluar la existencia de asociación o diferencia significativa, análisis bivariado, entre las características de las mascotas ($p>0.05$) y los perros positivos a *A. reconditum*, no se halló asociación estadísticamente significativa.

Cuadro 3. Características y diagnóstico molecular de los perros muestreados en el distrito de Comas en Lima, Perú.

Características	N (%)
Sexo	
Hembra	122 (48.6)
Macho	129 (51.4)
Edad del perro	
Cachorro (<1año)	52 (20.7)
Adulto joven (1 año - ≤3 años)	109 (43.4)
Adulto maduro (3 años - ≤7 años)	73 (29.1)
Geronte (Adulto mayor) (>7 años)	17 (6.8)
Raza	
Si	92 (36.7)
No	159 (63.3)
Tamaño	
Pequeño (<10kg)	119 (47.4)
Mediano (10- 25kg)	106 (42.2)
Grande (>25kg)	26 (10.4)
Sale de casa	
Si	205 (81.7)
No	46 (18.3)
Tipo de alojamiento	
Dentro de casa	113 (45.0)
Dentro y fuera de casa	138 (55.0)
Condición corporal	
Delgado	32 (12.7)
Normal	196 (78.1)
Obeso	23 (9.2)
Presencia de mosquitos	
Si	71 (28.3)
No	180 (71.7)
Infestación por garrapatas	
Si	68 (27.1)
No	183 (72.9)
Infestación por pulgas	
Si	154 (61.4)
No	97 (38.6)
Decaimiento	
Si	31 (12.4)
No	220 (87.6)
Dirofilaria immitis	
Positivo	0 (0.0)
Negativo	251 (100.0)
Acanthocheilonema reconditum	
Positivo	19 (7.6)
Negativo	232 (92.4)

Cuadro 4. Factores asociados con la presencia de *Acanthocheilonema reconditum,* en análisis bivariado, en perros muestreados en el distrito de Comas en Lima, Perú.

Variable	*A. reconditum*		*p*
	Si (n=19) n(%)	No (n=232) n(%)	
Sexo del perro			0.286*
Hembra	7 (5.7)	115 (94.3)	
Macho	12 (9.3)	117 (90.7)	
Edad del perro			0.27^
Cachorro (<1año)	4 (7.7)	48 (92.3)	
Adulto joven (1 año - ≤3 años)	7 (6.4)	102 (93.6)	
Adulto maduro (3 años - ≤7 años)	8 (11.0)	65 (89.0)	
Geronte (Adulto mayor) (>7 años)	0 (0.0)	17 (100.0)	
Raza			0.63*
Si	6 (6.5)	86 (93.5)	
No	13 (8.2)	146 (91.8)	
Tamaño			0.46^
Pequeño (<10kg)	8 (6.7)	111 (93.3)	
Mediano (10-25kg)	10 (9.4)	96 (90.6)	
Grande (>25kg)	1 (3.8)	25 (96.2)	
Sale de casa			0.54^
Si	17 (8.3)	188 (91.7)	
No	2 (4.3)	44 (95.7)	
Tipo de alojamiento			0.24*
Dentro de casa	11 (9.7)	102 (90.3)	
Dentro y fuera de casa	8 (5.8)	130 (94.2)	
Condición corporal			0.11^
Delgado	3 (9.4)	29 (90.6)	
Normal	14 (7.1)	182 (92.9)	
Obeso	2 (8.7)	21 (91.3)	
Presencia de mosquitos			0.74*
Si	6 (8.5)	65 (91.5)	
No	13 (7.2)	167 (92.8)	
Infestación por garrapatas			0.65*
Si	6 (8.8)	62 (91.2)	
No	13 (7.1)	170 (92.9)	
Infestación por pulgas			0.87*
Si	12 (7.8)	142 (92.2)	
No	7 (7.2)	90 (92.8)	
Decaimiento			0.48^
Si	1 (3.2)	30 (96.8)	
No	18 (8.2)	202 (91.8)	

*Prueba de Chi-Cuadrado

^Prueba exacta de Fisher

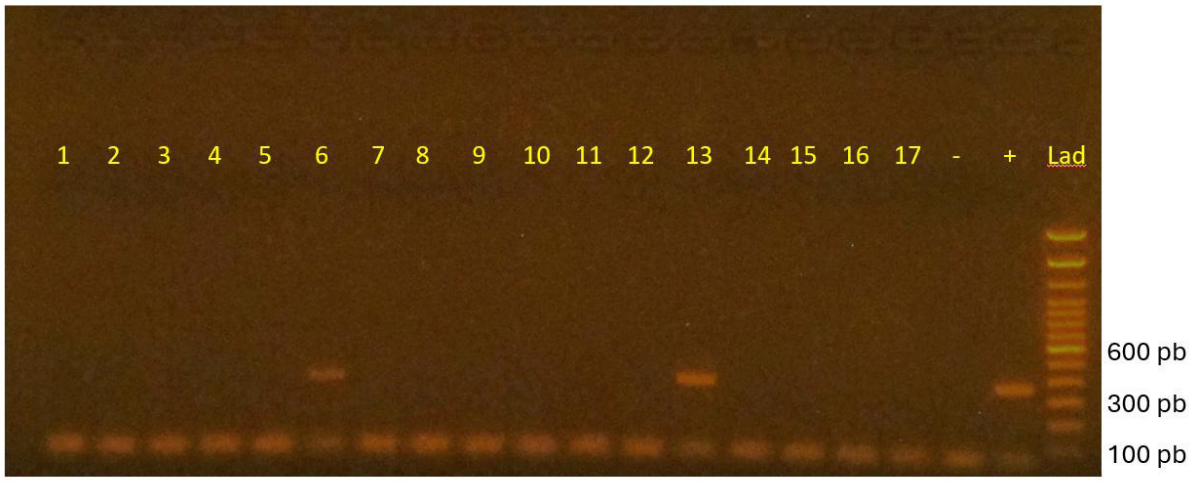


Figura 4. Diagnóstico molecular de *Acanthocheilonema reconditum*, en perros de Comas, mediante la técnica de PCR que amplifica el marcador genético ITS-2. La electroforesis en gel de agarosa evidencia que las muestras #6 y #13 son positivas a *A. reconditum*. Control positivo (+) (ADN 111) de *A. reconditum*; control negativo (-) agua ultrapura. Marcador molecular (Lad o Ladder) de 100 pb.

5. DISCUSIÓN

Los hallazgos obtenidos en el presente estudio evidenciaron molecularmente la ocurrencia de *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas. El diagnóstico de *Dirofilaria immitis* y *A. reconditum* se basa principalmente en la detección de microfilarias en el torrente sanguíneo, las cuales son producidas por gusanos hembras adultos (Negron *et al.,* 2022, Otranto y Wall, 2024). Por ello, los métodos más usados para su diagnóstico es el método de Knott modificado y pruebas serológicas (Engelmann *et al.,* 2019). Sin embargo, se ha observado que estos métodos de diagnósticos actuales presentan dificultades como la falta de diferenciación morfológica entre las microfilarias (*D. immitis*, *D. repens* y *A. reconditum)* así como reacciones cruzadas en los kits diagnósticos para la detección de antígenos de *D. immitis* con *A. reconditum.* Esto evidencia la necesidad de métodos de diagnóstico más sensibles para el diagnóstico diferencial entre estas especies, evitando así resultados falsos positivos o negativos (Laidoudi *et al.,* 2020). Por ello, las aplicaciones de las pruebas moleculares son responsables de lograr un diagnóstico diferencial preciso y sensible, además de facilitar la detección temprana de múltiples parásitos (Pietrzak *et al.,* 2024). En ese contexto, este estudio se evaluó la prevalencia de *D. immitis* y *A. reconditum* mediante el diagnóstico de PCR que amplifica el marcador genético ITS-2, propuesta por Mar *et al.* (2002), obteniéndose como resultado un 100% de identidad para cada especie en todos los casos positivos.

En el presente estudio, los resultados mostraron una ausencia total (0/251) de muestras positivas a *D. immitis*. Estos resultados difieren de los estudios realizados en el departamento de Lima, como el de Acuña y Chávez (2002), quienes determinaron la prevalencia de *D. immitis* en tres distritos de Lima, encontrando un 4.7% (5/124) de positividad mediante la prueba de ELISA y un 0.8% (1/124) mediante las técnicas microcapilar y de Knott modificado. Asimismo, Adrianzén *et al.* (2003) analizaron 140 muestras de perros en tres distritos de Lima mediante la técnica de ELISA y detectaron una prevalencia de 4.4% (6/140). Corimanya *et al.* (2004), analizaron 107 muestras de perros del distrito de San Juan de Lurigancho mediante la técnica de ELISA, dando como resultado una frecuencia de 5.5% (6/107). Dichos estudios mencionados fueron realizados en zonas cercanas a lagunas, ríos y bofedales, hábitats adecuados que contribuyen el desarrollo de mosquitos, los vectores de *D. immitis*. Debido a que el distrito de Comas carece de zonas húmedas que sirvan de hábitat para los mosquitos, la transmisión de *D. immitis* sería baja, lo que podría explicar la ausencia de la detección de *D. immitis* en nuestro estudio.

Siguiendo la misma premisa de que la prevalencia de *D. immitis*, en las zonas urbanas de Lima, es muy baja o nula, también se sugiere que pueda deberse a que los tutores empleen y mantienen un cierto control ectoparasitario, en cual permite que las microfilarias no se desarrollen o se eliminen en el proceso de infectar en las mascotas. Esto fue demostrado en el estudio de San Bartolomé (2023), en el cual se evaluó la cuantificación de la importación de productos ectoparasiticidas para perros hacia el Perú, en presentaciones de comprimidos y pipetas spot-on, durante el periodo 2019-2021. Los resultados mostraron que el mercado de ectoparasiticidas mantuvo un crecimiento continuo del 40 % durante dicho periodo, lo que sugiere que en los años siguientes este crecimiento continuaría incrementándose debido a la

demanda por parte de los tutores. La mayoría de estos productos contiene lactonas macrocíclicas, como moxidectina, ivermectina y milbemicina oxima, las cuales están formuladas para prevenir el desarrollo de la dirofilariosis. (Noack *et al.,* 2021).

Entre otros factores que podrían explicar la ausencia de *D. immitis* en distrito de Comas, se debe a que el departamento de Lima es una zona con un clima árido con deficiencia de humedad en todas las estaciones del año y templado, en algunas ocasiones. Las precipitaciones son mínimas con 8 mm, de agua, en forma de lloviznas, con un máximo de 1 a 2 mm en los meses de Julio a Setiembre. Con respecto a la temperatura, la mínima oscila entre 13.5 °C en agosto y 19°C en febrero (SENAMHI, 2021). Estas condiciones no favorecen plenamente al ciclo biológico del desarrollo de las microfilarias dentro del mosquito. Siendo la temperatura umbral mínima de 14°C para la maduración del parásito a su etapa infecciosa dentro del mosquito, de manera sostenida, y por periodos prolongados de calor (McGill *et al.,* 2019). Limitando el progreso larvario a no ser completado y con ello una trasmisión limitada. Constatando con el resultado de nuestro estudio, donde el 71.7% no observaron la presencia de mosquitos en su zona de convivencia en el distrito de Comas.

Otro punto por considerar es el uso frecuente del antibiótico doxiciclina contra la erliquiosis canina o su uso como profiláctico en sospecha de casos positivos (Peña *et al.,* 2018). Esto cobra relevancia debido a la elevada prevalencia de erliquiosis canina en diversos distritos de Lima. Cusicanqui y Zuñiga (2020) evaluaron la frecuencia serológica de *Ehrlichia canis* en 1216 muestras de sangre, obteniendo una frecuencia del 59.4% (723/1216); concordando con Torres (2023), quien evaluó la seroprevalencia de *Ehrlichia canis* en perros domésticos de Pamplona Alta, en el distrito de San Juan de Miraflores, y obtuvo una prevalencia de 55,1 % (27/49). Estos estudios evidencian que la alta prevalencia de erliquiosis canina podría afectar

indirectamente el desarrollo de *D. immitis* en los perros. Esto se debe a que *D. immitis* depende esencialmente de una bacteria endosimbionte denominada *Wolbachia spp.*, la cual permite el desarrollo normal, la supervivencia y la fertilidad de este parásito. (Barton *et al*., 2014). En este contexto, la doxiciclina es usada como quimioterapia anti- *Wolbachia*, administrándose diariamente por 28 días (Prichard, 2021), tratamiento que también es utilizado combatir las infecciones por erliquiosis canina (Peña *et al.,* 2018).

A pesar de que nuestros resultados hayan sido negativos para *D. immitis*, no podemos descartar una futura introducción de esta enfermedad, debido a diversos factores humanos, como el desplazamiento de animales (principalmente mascotas infectadas), el desarrollo urbanístico y residencial en áreas no endémicas, así como las alteraciones en el suministro de agua hacia nuevos poblados y el drenaje de tierras no desarrolladas. (Nelson *et al.,* 2024). Por último, el incremento de las temperaturas asociado al cambio climático favorece la proliferación de los mosquitos y prolonga el periodo de exposición durante el año (Jerzsele et al., 2025). Ante ello, es importante continuar y fortalecer la vigilancia epidemiológica, como la realizada en nuestro estudio, para conocer la situación actual del país, con el objetivo de preservar el bienestar animal y la salud pública.

Con respecto a *A. reconditum,* nuestros resultados obtuvieron un 7.6% (19/251) de prevalencia en el distrito de Comas, siendo el primer estudio realizado en el Perú que demuestra molecularmente su presencia en nuestro país. Estos resultados podemos compararlos con algunos estudios realizados en países sudamericanos, coincidiendo con el estudio realizado por López *et al.* (2012), en perros de diferentes ciudades de Chile, que reportaron nemátodos filaroideos como *A. reconditum* en una prevalencia del 9.09% (2/22) mediante el uso de PCR; al igual que, Argôlo *et al.* (2018) que hallaron una prevalencia del 7.18% en la Amazonía del

Brasil y un 3.85% en una región endémica del noreste de Brasil, estudio realizado por Ramos *et al.* (2016). En Colombia se han reportado prevalencias más altas, donde Espinosa *et al.* (2022) identificaron aproximadamente un 68.3% (56/82) de perros positivos en el sur-occidente de Cali; de manera similar, Ríos (2024) reportó un 17.75% (71/400) de perros positivos en el área metropolitana de Bucaramanga. Estos hallazgos evidencian que aún no existe un control completo ni adecuado de la enfermedad, debido a las prevalencias relativamente elevadas registradas en diversas zonas de Latinoamérica. Esto concuerda con los resultados de nuestro estudio, en el cual el 61.4% de los perros presentaba infestación por pulgas, principal vector de la enfermedad.

El análisis bivariado que se realizó con las características evaluadas y la infección por *A. reconditum* no mostró asociaciones estadísticamente significativas. Sin embargo, se pueden dar algunas observaciones. Con respecto al sexo, el porcentaje de perros machos positivos (12/19) fue mayor al que de hembras (7/19), pudiendo deberse a diversos factores conductuales, como por ejemplo que los machos tienen mayor predisposición por salir a la calle ellos solos, ya sea por comportamientos de marcar territorio o en busca de cópula (Ceino *et al.,* 2020), exponiéndolos a diversas enfermedades e infestaciones por ectoparásitos. Concordando con que 17 de los 19 perros positivos salían frecuentemente de sus casas y 12 de ellos estuvieron infestados por pulgas al momento de la evaluación. Asimismo, según el tipo de alojamiento, la mayoría vivía dentro de casa (11/19), sugiriendo la presencia de pulgas endofílicas, infestaciones domiciliarias o que son transportadas pasivamente por sus tutores a través de objetos o ropa.

La mayoría de los perros positivos (n=18) no presentaron signos clínicos de decaimiento o apatía, o que coincide con la literatura consultada, ya que los gusanos adultos

parasitan el tejido subcutáneo o la grasa suprarrenal (Engelmann et al., 2019) sin ocasionar lesiones cutáneas como alopecia, dermatitis o nódulos. Esto permite inferir que este parásito posee una patogenicidad mínima (Pacífico et al., 2021). Asimismo, el 74% de los animales presentó una condición corporal normal, lo que sugiere que *A. reconditum* no genera alteraciones en el estado nutricional de la mascota debido a su baja o nula patogenicidad

En relación con la edad de los animales, los adultos jóvenes y maduros presentaron la mayor frecuencia de positivos (n=15), seguidos de los cachorros (n=4). Sin embargo, no se evidenciaron casos positivos en perros gerontes (adultos mayores), lo que sugiere indirectamente que la pulgosis se presenta con mayor frecuencia en animales jóvenes y de mediana edad. Esto podría deberse a que los cachorros presentan menor experiencia de acicalamiento, lo que facilitaría el establecimiento de las pulgas. Asimismo, los animales jóvenes podrían mostrar una mayor predisposición a la infestación debido a características cutáneas más favorables y a una mayor actividad fuera del hogar. (Rivera, 2025).

Finalmente, en cuanto a la relación con la característica raza, los perros mestizos representaron la mayor proporción (n=13) de positivos, sugiriendo por especulación que estos pueda deberse a que presentan menor protección sanitaria u estilo de vida más libre fuera de casa. En cuanto al predominio de perros medianos y pequeños podrían reflejar la composición demográfica de tamaño que representa al distrito de Comas, sin tener ninguna asociación con respecto a la enfermedad.

La importancia de la detección de *A. reconditum* por primera vez en perros del distrito de Comas, se basa en la evidencia de la circulación activa de pulgas infestadas con microfilarias. Esto refleja de cierta forma las deficiencias de las condiciones sanitarias y

ambientales, favoreciendo que esta enfermedad se establezca en las mascotas. A su vez, la presencia de las filarias y microfilarias de *A. reconditum*, pueden complicar el diagnóstico microscópico de *D. immitis* debido a su similitud en las microfilarias.

6. CONCLUSIONES

- Se determinó la ausencia de *Dirofilaria immitis* en muestras de sangre de perros del distrito de Comas en Lima, Perú.

- Se determinó una baja prevalencia de *Acanthocheilonema reconditum* en perros del distrito de Comas, Lima, Perú, con una frecuencia de 7.6% (19/251; IC95% (4.6–11.6%)).

- Ninguna de las características o variables evaluadas (sexo, edad, raza, tamaño, tipo de alojamiento, condición corporal, infestación por garrapatas o pulgas, decaimiento, permanencia en casa y presencia de mosquitos) tuvieron alguna asociación con la presencia de la enfermedad en los perros evaluados.

7. LITERATURA CITADA

1. ***Acuña C, Chávez A. 2002.*** Determinación de la prevalencia de *Dirofilaria immitis* en los distritos de San Martín de Porres, Rímac y Cercado de Lima. Rev Inv Vet Perú 2002; 13 (2): 108-110.
2. ***Adebayo O, Akande F, Adenubi O.*** 2020. Canine dirofilariasis: a case report and review of the literature. FOLIA VETERINARIA, 64, 3: 75—81. DOI: 10.2478/fv-2020-0029.
3. ***Adriana R, Ribicich M, Cardillo N.*** 2008. Dirofilariosis canina en la ciudad de Salta y sus alrededores, Argentina. Revista de Medicina Veterinaria 89(3):99-103
4. ***Adrianzén J, Chávez A, Casas E, Li O. 2003.*** Seroprevalencia de la dirofilariosis y ehrlichiosis canina en tres distritos de Lima. Rev Inv Vet Perú 2003; 14 (1): 43-48.
5. ***Albarracín J. 2023.*** Determinación de la prevalencia y caracterización clínico epidemiológica de la *Dirofilaria immitis* en perros del área metropolitana de Bucaramanga. Trabajo de investigación para optar al título de Magíster en Salud y Producción Animal. Univ. Cooperativa de Colombia, Colombia. 89p.
6. ***Alberigi B, de Souza CDSF, Fernandes JI, Merlo A, Labarthe N. 2020.*** Use of slow-release injectable moxidectin for treatment of *Dirofilaria immitis* infection during pregnancy. Front Vet Sci; 6:440. DOI: 10.3389/fvets.2019.00440.

7. ***Ames M. 2025.*** Heartworm disease in dogs, cats, and ferrets: MSD VET MANUAL. [Internet], [12 Diciembre 2025]. Disponible en: https://www.msdvetmanual.com/circulatory-system/heartworm-disease/heartworm-disease-in-dogs-cats-and-ferrets#Prevention_v3259946
8. ***Ames M y Atkins C. 2020.*** Treatment of dogs with severe heartworm disease. Veterinary Parasitology, Volume 283. DOI: 10.1016/j.vetpar.2020.109131
9. ***Anvari D, Narouei E, Daryani A, Sarvi S, Moosazadeh M, Hezarjaribi, H, Reza M, Gholami, S. 2020.*** The global status of *Dirofilaria immitis* in dogs: a systematic review and meta-analysis based on published articles. Research in Veterinary Science. DOI: 10.1016/j.rvsc.2020.04.002.
10. ***Arenas M. 2022.*** Características morfológicas de dirofilarias y dipetalonemas en caninos revisión sistemática de literatura. Tesis para optar el grado de Médico Veterinario. Univ. Cooperativa de Colombia. Bucaramanga-Santander. 78p.
11. ***Argôlo EGG, Reis T, Fontes DAT, Gonçalves EC, Giese EG. 2018.*** Canine filariasis in the Amazon: Species diversity and epidemiology of these emergent and neglected zoonoses. PLOS ONE 13(7): e0200419. DOI: 10.1371/journal.pone.0200419.
12. ***Arya R, Antonisamy B, Kumar S. 2012.*** Sample size estimation in prevalence studies. Indian J Pediatr. 2012 Nov;79(11):1482-8. DOI: 10.1007/s12098-012-0763-3.
13. ***Barton S., Ashley L, Stephen D, Jeremy F. 2014.*** Wolbachia endosymbionts and human disease control. Molecular and Biochemical Parasitology, Volume 195. DOI: 10.1016/j.molbiopara.2014.07.004.
14. ***Bendas AJR, Alberigi B, Galardo S, Labarthe N, Mendes-de-Almeida F. 2022***. Clinical and blood count findings in dogs naturally infected with *Dirofilaria immitis*. Braz J Vet Med.44: e001922. DOI: 10.29374/2527-2179.bjvm001922.

15. ***Becker Z, Holló N, Farkas R, Gyurkovszky M, Reiczigel J, Olaszy K, Vári Z, Vörös K. 2022.*** Serodiagnostic difficulties and possibilities of heartworm disease in regions where both *Dirofilaria immitis* and *Dirofilaria repens* infections occur. Acta Veterinaria Hungarica, 70(2), 92-99. DOI: 10.1556/004.2022.00006

16. ***Bowman D. 2020.*** Georgis' Parasitology for Veterinarians. 11va ed. ElSevier: St. Louis, Missouri 63, EE.UU. 532p

17. ***Brianti E, Gaglio G, Napoli E, Giannetto S, Dantes-Torres F, Bain O, Otranto D. 2012.*** New insights into the ecology and biology of *Acanthocheilonema reconditum* (Grassi, 1889) causing canine subcutaneous filariosis. *Parasitology*. 139(4):530-536. DOI:10.1017/S0031182011002198.

18. ***Bronson E, Emmons LH, Murray S, Dubovi EJ, and Deem SL. 2008.*** Serosurvey of pathogens in domestic dogs on the border of Noël Kempff Mercado National Park, Bolivia. J. Zool. Wildl. Med. 39:28–36.

19. ***Caminade C, McIntyre K, Jones A. 2018.*** Impact of recent and future climate change on vector-borne diseases. Ann N Y Acad Sci. 1436(1):157-173. DOI: 10.1111/nyas.13950.

20. ***Ceino F, Ortiz X, Castro D, Pineda R., Tolentino M. 2020.*** Afecciones más frecuentes en caninos en clínicas veterinarias de lima, Perú. *BIOTEMPO*, *17*(2), 227-235. DOI: 10.31381/biotempo.v17i2.3308.

21. ***[ESCCAP] Consejo Europeo para el control de las parasitosis de los animales de compañía. 2016.*** Control de ectoparásitos en perros y gatos. 1ed. British Library: 40p.

22. ***Carretón E, Montoya J, Falcón Y, Falcón S, Diosdado A, Gómez P, González J, Simón F, Morchón R. 2017.*** Sintomatología, diagnóstico, tratamiento y control de la dirofilariosis cardiopulmonar. Argos: Informativo Veterinario, Nº. 187: 56-59p.

23. ***Corimanya J, Chávez A, Casas E, Díaz D. 2004.*** Frecuencia de *Dirofilaria immitis* en caninos del distrito de San Juan de Lurigancho. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 15(2), 141-144.

24. ***Cusicanqui J, Zúñiga R. 2020.*** Frecuencia serológica de *Ehrlichia canis* en caninos sospechosos de ehrlichiosis en los distritos de Lima Norte, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, *31*(3), e18164. DOI: 10.15381/rivep.v31i3.18164.

25. ***da Costa AP, Costa TF, de Araújo Barbosa S, Costa AR, Abreu-Silva AL, Evangelista Andrade FH, Oliveira IS, de Maria Seabra Nogueira R. 2023.*** *Acanthocheilonema reconditum* (Spirurida: Onchocercidae) in the oral cavity of a dog in northeastern brazil: case report. Acta Veterinaria, 73(4). 519-528. DOI: 10.2478/acve-2023-0040.

26. ***Dantas-Torres F, Figueredo LA, Sales K, Nogueira R, Sousa-Paula L, Gomes L, Nunes L, Otranto D. 2024***. Prevention of heartworm infection in dogs using a combination of moxidectin, imidacloprid and praziquantel: evidence from a randomized clinical trial. Parasitol Res 123, 94. DOI: 10.1007/s00436-023-08112-x.

27. ***Dantas-Torres F, Ketzis J, Pérez Tort G, Mihalca A, Baneth G, Otranto D, Watanabe M, Linh B, Inpankaew T, Borrás P, Arumugam S, Penzhorn B, Patalinghug A, Irwin P, Traub R. 2023.*** Heartworm adulticide treatment: a tropical perspective. Parasites Vectors 16, 148. DOI: 10.1186/s13071-023-05690-8.

28. ***Dantas-Torres F, Otranto D. 2013.*** Dirofilariosis in the Americas: a more virulent Dirofilaria immitis? Parasit Vectors 6(1):288. DOI: 10.1186/1756-3305-6-288.

29. ***De Andrade Vieira VM, da Silva PP, Paulino ÉT, do Amaral Fernandes P, Labarthe N, Gazêta GS, de Moraes Neto A. 2024.*** Epidemiological analysis of *Dirofilaria immitis* (Spirurida: Onchocercidae) infecting pet dogs (*Canis lupus familiaris*,

Linnaeus, 1758) in Baixada Fluminense, Rio de Janeiro. *Front. Vet. Sci*. 11:1360593. DOI: 10.3389/fvets.2024.1360593.

30. ***De Andrea M, Wernich M, Leite D, Butti M. 2019.*** Filariosis subcutánea canina por *Acanthocheilonema reconditum*. XIX Congreso Nacional de la Asociación de Veterinarios Especializados en Animales de Compañía de Argentina (AVEACA) (Buenos Aires, 3 y 4 de octubre de 2019). 274 p
31. ***Engelmann AM, Schafer A, Lhamas C, Dornelles G, Cargnelutti J, Ramos R, Monteiro S, Andrade C. 2019.*** Morphological and molecular identification of *Acanthocheilonema reconditum* in a canine. Comp Clin Pathol 28 ,271–274. DOI: 10.1007/s00580-018-2859-2.
32. ***Espinosa N, Rosero A, Villegas CL, Garcia IC, Gaviria-Cantin T, Nieto AP, Ferro BE, Nieto Ramirez LM. 2022.*** First report of *Acanthocheilonema reconditum* outbreak in canines with clinical signs of anemia from southwestern Colombia. Pathogens. 11(12): 1434.DOI: 10.3390/pathogens11121434.
33. ***Esteban M, Arcilla V, Albarracin J, Hernandez I, Flechas M, Morchon R. 2020.*** Current situation of the presence of *Dirofilaria immitis* in dogs and humans in Bucaramanga, Colombia. Front. Vet. Sci. Sec. Parasitology. Vol. 7-2020. DOI: 10.3389/fvets.2020.00488.
34. ***Furtado A, Melo F, Giese E, dos Santos J. 2010.*** Morphological redescription of *Dirofilaria immitis.* Journal of Parasitology, 96(3):499-504. DOI: 10.1645/GE-2178.1.
35. ***Genchi C, Rinaldi L, Mortarino M, Genchi M, Cringoli G. 2009.*** Climate and Dirofilaria infection in Europe. Veterinary Parasitology 163(4), 286–292. DOI: 10.1016/j.vetpar.2009.03.
36. ***Godel C, Kumar S, Koutsovoulos G, Ludin P, Nilsson D, Comandatore F, Wrobel N, Thompson M, Schmid CD, Goto S, Bringaud F, Wolstenholme A, Bandi C, Epe C,***

Kaminsky R, Blaxter M, Mäser P. 2012. The genome of the heartworm, *Dirofilaria immitis*, reveals drug and vaccine targets. FASEB J. 26(11): 4650-61.DOI: 10.1096/fj.12-205096.

37. ***Gonçalves GP, Xavier G, Lima N, Bendas AJ. 2023.*** Frequency of *Dirofilaria immitis* infection in blood donor dogs of the Rio de Janeiro state. Brazilian Journal of Veterinary Medicine, 45. DOI: 10.29374/2527-2179.bjvm002223.
38. ***Gruntmeir JM, Long MT, Blagburn BL, Walden HS. 2020.*** Canine heartworm and heat treatment: An evaluation using a well based enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) and canine sera with confirmed heartworm infection status. Veterinary Parasitology, 283, 109169. DOI: 10.1016/j.vetpar.2020.109169.
39. ***Guedes M, Gomes T, Alberigi, Prudente É, Bendas A, Souza T, Mende de Almedia F, Batalha F, Merlo A, Labarthe N. 2024***. Evaluation of seroprevalence and risk factors of heartworm infection for dogs in Rio de Janeiro with access to veterinary care. Acta Parasit. 69, 1364–1371.
40. ***Jerzsele Á, Kovács D, Fábián P, Fehérvári P, Paszerbovics B, Bali K, Kaszab E, Mayer N, Karancsi Z. 2025***. New insights into the prevalence of *Dirofilaria immitis* in Hungary. Animals. 15(9):1198. DOI: 10.3390/ani15091198.
41. ***Jones S, Wallace G, von Simson C, Stannard R, Carithers D. 2020.*** Current feline guidelines for the prevention, diagnosis, and management of heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in cats. American Heartworm Society EST. 1974.
42. ***Kramer S, Crosara G, Gnudi M, Genchi C, Mangia A, Viglietti C, Quintavalla A. 2018.*** Wolbachia, doxycycline and macrocyclic lactones: New prospects in the treatment of canine heartworm disease. Veterinary Parasitology, Volume 254, 95-97. DOI: 10.1016/j.vetpar.2018.03.005.

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

44. ***Hoseini M, Jalousian F, Hoseini S, Sadeghian A. 2020.*** A cross sectional study on *Dirofilaria immitis* and *Acanthocheilonema reconditum* in sheepdogs in a western region in Iran. Veterinary Research Forum. 11(2)185-190. DOI: 10.30466/vrf.2018.78930.2046.

45. ***Huynh T, Thean J, Maini R. 2001.*** *Dipetalonema reconditum* in the human eye. Br J Ophthalmol. 85(11):1391-2. DOI: 10.1136/bjo.85.11.1384i.

46. ***Laidoudi Y, Davoust B, Varloud M, Amadou E, Fenollar F. Mediannikov O. 2020***. Development of a multiplex qPCR-based approach for the diagnosis of *Dirofilaria immitis, D. repens* and *Acanthocheilonema reconditum*. Parasites Vectors 13, 319. DOI: 10.1186/s13071-020-04185-0.

47. ***Lane JN, Litster A, Little SE, Rodriguez JY, Mwacalimba KK, Sundstrom KD, Amirian ES, Guerios SD, Serrano MA, Hays KM, Levy JK. 2021.*** Optimizing heartworm diagnosis in dogs using multiple test combinations. Parasit Vectors;14(1):224. DOI: 10.1186/s13071-021-04715-4.

48. ***Lemos N, Alberigi B, Labarthe N, Knacfuss FB, Baldani, C, da Silva M. 2022.*** How does *Dirofilaria immitis* infection impact the health of dogs referred to cardiology care. Brazilian Journal of Veterinary Medicine, 44. DOI: 10.29374/2527-2179.bjvm002622.

49. ***López J, Valiente-Echeverría F, Carrasco M, Mercado R, Abarca K. 2012.*** Identificación morfológica y molecular de filarías caninas en una comuna semi-rural de la Región Metropolitana, Chile. Revista chilena de infectología. 29(3):284-289.

50. ***Lugo-Vargas R, Perez-Ramirez RD, Carrillo-Godoy N, Rondón-Barragán IS. 2023.*** Microfilariae infection by *Acanthocheilonema reconditum* and *Dirofilaria immitis* and

their molecular detection in a dog with lymphoma: Case report. J Adv Vet Anim Res. 10(3):484-489.DOI: 10.5455/javar.2023.j701.

51. ***Mwacalimba K, Morrison J, Ly P, Spofford P, Yang M, Saito E, Sheehy J, Adolph C, Poulsen N, Brennan C. 2023.*** Prevention and long-term outcomes of naturally occurring canine heartworm infection in primary care settings. Front. Vet. Sci, Sec. Parasitology Volume 10 – 2023. DOI: 10.3389/fvets.2023.1334497.
52. ***Magnis J, Lorentz S, Guardone L, Grimm F, Magi M, Naucke T, Deplazes P. 2013.*** Morphometric analyses of canine blood microfilariae isolated by the Knott's test enables *Dirofilaria immitis* and *D. repens* species-specific and *Acanthocheilonema* (syn. *Dipetalonema*) genus-specific diagnosis. Parasites Vectors 6, 48. DOI: 10.1186/1756-3305-6-48.
53. ***Mar PH, Yang IC, Chang GN, Fei AC. 2002.*** Specific polymerase chain reaction for differential diagnosis of *Dirofilaria immitis* and *Dipetalonema reconditum* using primers derived from internal transcribed spacer region 2 (ITS2). Vet Parasitol. 2002 Jun 26;106(3):243-52. DOI: 10.1016/s0304-4017(02)00032-8.
54. ***Marchiondo A, Cruthers L, Fourie J. 2019.*** Parasiticide screening: volume 2: in vitro and in vivo tests with relevant parasite rearing and host infection/infestation methods. 1ed. Academic Press. 722p
55. ***McCall JW, Mansour A, DiCosty U, Frisks C, McCall S, Dzimianski MC, Carson B. 2023.*** Long-term evaluation of viability of microfilariae and intravenously transplanted adult *Dirofilaria immitis* in microfilaremic dogs treated with low-dose, short- and long-treatment regimens of doxycycline and ivermectin. Parasites Vectors 16, 190 (2023). DOI: 10.186/s13071-023-05769-2.
56. ***McGill E, Berke O, Peregrine AS, Weese JS. 2019.*** Epidemiology of canine heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in domestic dogs in Ontario, Canada: Geographic

distribution, risk factors and effects of climate. Geospat Health. 14(1). DOI: 10.4081/gh.2019.741.

57. ***Megat P, Irwin, P, Mukulesh G, Cpleman G, Mclnnes L, Traub R. 2010.*** A survey of canine filarial diseases of veterinary and public health significance in India. Parasites Vectors 3, 30. DOI: 10.1186/1756-3305-3-30.

58. ***[MINSA] Ministerio de Salud. 2024.*** Alerta epidemiológica, Código AE-CDC-N°006-2024.

59. ***Muñoz M. 2003***. Enfermedad del gusano del corazón. Revisión bibliográfica. Tesis para optar Título de Médico Veterinario. Univ. Austral de Chile, Valdivia-Chile. 70p

60. ***Napoli E, Brianti E, Falsone L, Gaglio G, Foit S, Abramo F, Annoscia G, Dantas-Torres F, Giannetto S, Otranto D. 2014.*** Development of *Acanthocheilonema reconditum* (Spirurida, Onchocercidae) in the cat flea Ctenocephalides felis (*Siphonaptera, Pulicidae*). *Parasitology*. 141(13):1718-1725. DOI:10.1017/S0031182014001000.

61. ***Napoli E, D´Amico G, Nascimiento R. 2023***. Editorial: dog filariosis: the threat walks not only in the blood stream. Front. Vet. Sci., vol 10-2023. DOI: 10.3389/fvets.2023.1258004.

62. ***Nelson T, McWall J, Jones S, Moorhead A. 2024.*** Current canine guidelines for the prevention, diagnosis, and management of heartworm (**Dirofilaria immitis**) infection in dogs. American Heartworm Society EST. 1974

63. ***Negron V, Saleh MN, Sobotyk C. Luksovsky J, Harvey T, Verocai G. 2022.*** Probe-based qPCR as an alternative to modified Knott's test when screening dogs for heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in combination with antigen detection tests. *Parasites Vectors* 15, 306. DOI: 10.1186/s13071-022-05372-x.

64. ***Noack S, Harrington J, Carithers DS, Kaminsky R, Selzer PM. 2021.*** Heartworm disease – Overview, intervention, and industry perspective. Int J Parasitol Drugs Drug Resist. 16:65-89. DOI: 10.1016/j.ijpddr.2021.03.004.

65. ***Notarnicola J. 2004.***Taxonomía y biología de las filarias de animales silvestres y de importancia sanitaria en la república argentina. Tesis para optar el grado de doctorado en ciencias naturales. Univ. Nac. De la Plata, Argentina.

66. ***Otranto D y Wall R. 2024.*** Veterinary parasitology. 5 ed. John Wiley & Sons Ltd. EE. UU: Hoboken. 896p

67. ***Pacifico L, Ferrari N, Romeo C, Buono F, Varuzza P, Sgroi G, Neola B, Buch J, Beall M, Breitschwerdt EB, Chandrashekar R, Veneziano V, Piantedosi D. 2021.*** Haematological and biochemical abnormalities in hunting dogs infected with *Acanthocheilonema reconditum*, associated risk factors, and a European overview. Parasitol Res. 120(6): 2109-2124.DOI: 10.1007/s00436-021-07179-8.

68. ***Peña I, Vidal F, Toro A, Hernandez A. 2018.*** Use of oxytetracycline in the treatment of canine ehrlichiosis: a retrospective study of 15 cases in Camagüey, Cuba. Rev. Investig. Vet. Perú vol.29 no.2. DOI: 10.15381/rivep.v29i2.14493.

69. ***Pietrzak D, Łuczak JW, Wiśniewski M. 2024.*** Detecting *Dirofilaria immitis*: current practices and novel diagnostic methods. Pathogens. 13(11):950. DOI: 10.3390/pathogens13110950.

70. ***Prichard R. 2021.*** Macrocyclic lactone resistance in *Dirofilaria immitis*: risks for prevention of heartworm disease. International Journal for Parasitology. Volume 51, 1121-1132p. DOI: 10.1016/j.ijpara.2021.08.006.

71. ***Ramos RA, de Oliveira do Rêgo AG, de Farias Firmino ED, do Nascimento Ramos CA, de Carvalho GA, Dantas-Torres F, Otranto D, Alves LC. 2016.*** Filarioids

infecting dogs in northeastern Brazil. Vet Parasitol. 226:26-9. DOI: 10.1016/j.vetpar.2016.06.025.

72. ***Ríos C. 2024.*** Caracterización molecular y filogenética de las filarias circulantes en caninos del Área Metropolitana de Bucaramanga. Trabajo De Grado para optar al título de Magister en Salud y Producción Animal. Univ. Cooperativa de Colombia, Bucaramanga, Colombia. 111p
73. ***Rivera M. 2025***. Epidemiología de la infestación por pulgas en perros domésticos de la periferia de la ciudad de Cajamarca, Perú. Tesis para optar el grado de maestría en Ciencias de la Salud Animal. Univ. Nacional de Cajamarca, Cajamarca-Perú. 166p
74. ***San Bartolome A. 2023.*** Cuantificación de la importación de productos para ectoparásitos en perros en la presentación de comprimidos y pipetas spot-on, periodo 2019-2021. Trabajo de suficiencia profesional para optar el título profesional de: Médico veterinario zootecnista. Univ. Peruana Cayetano Heredia-Lima, Perú. 25p
75. ***Sánchez M, Calvo P, Mutis C. 2011.*** *Dirofilaria immitis*: una zoonosis presente en el mundo. Rev. Med. Vet.: N.º 22: 57-68p.
76. ***Savadelis MD, McTier TL, Kryda K, Maeder S, Woods D. 2022.*** Moxidectin: heartworm disease prevention in dogs in the face of emerging macrocyclic lactone resistance. Parasites Vectors 15, 82. DOI: 10.1186/s13071-021-05104-7.
77. ***[SENAMHI] Servicio nacional de meteorología e hidrología del Perú.*** 2021. Climas del Perú – Mapa de clasificación climática nacional. Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú N° 2021-09410 | ISBN: 978-612-48315-3-9.
78. ***Simón F, Siles-Lucas M, Morchón R, González-Miguel J, Mellado I, Carretón E, Montoya-Alonso J.2012.*** Human and animal dirofilariasis: the emergence of a zoonotic mosaic. Clin Microbiol Rev 25. DOI: 10.1128/cmr.00012-12.

79. ***Smith RC, Tomlinson TD, Bowles JV, Starkey L. 2024.*** Comparative performance analysis of different microfilaria testing methods for *Dirofilaria immitis* in canine blood. Parasites Vectors 17, 460. DOI: 10.1186/s13071-024-06537-6.

80. ***Trancoso TAL, Lima NDC, Barbosa AS, Leles D, Fonseca ABM, Labarthe NV, Bastos OMP, Uchôa CMA. 2020.*** Detection of *Dirofilaria immitis* using microscopic, serological and molecular techniques among dogs in Cabo Frio, RJ, Brazil. Rev Bras Parasitol Vet. 29(1): e017219. DOI: 10.1590/S1984-29612020009.

81. ***Torres E. 2023***. Seroprevalencia de *Ehrlichia canis*, en perro doméstico, del sector Pamplona Alta del distrito de San Juan de Miraflores. Tesis para optar título profesional de Médica Veterinaria. Universidad Ricardo Palma – URP, Lima-Perú. 100p

82. ***Tropical Council for Companion Animal Parasites (TROCCAP). 2022.*** Directrices para el control de ectoparásitos de perros y gatos en los trópicos. 1ed. 45p.

83. ***Venco L, Kramer L, Genchi C. 2005.*** Heartworm disease in dogs: unusual clinical cases. Veterinary Parasitology, volume 133, 2–3. DOI: 10.1016/j.vetpar.2005.04.010.

84. ***Vetter CAM, Meindl AG, Lourenço BN, Coyne M, Drake C, Murphy R, Roth IG, Moorhead A. 2023.*** Evaluation of renal values during treatment for heartworm disease in 27 client-owned dogs. Parasites Vectors 16, 191. DOI: 10.1186/s13071-023-05779-0.

85. ***Vezzani D y Eiras DF. 2016.*** Actualización sobre Dirofilariasis en Argentina y el contexto en América. In: (UNMDP) UN de M del P, editor. Investigaciones sobre mosquitos de Argentina. Mar del Plata, Argentina: Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET); 9p.

8. ANEXOS

ANEXO 1. Recolección de datos del paciente.

FICHA DEL PACIENTE

FECHA:

Información general del paciente:

- **Nombre del perro:**
- **Edad:**
- **Sexo:**
- **Raza:**
- **Tamaño:**
- **Sale de casa:**
- **Presencia de mosquitos en la casa:**
- **Tipo de alojamiento:**
- **Nombre del Propietario**
- **Dirección:**

Historial Médico Relevante:

- **Fecha de ultima desparasitación** ☐
- **Condición corporal** ☐ FLACO ☐ NORMAL ☐ OBESO
- **Decaimiento:** ☐ SI ☐ NO
- **Diagnostico presuntivo:** ☐
- **Tratamiento con ivermectina:** ☐ SI ☐ NO
- **Presencia de pulgas** ☐ SI ☐ NO
- **Presencia de garrapatas** ☐ SI ☐ NO

ANEXO 2. Ficha de consentimiento informado.

FICHA DE CONSENTIMIENTO INFORMADO

Estudio: Prevalencia de *Dirofilaria inmitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú.

Investigadora: Carolina Sofia Mallma Cristóbal

Objetivo del estudio:

Determinar la prevalencia de *Dirofilaria inmitis* y *Acanthocheilonema reconditum* en perros domésticos del distrito de Comas en Lima, Perú.

Procedimientos:

- Se recolectará, por venopunción cefálica, una pequeña muestra de sangre de su mascota para su análisis.
- Los resultados serán utilizados únicamente para fines científicos y se mantendrán en confidencialidad.
- La participación de su mascota es completamente voluntaria.

Riesgos y Beneficios:

- **Riesgos:** La extracción de sangre es un procedimiento rutinario y seguro; sin embargo, puede haber una leve molestia o hematoma en el sitio de punción.
- **Beneficios:** Contribuirá al conocimiento científico sobre esta enfermedad, lo que puede mejorar la salud animal en el futuro.

Confidencialidad:

La información y los resultados obtenidos del análisis serán tratados de forma confidencial y se usarán únicamente para fines de estudio.

Derechos del propietario:

- Usted puede retirar a su mascota del estudio en cualquier momento sin penalización ni perjuicio.
- Puede solicitar información sobre los resultados específicos de su mascota.

Consentimiento:

Declaro que he leído y comprendido la información anterior, y doy mi consentimiento para que mi mascota participe en este estudio.

Nombre del propietario	Firma	Fecha