

Distribución geográfica de *Dirofilaria immitis* en perros de México

PALABRAS CLAVE: *Dirofilaria immitis* > microfilaria > desarrollo larval > caninos > vectores > nematodo > distribución geográfica

Roger Iván Rodríguez-Vivas,
Gabriela Janett Flota-Burgos,
Manuel Emilio Bolio-González.

Departamento de Salud Animal y Medicina Preventiva, Cuerpo Académico de Salud Animal.
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Autónoma de Yucatán.
[*rivas@correo.uady.mx](mailto:rivas@correo.uady.mx)

Introducción

La dirofilariosis cardiopulmonar es producida por el nematodo *Dirofilaria immitis*, perteneciente al orden Spirurida y a la familia Onchocercidae, que afecta a caninos y felinos domésticos y silvestres. Se transmite por la picadura de mosquitos culícidos pertenecientes a los géneros *Aedes*, *Culex*, *Anopheles*, *Culiseta* y *Coquillettidia* (Bolio-González *et al.*, 2011).

La larva L₃ ingresa al hospedador por el canal de la picadura hasta migrar al tejido subcutáneo, en el que se desarrolla la L₄ a los 10-12 días. El desarrollo de L₄ a L₅ (gusanos juveniles) se realiza en el tejido muscular (50-70 días pos-infección). Los gusanos juveniles penetran las venas sistémicas y se transportan a las arterias pulmonares, donde continúan desarrollándose hasta gusanos adultos. Las filarias hembras adultas eliminan hacia la circulación periférica las microfilarias (L₁), que infectan a los mosquitos cuando ingieren sangre del hospedador. El periodo prepatente es de alrededor de 6 meses, los adultos pueden vivir 5-7 años y las microfilarias en sangre tienen una vida media de 2 años (Rodríguez-Vivas y Rosado-Aguilar, 2023).

La enfermedad es endémica de zonas donde proliferan los mosquitos vectores (zonas templadas, subtropicales y tropicales de todo el mundo). El principal hospedador definitivo y reservorio de *D. immitis* es el perro, pero pueden infectarse otros cánidos silvestres (p. ej., zorros) (Bolio-González *et al.*, 2011; Rodríguez-Vivas y Rosado-Aguilar, 2023).



En México, la presencia de *D. immitis* en perros (detección de microfilarias y de vermes adultos, detección de antígenos de hembras adultas, así como la respuesta serológica) y en mosquitos se ha reportado en la mayoría del territorio nacional, pero su distribución global no ha sido documentada, por tal motivo el objetivo del presente escrito es presentar la distribución geográfica de *D. immitis* en perros de México tomando principalmente como base las referencias científicas publicadas en revistas de alto impacto.

Metodología

Se realizó una búsqueda por computadora de la literatura publicada sobre la dirofilariosis cardiopulmonar en México, utilizando las bases de datos electrónicas de PubMed (<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed>), Google Scholar (<https://scholar.google.com/>) y tesis de universidades mexicanas, con términos de búsqueda que incluyen, entre otros, "*Dirofilaria immitis*", "dirofilariosis", "perro", "PCR", "seroprevalencia", "prevalencia" y "México". La búsqueda se realizó en el mes de septiembre de 2024. La revisión incluye

estudios publicados sobre dirofilariasis en México de enero de 1983 a septiembre de 2024. La mayoría de las publicaciones fueron escritas en inglés, aunque también se incluyeron estudios en español.

Resultados obtenidos en México

En la **Figura 1**, se consideraron las prevalencias (%) reportadas en el **Cuadro 1** de acuerdo con los rangos 1-10%, 11-20%, 21-30% y ≥31%. Cuando existió más de un reporte de prevalencia (detección de microfilarias, vermes adultos y antígenos de hembras adultas) en cada estado de México, se consideró el valor promedio. En la **Figura 1** no se incluyeron los reportes de seroprevalencia. ▶

Cuadro 1. Reportes de prevalencias de *Dirofilaria immitis* en perros en estados de México.

Estado	Sero-prevalencia	Técnica	Autor
Baja California Sur	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	3.0 %	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
Campeche	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	10.9%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
CdMex	Knott modificada	3.8%	Samano-Guevara (1990)
Coahuila	ELISA (SNAP 3Dx®, IDEXX)	23.3%	Guerrero-Rubio (2003)
Colima	Prueba de concentración	27%	Ancira-Cuevas (1983)
		7%	Cortes <i>et al.</i> (2006)
Guerrero	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	22.94%	Villa-Mancera <i>et al.</i> (2024)
	Knott modificada	15.6%	Romero-Rodríguez <i>et al.</i> (2019)
Jalisco	Knott modificada	9.2%	Samano-Guevara (1990)
Guanajuato	Knott modificada	23.4%	Segura-Hernández (2011)
Querétaro	Necropsia	1.3%	Cantó <i>et al.</i> (2011)
Michoacán	ELISA Dirocheck, Pfizer® (Zoetis)	16%	Amaro-Catalán (2013)
Morelos	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	0.6%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	Knott modificada	2.7%	Samano-Guevara (1990)
Nayarit	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	0.6%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	Prueba directa	17.7%	González-Morteo <i>et al.</i> (2015)

Nuevo León	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	1.3 %	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	7%	Salinas-Melendez <i>et al.</i> (2012)
Puebla	ELISA (SNAP 4Dx Plus) IDEXX	9.4%	Villa-Mancera <i>et al.</i> (2024)
	Capa flogística	38.7%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	Gota gruesa	32.3%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	Observación directa	6.4%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	2.12 %	Zumaquero <i>et al.</i> (2020)
	ELISA directa*	9.55%	Trejo-Campos, (2024)
Quintana Roo	Uranotest Dirofilaria® Urano diagnostics®	2.12%,	Morchón <i>et al.</i> (2019)
	Knott modificada	25.42%	Landa-Tellez (1990)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	12.0%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	Concentración en suero	40%	Rivero-Medina (1983)
Sinaloa	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	9.2%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
Sonora	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	3.8%	3.8%
Tamaulipas	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	37.1%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	Knott modificada	0.4%	Samano-Guevara (1990)
Tabasco	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	16.5%	Bedoya <i>et al.</i> (2022)
	Knott modificada	15.6%	Samano-Guevara (1990)
	Capa flogística	73.3%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	73.3%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	Gota gruesa	60%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	Observación directa	33.3%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
	**IFI	66.6%	Bautista-Garfias <i>et al.</i> (2001)
Veracruz	PCR	8%	Torres-Chable <i>et al.</i> (2018)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	12.0%	Bedoya et al. (2022)
	Knott modificada	13.0%	Samano-Guevara (1990)
Yucatán	Knott modificada	6.54%	Rodriguez-Vivas <i>et al.</i> (1994)
	Necropsia	4.67%	Rodriguez-Vivas <i>et al.</i> (1994)
	PCR	59.8%	Caro-Gonzalez <i>et al.</i> (2010)
	Knott modificada	8.3%	Bolio-Gonzalez <i>et al.</i> (2007)
	Necropsia	7.7%	Bolio-Gonzalez <i>et al.</i> (2007)
	Gota gruesa	7.0%	Bolio-Gonzalez <i>et al.</i> (2007)
	ELISA (SNAP 4Dx Plus®, IDEXX)	4.2 %	Bedoya <i>et al.</i> (2022)

PCR: Reacción en cadena de la polimerasa. *Se usó un anticuerpo policlonal para detectar antígenos de *D. immitis*. **Inmunofluorescencia indirecta para detectar anticuerpos anti-*D. immitis*.

*En el estado de Chiapas se reportó un caso de *D. immitis* en un perro (Sánchez-Barragán *et al.*, 2022).

Seroprevalencia.

La detección de anticuerpos para el diagnóstico de la dirofilariosis por *D. immitis* es poco usado y en México existe un reporte del uso de inmunofluorescencia indirecta para detectar anticuerpos anti-*D. immitis* en Tabasco (Bautista-Garfias *et al.*, 2001).

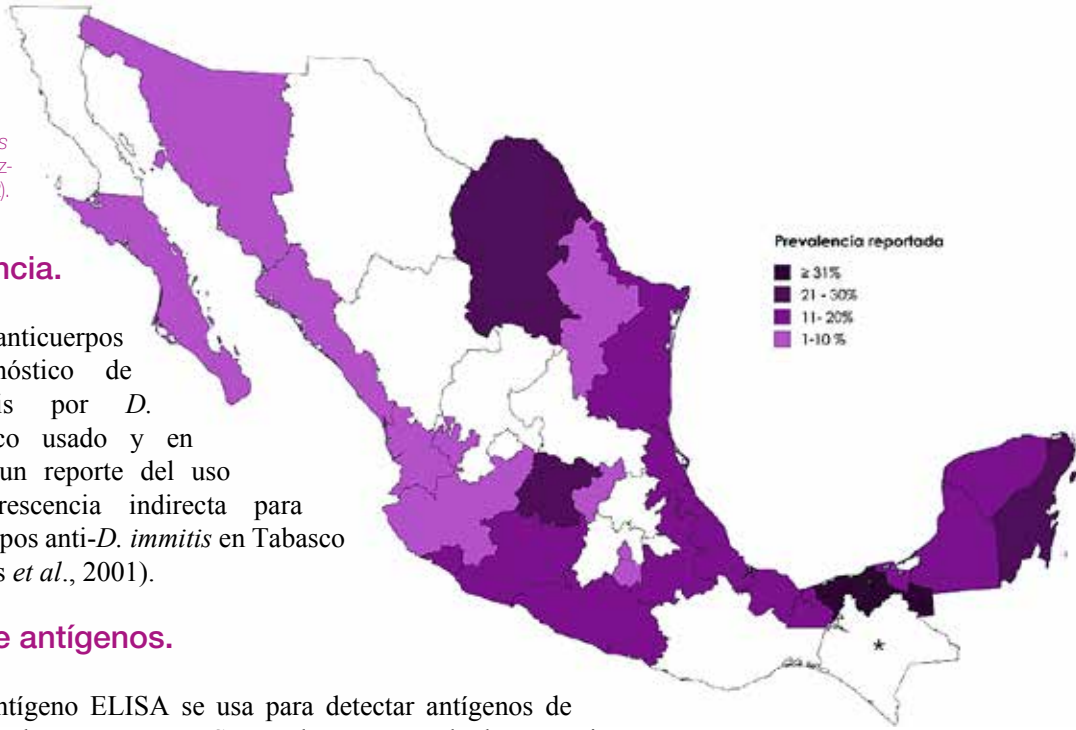
Detección de antígenos.

La prueba de antígeno ELISA se usa para detectar antígenos de hembras adultas de *D. immitis*. Se puede tener resultados negativos durante los primeros 5-8 meses de la infección, en casos exclusivos de machos y con baja carga de hembras. La detección de antígenos es una prueba de diagnóstico rápido y es el más usado por veterinarios en todo el mundo ya que es preciso y sencillo. Las pruebas rápidas de ELISA son ideales para uso en consultorios, clínicas y hospitales veterinarios. También esta prueba puede usarse para detectar varios agentes en solamente una prueba. Son altamente precisas, por ejemplo, tiene una sensibilidad de 98% y especificidad 100% (<https://www.idexx.es/files/09-80924-02-snap-4dx-plus-test-accuracy-en.pdf>).

Detección de microfilarias.

La prueba de antígeno ELISA se usa para detectar antígenos de hembras adultas de *D. immitis*. Se puede tener resultados negativos durante los primeros 5-8 meses de la infección, en casos exclusivos de machos y con baja carga de hembras. La detección de antígenos es una prueba de diagnóstico rápido y es el más usado por veterinarios en todo el mundo ya que es preciso y sencillo. Las pruebas directas (frotis directo, observación directa y gota gruesa) y de concentración (Knott modificada, capa flogística) son usadas para detectar microfilarias (L₁) en sangre. La prueba de Knott modificada es más usada y con mayor precisión, ya que concentra las larvas y el uso de azul de metileno permite colorearlas para su identificación. En regiones endémicas es importante diferenciar las microfilarias de *D. immitis* y *Acanthocheilonema reconditum* (Rodriguez-Vivas *et al.*, 1994; Bolio-González *et al.*, 2011).

PCR para la detección de *D. immitis*. Esta prueba es usada para detectar genes de *D. immitis* (Caro-Gonzalez *et al.*, 2010). El método descrito por Rishniw *et al.* (2006) detecta la región espaciadora transcrita interna 2 del ADN ribosómico de *D. immitis*. Los métodos moleculares para el diagnóstico



de nematodos filariales caninos basados en PCR específicas de especie, son más sensibles que las técnicas convencionales utilizadas en México (gota gruesa y técnicas de Knott) y por lo tanto, se usan con mayor frecuencia (Caro-Gonzalez *et al.*, 2010). Además, la PCR permite el proceso de varias muestras en menos tiempo en comparación con las pruebas convencionales.

Presencia de parásitos adultos en la necropsia.

Cuando los animales fallecen la necropsia es importante para realizar el diagnóstico de *D. immitis*. Durante la misma es importante examinar cuidadosamente el sistema cardiopulmonar, ya que los vermes adultos se localizan generalmente en el ventrículo derecho y en la salida de la arteria pulmonar, produciendo una arteritis vellosa y obstrucción parcial del flujo sanguíneo hacia los pulmones. ►



Los vermes deben de ser colectados y conservados en alcohol al 70% para su identificación en el laboratorio. Es importante anotar el número de vermes y su localización anatómica. En México, el diagnóstico de vermes adultos ha sido reportado en Yucatán (Rodríguez-Vivas *et al.*, 1994; Bolio-Gonzalez *et al.*, 2007) y Querétaro (Cantó et al., 2011). Se sabe que el 35% de los perros con dirofilariosis no presentan microfilarias circulantes. Esto puede deberse a la presencia de parásitos inmaduros, de adultos de un solo sexo en infecciones leves, a la supresión de microfilarias con el uso de microfilaricidas o a la reacción inmunitaria del organismo animal. En algunas ocasiones las hembras adultas producen microfilarias que desaparecen espontáneamente después de un período de latencia y otras que nunca producen microfilarias (Rodríguez-Vivas *et al.*, 1994). En ciertas ocasiones suele haber migraciones aberrantes de los adultos para localizarse en ojos, sistema arterial o cavidad abdominal (Bolio-González *et al.*, 2011).

Discusión

Generalmente, la dirofilariosis se presenta en perros de más de 1 año. La tasa de transmisión de *D. immitis* es proporcional a la densidad de la población de mosquitos y al número de picaduras. Los mosquitos pueden albergar 1-3 larvas infectantes que son capaces de transmitir (Rodríguez-Vivas y Rosado-Aguilar, 2023). En Yucatán y Tabasco se identificaron a *Ochlerotatus taeniorhynchus* (Manrique-Saide et al., 2008) y a *Culex quinquefasciatus* (Torres-Chable et al., 2018) como potenciales vectores de *D. immitis*. Los estados de México que tienen mayores estudios reportados son Yucatán, Tabasco y Puebla.

La prevalencia de *D. immitis* en perros varía de acuerdo con la prueba usada, el lugar geográfico y la presencia de los mosquitos vectores.

Se ha visto que la enfermedad se presenta principalmente en climas cálidos y principalmente en las zonas costeras donde abundan mayor número de mosquitos transmisores (Caro-Gonzalez *et al.*, 2010). En México, las prevalencias de *D. immitis* oscilan del 0.4% a 73.3%, con los mayores valores para Tabasco, Quintana Roo, Guanajuato y Coahuila. El diagnóstico se puede hacer desde la detección temprana de los signos y la historia clínica. Las técnicas de diagnóstico más usadas para detectar el parásito adulto o las microfilarias son frotis directo, gota gruesa, detección en capa flogística, Knott modificada, ELISA para detectar antígenos de hembras adultas, inmunocromatografía para detectar antígenos y detección de parásitos adultos en la necropsia. Para la detección de anticuerpos anti-*D. immitis* se puede emplear ELISA indirecta e inmunofluorescencia indirecta (Rodríguez-Vivas y Rosado-Aguilar, 2023). La mayoría de los reportes científicos en México se han realizado usando la prueba de la detección de

antígenos por la metodología de ELISA.

Conclusiones

Se concluye que *D. immitis* en perros se encuentra distribuido en 22 estados de México, reportándose las mayores prevalencias en los estados de Tabasco, Quintana Roo, Guanajuato y Coahuila. La mayoría de los reportes científicos en México han empleado para la detección de antígenos la metodología de ELISA ■

Referencias

• Amaro-Catalán, A. 2013. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros de la ciudad de Lázaro Cárdenas, Michoacán. Tesis de la FMVZ de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo.

• Ancira-Cuevas, E. 1983. Incidencia de *Dirofilaria immitis* en Caninos en la ciudad De Tecoman, Colima. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia Universidad de Guadalajara. Guadalajara, Jalisco, México.

• Bautista-Garfias, C.R., Arroyo-Rojas, M., Velasco-Castrejón, O., Canto-Ortiz, L. 2001. Comparación de las pruebas quantitative buffy coat, frotis grueso de sangre y observación directa para el diagnóstico de la infección por *Dirofilaria immitis* en perros de tres zonas geográficas de México. *Veterinaria México*. 32(2): 153-156.

• Bedoya, F., Beugnet, F., Tobias, E., Garcia-Mendizabal, E., Hay-Parker, S., Montes, N., Uribe, J., Mondaca, E. 2022. Geographical analysis of seroprevalence of *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp., *Borrelia burgdorferi* and *Dirofilaria immitis*, in clinics and dog shelters in different Mexican states. *Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases*. 3: 10011.

• Bolio-González M.E., Rodríguez-Vivas R.I., Sauri-Arceo C. 2011. Filariosis canina. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México. ISBN: 978-607-7573-85-2.

• Bolio-Gonzalez, M.E., Rodriguez-Vivas, R.I., Sauri, C.H., Gutierrez, E., Ortega, A., Colin, R.F. 2007. Prevalence of the *Dirofilaria immitis* infection in dogs from Merida, Yucatan, Mexico. *Veterinary Parasitology*. 148(2): 166-169.

• Cortes, B.A., Galindo, V.E., Durán, O.M., Campos, S.R.E., Preciado, M.I., López, L.M., Rebolledo, D.O., Lezama, G.R., Pescador, R.A. 2006. Seroprevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros que habitan la zona conurbada de la ciudad de Tecmán, Colima. En: Mendoza-de-Gives, P. (Ed). *Proceedings of the VII Congreso Nacional de Parasitología Veterinaria*. Acapulco, Guerrero, México: Asociación Mexicana de Parasitólogos Veterinarios A.C. pp. 67.

• Cantó, G.J., García, M.P., García, A., Guerrero, M.J., Mosqueda, J. 2011. The prevalence and abundance of helminth parasites in stray dogs from the city of Queretaro in central Mexico. *Journal of Helminthology*. 85(3): 263-269.

• Caro-Gonzalez J.A., Bolio-Gonzalez, M.E., Escobedo-Ortegón, F.J., Manrique-Saide, P., Rodríguez-Vivas, R.I., Rodríguez-Buenfil, J.C., Sauri-Arceo, C.H. 2010. Prevalence of *Dirofilaria immitis* infection in dogs from Celestun, Mexico using PCR test. *Vector Borne and Zoonotic Diseases*. 11(2): 193-196.

• González-Morteo, C., de la Cruz-Moreno, O., Álvarez-Guerrero, C., Peña-Parra, B., Carrillo-Díaz, F., Borrayo-González, J. 2015. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en 11 municipios de Nayarit. *Abanico Veterinario*. 5(3): 42-48.

• Guerrero-Rubio, M.S. 2003. Seroprevalencia de *Dirofilaria immitis* en caninos de la ciudad de Tlaxiaco, Coahuila, México. Tesis de licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Torreón, Coahuila.

• Landa-Tellez, B. 1990. Estudio hematológico por la técnica de Knott de la presencia de *Dirofilaria immitis* en caninos de Cancún, Quintana Roo. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México.

• Manrique-Saide, P., Bolio-González, M., Sauri-Arceo, C., Dzib-Florez, S., Zapata-Peniche, A. 2008. *Ochlerotatus taeniorhynchus*: A Probable Vector of *Dirofilaria immitis* in Coastal Areas of Yucatan, Mexico *Journal of Medical Entomology*. 45(1): 169-171.

• Morchón R., Hernández I., Zumaquero L., Sandoval C.A., Priego J., Ortiz González C., Velázquez M., Carretón E., Simón F. 2019. Prevalencia de dirofilariosis canina y en humanos en Puebla, México. *Memorias del V Congreso Nacional REFAMA*, 11-13 de septiembre 2019. pp. 47.

• Rishniw, M., Barr, S.C., Simpson, K.W., Frongillo, M.F., Franz, M., Dominguez Alpizar, J.L. 2006. Discrimination between six species of canine microfilariae by a single polymerase chain reaction. *Veterinary Parasitology*. 135: 303-314.

• Rivero-Medina, J.P. 1983. Frecuencia estacional de *Dirofilaria immitis* en perros de la Ciudad de Chetumal Quintana Roo. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. FMVZ-UNAM.

• Rodríguez-Vivas, R.I., Domínguez, A.J., Solís, R.F., Cob, G.L. 1994. Dirofilariosis en perros callejeros de la ciudad de Mérida, Yucatán, México. *Veterinaria México*, 25 (2):145-148.

• Rodríguez-Vivas, R.I., Rosado-Aguilar, J.A. 2023. *Parasitología Clínica en pequeñas especies*. Servet Editorial Grupo Asis. Zaragoza, España.

• Romero-Rodríguez, P., García y González, E., Santos-Sotomaior, C., Pineda-Burgos, B., Olivar-Valladolid, G., Hernández-Ruiz, P., Ponce-Covarrubias, J. 2019. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en caninos domésticos de dos municipios del trópico de Guerrero, México. *Abanico Veterinario*. 9: e915.

• Salinas-Melendez, J.A., Pope-Gonzalez, E., Tamez-Hernández, B.V., Zarate-Ramos, J.J., Davalos-Aranda, G., Avalos-Ramírez, R., Cantu-Martinez, M.A., Riojas-Valdes, V.M. 2012. Prevalence of canine heartworm in dogs from Monterrey, Mexico. *Journal of Animal and Veterinary Advances*. 11: 756-759.

• Samano-Guevara, R.F. 1990. Prevalencia de *Dirofilaria immitis* en perros de seis ciudades de México. Tesis de LMVZ. FMVZ-UNAM.

• Sánchez-Barragán, B., Mendoza-León, K.J., López-Hernández, E.B. 2022. Dirofilariosis en canes y su riesgo potencial de transmisión a los humanos en Tabasco y norte de Chiapas, México. *Salud en Tabasco*. 28(2): 62-69.

• Segura-Hernández, V. 2011. Frecuencia de microfilarias de *Dirofilaria immitis* en perros residentes en el municipio de Irapuato, Guanajuato. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. FMVZ-UNAM.

• Torres-Chable, O.M., Baak-Baak, C.M., Cigarroa-Toledo, N., Blitvich, B.J., Brito-Argaez, L.G., Alvarado-Kantun, Y.N., Zaragoza-Vera, C.V., Arjona-Jimenez, G., Moreno-Perez, L.G., Medina-Perez, P., Machain-Williams, C.I., Garcia-Rejon, J.E. 2018. Molecular detection of *Dirofilaria immitis* in dogs and mosquitoes in Tabasco, Mexico. *Journal of Vector Borne Diseases*. 55(2):151-158.

• Trejo-Campos, A. 2024. Diagnóstico de *Dirofilaria immitis* en perros del estado de Puebla utilizando un ELISA directo. Tesis de Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia. Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.

• Villa-Mancera, A., Castillo-Barojas, M., Trejo-Campos, A., Fernández-Meneses, E., Robles-Robles, M., Olivares-Pérez, J., Olmedo-Juárez, A., Utrera-Quintana, F., González-Garduño, R., Pérez-Mendoza, N., Campos-García, H., Ortega-Vargas, S. 2024. Heartworm (*Dirofilaria immitis*) prevalence in dogs determined by in-house ELISA based on filaria-specific antibodies in tropical and temperate regions of Mexico. *Parasitología*. 4: 279-287.

• Zumaquero, L., Simón, F., Carretón, E., Hernández, I., Sandoval, C., Morchón, R. 2020. Prevalence of canine and human dirofilariosis in Puebla, Mexico. *Veterinary Parasitology*. 282: 109098.

