

## Infecciones por parásitos pulmonares en perros y gatos



Fuente: Dra. Michaela Gentil

Las especies más importantes de vermes pulmonares pertenecen a la superfamilia de helmintos *Metastrongyloidea*, cuyos adultos viven en los pulmones de sus huéspedes vertebrados. Además de estos parásitos, también hay miembros de la familia *Trichuridae*, que también pueden encontrarse en las vías respiratorias. En esta ficha se describen las especies europeas más comunes y los distintos métodos de diagnóstico.

*Angiostrongylus (A.) vasorum*, *Crenosoma (Cr.) vulpis*, *Oslerus (O.) osleri* y *Filaroides (F.) hirthi* infectan principalmente a cánidos salvajes y perros domésticos, mientras que *Aelurostrongylus (Ael.) abstrusus* y *Troglostrongylus (T.) brevior* utilizan felinos salvajes y gatos domésticos como hospedadores definitivos.

*Capillaria (C.) aerophila* (syn. *Eucoleus aerophilus*) presenta una baja especificidad de hospedador. Esta especie se encuentra principalmente en zorros y erizos, pero también puede afectar a perros, gatos y algunas otras especies, incluido el ser humano (izoonosis!).

### Ciclo de vida

Las siguientes especies de vermes pulmonares presentan un **ciclo de vida indirecto utilizando hospedadores intermediarios**:

- *Cr. vulpis*
- *Ael. abstrusus*
- *T. brevior*
- *Vasorum*

En *Cr. vulpis*, *Ael. abstrusus* y *T. brevior*, los individuos adultos pueden encontrarse en tráqueas, bronquios, bronquiolos y alvéolos, dependiendo de la especie. Las hembras adultas liberan sus huevos en el tracto respiratorio, donde eclosionan las larvas de primer estadio (L1). Las larvas L1 se expulsan al toser, se tragan y se eliminan a través de las heces. Una vez en el medio ambiente, **diversas especies de babosas y caracoles** se infectan (hospedadores intermediarios obligatorios), y las larvas se convierten en larvas L3, que son infecciosas para los hospedadores vertebrados. Los hospedadores vertebrados definitivos ingerirán estas larvas parásitas comiéndose directamente a los hospedadores intermediarios o a los hospedadores paraténicos (por ejemplo, aves, roedores, anfibios o reptiles), que han ingerido a su vez las babosas y los caracoles (figura 1).

En cambio, los adultos de *A. vasorum* (también conocido como gusano del corazón francés) viven en las arterias pulmonares y en el lado derecho del corazón. Los huevos producidos por las hembras son transportados al pulmón a través de la sangre. Una vez en el pulmón, las larvas (L1) eclosionan y penetran en las paredes de los alvéolos. A partir de ahí, el desarrollo posterior procede como se ha descrito anteriormente.

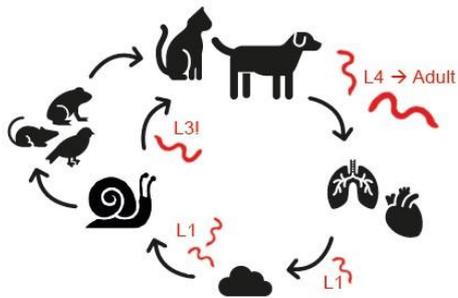


Figura 1: Ciclo de vida de las especies de gusanos pulmonares con desarrollo indirecto, la etapa infecciosa está marcada con «!»

Fuente: Laboklin

Los siguientes parásitos tienen un **ciclo de vida directo** (sin hospedador intermediario):

- *O. osleri*
- *F. hirthei*
- También es posible *C. aerophila*

Los gusanos adultos de *O. osleri* provocan nódulos visibles en el epitelio mucoso de tráqueas y bronquios. A partir de ahí, las hembras liberan huevos, que ya contienen una larva L1 infecciosa, en el lumen traqueal. Los adultos de *F. hirthei* viven en el interior del parénquima pulmonar y las larvas infecciosas L1 son tosidas, tragadas y expulsadas con las heces. Estas larvas se transmiten por vía fecal-oral, a menudo horizontalmente a una edad temprana. Las autoinfecciones son frecuentes. Los perros positivos para *O. osleri*- y *F. hirthei* deben ser aislados y todos los perros que hayan estado en contacto con ellos también deben ser tratados, debido a la infección directa de las larvas L1 excretadas (Figura 2).

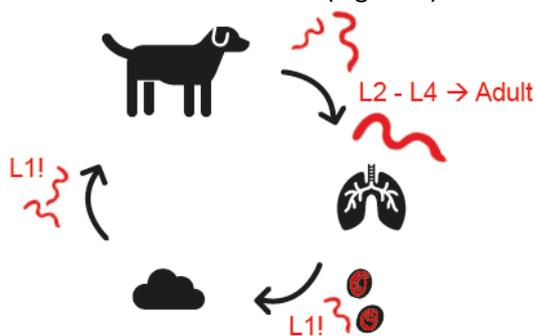


Figura 2: Ciclo vital de las especies de gusanos pulmonares con un desarrollo, la etapa infecciosa está marcada con «!»

Fuente: Laboklin

Los estadios adultos de *C. aerophila* se incrustan en la submucosa de tráqueas, bronquios y bronquiolos. Allí liberan huevos, que son tosidos, ingeridos y eliminados con las heces. Dependiendo de las condiciones ambientales, el desarrollo en larvas infecciosas (en huevos embrionados) dura entre 30 y 45 días. Las lombrices de tierra desempeñan un papel importante en la transmisión de *C. aerophila*, sin embargo, aún no se sabe si las lombrices de tierra son huéspedes paraténicos o intermediarios (Figura 3).

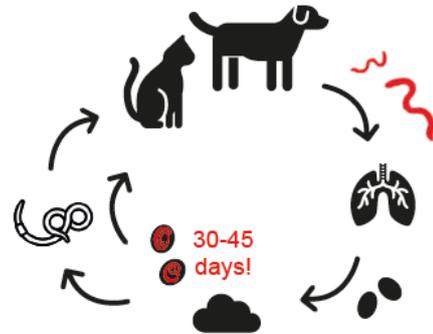


Figura 3: Ciclo de vida de *Capillaria aerophila*, el estadio infeccioso está marcado con «!»

Fuente: Laboklin

Importante para todas las especies de vermes pulmonares: los hospedadores definitivos (vertebrados como perros y gatos) se infectan tras la ingestión de la fase infecciosa. Dependiendo de la especie de parásito, se ingiere el hospedador intermediario o de paraténico, o bien la transmisión se produce por vía oro-fecal. Tras la ingestión, las larvas del parásito penetran en la pared intestinal y migran a través de los vasos sanguíneos y linfáticos, o a través de las cavidades celómicas hacia el pulmón. Allí maduran y se convierten en adultos sexualmente maduros.

### Síntomas clínicos

Los síntomas clínicos pueden variar y son consecuencia del daño tisular causado por los adultos y las larvas migratorias. La gravedad de la enfermedad depende, entre otras cosas, de la especie de parásito y de su recuento. Los animales más jóvenes se ven afectados con mayor frecuencia y también presentan síntomas más graves, debido a un menor volumen pulmonar y a una inmunidad aún en desarrollo.

Es posible que se produzcan infecciones clínicas inaparentes sin ningún síntoma, estos animales pueden excretar larvas de vermes pulmonares o huevos de *Capillaria* y éstos pueden detectarse accidentalmente durante los exámenes fecales rutinarios.

Por otro lado, es probable que aparezcan síntomas respiratorios de leves a graves, que se presentan como:

- Tos
- Secreción nasal
- Taquipnea
- Disnea

Además, las infecciones por *A. vasorum* pueden causar trastornos de la coagulación, derrame pleural y síntomas cardiovasculares y neurológicos. Es posible que se produzcan muertes.

## Prevalencia

Las infecciones por vermes pulmonares en perros y gatos son poco frecuentes, como también podemos observar en nuestras propias muestras rutinarias (figura 4). Algunos de estos parásitos son «emergentes» (especialmente *A. vasorum*), otros aparecen ocasionalmente (por ejemplo, *C. aerophila*) y otros pueden detectarse en Europa Central sólo esporádicamente (*O. osleri*, *F. hirthi*). A pesar de su aparente rareza, estos parásitos tienen importancia clínica, ya que pueden causar enfermedades graves con un posible desenlace mortal.

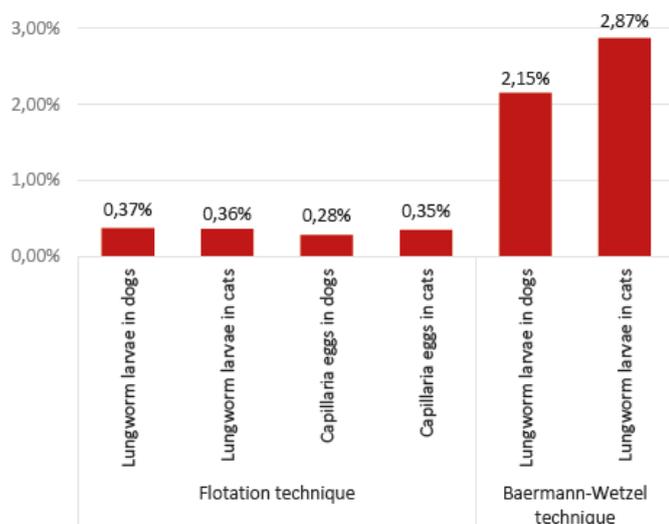


Figura 4: Frecuencia de aparición de larvas de vermes pulmonares y huevos de *Capillaria* mediante flotación (solución de NaCl-glucosa [ $\rho = 1,3$ ]) y técnica de Baermann-Wetzel para la migración de larvas en perros ( $n = 97882$  respectivamente 5496) y gatos ( $n = 23869$  respectivamente 2160) en Alemania durante 2021 - 2022.

## Diagnóstico

Para el diagnóstico, es necesaria la presencia de parásitos detectables. Cabe destacar que durante el periodo de prepatencia (el tiempo que transcurre entre la infección y la presencia de huevos o larvas detectables), no es posible realizar el diagnóstico.

## Coproscopia

La **detección microscópica de larvas L1 y huevos** es el método más común. Es rentable, no invasivo e inespecífico, y permite detectar diferentes especies de parásitos. A pesar de la menor sensibilidad de estas pruebas, debida principalmente a la diseminación intermitente de larvas de parásitos pulmonares y huevos de *Capillaria*, deberían ser siempre **el primer paso en cualquier cribado de vermes pulmonares**. Para obtener los mejores resultados, deben examinarse muestras fecales colectivas de tres días consecutivos. En caso de resultados negativos, se recomienda repetir los exámenes, especialmente si hay sospecha clínica de infección por vermes pulmonares.

### Frotis fecal directo

Las larvas L1 pueden verse fácilmente debido a su movimiento activo en muestras fecales frescas. Para preparar un frotis fecal, se mezcla una pequeña cantidad de heces con agua o solución salina en un portaobjetos de vidrio, se extiende, se cubre con un cubreobjetos y se examina al microscopio. Este método es muy barato y fácil de realizar, sin embargo, debido a la escasa cantidad de heces utilizada, la **sensibilidad es muy baja**.

### Técnica de flotación

Para este método, se suspende una muestra fecal del tamaño de un guisante en una solución azucarada o salina con un peso específico conocido. Las partículas fecales precipitarán, mientras que los parásitos menos densos flotarán hacia la superficie, donde se adhieren a un cubreobjetos de vidrio y pueden transferirse a una cara de vidrio para ser examinados. Esta es la **mejor forma de detectar huevos de *Capillaria***, aunque también podrían verse otras larvas de vermes pulmonares. A pesar de ello, debido a la cantidad limitada de heces utilizadas, la sensibilidad también es limitada.

### Técnica de Baermann-Wetzel para la migración de larvas

Se coloca una muestra fecal del tamaño de una nuez en un tamiz fino o una gasa, que se deposita en un embudo. El fondo del embudo se conecta a una manguera de goma, que se cierra herméticamente con una abrazadera metálica. Este aparato se llena con agua tibia, hasta que la muestra quede cubierta hasta la mitad. Las larvas vivas se sienten atraídas por la humedad (hidrotropismo). Durante un período de 12 a 24 horas, migrarán desde la muestra fecal y se acumularán en el fondo de la manguera de goma. Las primeras gotas de agua de la manguera se transferirán

a un portaobjetos de vidrio y se examinarán al microscopio (figura 5).

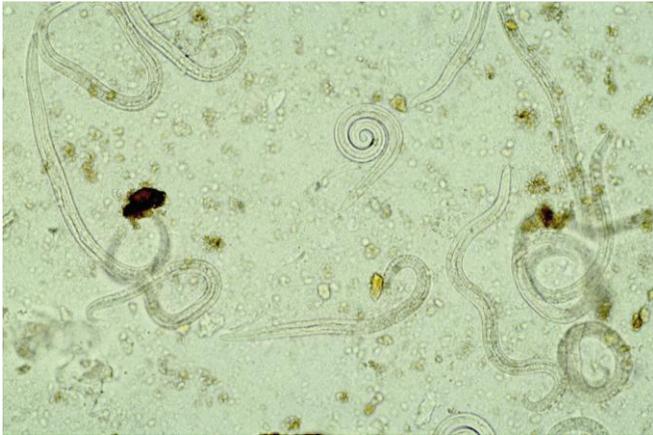


Figura 5: Larvas de vermes pulmonares observadas con la técnica Baermann-Wetzel para la migración larvaria, aumento 20 x

Fuente: Laboklin

Este método es el **gold-standard para la detección de larvas de vermes pulmonares**, sin embargo, tiene limitaciones: es relativamente laborioso y requiere más tiempo. Además, se necesitan muestras fecales frescas, ya que sólo las larvas vivas pueden migrar activamente. Las larvas L1 de *O. osleri* y *F. hirthei* son más letárgicas y la migración es lenta y menos eficaz, por lo que sólo podrían detectarse con flotación, si es que se detectan.

#### Microscopía a partir de otros materiales

Aunque las muestras fecales se consideran el mejor material en la mayoría de los casos, los **hisopos o lavados traqueales, así como el lavado broncoalveolar (BAL)**, también pueden examinarse microscópicamente en busca de larvas de vermes pulmonares. Para parásitos como *O. osleri* y *F. hirthei*, estas muestras son incluso más útiles que las muestras fecales.

#### Identificación de las fases del gusano pulmonar

Los huevos de *C. aerophila* poseen una cáscara estructurada, con un tamaño que oscila entre 60 - 70 x 35 - 40 µm. Son de color marrón, tienen forma de barril y presentan tapones asimétricos en los polos del huevo (Figura 6). Hay que distinguirlos de los huevos más grandes de *Trichuris*, que tienen una cáscara lisa y forma de limón con tapones simétricos en los polos. Además, en las heces pueden detectarse huevos de otras especies de *Capillaria*, pero todos ellos son muy similares morfológicamente. Por lo tanto, no siempre es posible diferenciar las especies.



Figura 6: Huevo de *Capillaria*, aumento 40 x

Fuente: Laboklin

Las larvas L1 de diferentes especies de gusanos pulmonares metastrongídeos también son difíciles de distinguir morfológicamente. Para diferenciar estas especies, es necesario un examen meticuloso, teniendo en cuenta la morfometría y la morfología. Con la experiencia adecuada, las distintas especies pueden diferenciarse morfológicamente por la longitud del parásito y la forma de las regiones oral y caudal.

También hay que distinguir las larvas de pulmonaria de las de anquilostoma (en las muestras fecales más antiguas) y, si las muestras se han tomado del suelo, existe la posibilidad de que los nematodos de vida libre o fitopatógenos contaminen la muestra. Por lo tanto, es importante que las muestras fecales se recojan lo más frescas posible.

#### Pruebas PCR

Los laboratorios de diagnóstico veterinario especializados ofrecen pruebas PCR específicas para la detección de las distintas especies de gusanos pulmonares. Con este método, se amplifica y visualiza el ADN de los parásitos. Pueden utilizarse Se puede utilizar una variedad de materiales de muestra, incluyendo heces, BAL, lavado traqueal, hisopos de tráquea profundos, así como tejido pulmonar. Para la detección de *A. vasorum*, también puede utilizarse sangre total en EDTA. Aunque la PCR en general es un método de diagnóstico muy sensible, la sensibilidad también puede verse limitada debido a la biología de los parásitos, por ejemplo, la diseminación intermitente de larvas.

#### Detección de antígenos

Para la detección de *A. vasorum*, existen varias pruebas ELISA y pruebas rápidas comerciales. Éstas son capaces de reconocer antígenos del parásito que circulan libremente en muestras de suero.

## Mensaje para casa

Las infecciones por parásitos pulmonares deben incluirse siempre como diagnóstico diferencial si los perros y gatos presentan síntomas cardiopulmonares. Debido a la excreción intermitente de larvas de gusano y a la sensibilidad limitada de ciertos métodos de prueba, sólo los resultados positivos tendrán relevancia clínica y confirmarán la presencia de estos parásitos. Las muestras de heces frescas son el material de muestra más apropiado.

*Dra. Michaela Gentil*

Servicios de análisis
Examen parasitológico (sedimentación/ flotación)
Técnica Baermann-Wetzel para la migración de larvas
Pruebas PCR para <i>Angiostrongylus vasorum</i> , <i>Crenosoma vulpis</i> , <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> y <i>Troglostrongylus brevior</i>
Perfiles PCR para perros y gatos
Prueba del antígeno de <i>Angiostrongylus vasorum</i>

## Literatura

Barr SC, Bowman DD. Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult Clinical Companion: Canine and Feline Infectious Diseases and Parasitology. 2nd ed. Ames (IA): Wiley-Blackwell; 2012  
Crisi PE, Di Cesare A, Boari A. Feline Troglostrongylosis: Current epizootiology, clinical features, and therapeutic options. Front Vet Sci 2018; 5: 126  
Jefferies R, Morgan ER, Helm J et al. Improved detection of canine *Angiostrongylus vasorum* infection using real-time PCR and indirect ELISA. Parasitol Res 2011; 109: 1577–1583  
Pennisi MG, Hartmann K, Addie DD et al. Lungworm disease in cats. ABCD guidelines on prevention and management. J Feline Med Surg 2015; 17: 626–636  
Traversa D, Di Cesare A, Conboy G. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. Parasit Vectors 2010; 3: 62