

UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE VETERINARIA

**REPORTE DE CASO CLÍNICO DE *DICTYOPHYME RENALE* EN UN
CACHORRO DE 5 MESES**

por

FERNANDEZ VACCHELLI, María Inés

NEUMANN WADEER, Gillian

TESIS DE GRADO presentada
como uno de los requisitos para
obtener el título de Doctor en
Ciencias Veterinarias.
Orientación: Medicina Veterinaria
MODALIDAD: Estudio de caso
clínico

MONTEVIDEO

URUGUAY
2024

Tesis de grado aprobada por:

Presidente de mesa:



Dra. Belén Varela

Segundo miembro:



Dra. Alejandra Navratil

Tercer miembro:



Dra. Natalia Bartesaghi

Cuarto miembro:



Dra. María Teresa Armúa

Quinto miembro:



Dr. Federico Machín

Fecha: 11 de diciembre, 2024

Autores:



Gillian Neumann Wadeer



María Inés Fernández Vacchelli

AGRADECIMIENTOS:

Quisiera expresar mi más profundo agradecimiento a quienes me han acompañado y apoyado en este camino hacia mi sueño.

En primer lugar, a mis padres, Ruth e Isidoro, por su amor incondicional, su apoyo en cada paso y por ser mi fuente constante de inspiración y perseverancia. Su confianza en mí ha sido fundamental para llegar hasta aquí. A Martín, por su paciencia, comprensión y por estar siempre a mi lado en cada desafío.

A mis queridas mascotas, que me han acompañado desde la infancia y me enseñaron a ser una mejor persona, inspirándome a seguir el camino de la veterinaria. Su lealtad y cariño han sido mi refugio en los momentos difíciles.

A la Facultad de Veterinaria, Udelar, mi casa de estudios, por brindarme el espacio para crecer tanto académica como profesionalmente.

A todos los docentes que a lo largo de la carrera despertaron en mí la curiosidad, la inquietud y las ganas de aprender, contribuyendo a mi formación.

Un especial agradecimiento a mis tutores de tesis, por su guía y apoyo invaluable, no solo en el proceso de elaboración de este trabajo, sino también en la obtención de mi título.

Finalmente, a mi compañera de tesis y por sobre todo a mi amiga, Ine. Gracias por ser una compañera excepcional en este viaje académico y por cada momento compartido a lo largo de nuestra carrera. Juntas hemos superado desafíos y alcanzado metas que nos parecían lejanas.

A todos ustedes, gracias, de corazón.

Gillian Neumann Wadeer

Quisiera aprovechar a agradecer a todas las personas que de alguna u otra forma fueron parte de este camino en mi formación académica y profesional.

En primer lugar, a mis abuelos Pocho y Nelly, quienes ya no están entre nosotros, pero que desde muy chiquita fueron grandes referentes en mi vida y quienes me enseñaron que, para ser un gran profesional, uno primero debe ser buena persona; y que para alcanzar nuestros sueños hay que lucharla y que nuestro esfuerzo trae sus recompensas.

Segundo a mis padres Gustavo y Andrea que me acompañaron cuando quise cambiarme de carrera de abogacía a veterinaria aun creyendo que el cambio era radical y una locura. Me han apoyado y contenido a lo largo de este recorrido.

A mi pareja, mi compañero de vida, el papá de mi hijo y mi mejor amigo, quien me ha visto reír, llorar, estresarme y más, quien se quedó una noche en vela ayudándome a terminar resúmenes de farmacología para que pudiese llegar a tiempo al examen y quien además es tremendo compañero de mapaternidad y este año se puso la 20 con todo lo referente a la casa y nuestro hijo para que yo pudiese dedicarme a terminar la carrera.

A la Dra. Alicia Chamorro quien fue la médica veterinaria de mis perros en mi niñez y adolescencia y quien me abrió las puertas de su clínica para ir a familiarizarme con la profesión y enseñarme todo lo que sabía.

A aquellos docentes que poseen una pasión enorme por la enseñanza y se preocuparon por volvernos grandes profesionales, algunos con los cuales mantengo un vínculo más allá de lo académico.

A mi familia y amigos que acompañaron cada paso, que nunca me soltaron la mano y que siempre me impulsaron a seguir adelante.

A la Facultad de Veterinaria UDELAR por brindarnos el espacio para desarrollar nuestros estudios.

A nuestras tutoras y cotutor de tesis, por su colaboración, sostén y apoyo en este proyecto de tesis. Su guía y dedicación han sido invaluable.

Y finalmente a mi compañera de tesis y amiga, Gilli sin quien no habría podido llevar a cabo este proyecto, quien se amoldó a todos mis horarios de madre y los cambios de último momento sujetos a este rol, la carrera y esta tesis no hubiese sido lo mismo sin vos.

A todos los nombrados y quienes me haya olvidado, gracias totales,

María Inés Fernández Vacchelli

TABLA DE CONTENIDOS:

	Página
1 PÁGINA DE APROBACIÓN	2
2 AGRADECIMIENTOS	3
3 TABLA DE CONTENIDOS	5
4 LISTA DE FIGURAS	7
5 LISTA DE IMÁGENES	8
6 RESUMEN	9
7 SUMMARY	10
8 INTRODUCCIÓN	11
9 REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	17
9.1 ANATOMÍA E HISTOLOGÍA RENAL	17
9.2 FISIOLÓGÍA RENAL	22
9.3 INTRODUCCIÓN A LA PARASITOLOGÍA	26
9.4 TAXONOMÍA DE <i>DIOCTOPHYME RENALE</i>	27
9.5 EPIDEMIOLOGÍA	28
9.6 CICLO BIOLÓGICO	29
9.7 PATOGENIA	32
9.8 SINTOMATOLOGÍA	33
9.9 DIAGNÓSTICO DE DIOCTOPHYMOSIS	33
9.10 TRATAMIENTO DE DIOCTOPHYMOSIS	39
9.10.1 NEFRECTOMÍA	41
9.11 CONTROL	43
9.12 NUTRICIÓN Y ALIMENTACIÓN DEL CACHORRO	44
10 OBJETIVOS	46
11 MATERIALES Y MÉTODOS	46
12 PRESENTACIÓN DEL CASO CLÍNICO	47
13 RESOLUCIÓN DEL CASO CLÍNICO	51

14	EPIDEMIOLOGÍA DEL CASO CLÍNICO	52
15	DISCUSIÓN	55
16	CONSIDERACIONES FINALES	57
17	BIBLIOGRAFÍA	58

Lista de Figuras:

		Página
Figura 1	Ciclo biológico de <i>D. renale</i> .	12
Figura 2	Ilustración de órganos urinarios caninos y vasos adyacentes	18
Figura 3	Ilustración del riñón vista dorsal y corte transversal	19
Figura 4	Esquema de irrigación sanguínea del riñón	20
Figura 5	Imagen obtenida con microscopio del riñón, pelvis y uréter proximal	21
Figura 6	Ilustración de la estructura de la nefrona y de los túbulos colectores de corteza y médula	22
Figura 7	Representación esquemática del sistema Renina - Angiotensina - Aldosterona	24
Figura 8	Dibujo esquemático de las nefronas yuxtamedulares y superficiales	25
Figura 9	Epidemiología mundial de <i>D. renale</i> en mamíferos hasta el año 2021	29
Figura 10	Representación esquemática del ciclo biológico de <i>Dioctophyme renale</i>	31
Figura 11	Protocolo, diagnóstico y tratamiento de animales infectados con <i>D. renale</i>	41
Figura 12	Ilustración de técnica quirúrgica	42
Figura 13	Mapa del sistema de información geográfica de San José con zonas de crecidas	51

Lista de imágenes:

	Página
Imagen 1 Huevo de <i>D. renale</i>	13
Imagen 2 Presencia de huevo de <i>D. renale</i> en orina	34
Imagen 3 Ejemplar de <i>D. renale</i> exteriorizándose desde la vulva de un felino	35
Imagen 4 Imagen ultrasonográfica de relaciones renales con aorta y lumbares	35
Imagen 5 Cavidad abdominal con presencia de <i>D. renale</i> y peritonitis	36
Imagen 6 Pleura mediastínica con orificios producidos por <i>D. renale</i>	37
Imagen 7 Ultrasonografía de riñón derecho con pérdida total de su estructura	37
Imagen 8 Ultrasonografía de riñón derecho con destrucción parcial de su estructura	37
Imagen 9 Ultrasonografía de <i>D. renale</i> a nivel hepático	37
Imagen 10 Ultrasonografía de vejiga	48
Imagen 11 Ultrasonografía de riñón	48
Imagen 12 Ultrasonografía renal corte longitudinal	48
Imagen 13 Resultados hematológicos y bioquímicos del paciente	50
Imagen 14 y 15 Corte transversal del riñón derecho junto al ejemplar de <i>D. renale</i> extraído del mismo	52
Imagen 16 Huevo de <i>D. Renale</i> encontrado en la orina del paciente.	53
Imagen 17 Resultados hematológicos, bioquímicos y de SDMA del paciente posterior a cirugía	54

RESUMEN:

Diocotophyme renale, conocido como el parásito gigante del riñón, es un nemátodo de un gran tamaño que afecta principalmente a perros salvajes y domésticos, aunque también puede llegar a infectar, felinos, ganado y en raras ocasiones a personas, considerándose una zoonosis menor. Este parásito se instala con mayor frecuencia en el riñón derecho ya que es su órgano blanco, aunque también puede ser hallado en otras partes del sistema urinario, y en casos inusuales, en otras áreas del cuerpo en forma de larvas erráticas. Su ciclo de vida es complejo e involucra a varios tipos de hospedadores, los definitivos, los cuales son mamíferos, los intermediarios, los cuales son ciertos tipos de lombrices acuáticas y también hospedadores paraténicos. La infección se produce cuando los animales ingieren estos hospedadores que contienen larvas del parásito. El diagnóstico se realiza mediante una serie de análisis colaterales como lo son el análisis de la orina y exámenes de imagen, como ultrasonografía, que ayudan a identificar la presencia del parásito en el riñón. El tratamiento hasta el momento, es exclusivamente quirúrgico, y en muchos casos implica la extirpación del riñón afectado. Éste parásito está presente en varias partes del mundo, incluyendo América, con registros en nuestro país, Uruguay. El objetivo de este trabajo es describir y analizar un caso clínico en un cachorro de 5 meses infectado con un ejemplar de *D. renale* adulto con localización renal, valorando las manifestaciones clínicas y exámenes colaterales. Al momento de la consulta, el paciente presentaba como síntomas principales hematuria y apatía. Con el objetivo de llegar a un diagnóstico definitivo, se realizaron los siguientes análisis colaterales: ultrasonografía abdominal y examen del sedimento urinario en primera instancia, donde se evidenciaron en la ultrasonografía abdominal estructuras tubulares a nivel del riñón derecho compatibles con imágenes sugerentes de *D. renale*. Posterior al diagnóstico presuntivo el paciente fue derivado a otro colega el cual le realizó chequeos sanguíneos (hemograma completo, funcional hepático y perfil renal) y repitió la ultrasonografía y el análisis de orina; evidenciando en este último la presencia de huevos de *D. renale*. Al obtenerse resultados hematológicos favorables, se decide por la nefrectomía del riñón afectado, lo cual es el método sugerido para la resolución de este tipo de parasitismo, siendo la cirugía exitosa. Se realizó un seguimiento del paciente post quirúrgicos donde se evaluaron nuevamente el hemograma y el perfil renal, así como el marcador SDMA (dimetilarginina simétrica) obteniéndose valores dentro del rango fisiológico; concluyéndose un resultado exitoso al tratamiento. Este caso fue descrito en Uruguay y resulta especialmente interesante debido a la corta edad del animal, lo que desafía la información publicada en la bibliografía internacional sobre el período prepatente de este parásito hasta el momento.

SUMMARY:

Dioctophyme renale, known as the giant kidney parasite, is a large nematode that primarily affects wild and domestic dogs, although it can also infect felines, livestock, and, in rare cases, humans, being considered a minor zoonosis. This parasite most commonly resides in the right kidney, its primary target organ, although it can also be found in other parts of the urinary system, and in unusual cases, in other body areas as erratic larvae. Its life cycle is complex, involving several types of hosts: definitive hosts, which are mammals; intermediate hosts, which are certain types of aquatic worms; and paratenic hosts. Infection occurs when animals ingest these hosts containing the parasite larvae. Diagnosis is made through a series of collateral analyses, such as urine analysis and imaging tests like ultrasonography, which help identify the parasite's presence in the kidney. The treatment is currently exclusively surgical, and in many cases, involves the removal of the affected kidney. This parasite is found in various parts of the world, including America, with reports in our country, Uruguay. The objective of this study is to describe and analyze a clinical case in a 5-month-old puppy infected with an adult *D. renale* specimen localized in the kidney, evaluating the clinical manifestations and collateral tests. At the time of consultation, the patient presented with hematuria and lethargy as the main symptoms. To reach a definitive diagnosis, the following collateral tests were performed: abdominal ultrasonography and urinary sediment examination, initially revealing tubular structures in the right kidney on the ultrasound, compatible with images suggestive of *D. renale*. After the presumptive diagnosis, the patient was referred to another colleague who performed blood tests (complete blood count, liver function, and renal profile) and repeated the ultrasound and urine analysis, which revealed the presence of *D. renale* eggs in the latter. With favorable hematological results, nephrectomy of the affected kidney was decided upon, as it is the suggested method for resolving this type of parasitism, and the surgery was successful. Post-surgical follow-up of the patient included a re-evaluation of the complete blood count, renal profile, and SDMA (Dimethylarginine symmetric) marker, with values within the physiological range; concluding a successful treatment outcome. This case was described in Uruguay and is particularly interesting due to the young age of the animal, which challenges the information published in international literature regarding the prepatent period of this parasite up to now.

INTRODUCCIÓN:

Diectophyme renale (Goetze, 1782) (Nematoda: Dioctophymatidae) también conocido como el parásito gigante del riñón, es el nemátodo de mayor tamaño que afecta a cánidos silvestres y domésticos; pudiendo afectar esporádicamente al ganado vacuno, porcino y al hombre, por lo que se considera una zoonosis menor (Beaver & Theis, 1979; Urquhart et al., 1998; Kommers et al., 1999; Verocai et al., 2009; Ferreira et al., 2010). El nemátodo se aloja principalmente en los riñones, con predilección por el riñón derecho, aunque también puede hallarse en uréteres, vejiga y pelvis renal; así como en cavidad peritoneal y muy rara vez, en localizaciones ectópicas cómo estómago (Miranda et al., 1992) y glándula mamaria (Samuell et al., 1990), pleura mediastínica y zona pulmonar (Meyer, Rosso & Maza, 2013). En fresco, los machos de este parásito tienen un color rojo sangre. Miden hasta 40 cm de longitud y hasta 5 mm de diámetro. Poseen una bolsa copulatriz con forma de campana, sin rayos, que contiene una sola espícula de hasta 6 mm de longitud (Bowman, 2020). En cuanto a las hembras, también presentan el característico color rojo sangre en fresco. Su tamaño varía entre 20 cm y 103 cm de longitud, con un diámetro que puede llegar hasta 12 mm (Bowman, 2020). La vulva de las hembras se encuentra en la región ventral, y puede estar situada caudalmente a la abertura oral, a nivel del tercio medio del cuerpo, o en algunos casos en el extremo caudal (Bowman, 2020). Los nemátodos adultos, tanto machos como hembras, pueden vivir hasta 5 años en el hospedador final (Junquera, 2017).

El ciclo biológico de *D. renale* es indirecto y complejo, donde participan hospederos definitivos, intermediarios. A su vez, se ha reportado la existencia de hospederos paraténicos que colaboran con la perpetuación de este parásito en el ambiente. (Burgos & Radman, 2008; Pedrassani, 2009).

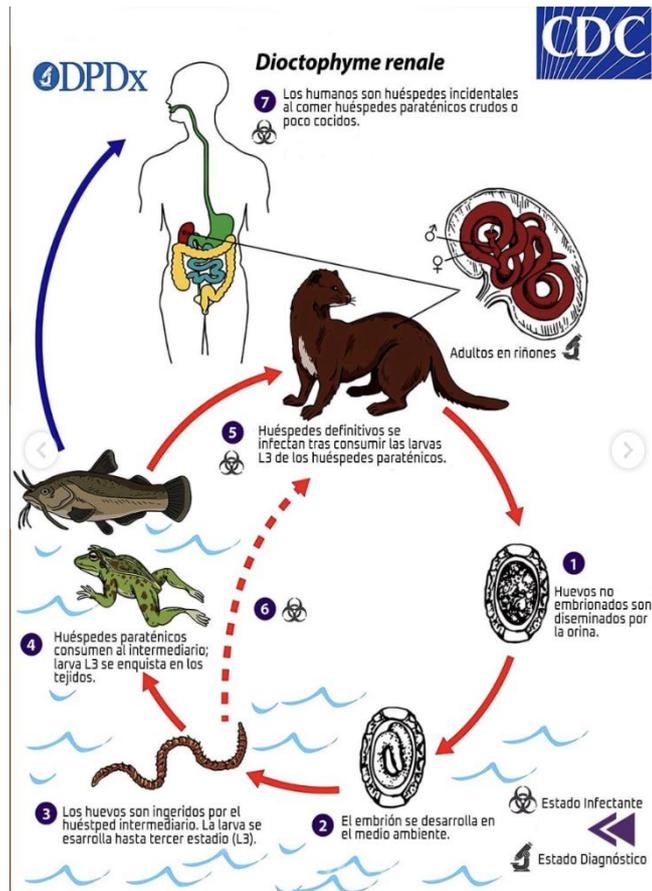


Figura 1: Ciclo biológico de *D. renale*. Figura obtenida de: Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC). *Dioctofimiasis*. Recuperado el 17 de noviembre de 2024, de <https://www.cdc.gov/dpdx/dioctophymiasis/index.htm>

Los hospedadores definitivos de éste parásito, son mamíferos domésticos y silvestres (Ribeiro, Verocai & Tavares, 2009; Verocai et al., 2009); mientras que los hospederos intermediarios, son anélidos oligoquetos acuáticos de vida libre, como *Lumbricus variegatus*, y otro anélido branquiobdélido (*Cambaricola philadelphica*), donde los huevos de *D. renale* permanecen adheridos a las branquias de sus cuerpos (Olsen, 1974).

En Uruguay, aún no se han realizado estudios para determinar qué especie de anélido puede estar involucrado como hospedero intermediario. Como se mencionó anteriormente, también pueden participar hospederos paraténicos como lo son anfibios, peces, los cuales se infectan mediante la ingestión de oligoquetos con L3 en su interior, invadiendo los tejidos y quedando las L3 acantonadas en la musculatura (Karmanova, 1968; Bellini & Ferreira, 2001). Una vez que las L3 son ingeridas por el hospedero definitivo, los jugos gástricos comienzan la digestión del anélido oligoqueto o branquiobdélido y/o su hospedador paraténico liberando las L3, quienes atravesarán la mucosa y migrarán a través de la cavidad peritoneal, penetrando al hígado donde mudarán a L4 y continuarán su migración nuevamente por cavidad peritoneal donde mudan por última vez (Butti, 2021). Los parásitos adultos tienen la capacidad de atravesar la cápsula renal y el parénquima y,

alcanzando la pelvis renal donde se alojarán (Bowman, 2020). El parásito alcanza la madurez sexual a los 3 meses o más, luego de llegar al riñón (Olsen, 1974). Al llegar al estadio adulto, las hembras y los machos copulan y los huevos en los estadios iniciales del desarrollo son eliminados con la orina del hospedero definitivo. Los reportes indican que el período prepatente (PPP) tiene una duración aproximada de 4,5 a 5 meses, y el ciclo completo puede extenderse a 2 años. Sin embargo, un estudio reciente describe el período prepatente de 135 días (Dyer, 1998; Payne & Carter 2005; Pedrassani, 2009; Ferreira et al., 2010; Russo et al., 2022).

El parásito adulto, presente en la pelvis renal, provocará la compresión y destrucción progresiva del parénquima, sustituyendo tejido renal por tejido fibrótico. Los signos clínicos característicos de esta parasitosis son la hematuria, piuria y en un gran número de pacientes el dolor lumbo-sacro referido por la inflamación y degeneración renal. En casos donde el parásito se aloje en el uréter habrá anuria por bloqueo del flujo de la orina. Asimismo, se podrá encontrar hipertrofia del riñón izquierdo compensatoria a la atrofia del riñón derecho, el cuál suele ser el más afectado. En caso de alojarse en peritoneo, suele ser asintomático, aunque se han reportado casos de peritonitis (Dacorso Filho et al., 1954; Gargili et al., 2002; Verocai et al., 2009).

Los huevos de *D. renale* miden 68 x 44µm y son de color amarillo amarronado, de cáscara gruesa y con profundas depresiones a excepción de sus polos que poseen tapones (Bowman, 2020). El desarrollo de los huevos, ocurrirá en el agua dependiendo de la temperatura y humedad, pudiendo mantenerse viables en un ambiente acuático hasta por 5 años (Bellini & Ferreira, 2001).

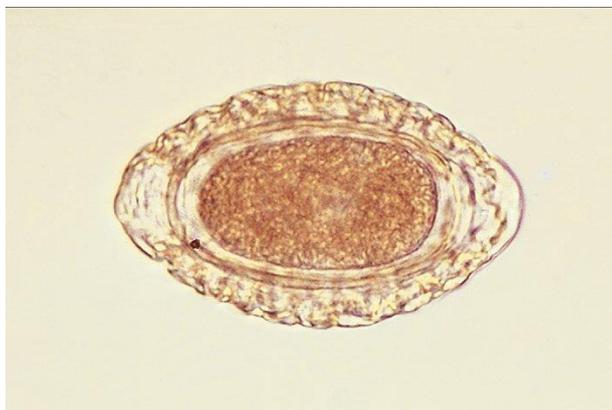


Imagen 1: Huevo de *D. renale*. Obtenido de: infobioquímica. (2016, abril 16). <https://www.infobioquimica.com/new/2016/04/16/estudian-a-dioctophyma-renale-un-extrano-parasito-que-afecta-a-perros-y-humanos/>

El diagnóstico se realiza mediante un análisis del sedimento urinario, donde se podrán observar los huevos en caso de que el animal posea una hembra adulta grávida liberando huevos en la orina. Los estudios radiológicos simples como contrastados y por, sobre todo, los ecográficos pueden ser orientativos de esta parasitosis (Kano et al., 2003; Milanelo et al., 2009; Eiras et al., 2021).

El único tratamiento descrito, hasta el momento, es el quirúrgico, donde se realiza la extracción del o los parásitos de su localización renal o abdominal y muchas veces deriva en la nefrectomía del riñón afectado. A su vez, se debería instaurar un tratamiento sintomático y de sostén al paciente en caso de requerirlo (Bellini & Ferreira, 2001).

Dioctophyme renale se encuentra distribuido mundialmente, con la posible excepción de África y Oceanía. En América, se han descrito casos en Argentina, Brasil, Uruguay, Paraguay, Estados Unidos, entre otros (Pedrassani, 2009; Ferreira et al., 2010; Eiras et al., 2021).

El primer caso diagnosticado de *D. renale* en Uruguay fue en el año 2000, en la ciudad de Mercedes, en un cocker spaniel de 2 años de edad, el cual al momento de la consulta se encontraba con imposibilidad de orinar y con dolor abdominal. A este paciente se le realizó una radiografía donde se evidenciaron cálculos vesicales, por lo cual se procedió al acto quirúrgico. A los dos días el animal sufrió un desmejoramiento que desencadenó el fallecimiento súbito. En la necropsia se encontró, en el riñón derecho, un nematodo rojizo de 23cm de largo y 0,8 cm de diámetro, constatándose degeneración total del parénquima renal. (Bellini & Ferreira, 2001).

En el año 2014, en la ciudad de Paysandú, en el marco de una tesis de grado, se obtuvieron 248 muestras de orina de perros por sondaje uretral, resultando en un canino de 18 meses positivo. En la muestra de este animal se visualizó un huevo de *D. renale*. Adicionalmente, se realizaron estudios radiográficos donde no se lograban visualizar las siluetas renales, estudios ecográficos donde se evidencia en riñón derecho estructuras anilladas hiperecogénicas con centro hipoecogénico compatible con estructura parasitaria. Se realizaron análisis de sangre para evaluar funcionalidad renal y hepática los cuales estaban normales, el hemograma mostró una leucocitosis con neutrofilia; también se realizó un ionograma donde los valores se encontraban en el límite superior. Previo a la nefrectomía, se realizaron análisis de orina, en los cuales se encontraron células epiteliales y hematíes en un primer momento. Cuando se procedió al tratamiento quirúrgico, la nefrectomía se debió realizar una esplenectomía en el mismo momento ya que el bazo se encontraba con esplenomegalia. El nematodo encontrado en el riñón derecho fue identificado como una hembra de *D. renale* de 47 cm de largo y 0,8 cm de diámetro (Goncalves & Ricciardi 2015).

También en el año 2014, fue identificado este parásito en caninos asintomáticos procedentes de dos localidades costeras en el litoral oeste del río Uruguay, siendo uno de ellos una hembra mestiza de 6 años y el otro caso era un canino macho mestizo de 1 año de edad. Los ejemplares se visualizaron durante una ovariectomía y una orquiectomía, respectivamente. Durante las cirugías, ambos ejemplares se observaron móviles en la cavidad abdominal y en la bolsa testicular, respectivamente (Hernandez-Russo et al., 2014).

En el año 2015, en la localidad de Juan Lacaze, Colonia, Uruguay, se describió un caso en un canino de 2 años proveniente de una protectora, el mismo presentaba decaimiento general, emaciación, anorexia y gran dificultad para incorporarse, con

mal estado general, dolor lumbo sacro, xifosis, hematuria y disuria sin hipertermia. Al realizarse sondaje uretral se constató la presencia de huevos de *D. renale* en el sedimento urinario, también se realizó ecografía abdominal donde se evidenció el riñón derecho con morfología alterada con presencia de lobulaciones en su interior, el riñón izquierdo se encontraba normal. Para confirmar el diagnóstico presuntivo se realizó una ecografía Doppler donde se visualizó, mediante cortes transversales, estructuras compatibles con nematodos en riñón derecho. El 11 de julio del 2015, se realizó la nefrectomía por flanco derecho, presentándose dificultades al momento de la extracción del riñón debido a la presencia de adherencias y a la alteración morfológica; la cirugía fue concluida con éxito. Al realizar la incisión y apertura del riñón derecho se visualizaron 3 ejemplares vivos de *D. renale* adultos, de los cuales 2 eran hembras de 25 cm y 40 cm de longitud y 1 macho de 23cm (Zamora et al., 2015).

Hasta el año 1982 sólo se habían descrito 13 casos documentados de *D. renale* en humanos (Barriga, 1982). En el año 2010, se dio a conocer mediante una publicación científica en Tian Jin, China la muerte de una mujer de 51 años que ingresó al hospital el 25 de diciembre del 2000, por un dolor a nivel lumbar y presentaba hematuria y piuria. Al realizarse estudios de ecografía la imagen reveló una lesión hiperecoica en el riñón derecho, también se realizó una tomografía computada la cual reveló una masa de alta densidad en el riñón mencionado anteriormente. En el 2002, la paciente reingresa al hospital, donde eliminó fragmentos *D. renale* vía urinaria. La paciente se rehusó al tratamiento, resultando en la muerte de la misma y encontrándose *D. renale* en ambos riñones (Li et al., 2010).

En el año 2009 en Brasil, se confirmó por primera vez la infección de un gato doméstico con un *D. renale* macho que fue extraído luego de una necropsia de cavidad abdominal (Verocai et al., 2009). Se han descrito casos de *D. renale* en zorros (*Cerdocyon thous*, *Lycalopex gymnocercus*) y lobos (*Chrysocyon brachyurus*) de la región, tanto en Argentina como en Brasil (Ribeiro et al., 2009; Duarte et al., 2013; Fernández., et al 2024).

El parásito adulto, presente en la pelvis renal, provoca la compresión y destrucción progresiva del parénquima, sustituyendo tejido renal por tejido fibrótico. Los signos clínicos característicos de esta parasitosis son la hematuria, piuria y en un gran número de pacientes el dolor lumbo-sacro referido por la inflamación y degeneración renal. En casos donde el parásito se aloje en el uréter habrá anuria por bloqueo del flujo de la orina. Asimismo, se podrá encontrar hipertrofia del riñón izquierdo compensatoria a la atrofia del riñón derecho, el cuál suele ser el más afectado. En caso de alojarse en peritoneo, suele ser asintomático, aunque se han reportado casos de peritonitis (Dacorso Filho et al., 1954; Gargili et al., 2002; Verocai et al., 2009).

Los riñones, como órganos reguladores, tienen la función de eliminar los productos finales del metabolismo proteico, incluyendo no solo los desechos nitrogenados como la urea, sino también iones inorgánicos como fosfato y sulfato. El glomérulo retiene proteínas de tamaño mayor a 6000 daltons, como la albúmina o mayores,

junto con las sustancias unidas a ellas, como algunos iones, hormonas y vitaminas. Por otro lado, las proteínas más pequeñas son filtradas por el glomérulo para ser posteriormente reabsorbidas y degradadas principalmente en el túbulo proximal, siendo la mayoría de estas, hormonas. (Michell, 1998)

Además de su función de excreción, los riñones también desempeñan un papel importante en la producción de hormonas, incluyendo la forma activa de la vitamina D (1,25-dihidroxicolecalciferol), la eritropoyetina (estimula la maduración de los glóbulos rojos), la renina (contribuye a la regulación del balance de sodio y la presión arterial) y lípidos antihipertensivos como las prostaglandinas.

La función principal de los riñones es mantener la composición estable del plasma, lo cual implica regular el equilibrio de agua ingerida y eliminada a través de la orina. Al regular el sodio a nivel corporal, los riñones controlan el volumen de líquido extracelular (LEC), ya que estos iones forman el esqueleto osmótico que permite al agua resistir la presión ejercida por los solutos intracelulares. Por lo tanto, la función renal es crucial para mantener el volumen plasmático y, a través de varios mecanismos, incluida la producción hormonal, los riñones son responsables de regular la presión arterial a largo plazo. Además, mediante la recuperación del bicarbonato filtrado y la regulación del bicarbonato plasmático, junto con la excreción de iones de hidrógeno, los riñones, en conjunto con los pulmones, regulan el pH plasmático. (Michell, 1998).

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

Anatomía e histología renal:

Los riñones son órganos pares, los cuales cumplen la función de la formación y eliminación de la orina, entre otras. La formación de la misma se produce por filtración, secreción, reabsorción y concentración. En ellos se encuentran regiones secretoras de la orina, la pelvis renal y los uréteres (uno por cada riñón); estos se encargan de transportar la orina hasta la vejiga urinaria, donde será almacenada hasta su eliminación (Dyce et al., 2012; Bartges & Polzin, 2011).

Son órganos de color marrón rojizo, con forma semejante a una alubia con superficie lisa, están localizados bilateralmente en la zona retroperitoneal, sobre la pared dorsal de la cavidad abdominal a ambos lados de la columna vertebral (König & Liebich, 2005). Se extienden desde la región lumbar anterior, hasta la parte intratorácica de la cavidad abdominal debajo de las últimas costillas; con cada respiración del animal, durante el movimiento diafragmático, los mismos se desplazan la longitud de media vértebra aproximadamente. Éstos se encuentran rodeados de una cápsula de tejido adiposo perirrenal, la cual obra de protección ante el daño que pudieran provocarles los órganos vecinos por compresión. El riñón derecho se encuentra relacionado a nivel medial con la glándula adrenal derecha y la vena cava caudal; lateralmente con la última costilla y la pared abdominal; y ventralmente con el hígado y el páncreas (Dyce et al., 2017); para localizarlo de manera más sencilla en caninos, la bibliografía sitúa al riñón derecho desde la vértebra torácica 13 (T13) a la vértebra lumbar 2 (L2). El riñón izquierdo, se relaciona medialmente con la glándula adrenal izquierda y la aorta, lateralmente con la pared abdominal, cranealmente con el bazo (o con el estómago en caso de ser expandido por alimento o dilatado por gas), y ventralmente con el colon descendente (Bartges et al., 2011; Dyce et al., 2017). El riñón izquierdo se encuentra aproximadamente medio riñón de longitud hacia caudal del derecho (Osborne et al., 1972).

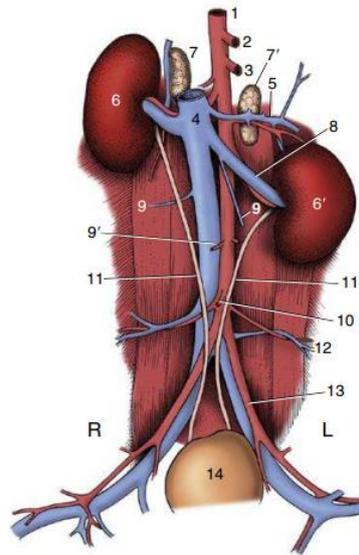


Figura 2: Los órganos urinarios caninos y los vasos sanguíneos adyacentes in situ. 1, Aorta; 2, arteria celíaca; 3, arteria mesentérica craneal; 4, vena cava caudal; 5, vasos frénico abdominales; 6 y 6', riñones derecho e izquierdo; 7 y 7', glándulas adrenales derecha e izquierda; 8, vasos renales izquierdos; 9, venas ováricas; 9', arterias ováricas; 10, arteria mesentérica caudal; 11, uréteres; 12, vasos circunflejos ilíacos profundos; 13, vasos ilíacos externos; 14, vejiga; L, izquierdo; R, derecho. (Dyce et al., 2017)

El parénquima renal se encuentra envuelto por una cápsula fibrosa de tejido conectivo formado por fibras de colágeno (cápsula fibrosa), que en condiciones fisiológicas puede ser separado con facilidad del órgano. En el borde medial, existe una hendidura, el *hilus renalis*, que lleva al seno renal (*sinus renalis*) el cuál es un espacio hueco. Aquí comienzan el uréter y la pelvis renal (*pelvis renalis*), así como los vasos sanguíneos y nervios renales. El riñón está formado por una gran cantidad de lóbulos renales (*Lobi renales*) que al realizar una incisión se puede diferenciar una corteza externa (*Cortex renis*) y una médula interna (*Medulla renis*) (König & Liebich, 2005; Evans & DeLahunta, 2013).

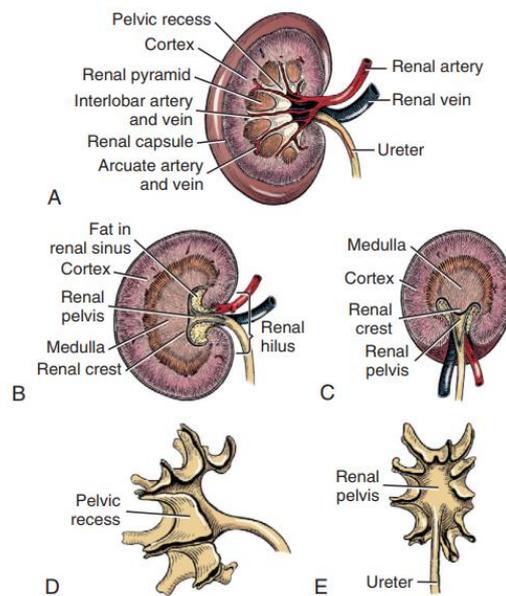


Figura 3: Detalles de la estructura del riñón izquierdo. A, Aspecto dorsal, disecado en el plano dorsal. B, Aspecto dorsal, superficie interna del plano medio dorsal. C, Corte transversal. D, Molde de la pelvis renal, aspecto dorsal. E, Molde de la pelvis renal, aspecto medial. (Evans et al., 2013)

Más del 20% del gasto cardíaco es bombeado a través de las arterias hacia los riñones, lo que subraya la importancia de estos órganos en la filtración y purificación de la sangre. La sangre oxigenada que proviene del corazón llega a los riñones a través de un sistema complejo de vasos sanguíneos. El recorrido comienza en la aorta abdominal, una de las arterias principales del cuerpo que desciende desde el corazón. De la aorta abdominal se origina la arteria renal, encargada de transportar la sangre directamente hacia el riñón. Esta arteria entra en el riñón a través del hilio renal, un punto de entrada importante donde los vasos sanguíneos, nervios y el uréter se conectan al riñón (Dyce et al., 2012).

Una vez dentro del riñón, la arteria renal se ramifica en arterias más pequeñas para asegurar una distribución eficiente de la sangre. Primero, se divide en arterias interlobulares, éstas arterias luego se ramifican en arterias arqueadas, las cuales se curvan alrededor de la base de las pirámides renales. Desde las arterias arqueadas, la sangre fluye hacia las arterias interlobulillares, que penetran más profundamente en la corteza renal. Las arterias interlobulillares finalmente dan origen a las arteriolas glomerulares aferentes. Las arteriolas glomerulares aferentes juegan un papel crucial en la filtración sanguínea. Estas arteriolas conducen la sangre hacia los glomérulos, después de pasar por los glomérulos, la sangre sale a través de las arteriolas glomerulares eferentes (Dyce et al., 2012; Klein & Cunningham, 2020).

El sistema venoso del riñón también es complejo y se encarga de devolver la sangre filtrada al corazón. Las venas arqueadas recogen la sangre de la corteza renal y se unen para formar las venas interlobulares. Estas venas a su vez se unen para

formar las venas interlobulillares, que finalmente drenan en la vena renal. La vena renal se conecta con la vena cava caudal, que transporta la sangre de regreso al corazón, completando el ciclo circulatorio (Dyce et al., 2012; Evans & DeLahunta, 2013; Liebich, 2019).

Este complejo sistema de arterias y venas asegura que los riñones reciben un suministro adecuado de sangre para llevar a cabo sus funciones vitales de filtración, reabsorción y excreción (Dyce et al., 2012; Liebich, 2019).

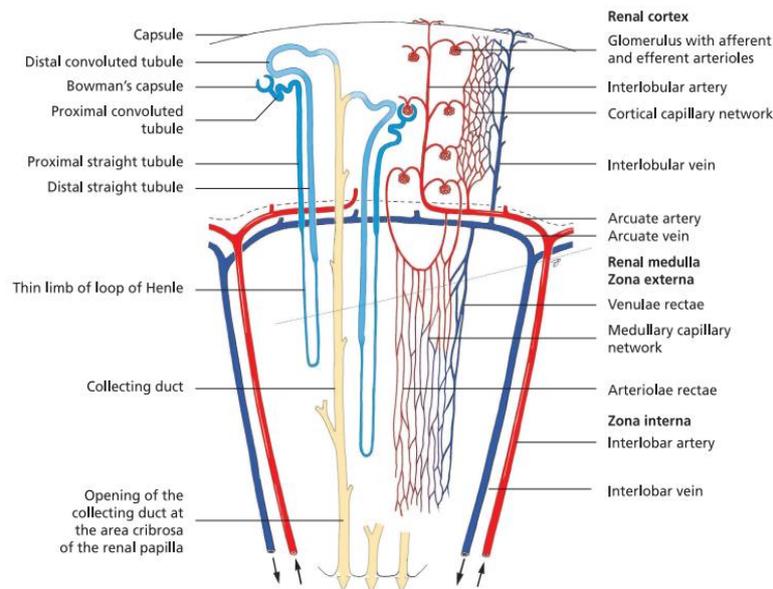


Figura 4: Esquema de suministro de sangre en el riñón. (Liebich, 2019)

La inervación está a cargo del plexo solar. Las fibras nerviosas renales provienen sobre todo del plexo celíaco, siendo en su gran mayoría adrenérgicas, aunque también existe contribución del nervio vago (X par craneano) con fibras colinérgicas, las cuales aportan acción parasimpática. Salvo el aparato yuxtaglomerular, ni los glomérulos ni los túbulos presentan inervación (Barajas, 1978; Bruel et al., 2014).

Histología renal:

La corteza está finamente granulada y posee un color marrón rojizo, se visualizan líneas radiales en su recorrido (*pars radiata*), las cuales son las arterias interlobulillares (arterias radiadas), éstas junto al parénquima constituyen los lobulillos corticales (*Lobuli corticales*) (Dyce et al., 2012).

La médula renal contiene las ramas ascendentes y descendentes de las asas de Henle, los conductos colectores y los conductos papilares. La zona interna contiene las asas de Henle de las nefronas de asa larga, los conductos colectores y los conductos papilares. La zona externa está compuesta en gran parte por las asas de Henle de las nefronas de asa corta y los conductos colectores. En la médula, se evidencian dos zonas, una externa oscura que sale hacia el seno renal y una zona interna estriada en forma radial (Dellmann, 1994; Bruel et al., 2012).

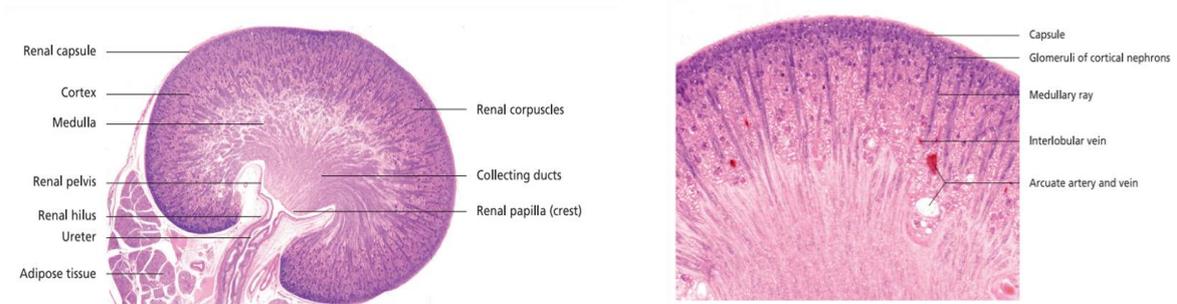


Figura 5: A. Vista de bajo aumento del riñón, pelvis y uréter proximal (perro joven). Tinción de hematoxilina y eosina (x3). B. Corteza y médula renal (perro). Tinción de hematoxilina y eosina (x32) (Liebich, 2019).

Las unidades funcionales de los riñones son las nefronas (*Nephronum*) y el sistema de túbulos colectores, junto con los capilares peritubulares y el intersticio (*Interstitium*), producen y modifican la orina. Aproximadamente el número de nefronas funcionales por riñón en el perro ronda entre las 180.000 y las 400.000 (Liebich, 2019).

Cada nefrona comienza con una expansión en forma de saco invaginada por un conjunto de capilares en forma de ovillo, conocido como glomérulo (*Glomerulum*). El glomérulo y su cubierta epitelial, son los que formarán un corpúsculo renal. El resto de la nefrona se convierte en un largo túbulo que se diferencia en varios segmentos sucesivos. El primero de estos segmentos es el túbulo contorneado proximal, que es muy tortuoso y se encuentra cerca del corpúsculo del que emerge. Esta parte se extiende gradualmente y entra en uno de los estrechos rayos que penetran en la corteza desde la médula. El túbulo entonces, forma un asa con forma de horquilla llamada el asa de Henle, que se adentra en la médula, penetrándola. La primera parte del asa, conocida como el tramo descendente, es relativamente estrecho y desciende a través de la médula para acercarse a la papila renal antes de volver a ascender por la médula. El otro tramo, el ascendente, es generalmente más grueso y regresa hacia el rayo medular. Al salir de la médula, el túbulo forma una segunda parte llamada túbulo contorneado distal, que también se encuentra cerca del corpúsculo de origen. Cada túbulo colector, capaz de servir a muchas nefronas, atraviesa la médula antes de desembocar en un conducto más grande, un conducto papilar, cerca del vértice. Una gran cantidad de conductos papilares drenan en la pelvis renal. Las nefronas pueden ser divididas en dos tipos: las nefronas corticales, las cuales son cortas y se extienden una pequeña distancia hasta la médula renal, éstas poseen asas de Henle cortas y las nefronas yuxtamedulares, las cuales son largas, con sus respectivas asas de Henle largas,

las mismas son numerosas en carnívoros, sus asas se extienden hacia lo profundo de la médula (Dyce et al., 2012; Liebich, 2019).

Cada glomérulo está formado por asas capilares, las cuales unidas forman la red capilar glomerular (*Rete capillare glomerulare*), ésta continúa hacia la arteriola eferente (*Arteriola glomerulares afferens*). El glomérulo se introduce en la parte inicial del túbulo proximal del nefrón en forma de fondo de saco, dando lugar a una cápsula con pared doble, conocida como cápsula glomerular o cápsula de Bowman (*Capsula glomeruli*). La capa exterior forma la hoja parietal de la cápsula de Bowman, o también conocida como hoja externa, mientras que la capa interna es conocida como la hoja visceral, formada por células especializadas denominadas podocitos o células podales, que lo recubren. Las dos hojas de la cápsula de Bowman y el glomérulo forman el corpúsculo renal también conocido como el corpúsculo de Malpighi (*Corpusculum renis*). Entre las hojas de la cápsula de Bowman y el glomérulo, está situado el espacio urinario el cual recibe la orina primaria y comienza el proceso de ultrafiltrado y luego es conducido hacia el polo urinario del sistema tubular proximal del nefrón. Las asas capilares del glomérulo y el epitelio visceral de la cápsula de Bowman están separadas por una lámina basal especializada, conocida como la "barrera hematourinaria" (Dyce et al., 2012; Liebich, 2019).

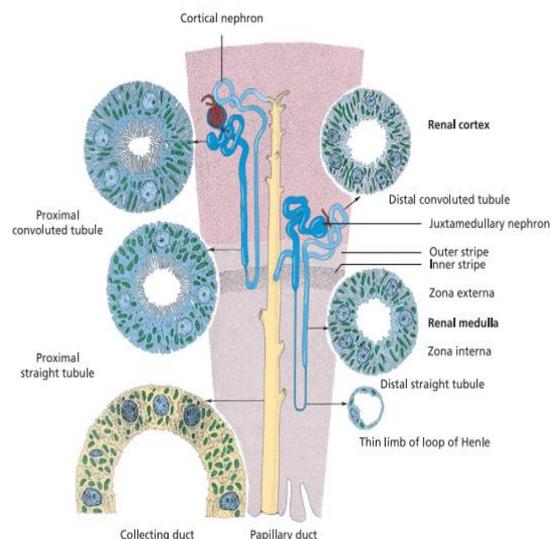


Figura 6: Estructura y distribución de los componentes renales de la nefrona y el sistema de túbulos colectores en la corteza y la médula (Liebich, 2019).

Fisiología renal:

En los riñones se filtran desde la sangre productos orgánicos del metabolismo y sustancias nocivas exógenas que no logran ser catabolizadas y ser eliminadas por medio de la orina. Para poder cumplir las funciones, el riñón debe filtrar grandes cantidades de líquidos desde el plasma sanguíneo. En perros y gatos está descrito que el flujo sanguíneo renal es aproximadamente el 25% del gasto cardíaco (GC), a pesar de que su peso es únicamente el 0.5% del peso corporal total, proporcionando un flujo de 4 ml/min/gr del peso renal (Brown et al., 1990; Brown & Brown, 1995). Este alto flujo supera al de otros importantes lechos vasculares como

lo son el cerebro, el corazón y el músculo esquelético en actividad. En un inicio se forma la orina primaria, la cual es isotónica e isosmótica que se forma como ultrafiltrado. La misma contiene similar concentración de sustancias plasmáticas a excepción de grandes moléculas proteicas (mayores a 6000 daltons). Luego se produce la reabsorción selectiva de sustancias que pueden ser utilizadas nuevamente (glucosa, electrolitos, aminoácidos) mediante concentración y secreción de productos de desechos. Entonces se produce la orina secundaria, que únicamente contiene del 1-2% de la orina filtrada en primer lugar. A pesar de que la formación de orina conlleva un gasto energético metabólico, estudios sugieren que los factores hemodinámicos son los que determinan la alta tasa de perfusión más que las demandas de oxígeno (O₂). Dentro de las principales funciones del riñón se encuentra el mantenimiento de la homeostasis; para lograrlo, éste posee diversas funciones, tales como la regulación de la presión arterial sistémica, mantenimiento del hematocrito, regulación del volumen sanguíneo y del líquido extracelular, regulación del equilibrio ácido-base y regulación de las concentraciones plasmáticas de electrolitos, minerales y eliminación de productos de desecho metabólico. A estas funciones se le agrega la producción de variadas hormonas como son la renina, la eritropoyetina y las prostaglandinas; así como la activación de la vitamina D a 1.25 Dihidroxicolecalciferol (1.25(OH)₂D₃) (Bartges et al., 2011). La tasa de filtración glomerular; a partir de aquí TFG; es útil clínicamente para evaluar la funcionalidad renal, la misma se expresa como los mililitros de la filtración glomerular formada por minuto multiplicado por el kilaje del animal (mL/min/Kg). Para que se obtenga una óptima funcionalidad renal y por tanto se mantenga TFG, es un requisito casi excluyente el mantenimiento de una buena perfusión sanguínea la cual debe poseer una presión mayor a 60 mmHg (Maxie, 2007). La estructura del glomérulo es la que permite la filtración selectiva y eficiente. Como fue mencionado anteriormente, el ovillo glomerular está compuesto por una red de capilares envueltos en la cápsula de Bowman, entre ésta y el ovillo se encuentra el espacio de Bowman, donde se realiza el primer filtrado glomerular y del que se obtiene una orina primaria. La estructura de los capilares glomerulares es importante para determinar la tasa y la selectividad de la filtración glomerular (Klein et al., 2020). La TFG se encuentra regulada por dos presiones principales, la presión hidrostática y la presión oncótica, siendo la presión hidrostática del capilar glomerular la principal fuerza de ultrafiltrado dado que la presión oncótica es significativamente menor debido a la imposibilidad de pasaje de proteínas de alto peso molecular (Klein et al., 2020). El riñón normalmente mantiene la TFG a valores constantes, independientemente de los cambios de la presión sistémica y el flujo renal sanguíneo. La TFG se mantiene dentro del rango fisiológico debido a la modulación renal de la presión arterial sistémica y al volumen intravascular por un control intrínseco del flujo sanguíneo renal, presión capilar glomerular y potasio. Esta regulación se da principalmente por los factores humorales, especialmente el sistema renina-angiotensina- aldosterona (Klein, 2014).

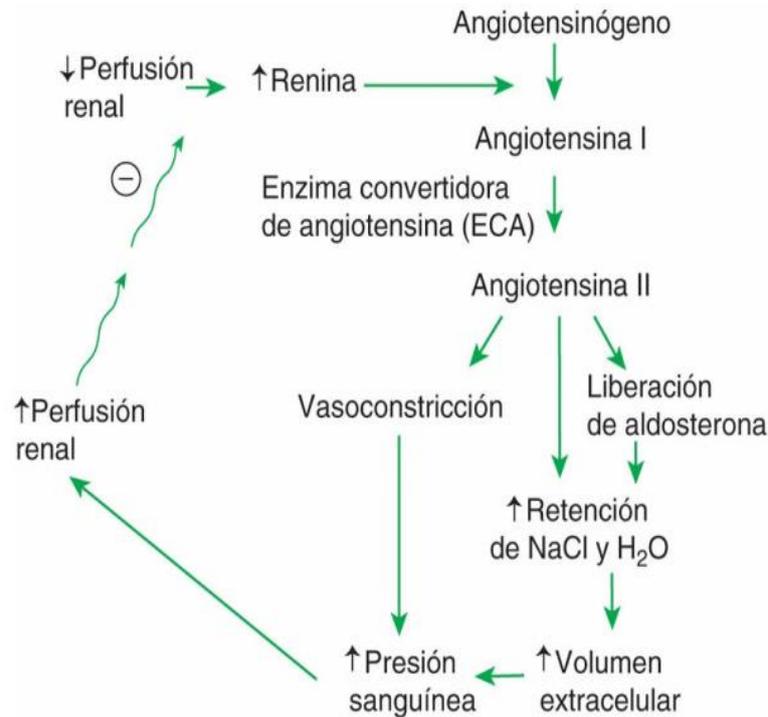


Figura 7: Representación esquemática del sistema renina-angiotensina-aldosterona. Las flechas onduladas y el signo menos dentro de un círculo representan la inhibición de la liberación de renina (Klein, 2020).

El metabolismo hidrosalino del organismo es equilibrado gracias a la función de los riñones y así, la concentración de los iones hidrógeno se mantiene constante. En los riñones de un perro grande fluyen por día entre mil y dos mil litros de sangre a través de los riñones, siendo filtrados 200 a 300 litros para formar la orina primaria. Luego de los procesos de reabsorción, esta gran cantidad logra reducirse a 1-2 litros de orina que serán excretados luego a través de las vías excretoras (Horst, 2008).

Por medio de mecanismos endocrinos, los riñones también poseen un rol sobre la presión arterial, mediante el complejo renina-angiotensina y la formación de células sanguíneas a través de la eritropoyetina. A nivel del riñón se forma la sustancia activa renina la cuál a partir del angiotensinógeno, logra producir el decapeptido angiotensina I; por medio de otra enzima este decapeptido logra transformarse en angiotensina II, la que se encarga de generar una vasoconstricción a nivel de las arteriolas renales. Mediante este mecanismo es que se logra aumentar la presión arterial. Como fue mencionado anteriormente, la eritropoyetina favorece la formación de la sangre. Luego poseemos otra enzima, la calicreína que junto a otras sustancias activas logra la vasodilatación. Los últimos productos generados son las prostaglandinas (Horst, 2008; Klein, 2014).

En el perro, el riñón neonatal es morfológica y funcionalmente inmaduro; la nefrogénesis continúa durante al menos 2 semanas después del nacimiento. El riñón neonatal en los perros se distingue funcionalmente por tener un bajo ritmo de

filtración glomerular (RFG), flujo de plasma renal (FPR) reducido, fracción de filtración (FF) y manejo de para-aminohipurato (PAH) alterados, además de una reabsorción disminuida de aminoácidos y fosfato, una natriuresis excesiva en los túbulos proximales, y una capacidad de concentración limitada (Evan et al., 1979).

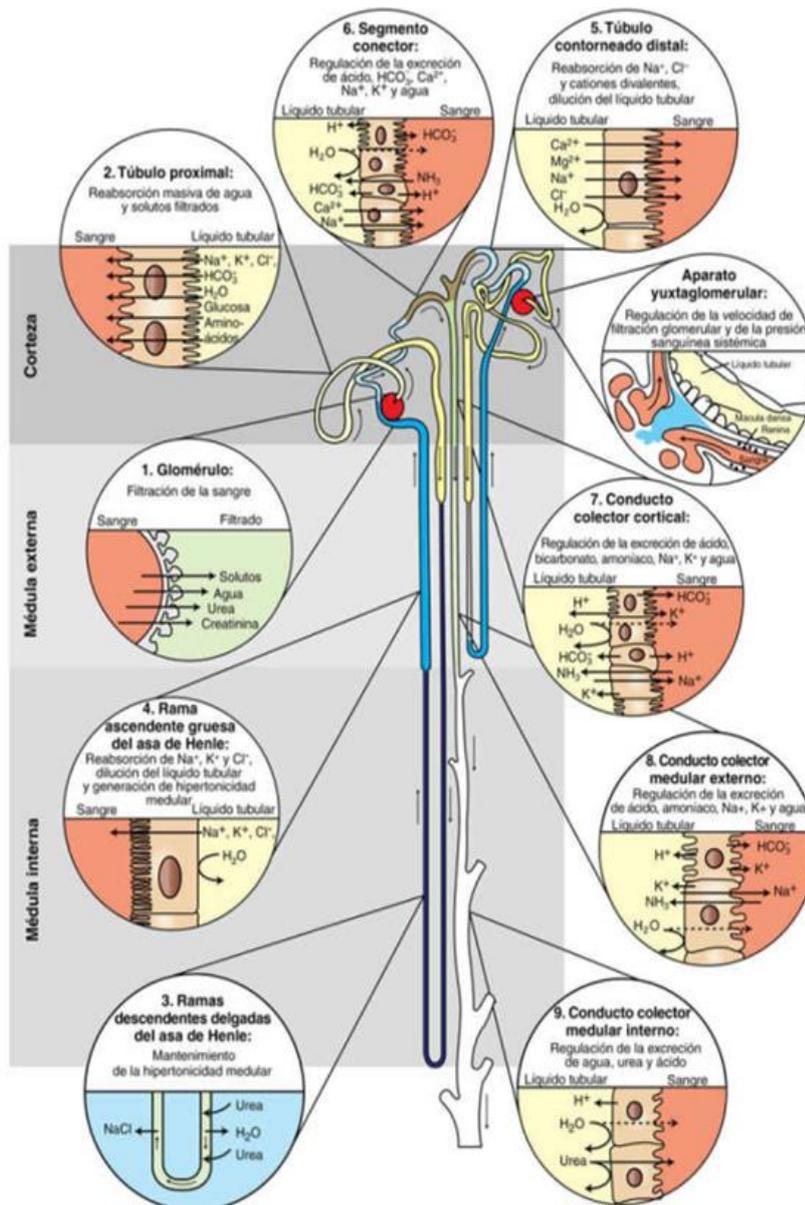


Figura 8: Diagrama esquemático de las nefronas yuxtamedulares y superficiales, mostrando las funciones de los diferentes segmentos de la nefrona y del conducto colector. El glomérulo de una nefrona yuxtamedular se encuentra en la parte profunda de la corteza, cerca de la unión corticomedular. El segmento delgado del asa de Henle se extiende profundamente en la médula interna. En cambio, el glomérulo de una nefrona superficial está ubicado en la corteza exterior y el asa de Henle llega solo hasta la médula externa. Las flechas indican la dirección del flujo tubular. Los segmentos están numerados en orden secuencial de modificación del líquido tubular, comenzando con el glomérulo. (Modificado a partir de: Madsen, Verlander. *Anatomy of the kidney*. En Tisher CC, Wilcox CS, eds. *Nephrology for the House Officer*. Baltimore: Williams & Wilkins, 2006).

INTRODUCCIÓN A LA PARASITOLOGÍA:

La Parasitología es una rama de la Biología dedicada al estudio de los organismos que viven a expensas de otros. La palabra "parásito" proviene del griego, combinando dos términos: "para" (junto a) y "sitos" (alimento). El parasitismo es una forma de vida común tanto en el reino animal como en el vegetal. En cuanto a su clasificación taxonómica, los parásitos se dividen en dos grandes grupos: los que pertenecen al reino vegetal (fitoparásitos) y los que pertenecen al reino animal (zooparásitos). Dentro de los zooparásitos se encuentran los protozoos, helmintos y artrópodos, los cuales llevan una vida parasitaria total o parcial durante su existencia (Del Campillo et al., 2007; Gunn & Pitt, 2012).

Un parásito es un organismo que vive en otro ser vivo, animal o vegetal, temporal o permanentemente, para alimentarse, reproducirse o completar su ciclo de vida, causando reacciones en el huésped, debido a su deficiencia bioquímica y a través de interacciones que pueden resultar en la muerte del hospedador (Del Campillo et al., 2007; Gunn & Pitt, 2012).

El parasitismo es una asociación temporal o permanente, externa o interna, entre una especie, el parásito (más pequeño y de un nivel zoológico menor), y otra especie, el hospedador. El parásito depende metabólicamente y evolutivamente del hospedador. Puede desencadenar o no acciones patógenas con modificaciones del equilibrio homeostático del hospedador y de la respuesta inmune (Del Campillo et al., 2007).

Los ciclos biológicos de los parásitos se clasifican en directo, donde el parásito utiliza un único hospedador; directo con migraciones, donde el parásito realiza migraciones dentro del organismo del hospedador previo a lograr el objetivo del órgano blanco; e indirecto, que requiere dos o más hospedadores obligatorios para completar su ciclo de vida (Bowman, 2011; Gunn & Pitt, 2012).

Dentro del ciclo parasitario encontramos diferentes actores que permiten el desarrollo y/o lo promueven, dentro de ellos nos encontramos con los hospedadores definitivos (HD), hospedadores intermediarios (HI), hospedadores paraténicos (HP), vectores biológicos y mecánicos; así como también el parásito por sí mismo y el ambiente. Un hospedador definitivo es aquel donde el parásito logra desarrollarse hasta su forma adulta y/o reproducirse sexualmente (Bowman, 2011; Gunn & Pitt, 2012).

Un hospedador intermediario por otra parte es aquel donde el parásito cumple parte de su ciclo biológico, madurará, pero donde no alcanzará su maduración sexual y en caso de reproducirse lo hará de forma asexual. Es imprescindible en el ciclo biológico para que el parásito llegue a su HD (Bowman, 2011).

Los hospedadores paraténicos son aquellos donde el parásito permanece en estadio estacionario sin realizar muda alguna, a la espera de ser ingerido junto al hospedador paraténico por el hospedador definitivo (Bowman, 2011).

El potencial biótico (PB) se refiere al número de huevos, larvas u ooquistes que un ejemplar hembra que llegó a la madurez sexual (o hermafrodita) produce diariamente, mientras que el período prepatente (PPP) es el intervalo desde que un hospedador se infecta hasta que pueden evidenciarse las formas de diseminación, huevos, larvas u ooquistes, mediante análisis (Del Campillo et al., 2007; Bowman, 2011; Gunn & Pitt, 2012).

Para confirmar el diagnóstico de una enfermedad parasitaria, es esencial identificar el parásito causante o sus formas de diseminación. En el caso de los helmintos, esto incluye la identificación de sus huevos o larvas recolectados del hospedador o del animal afectado (Del Campillo et al., 2007).

El trabajo del Médico Veterinario en el control de parásitos en animales domésticos no solo asegura la salud de estos animales, sino que también juega un papel crucial en la prevención de enfermedades zoonóticas que pueden afectar a los seres humanos (Del Campillo et al., 2007).

TAXONOMÍA DE *DIOCTOPHYME RENALE* Y CICLO BIOLÓGICO:

Diectophyme renale (Goetze, 1782) es un nematodo del orden Diectophymatida, un grupo taxonómico que no incluye otros nematodos de relevancia en medicina veterinaria o medicina humana. Es conocido comúnmente como el "gusano gigante del riñón" y es el nematodo más grande conocido que puede parasitar a las mascotas (Beugnet et al., 2018).

Este parásito se clasifica dentro del Phylum Nematoda; Clase Enoplida; Subclase Adenophorea Orden Diectophymatida; Superfamilia Diectophymatoidea; Familia Diectophymatidae; Género Diectophyme Especie *Diectophyme renale* (Anderson, 2009) El género es *Diectophyme*, y la especie específica es *D. renale*. El parásito tiene hábitos de alimentación histiofaga, con acción expoliatriz y mecánica (Bowman, 2011). Este nematodo ejerce una acción expoliatriz al alimentarse de sangre y de los fluidos de los tejidos. En algunos casos, el único tejido que perdura es la cápsula renal con los parásitos adultos y un líquido hemorrágico (Perez-Iñigo, 1976). Además, tiene un efecto mecánico al obstruir el uréter o al descender hasta la vejiga, donde puede bloquear la uretra o ser expulsado a través de ella (Butti, 2021). A este conjunto de síntomas se suma la acción tóxica de los metabolitos producidos por el parásito y la respuesta defensiva del hospedador (Costas & Kozubsky, 1998).

Es un verme de color rojizo, posee una boca en su extremo anterior sin labios y rodeada por seis papilas, el sistema reproductor es simple y muy desarrollado en ambos sexos; los machos pueden medir hasta 50 cm, poseen una bolsa copulatriz con forma de campana en cuyo centro se abre la cloaca con una única espícula, las hembras pueden llegar a medir hasta 100 cm, la vulva se posiciona en el tercio anterior del cuerpo, el extremo posterior es romo y el ano tiene posición terminal (Costas & Kozubsky, 1998).

EPIDEMIOLOGÍA AMBIENTAL:

D. renale es un nematodo cosmopolita, se ha informado que parasita a animales y humanos en varios países y continentes; desde Oceanía, Asia, África, Europa, América del Norte y nuestra región, América del Sur. Se considera endémica en la región noreste de Argentina y en la costa del Río de la Plata (Duarte et al., 2013; Radman et al., 2017; Butti et al., 2018).

En Colombia, el primer caso de esta parasitosis en caninos se reportó en el municipio de Yondó, Antioquia, donde un perro callejero fue encontrado muerto. La necropsia reveló la presencia del parásito en el riñón derecho, marcando así el primer reporte del nematodo en el país. Se considera que la ubicación geográfica, cercana al río Magdalena, es un factor clave en este hallazgo (Flórez et al., 2018). Además, se han documentado casos en otros países como Paraguay, Canadá y Estados Unidos (Acha y Szyfres., 2003).

En la República Argentina, en el distrito de Ensenada, Provincia de Buenos Aires, la cual es un área endémica, se hallaron prevalencias del 44%, 36%, 35,3% y del 42.1% de diotofimosis en poblaciones caninas investigadas (Burgos et al., 2006; Burgos & Radman, 2008; Burgos et al., 2010; Burgos et al., 2014; Paladini et al., 2015; Estevez et al., 2017; Radman et al., 2017). Otro estudio previo del año 1983 realizado por Coppo et al. en el noroeste de Argentina, en las ciudades de Corrientes y Resistencia, con un N de 102 animales demostró una prevalencia de 2,9% de caninos infectados. (Coppo et al., 1983). En Brasil un estudio realizado en 475 caninos en el municipio de Uruguaiana reveló una prevalencia del 1,68% de *Dioctophyme renale* (Chilcanian Manitio & Gushque Pallmay, 2021) una prevalencia similar a la citada por Colpo et al. en el año 2017; en otro estudio realizado por Brunner et. al desde el año 2012 al año 2020 utilizando un N de 17 perros en la ciudad de Pelotas, Brasil se determinó una prevalencia de 11.64% de perros infectados por el verme, el cuál demostró una prevalencia mayor a la reportada en dicha zona anteriormente (Brunner et al., 2022) mientras que otro estudio informó una prevalencia de 14,2% en la localidad de San Cristobal, Tres Barras, Brasil (Colpo et al., 2007; Pedrassani et al., 2017).

En Uruguay, no se registraron casos de *D. renale* hasta el año 2000, cuando se documentó por primera vez en un canino. El diagnóstico fue realizado post-mortem, determinándose que la muerte del animal se debió a peritonitis postquirúrgica o insuficiencia renal, encontrándose *D. renale* a nivel del riñón derecho (Bellini & Ferreira, 2001). En resumen, la hidrografía y las condiciones ambientales son fundamentales para la distribución exitosa de la diotofimosis, tal como lo confirman diversas investigaciones. Para que *D. renale* complete su ciclo biológico y llegue a su hospedador definitivo, la temperatura del agua debe oscilar entre 14°C y 30°C (Hernández-Russo et al., 2022). En un estudio de prevalencia, en las localidades de Salto y Paysandú se encontró 0,40% de perros parasitados con *D. renale* de un

total de 248 de muestras obtenidas mediante sondaje urinario y estudio del sedimento (Gonçalves et al., 2015).

Diectophyme renale infection in mammals in the world

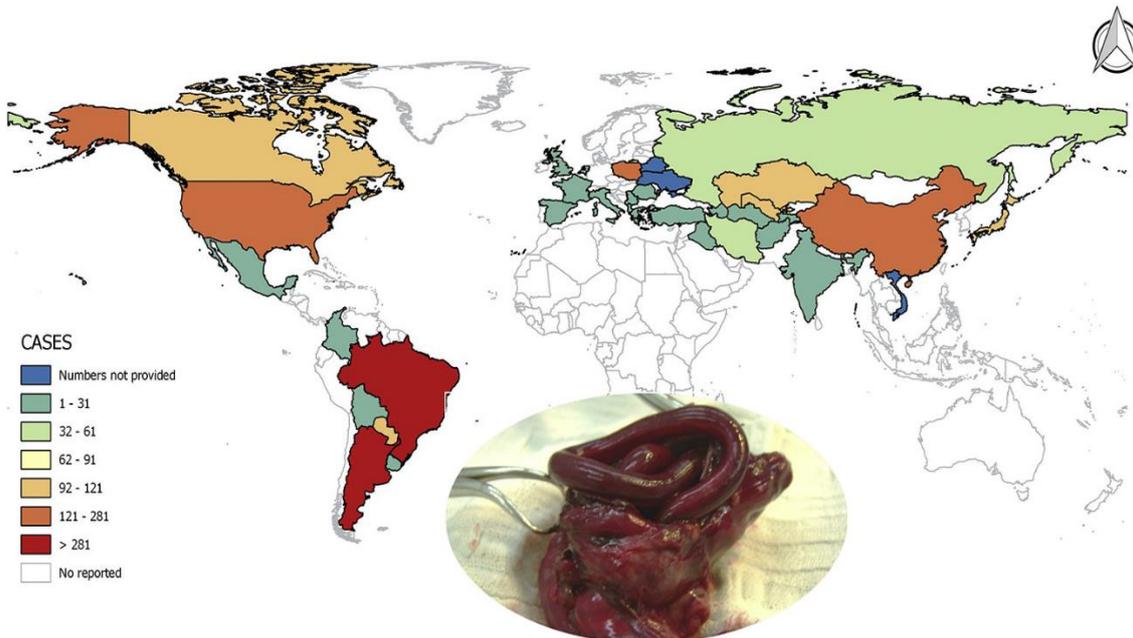


Figura 9: Casos de *D. renale* en el mundo. Figura obtenida de: *Diectophyme renale* (Goeze, 1782) (Nematoda, Diectophymidae) parasitic in mammals other than humans: A comprehensive review (Eiras et al., 2021).

CICLO BIOLÓGICO:

El ciclo de vida de este parásito es complejo e involucra a hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos. Los ejemplares adultos de *D. renale* se localizan en los riñones de los HD, donde las hembras alcanzan la madurez sexual en aproximadamente 3 meses o más, una vez fertilizadas ponen huevos que son excretados con la orina y se desarrollan en ambientes acuáticos. En aproximadamente 30 días, los huevos se desarrollan generando un huevo larvado. Luego, el mismo, es ingerido por un anélido oligoqueto de agua dulce (HI), donde las larvas mudan dos veces, alcanzando el tercer estadio (L3) que es el infectante; luego se enquistan en los tejidos del anélido. Peces y anfibios que consumen los anélidos acuáticos infectados con L3 actúan como hospedadores paraténicos. Los hospedadores definitivos se infectan al ingerir estos anélidos o los HP. Este proceso dura de 2 a 3 meses, viéndose favorecido por temperaturas de 20-30° C. (Fyvie, 1971; Mace & Anderson, 1975; Mehlhorn, 1993; Burgos & Radman, 2008; Pedrassani, 2009; Mascarenhas & Muller, 2015).

Las larvas de primer estadio (L1) se desarrollan dentro de los huevos en aproximadamente 35 días a 20°C (Mace & Anderson, 1975), sin embargo, en el estudio realizado por Pedrassani et al. en el año 2009, a similar temperatura el desarrollo larvario tomó 48 días; siendo el huevo larvado la forma infectante para el anélido acuático. La muda de L1 a L2 ocurre dentro del anélido en unos 50 días,

y de L2 a L3 en unos 100 días después de la infección, manteniéndose a 20°C. Las larvas L3 en el hospedador intermediario son infectantes para los hospedadores definitivos y paraténicos. Los hospedadores definitivos adquieren las formas infectantes al consumir peces y anfibios crudos o mal cocidos, o el anélido acuático. Luego, la L3 se libera y atraviesa la pared del estómago o duodeno y muda a L4 aproximadamente 5 días después de la ingestión. La última muda a L5 y posteriormente la maduración a adulto ocurre en la cavidad abdominal del hospedador definitivo. Las lesiones hepáticas sugieren que las larvas pueden pasar por el hígado antes de llegar al riñón derecho o ingresar a la cavidad abdominal. Se estima que el parásito puede vivir de 3 a 5 años en el hospedador definitivo (Olsen, 1977; Soulsby, 1987; Pedrassani, 2009). La principal localización del parásito adulto a nivel del riñón derecho sugiere la bibliografía que se debe a la proximidad de éste con el duodeno y con el hígado (Perez-Iñigo, 1976; Bellini & Ferreira, 2001). También se ha evidenciado el parásito en el riñón izquierdo, bolsa escrotal, libre en la cavidad abdominal, ovarios, cavidad pleural, uretra y tejido subcutáneo (Soulsby, 1987; Moraes, 1988; Gargilli et al., 2002; Alves et al., 2007; Amaral et al., 2008; Pedrassani, 2009).

En el hospedador definitivo, la L3 puede atravesar la pared del duodeno o del estómago. Si migra hacia el duodeno, se convierte en L4, se desplaza a la cavidad peritoneal donde se transforma en L5 y finalmente llega al riñón, preferentemente el derecho, donde madura y produce huevos. Esta migración dura aproximadamente 60 días. Si la L3 atraviesa la pared gástrica por la curvatura menor del estómago, es probable que los adultos se ubiquen en la cavidad abdominal; si lo hace por la curvatura mayor, se localizan en el riñón izquierdo. La infección en los hospedadores definitivos, incluidos los humanos, puede ocurrir por el consumo de agua que contiene pequeños anélidos (de 3 a 10 mm) o por la ingesta de anfibios y peces crudos o mal cocidos (Benítez & Butti, 2021).

Si el nematodo se encuentra en ubicaciones inusuales, no podrá completar su ciclo biológico (Olsen, 1974). El periodo de prepatencia en perros es de aproximadamente 135 días (Pedrassani, 2009), la duración total del ciclo biológico se estima en alrededor de dos años (Da Silveira et al., 2009; Da Luz, 2012).

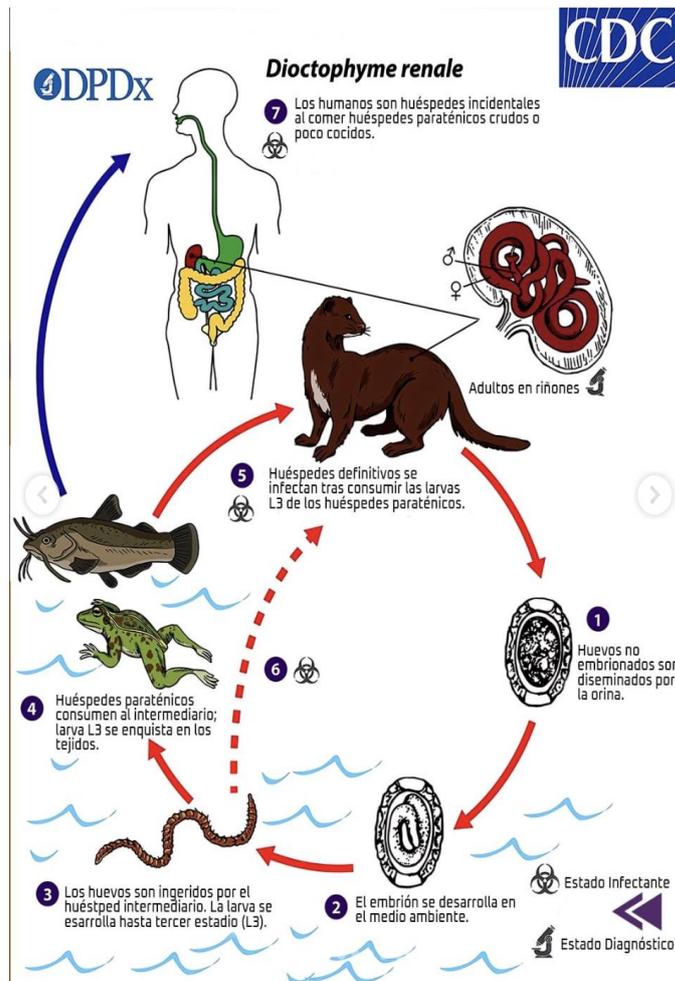


Figura 10. Ciclo biológico de *D. renale*. Figura obtenida de: Centros para el Control y la Prevención de Enfermedades (CDC). *Dioctofimiasis*. Recuperado el 17 de noviembre de 2024, de <https://www.cdc.gov/dpdx/dioctophymiasis/index.htm>

HOSPEDADORES DEFINITIVOS:

Estos hospedadores albergan el parásito en su fase adulta. Se incluyen caninos, visones, nutrias, martas, mofetas, comadreja, focas, y ocasionalmente cerdos, equinos, bovinos, gatos y seres humanos. Además, animales salvajes como el zorro, coatí, lobo guará y hurón son reservorios importantes (Soulsby, 1987; Urquhart et al., 2001; Ribeiro et al., 2009). Estudios recientes indican que la dioctofimiasis es más frecuente en perros callejeros con hábitos alimenticios poco selectivos (Pedrassani, 2009). Se reportó en el año 2009 el primer caso de *D. renale* en un gato doméstico, pero debido a su ubicación anómala en la cavidad abdominal, sugirieron que los gatos no son hospedadores adecuados (Verocai et al., 2009). La infección por *D. renale* ha sido confirmada y publicada en PUBMED en al menos 20 personas en todo el mundo, pudiendo ser fatal si afecta el riñón y no se diagnostica ni trata adecuadamente (Ignjatovic et al., 2003; Li et al., 2010).

HOSPEDADORES INTERMEDIARIOS:

Son aquellos que albergan las formas larvarias del parásito, como los anélidos oligoquetos acuáticos. Se ha identificado a *Lumbriculus variegatus*, que mide entre 4 y 10 cm de longitud y habita en los sedimentos de ríos y lagos de agua dulce (Burgos & Radman, 2008; Pedrassani, 2009), también se identificó a *Cambaricola philadelphica* como hospedador intermediario donde los huevos permanecen adheridos a las branquias de cangrejos (Olsen, 1974).

HOSPEDADORES PARATÉNICOS:

En estos hospedadores, el parásito no logra desarrollarse, quedando enquistados en la musculatura y en las vísceras, actuando como vehículo para llegar al hospedador definitivo. Incluyen moluscos acuáticos, crustáceos, sapos, ranas y peces de agua dulce que son consumidos por los HD (Bellini & Ferreira, 2001; Burgos & Radman, 2008; Pedrassani, 2009). En el año 2009, Pedrassani encontró larvas de *D. renale* en ranas de la especie *Chaunus ictericus*, siendo este el primer hospedador paraténico reportado en el estado de Santa Catarina, Brasil y probablemente el primero en la región neotropical.

Las formas adultas de *D. renale* residen en el riñón de los hospedadores definitivos. Las hembras una vez fertilizadas, producen huevos que se eliminan con la orina y continúan su desarrollo en un ambiente acuático. Si el nematodo se encuentra en lugares como la cavidad abdominal o torácica, donde no hay comunicación con el exterior, los huevos no podrán continuar el ciclo biológico. Los huevos embrionados no sobreviven a la desecación, congelación ni a temperaturas extremas, ya sean altas o inferiores a 10°C, lo cual limita su ciclo vital (Pedrassani, 2009; Pedrassani et al., 2009).

PATOGENIA:

En el hospedador definitivo, el nematodo penetra en la pelvis renal, causando destrucción del parénquima renal debido a la acción traumática durante su migración. La habilidad de *Dioctophyme renale* para invadir y dañar el riñón se debe, en gran parte, a la potente actividad histiolítica de secreciones esofágicas, que están altamente desarrolladas en este parásito. El riñón derecho suele ser más frecuentemente afectado que el izquierdo, probablemente por su proximidad al duodeno y al hígado. En algunos casos, el riñón puede reducirse a una cápsula distendida con uno o más helmintos, sin presencia de corteza y médula renal, únicamente se encuentra un fluido que ha sido descrito como conformado por células epiteliales, huevos y glóbulos rojos. Los helmintos pueden obstruir el uréter o desplazarse hacia la vejiga y ser eliminados a través de la uretra. También se ha observado que estos parásitos pueden encontrarse libres en la cavidad abdominal o encapsulados, provocando peritonitis (Soulsby, 1987; Gargili et al., 2002; Alves et al., 2007; Amaral et al., 2008). Las ubicaciones menos comunes para *D. renale* en orden de relevancia mencionados por la autora incluyen el riñón izquierdo, los ganglios linfáticos mesentéricos, la cavidad torácica, la bolsa escrotal, el tejido

subcutáneo inguinal, el útero, los ovarios, la glándula mamaria y el pericardio (Pedrassani, 2009).

SINTOMATOLOGÍA:

Generalmente, el parásito afecta el riñón derecho del animal, la severidad de la lesión dependerá de la cantidad de parásitos alojados en el mismo, la duración de la infección, la afección unilateral o bilateral renal y la presencia o ausencia de una insuficiencia renal concomitante (Monteiro et al., 2002; Kano et al., 2003; Sousa et al., 2011; Freitas et al., 2018;).

Los síntomas clínicos no son comunes ya que el riñón homólogo compensa la función del parasitado. Se ha reportado hidronefrosis en algunos casos cuando existe obstrucción uretral por parte del parásito considerándose éste un punto clave para el desarrollo de la insuficiencia renal (Nakagawa et al., 2007).

En orden de frecuencia de aparición de sintomatología clínica varios autores citan la hematuria y dolor en la zona de proyección renal dado a la destrucción del mismo. Muchos animales se ven apáticos, con renuencia a caminar, poliuria, polidipsia, cuadros gastrointestinales de vómitos y anorexia. En casos donde la migración del parásito es errática y se aloja a nivel de cavidad abdominal se puede ver un aumento de volumen en la zona inguinal, subcutánea. Debido al cuadro de malestar generalizado los animales se encuentran con una pérdida de peso progresiva en cuadros crónicos (Alvarenga et al., 1984; Alves et al., 2007; Sousa et al., 2011; Silveira et al., 2015).

DIAGNÓSTICO:

Para diagnosticar la dioctofimosis se utilizan métodos colaterales, cómo el análisis del sedimento urinario, la imagenología como la ultrasonografía abdominal y la tomografía computarizada (TAC) (Chilcanian Manitio & Gushque Pallmay, 2021; Ilić et al., 2023, como lo citan Eiras et al., 2021).

El análisis de orina es un estudio sencillo, rápido y económico que resulta útil tanto para la evaluación de animales sanos como enfermos. La realización del urianálisis comienza con una adecuada técnica de la recolección de la muestra, la cuál puede ser recolectada en cualquier momento del día, siendo recomendable la toma de muestra en la primera micción del día. Es imprescindible la remisión de la muestra acompañada del protocolo, datos del propietario, reseña del paciente y signos clínicos. El volumen recomendado es de 10 a 25 ml de orina, lo ideal es que el método de recolección sea por micción espontánea, aunque puede obtenerse orina por presión manual de la vejiga, a través de un sondaje uretral y mediante una cistocentesis. Los hallazgos del sedimento deben ser interpretados teniendo en cuenta la historia clínica del paciente, el método de recolección de la muestra y los hallazgos del examen físico (Arauz et al., 2021).

Pasos del análisis del sedimento urinario:

- “1- Colocar en un tubo cónico 5 a 10 ml de orina previamente homogeneizada.
- 2- Centrifugar a 1.000 - 1.500 rpm durante 10 minutos. (estos 2 pasos del procedimiento se deben estandarizar para cada laboratorio y especie animal analizada para obtener resultados uniformes).
- 3- Observar a trasluz la muestra de orina y anotar la cantidad de sedimento microscópico, clasificándose en: escaso, regular o abundante.
- 4- Verter el sobrenadante con cuidado en otro recipiente (descartador de residuos patológicos).
- 5- Dejar 0,3 ml de la muestra (aproximadamente) para su observación.
- 6- Resuspender suavemente el sedimento.
- 7- Colocar una pequeña gota del sedimento en un portaobjetos (limpio y desengrasado) y cubrir con un cubreobjetos. Este paso se aconseja hacerlo por duplicado.
- 8- Realizar la observación en microscopio óptico.”

Protocolo extraído de: ATLAS DE ORINA ANÁLISIS DE ORINA E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS EN CANINOS, FELINOS Y EQUINOS. Facultad de Ciencias Veterinarias, La Plata, Argentina. (Arauz et al., 2021).

Se pueden encontrar en el sedimento urinario los huevos de *D. renale* o de *Capillaria plica* (vejiga).

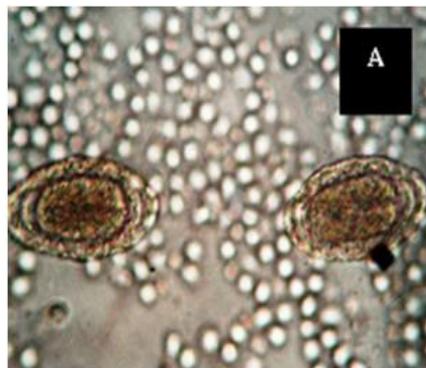


Imagen 2: Presencia de huevos de *D. renale* en el sedimento urinario obtenido de *Urethral obstruction by Dirofilaria immitis* in puppy (Stainki et al., 2002).

Otras de las metodologías diagnósticas, pueden ser la laparotomía exploratoria, la necropsia, y la utilización de una técnica de inmunoensayo enzimático indirecto, (Test de ELISA), (Pedrassani, 2009). En ocasiones cuando el parásito se localiza en uréteres puede exteriorizarse por la vulva.



Imagen 3: Ejemplar exteriorizando desde la vulva (Benitez & Butti, 2021).

Para realizar la técnica ecográfica (ultrasonográfica) del aparato urinario se debe realizar un buen rasurado de la zona a estudiar para evitar interferencias, así como utilizar gel y/o alcohol para mejorar el contacto del transductor con el área a explorar. Se utilizan transductores de 5/7.5 MHz mejorando la nitidez a mayor frecuencia, pero disminuyendo su penetración. Se debe colocar al paciente en decúbito lateral según el riñón a evaluar. El riñón derecho se encuentra dentro de la fosa hepática bajo la última costilla siendo de mayor dificultad su localización. Se pueden utilizar planos de corte transversales y sagitales los que nos arrojan distintos tipos de imagen. Mediante la ecografía se pueden diferenciar tres zonas anatómicas; la pelvis renal, central hiperecogénica (en caso de existir parásitos se localizan en esta zona), médula renal, región hipoecogénica y corteza renal, zona externa, lisa de ecogenicidad intermedia. El tamaño renal se evalúa mediante una correlación entre la longitud del riñón y el diámetro de la aorta (R/Ao), siendo menor a 5.5cm disminuido y mayor a 9.1cm aumentado; también existe una correlación con la lumbar 5 o 6 (Mareschal et al., 2007; Barella et al., 2012).

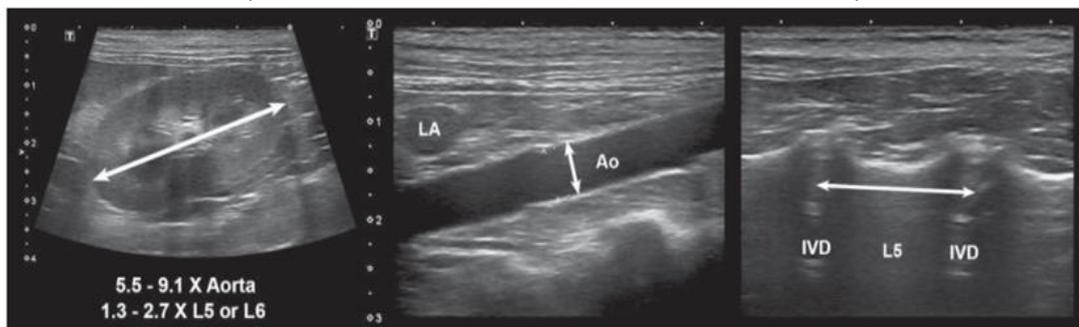


Imagen 4: Imagen de relaciones renales con aorta y lumbares 5 y 6, (Penninck & D'Anjou 2015).

Muchas veces el parásito es hallado dentro de la cirugía o en una necropsia. El método más común, ya mencionado anteriormente, es el análisis de orina, ya que permite identificar los huevos en el sedimento urinario; cabe la posibilidad de que no se observen huevos de *D. renale* en el sedimento urinario ya que en condiciones donde se encuentre un parásito que no haya alcanzado la madurez sexual o en caso de que los ejemplares sean todos machos o se encuentren inertes en el riñón, no producirán huevos. Otro motivo por el cual podemos obtener una orina libre de huevos de *D. renale*, dando así un resultado falso negativo, es que se hallen los adultos en localizaciones ectópicas (extrarrenales). Por los motivos mencionados anteriormente se utiliza como análisis complementario la ultrasonografía donde se pueden visualizar los parásitos independientemente de su madurez sexual, sexo y/o viabilidad al momento del estudio. En las imágenes obtenidas por medio de la ultrasonografía, los nematodos arrojan proyecciones hiperecogénicas correspondientes a sus bordes y un centro hipocogénico (Pedrassani et al., 2015; Caye et al., 2020; Eiras et al., 2021; Benítez & Butti, 2021; Hernández Russo et al., 2022; Ilić et al., 2023).

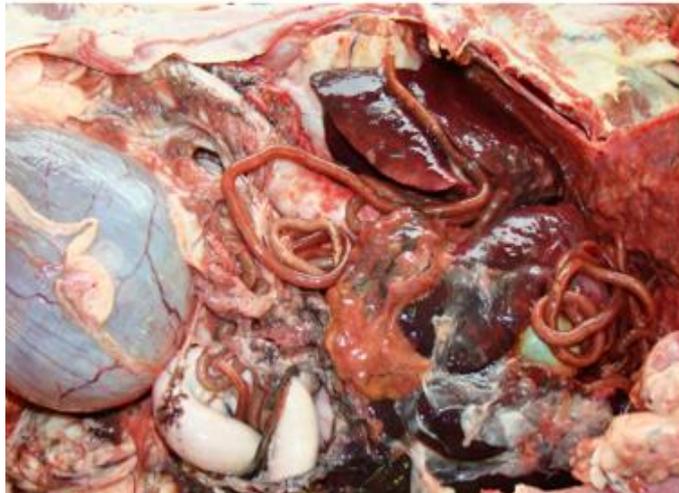


Imagen 5: Cavidad abdominal de un canino con peritonitis, filamentos de fibrina y ejemplares de *Dioctophyma* libres en cavidad (Silveira, Diefenbach, Mistieri, Machado & Anjos, 2015).

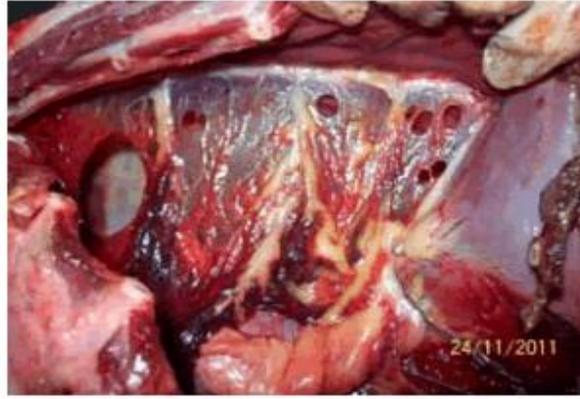


Imagen 6: Imagen de pleura mediastínica con numerosos orificios producidos por el pasaje de ejemplares adultos de *D. renale*, los cuales se hallaron luego en la superficie pulmonar. Hallazgo de *Dioctophyma renale* en la cavidad torácica de un canino. (Meyer, Rosso & Maza, 2013).



Imagen 7: “Riñón derecho con pérdida completa de su arquitectura renal, delimitada por una fina capa hiperecogénica, correspondiente a la cápsula renal. En el interior del riñón se observó contenido líquido anecogénico en gran cantidad y la presencia del parásito fluctuando en su interior.” (Benitez & Butti, 2021).



Imagen 8: “Riñón derecho con destrucción parcial de su arquitectura renal, pudiendo diferenciar corteza renal, hipoeecogénica. En área medular/pélvica se observa al parásito, con sus paredes hiperecogénicas características” (Benitez & Butti, 2021).



Imagen 9: “Hígado en corte longitudinal, vesícula biliar íntegra de pared fina y contenido anecogénico limpio. Se observan figuras circulares con paredes hiperecogénicas correspondientes a *D. renale*.” (Benitez & Butti, 2021).

Investigadores de nuestra región, Argentina y Brasil, diseñaron ensayos serológicos para diagnosticar caninos portadores mediante la presencia de anticuerpos anti *D. renale* en sangre. Los estudios inmunológicos realizados en perros han demostrado que el uso de diluciones antigénicas de esófago de *D. renale*, junto con suero y conjugado, confiere alta especificidad y sensibilidad en la detección de anticuerpos mediante ELISA. Se encontró, que el 92.3% de los perros infectados presentaron anticuerpos IgG que reconocen el antígeno esofágico de *D. renale*, mientras que ninguno de los controles negativos mostró un resultado positivo en la prueba de ELISA. Estos hallazgos pueden contribuir a mejorar la precisión del diagnóstico de helmintos en mascotas. Hasta el día de la fecha el diagnóstico serológico no es rutinario en la clínica diario, si bien existen estudios prometedores que lo validan, ya que la prueba dice ser específica y no produce reacciones cruzadas con otros nematodos (Capella et al., 2019).

Para complementar el estudio de un paciente diagnosticado con dirofilosis, es fundamental evaluar la funcionalidad renal de manera integral, dado que esta enfermedad parasitaria puede afectar gravemente los riñones. En este sentido, se recomienda realizar pruebas bioquímicas que incluyan la medición de los niveles de urea y creatinina en sangre, las cuales son indicadores clave del estado de filtración glomerular y la capacidad excretora de los riñones (Hernández Russo et al., 2022, como se cita en Mesquita et al., 2014).

Además de las pruebas tradicionales como la medición de urea y creatinina, la inclusión del SDMA (Dimetilarginina Simétrica) en el estudio de la función renal resulta altamente recomendada, ya que se trata de un biomarcador más sensible que puede detectar disfunción renal en fases tempranas, antes de que se produzcan alteraciones significativas en los niveles de creatinina (BSAVA Manual of Canine and Feline Nephrology and Urology, 2017). Esto es crucial en condiciones como la dirofilosis, en la que el daño renal puede desarrollarse sin presentar síntomas evidentes en las primeras etapas, y una detección temprana puede mejorar notablemente el pronóstico del paciente al permitir intervenciones más oportunas.

Durante la última década, se ha consolidado el uso de la SDMA como un marcador más preciso de la tasa de filtración glomerular (TFG). Este compuesto pertenece a la familia de las argininas metiladas, las cuales se originan a partir de la metilación intranuclear de la L-arginina y son liberadas en la circulación tras procesos proteolíticos. A diferencia de la creatinina, que puede verse influenciada por la masa muscular del individuo, la SDMA se excreta exclusivamente a través de los riñones, lo que la convierte en un indicador más confiable de la función renal. Estudios han demostrado que el aumento en la concentración de SDMA está directamente relacionado con una disminución de la TFG, pudiendo detectar la disfunción renal cuando entre un 25-40% de la capacidad funcional ya está comprometida, lo que permite un diagnóstico precoz y una intervención temprana (Coyne, Szlosek, Clements, McCrann, & Olavessen, 2020; Londoño, 2022).

Este enfoque más avanzado en la evaluación de la función renal es de especial importancia en pacientes con enfermedades parasitarias que afectan el sistema renal, como la diotofimosis, y puede marcar la diferencia en el manejo clínico y la evolución del paciente.

TRATAMIENTO:

Hasta la fecha no se encuentra disponible una opción farmacológica eficaz para el tratamiento y eliminación de *D. renale* (Russo et al., 2022). En caso de que existiese un antihelmíntico con acción sobre la viabilidad de éste parásito, su eliminación del riñón del carnívoro infectado sería una complicación ya que su longitud y grosor no le permiten atravesar fácilmente la pelvis renal y posteriormente la uretra (Centeno Rivera, 2020). Por lo tanto, la nefrectomía y la extirpación quirúrgica del parásito son los procedimientos de primera elección hoy en día.

Un caso del año 2014, que llegó a la Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Bu-Ali Sina, Hamedan, Irán occidental narra un caso clínico de un canino hembra de 2,5 años que fue tratada con antihelmínticos luego de confirmar la presencia de *D. renale* a nivel renal por medio de ultrasonografía y análisis de sedimento urinario, se utilizó fenbendazol (45 mg/kg, vía oral, una vez al día durante cinco días) e ivermectina (0.02 mg/kg, subcutánea, dosis única). Una semana después, un nuevo examen de laboratorio confirmó la presencia de al menos un gusano vivo en el riñón afectado. Se realizó una nefrectomía unilateral; se extrajo un nematodo hembra (60 × 5 cm) y un nematodo macho (30 × 3.8 cm) del riñón derecho, extremadamente delgado. Un mes después, debido a la insuficiencia del riñón restante y al mal estado general, el paciente falleció. Los resultados mostraron que el gusano no se vio afectado por los antiparasitarios comunes. (Zolhavarieh et al., 2016)

Soares et al. (2014), mostraron en pruebas de laboratorio que las proteasas y quitinasas producidas por un hongo denominado *Pochonia chlamydosporia* destruyen los huevos de *D. renale*, y sugirieron que el hongo podría tener potencial en el control biológico de los nematodos. Sin duda, se necesitan más estudios para evaluar esta suposición y verificar cómo podría usarse el hongo en la naturaleza (Soares et al., 2014; Eiras et al., 2021).

“La terapia farmacológica hasta la actualidad, es bastante limitada e incierta, pero los derivados de la avermectina que se pueden utilizar incluyen la moxidectina y la doramectina (Russo et al., 2022). Un protocolo terapéutico eficaz sugiere la administración intramuscular de enrofloxacina al 5 % (1 ml/10 kg) durante cinco días, seguida de doramectina (1 ml/20 kg) por tres días. Después de una semana, se administra enrofloxacina en tabletas por vía oral durante tres días y una inyección de doramectina una vez a la semana.” (Eiras et al., 2021; Ilić, 2023).

Greer et al. (2021) desarrollaron un protocolo que, además de ofrecer métodos diagnósticos, proporciona información sobre opciones de tratamiento para perros afectados, según los resultados de exámenes clínicos especializados. Si se detectan huevos de *D. renale* en el análisis de orina, el paciente puede ser candidato para la extirpación quirúrgica del riñón afectado. Antes de llevar a cabo esta intervención invasiva, es importante evaluar los parámetros bioquímicos

sanguíneos que reflejan la función renal (nitrógeno ureico, creatinina y electrolitos). Si estos parámetros están dentro de los valores normales, el paciente se someterá a la cirugía, y después de la misma, recibirá tratamiento con moxidectina (2,5 mg/kg mensuales). Si la función renal está comprometida, puede considerarse la eutanasia. En ausencia de huevos en el sedimento urinario, se realiza una ecografía, y si se observan formas adultas del parásito en la pelvis renal, se procederá con el tratamiento quirúrgico mencionado. (Greer et al., 2021, Ilic, 2023)

Previamente a la nefrectomía, es de crucial importancia para el éxito de la misma y la recuperación del paciente, el evaluar la funcionalidad renal, ya que es factible que en estadios avanzados de la parasitosis esté presente una insuficiencia renal aguda (IRA) (Molina, 2005, como se cita en Centeno, 2020); como primera medida a tomar frente a pacientes descompensados, es recomendable instaurar una fluidoterapia para la rehidratación del animal, dilución de toxinas y mantener la volemia para evitar y/o revertir una isquemia renal. Para este tratamiento se utilizan suero Ringer Lactato y Suero Fisiológico Cloruro de Sodio 0.9%. En los casos donde se evidencia una hipoalbuminemia en el funcional hepático, se puede adicionar una solución coloidal tal como hidroxietilalmidón 6% dextrano. Para corregir la oligoanuria se utilizan diuréticos osmóticos como el manitol. Una vez compensados todos los déficits, se debe instaurar un tratamiento de sostén correspondiente a la sintomatología presente. Una vez compensado el paciente el tratamiento indicado es la nefrectomía (Centeno, 2020).

Un estudio del año 2023, asocia a la terapia hiperbárica de oxígeno con un aumento del recuento de glóbulos rojos, lo cual resulta beneficioso dada la anemia que suele asociarse a pacientes parasitados por *D. renale*. En dicho estudio se plantea el beneficio en la prevención y/o mejoría en la anemia que suele asociarse con esta parasitosis. Adicionalmente la terapia hiperbárica se encuentra asociada a la regulación de ciertas citoquinas proinflamatorias, las cuales se asociaron a una atenuación de la respuesta inflamatoria y una disminución en el recuento de células blancas en 2 animales que fueron sometidos a dicho estudio. A su vez la terapia hiperbárica pre-quirúrgica se asoció y demostró beneficios en la preservación de la función renal frente al síndrome de isquemia-reperfusión, mejorando incluso los valores de urea sanguíneos y logrando promover mecanismos de protección hepáticos. (Caye et al., 2023).

En conclusión, la opción de tratamiento en la actualidad es la nefrectomía, la misma solo se debe considerar en casos de daño renal unilateral, siempre y cuando el riñón contralateral esté funcionando correctamente. Antes de proceder con la cirugía, es crucial evaluar la función renal del riñón restante, ya que una insuficiencia en este órgano puede deteriorar significativamente el pronóstico postoperatorio (Eiras et al., 2021; Greer et al., 2021; Ilic, 2023).

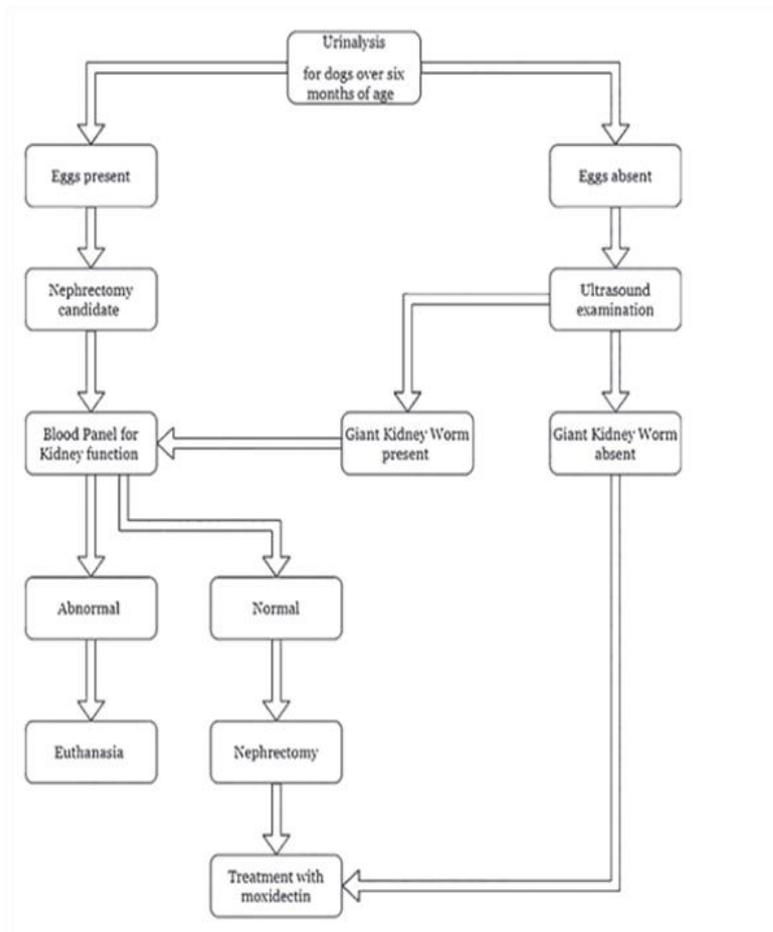


Figura 11: Protocolo diagnóstico y tratamiento de animales mayores de 6 meses infectados con *D. renale* (Greer et al., 2021).

En cuanto a la anestesia, la elección del protocolo anestésico debe adaptarse al estado general del paciente y a la presencia de insuficiencia renal. Se deben preferir agentes anestésicos con rápida metabolización que minimicen el impacto en la perfusión renal. Además, siempre que sea posible, se deben utilizar anestésicos que no se eliminen a través del riñón, tales como los anestésicos inhalatorios. Es fundamental evitar el uso de ketamina en pacientes con daño renal, ya que esta sustancia se metaboliza en compuestos que pueden resultar tóxicos para los riñones. (Grimm et. al., 2013)

TÉCNICA QUIRÚRGICA RESUMIDA- NEFRECTOMÍA:

1. **Laparotomía:** Se realiza una laparotomía por la línea media; algunos prefieren una laparotomía paracostal, que, aunque proporciona un mejor acceso, puede causar más dolor. Con una laparotomía media y protección del paquete intestinal con una gasa húmeda, se puede lograr una visión adecuada.

2. **Localización de los Riñones:**
 - **Riñón Derecho:** Desplazar el duodeno proximal y el colon transversal hacia la izquierda.
 - **Riñón Izquierdo:** Desplazar el colon descendente.
3. **Liberación de los Riñones:** Hacer una incisión pequeña en el retroperitoneo para liberar los riñones sin dañar estructuras adyacentes.
4. **Acceso a Vascularización:** Identificar y exponer la arteria y vena renal y el uréter mediante una incisión en la grasa perirenal, ampliando con disección roma usando el dedo y una gasa, evitando tijeras.
5. **Identificación de Estructuras:** Localizar y distinguir:
 - **Vena Renal:** Más gruesa, ventral y central.
 - **Arteria Renal:** Más craneal y dorsal.
 - **Uréter:** Caudal.
6. **Ligar Vascularización:** Ligar la arteria y la vena renal por separado con doble ligadura usando material sintético absorbible para prevenir fístulas arteriovenosas. La ligadura de la vena renal debe realizarse con especial cuidado.
7. **Manejo del Uréter:** Diseccionar el uréter lo más cerca posible de la vejiga y realizar una ligadura en masa. El uréter debe ser ligado y cortado cerca de la vejiga para prevenir la retención de orina en el segmento residual, lo cual podría predisponer a infecciones.

Obtenido de: Current Techniques In Small Animal Surgery 5th Edition (Bojrab et al., 2014).

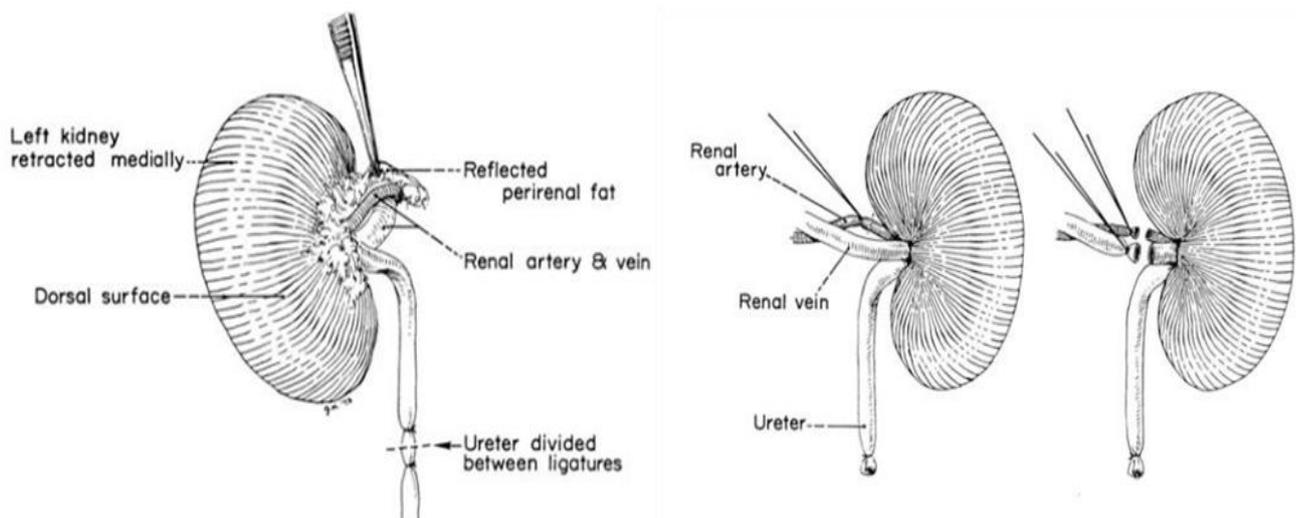


Figura 12: Figuras ilustrativas tomadas de Current Techniques In Small Animal Surgery 5th Edition; Bojrab et al., 2014 del momento de la elevación renal de su posición y exposición de la grasa perirenal en la superficie dorsolateral del hilio renal. A la derecha imagen ilustrativa de localización de ligaduras de vena, arteria renal y uréter (Bojrab et al., 2014).

CONTROL:

Uno de los métodos de control mayormente difundidos a nivel mundial para la prevención de la dirofilariosis, especialmente en áreas endémicas consiste en evitar la ingestión, por parte de seres humanos y animales susceptibles, de agua no potabilizada, pescados pobremente cocidos o crudos, así como de anfibios y anélidos. (Eiras et al., 2021).

Por otro lado, es importante evitar el acceso de los posibles hospederos definitivos a zonas altamente inundables o con corrientes de agua, ya que estas presentan una peligrosidad mayor debido a la presencia del hospedero intermediario y/o paraténico. (Eiras et al., 2021).

NUTRICIÓN Y ALIMENTACIÓN DEL NEONATO Y CACHORRO:

El término "neonato" proviene del latín "natus" (nacido) y, en sentido estricto, se refiere a un recién nacido durante sus primeras 4 semanas de vida. En medicina canina y felina, el uso de este término es apropiado, ya que el destete ocurre aproximadamente 4 semanas después del nacimiento; por lo tanto, en estos pacientes, el período neonatal abarca desde el nacimiento hasta el destete. (Grundy, 2006)

La función principal de la dieta es proporcionar los nutrientes y la energía necesarios para satisfacer las demandas metabólicas y, al mismo tiempo, generar una sensación de bienestar en el animal que lo consume (Bontempo, 2005). La elección de una dieta adecuada y los protocolos de alimentación son cruciales en el manejo y resultado clínico de animales de compañía, tanto sanos como enfermos (Carciofi & Brunetto, 2009), contribuyendo a: prolongar la esperanza de vida en perros (Kealy et al., 2002), mejorar la respuesta al estrés y al trauma (Kathrani, 2016), acelerar el proceso de recuperación (Mohr et al., 2003; Sallander & Jaktlund, 2012/2013; Mansfield & Beths, 2015), mantener la masa corporal magra (Kathrani, 2016), disminuir la tasa de mortalidad (Chan et al., 2002) y morbilidad (Kathrani, 2016; Lumbis & Rinkinen, 2022).

La nutrición en el primer año de vida es crucial para la salud y longevidad de cachorros y gatitos. Una ingesta insuficiente de proteínas y energía puede ralentizar el crecimiento, afectar el desarrollo cerebral y la función cognitiva. Muchas muertes neonatales se deben a una nutrición inadecuada o a la incapacidad del neonato para digerir y absorber nutrientes debido a un sistema digestivo inmaduro. Tras el nacimiento, el tracto gastrointestinal debe adaptarse rápidamente de procesar líquido amniótico a digerir leche, lo que es esencial para su correcto funcionamiento. (Peterson & Kutzler, 2011)

La leche contiene lípidos, azúcares, minerales y otros componentes en menor cantidad. Durante las primeras 24 horas tras el parto, se produce una "leche inmadura" que se va transformando gradualmente durante la semana siguiente. Este calostro es especialmente rico en proteínas, inmunoglobulinas, energía, nutrientes y factores de crecimiento que impulsan el desarrollo del tracto gastrointestinal. El calostro tiene una digestibilidad del 95%. En especies pequeñas como perros y gatos, la leche tiene una mayor densidad energética para compensar la limitada capacidad del estómago. Si los cachorros y gatitos no reciben calostro, son más propensos a infecciones hasta aproximadamente los 35 días de vida. (Peterson & Kutzler, 2011)

La aparición de los dientes en neonatos se produce entre las 2 y 3 semanas de edad, y para las 12 semanas todos los dientes temporales deberían estar completos. Al nacer, el tracto gastrointestinal es estéril, con un pH gástrico neutro y una alta permeabilidad de la mucosa intestinal que disminuye significativamente después de las primeras 10 horas (Gillette & Filkins, 1966).

La dieta de transición ocurre a partir de las 3 a 4 semanas de edad, se puede comenzar a mezclar comida seca con agua o fórmula en una proporción de 1:3

para hacer una papilla. Los cachorros y gatitos deben empezar a beber agua a las 4- 5 semanas y, para las 6 semanas, el 50% de su dieta debe ser comida sólida (Peterson & Kutzler, 2011), El destete completo de la leche materna suele ocurrir entre las 6 y 8 semanas, pero no debe hacerse demasiado pronto para evitar problemas de salud y comportamiento. El destete nutricional puede iniciarse desde las 4 1/2 semanas, permitiendo que el sistema digestivo se adapte a la comida sólida mientras sigue protegido por los anticuerpos del calostro. Desde el destete hasta los 6 meses (o 9 meses en razas grandes), se recomienda alimentar a los cachorros tres veces al día y dos veces al día a partir de entonces. Las dietas caseras suelen ser incompletas y no se recomiendan. Al preparar comidas en casa, los dueños a veces omiten ingredientes por su costo, dificultad para encontrarlos o por preferencia personal. Muchas dietas caseras para perros tienen un exceso de proteína, pero pueden carecer de calorías, calcio, vitaminas y microminerales. Además, es común que estas dietas tengan una proporción inversa de calcio a fósforo. (Peterson & Kutzler, 2011)

OBJETIVOS:

Objetivo general:

Describir un caso clínico de *Dioctophyme renale* en un cachorro de 5 meses de edad proveniente de la localidad de Delta del Tigre, San José, Uruguay.

Objetivos específicos:

Describir los hallazgos clínicos y patológicos del paciente.

Detallar el tratamiento realizado y su evolución postoperatoria

MATERIALES Y MÉTODOS

Este estudio de caso clínico retrospectivo se fundamenta en los datos recabados y proporcionados por el Dr. Federico Machín en el año 2022, en la ciudad de Montevideo Uruguay. El paciente fue derivado a la clínica veterinaria del Rhin cuyo veterinario responsable es el Dr. Federico Machín, el paciente nació en la localidad de Delta del Tigre, San José, Uruguay el 17 de julio de 2022; luego fue adoptado por una familia localizada en Salinas, Canelones, Uruguay en octubre del mismo año. Al comenzar la sintomatología fue evaluado en primera instancia en la Veterinaria Sarandí (Salinas, Canelones), por el Dr. Agustín Maggio y la Dra. Lorena Gago Tour. Desde su adopción, el paciente fue alimentado exclusivamente con ración comercial y agua de bebida potable, lo que nos lleva a sospechar que la infección se produjo en su primer hogar dado que relatan que era alimentado a base de carne cruda de pollo, arroz y ración. Cabe destacar que la primera zona de vivienda es una zona altamente inundable por lo que la presencia del hospedero intermediario de *D. renale* es probable.

Se realizaron análisis de rutina de orina y sangre, no hallándose evidencia clínica de la parasitosis en un comienzo. Los estudios realizados incluyeron un análisis de orina completo, un hemograma completo, funcional renal y funcional hepático. Luego se sugiere otro estudio colateral, ecografía, realizada por la Dra. Matilde Cock Hill, donde se evidencia una clara degeneración del riñón derecho con imágenes hipoecoicas compatibles con presencia de *Dioctophyme renale*. Adicionalmente al ser derivado al Dr. Federico Machín, este decide repetir el urianálisis evidenciándose la presencia de huevos de *D. renale*. Posteriormente se decide realizar la nefrectomía de dicho riñón, evidenciándose la presencia de un *D. renale* adulto. La evolución postquirúrgica será evaluada mediante la interpretación de análisis sanguíneos sobre funcionalidad renal. Aproximadamente 1 año y medio posterior a la cirugía del paciente se le vuelve a repetir el hemograma, el funcional hepático, funcional renal y se adiciona el SDMA el cuál es un estudio en sangre que detecta la falla renal a partir de un 25% de afección de las nefronas (unidad funcional del riñón).

PRESENTACIÓN DEL CASO CLÍNICO:

CASO CLÍNICO:

El presente estudio de caso clínico retrospectivo se basa en los datos proporcionados por el Dr. Federico Machín en el año 2022 en Montevideo, Uruguay. El paciente, un perro nacido el 17 de julio de 2022 en Delta del Tigre, San José, Uruguay, fue adoptado en octubre del mismo año por una familia residente en Salinas, Canelones, Uruguay. Tras la adopción, el animal fue inicialmente evaluado en la veterinaria SARANDÍ por el Dr. Agustín Maggio y la Dra. Lorena Gago Tour.

El paciente en cuestión es un canino macho, cruza, entero, cuya edad a la fecha de la primera consulta eran 4 meses.

El motivo de consulta inicial por parte de los tutores del paciente, fue hematuria intermitente la cual se agravaba por las mañanas, la misma fue realizada el 30 de diciembre del año 2022 vía telefónica, a lo que se le sugirió una consulta presencial. El día 31 de diciembre el paciente es trasladado a la clínica por sus tutores, donde es examinado por el Dr. Agustín Maggio quien realizó un examen objetivo general del paciente del cual obtuvo los siguientes datos: estado del sensorio alerta, estado de carnes bueno, temperatura normal, mucosas normocrómicas, sin dolor a la palpación abdominal, al retraer el pene la mucosa estaba normocrómica y sin alteraciones visuales evidentes; de la anamnesis se recaba que éste no tuvo acceso a warfarinas ni sufrió contusiones/traumatismos en la región abdominal. Dentro del cuestionario anamnésico se recabó poca información debido a que el caso de estudio y su hermano fueron adoptados sin datos sobre la familia de origen, lo único que se sabe es que la camada constó de 6 cachorros de los cuales únicamente sobrevivieron dos, su primera tutora trabajaba en una avícola y los cachorros comían menudencias de carne cruda de pollo. Dentro de la anamnesis ambiental, se adquiere la información de que el canino provenía de una zona altamente inundable y hasta la fecha de su primera adopción no había recibido tratamiento antihelmíntico interno ni externo. Luego, comenzó a comer arroz con extrusado (sin datos de la marca y rango etario).

Desde octubre del año 2022 hasta la fecha del procedimiento quirúrgico, comió la ración denominada comercialmente "Balanced cachorros raza pequeña".

Como tratamiento inicial, se le recetó amoxicilina con ácido clavulánico y control a los 3 días. Al no haber mejoría, se le indicó una ecografía abdominal, la cual fue realizada el día 3 de enero por la Dra. Matilde Cock Hill. En el estudio ecográfico realizado el 4 de enero del año 2023, se observó a nivel renal formaciones circulares que involucraban la corteza, médula y pelvis renal, una vez rotado el transductor, al corte longitudinal las formaciones se volvían elípticas y se observaba una doble pared en ellas; cabe destacar el aumento de tamaño de ambos riñones y la cápsula de aspecto irregular, lo que sugería una forma redondeada. La vejiga poseía abundante contenido anecoico con zonas ecogénicas (celularidad/sedimento) al momento del estudio; el bazo también se encontraba aumentado de tamaño e hipoecoico. No poseemos datos acerca del estado del hígado, estómago, ganglios linfáticos mesentéricos ni si existía al momento de la

evaluación ultrasonográfica reacción peritoneal, la cual es descrita en diversos artículos como una consecuencia de la parasitosis. La Dra. concluye que las imágenes fueron sugerentes de una nefropatía crónica causada probablemente por *D. renale*, pudiendo corresponder dichas imágenes a formaciones larvarias del parásito adulto visto en segmentos.

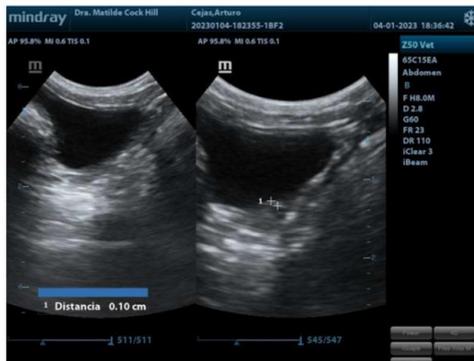


Imagen 10: Ultrasonografía de vejiga distendida con contenido anecoico y zona de 0.1cm con refuerzo acústico posterior sugerente de sedimento poco mineralizado. Cedida por: Dra. Matilde Cock Hill

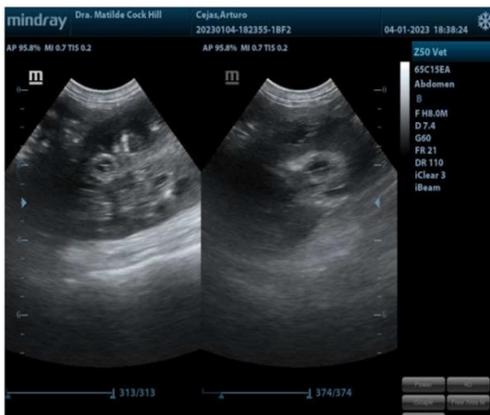


Imagen 11: Ultrasonografía de riñón donde se observa la cápsula irregular con pérdida de definición córticomedular debido a formaciones circulares. Cedida por: Dra. Matilde Cock Hill



Imagen 12: Ultrasonografía de corte longitudinal renal donde se observan las mismas formaciones que en el corte transversal, donde se vuelven elípticas con doble pared. La distancia del calliper 1 sugerente al ancho del parásito es de 0.67cm. Cedida por: Dra. Matilde Cock Hill

El día 9 de enero es atendido por el Dr Federico Machín, luego de haber sido derivado por el Dr. Agustin Maggio y en dicha consulta deciden realizar un segundo chequeo sanguíneo el cual fue enviado al laboratorio Al Norte. En dicho chequeo se evidencia la presencia de anemia, monocitopenia y eosinofilia en el hemograma, mientras que el análisis bioquímico del suero arrojó los siguientes datos: uremia 0.02 gr/dl por encima del valor fisiológico, creatinina normal, albuminemia, colesterolemia y FAS elevada.



Cliente: VETERINARIA DEL RHIN
Medico Veterinario: DRA. VICTORIA DEMICHELI
Nombre propietario: SOFIA CEJAS
Nombre Animal: -- ARTURO
Especie: CANINO
Raza: CRUZA
Sexo: Macho

Fecha: 09/01/2023
Orden: 21064

Hematología	Resultado	Unidad	Rango
Hemograma Completo:			
Eritrocitos:	5.14	mil/uL	5.50 - 8.50 mil/uL
Hemoglobina:	11.5	g/dl	12.0 - 18.0 g/dl
Hematocrito:	35.0	%	37.0 - 55.0 %
Volúmen Corpuscular Medio:	68.2	fl	60.0 - 77.0 fl
Hemoglobina Corpuscular Media:	22.3	pg	19.5 - 24.5 pg
Conc. Hemoglobina Corpuscular Media:	32.8	g/dl	33.0 - 36.0 g/dl
Leucocitos:	18.6	mil/uL	6.0 - 17.0 mil/uL
Linfocitos%:	26.0	%	12.0 - 30.0 %
Neutrófilos Totales%:	62.0	%	60.0 - 80.0 %
Neutrófilos Banda%:	0.0	%	0.0 - 3.0 %
Neutrófilos Segmentados%:	62.0	%	60.0 - 77.0 %
Eosinófilos%:	10.0	%	2.0 - 10.0 %
Basófilos%:	0.0	%	0.0 - 0.0 %
Monocitos%:	2.00	%	3.00 - 10.00 %
Linfocitos:	4.8	mil/uL	1.0 - 4.8 mil/uL
Neutrófilos Totales:	11.5	mil/uL	3.0 - 12.0 mil/uL
Neutrófilos Banda:	0.0	mil/uL	0.0 - 0.3 mil/uL
Neutrófilos Segmentados:	11.5	mil/uL	3.0 - 11.4 mil/uL
Eosinófilos:	1.86	mil/uL	0.10 - 0.75 mil/uL
Basófilos:	0.0	mil/uL	0.0 - 0.1 mil/uL
Monocitos:	0.37	mil/uL	0.15 - 1.35 mil/uL
Plaquetas:	490.0	mil/uL	160.0 - 500.0 mil/uL



Cliente: VETERINARIA DEL RHIN
Medico Veterinario: DRA. VICTORIA DEMICHELI
Nombre propietario: SOFIA CEJAS
Nombre Animal: -- ARTURO
Especie: CANINO
Raza: CRUZA
Sexo: Macho

Fecha: 09/01/2023
Orden: 21064

Bioquímica	Resultado	Unidad	Rango
Urea	0.66	g/l	0.19 - 0.64 g/l
Creatinina	1.0	mg/dl	0.8 - 1.8 mg/dl
Funcional Hepático:			
Proteínas Totales :	7.1	g/dl	5.4 - 7.6 g/dl
Albumina:	3.5	g/dl	2.1 - 3.3 g/dl
Globulinas:	3.60	g/dl	2.60 - 5.10 g/dl
Colesterol:	323	mg/dl	150 - 275 mg/dl
GOT:	40	U/l	10 - 60 U/l
GPT:	23	U/l	10 - 60 U/l
Fosfatasa Alcalina:	381	U/l	25 - 150 U/l
Bilirrubina Total:	0.11	mg/dl	0.00 - 0.50 mg/dl
Bilirrubina Directa:	0.01	mg/dl	0.00 - 0.30 mg/dl
Bilirrubina Indirecta:	0.10	mg/dl	0.00 - 0.20 mg/dl

Imagen 13: Resultados hematológicos y bioquímicos del paciente, realizados por AL Norte laboratorio veterinario.

EPIDEMIOLOGÍA DEL LUGAR DE ORIGEN DEL CASO DE ESTUDIO:

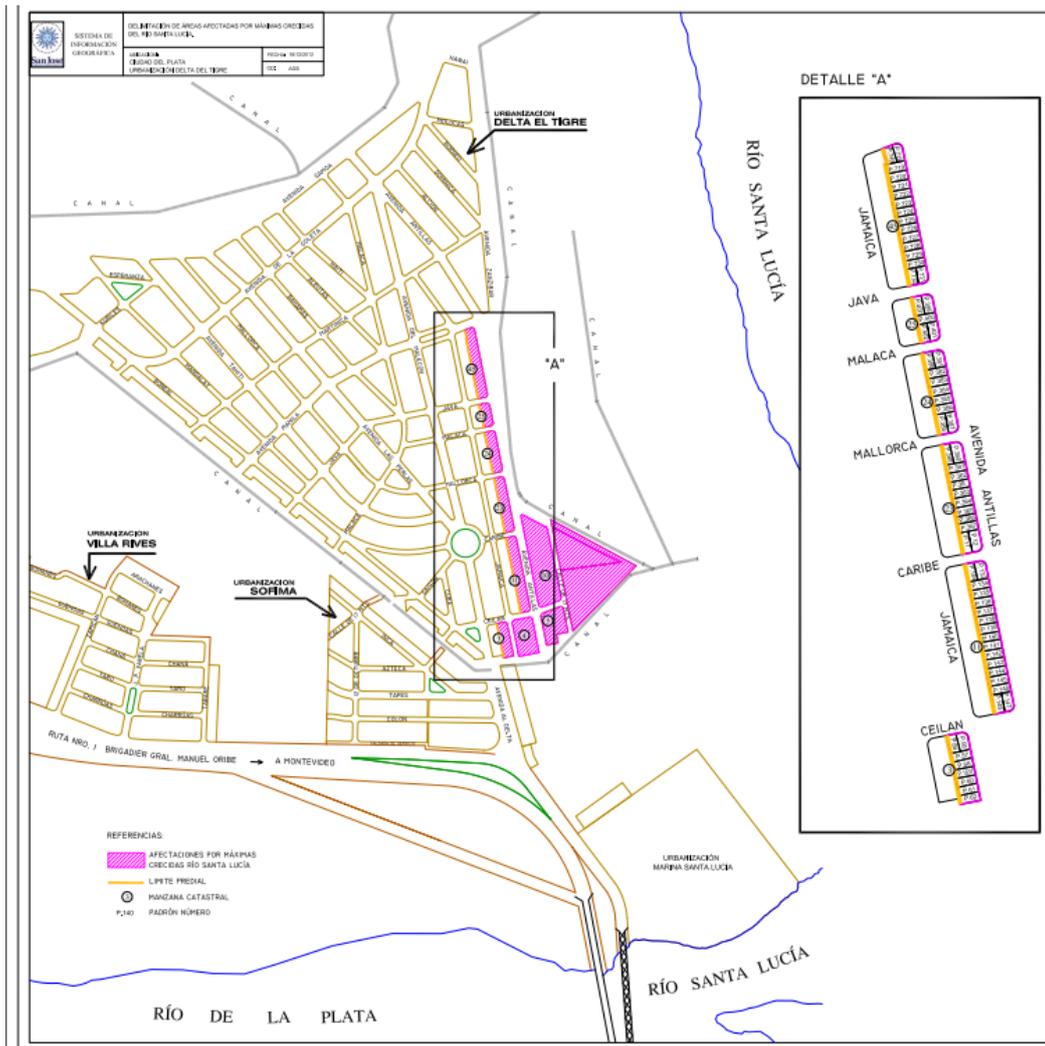


Figura 13: Mapa del sistema de información geográfica de San José con zonas de crecidas del año 2012.

El paciente es originario de Delta del Tigre, San José, Uruguay. Una zona altamente inundable debido a las crecidas que ocurren por parte del Río Santa Lucía, en la imagen se observa coloreado de fucsia dichas zonas, los datos fueron obtenidos por medio del sistema de información geográfica de San José, realizados en el año 2012.

De acuerdo a un estudio realizado en el año 2011, la ciudad de Delta del Tigre tiene una población de 20240 habitantes. Traspolando datos de un estudio de cuantificación y caracterización de la población canina de Uruguay, realizado por Equipos consultores para COTRYBA en marzo del año 2017, San José se encuentra dentro de la zona sur al Río negro con una población mayor a 5000

habitantes donde un 71% de los habitantes poseen al menos un canino en su hogar. El 6% de ellos salen de su hogar sin tutor ni correa, y el 27% sale acompañado, pero sin correa lo que les daría la facilidad de poder beber agua sin control y/o realizar una ingesta de algo extraño (Equipos consultores, 2017).

RESOLUCIÓN DEL CASO CLÍNICO

El día 11 de enero el paciente es sometido a una cirugía, previamente a la misma el Dr. Federico Machin le realiza una ecografía de control donde se visualizaron imágenes similares a la ecografía anterior, confirmándose que el riñón afectado, era el derecho. Se decide realizar la nefrectomía derecha, una vez incidido el riñón se extrajo el ejemplar y se procedió a medirlo, el mismo midió 24 centímetros aproximadamente, también se observó luego del corte transversal una degeneración renal muy avanzada involucrando tanto la cápsula como la médula renal. Debido a esto es que se decide extirpar el riñón enfermo. Luego de la cirugía comienza con un cambio de dieta la cual consistió en su antigua ración (Balanced) mezclada con verduras como calabacín, zanahoria, zapallo y frutas como banana, sandía y melón, 2 días a la semana se le agrega carne picada cocida o pollo cocido.



Imagen 14 y 15: Corte transversal del riñón derecho del paciente junto al ejemplar del parásito que se hallaba dentro. Ceditas por: Dr. Federico Machin

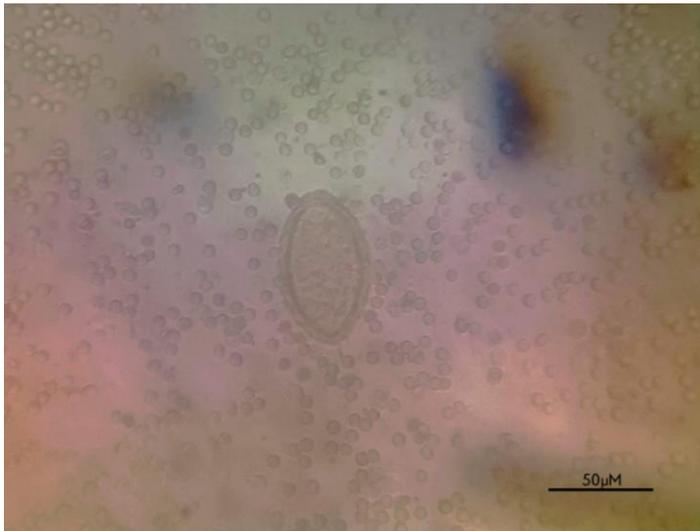


Imagen 16: Huevo de *D. Renale* encontrado en la orina del paciente observado en microscopio en un aumento de 40x. Cedido por el Dr. Federico Machín

Después de la cirugía

Posterior a la nefrectomía el paciente fue dado de alta y regresó a su hogar con sus tutores con ciertas modificaciones en su dieta debidas a la necesidad de preservar la funcionalidad renal del riñón izquierdo la cual fue detallada anteriormente.

Luego de un tiempo prudencial post-quirúrgico se decide realizar un chequeo sanguíneo completo incluyendo un SDMA para evaluar la funcionalidad renal, funcionalidad hepática así como la línea celular roja (eritrocitos) y blanca (linfocitos, neutrófilos, basófilos, monocitos y eosinófilos); el fundamento para este control se basa en el importante papel que juegan los riñones no sólo en la filtración de productos de desechos, sino también en su papel hormonal cómo precursores de la formación de glóbulos rojos.

Se realiza control hematológico el día 7 de junio del 2024, donde se observan únicamente dos alteraciones, una a nivel de glóbulos blancos, específicamente un aumento en la cantidad eosinófilos, y la otra a nivel de la bioquímica hepática donde se observa la alanino amino transferasa por debajo de su rango normal. Los valores recabados de la funcionalidad renal no mostraban alteraciones, incluyendo el SDMA normal.

Para el análisis de estos valores se utilizó el analizador de hematología ProCyte One (IDEXX) y el analizador de bioquímica Catalyst One (IDEXX).

Con los resultados obtenidos podemos concluir que la resolución del caso fue exitosa y que el riñón izquierdo se encuentra compensando de manera eficiente la falta del riñón derecho, permitiéndole a éste mantener una vida completamente normal.

IDEXX 1 800 433-5927

ARTURO CEJAS

PET OWNER: **CEJAS**
 SPECIES: **Canine**
 BREED: **Other**
 SEX/AGE: **Male**
 AGE: **1 Years**
 PATIENT ID:

Veterinaria Del Rhin
 Colonia 875
 Montevideo, Uruguay 11000
 092 862 020
 ACCOUNT #:
 ATTENDING VET: **Federico Machin**

LAB ID:
 ORDER ID:
 DATE OF RECEIPT: **7/6/24**
 DATE OF RESULT: **7/6/24**

IDEXX Services: **ProCyt® One Hematology Analyzer, Catalyst One Chemistry Analyzer**

Hematology

7/6/24 2:41 PM

TEST	RESULT	REFERENCE VALUE	
RBC	7.39	5.65 - 8.87 Mj μ L	
Hematocrit	47.7	37.3 - 61.7 %	
Hemoglobin	16.8	13.1 - 20.5 g/dL	
MCV	64.5	61.6 - 73.5 fL	
MCH	22.8	21.2 - 25.9 pg	
MCHC	35.3	32.0 - 37.9 g/dL	
RDW	16.8	13.6 - 21.7 %	
% Reticulocytes	0.6	%	
Reticulocytes	47.9	10.0 - 110.0 Kj μ L	
WBC	10.73	5.05 - 16.76 Kj μ L	
% Neutrophils	49.6	%	
% Lymphocytes	27.4	%	
% Monocytes	10.4	%	
% Eosinophils	12.3	%	
% Basophils	0.3	%	
Neutrophils	5.33	2.95 - 11.64 Kj μ L	
Lymphocytes	2.95	1.05 - 5.10 Kj μ L	
Monocytes	1.11	0.16 - 1.12 Kj μ L	
Eosinophils	1.32	0.06 - 1.23 KjμL	
Basophils	0.03	0.00 - 0.10 Kj μ L	
Platelets	163	148 - 484 Kj μ L	
PDW	18.6	9.1 - 19.4 fL	
MPV	11.8	8.7 - 13.2 fL	
Plateletcrit	0.19	0.14 - 0.46 %	

Generated by VetConnect® PLUS July 6, 2024 02:05 PM Page 1 of 3

IDEXX 1 800 433-5927

ARTURO CEJAS PET OWNER: **CEJAS** DATE OF RESULT: **7/6/24** LAB ID:

RBC Run

WBC Run

Se han detectado agregados de plaquetas. El recuento de plaquetas podría ser mayor de lo reportado.

Chemistry

7/6/24 2:57 PM

TEST	RESULT	REFERENCE VALUE	
Glucose	90	74 - 143 mg/dL	
IDEXX SDMA	10	0 - 14 μ g/dL	
Creatinine	1.2	0.5 - 1.8 mg/dL	
BUN	12	7 - 27 mg/dL	
BUN: Creatinine Ratio	9		
Phosphorus	3.0	2.5 - 6.8 mg/dL	
Calcium	10.3	7.9 - 12.0 mg/dL	
Total Protein	6.8	5.2 - 8.2 g/dL	
Albumin	3.7	2.3 - 4.0 g/dL	
Globulin	3.2	2.5 - 4.5 g/dL	
Albumin: Globulin Ratio	1.2		
ALT	64	10 - 125 U/L	

Generated by VetConnect® PLUS July 6, 2024 02:05 PM Page 2 of 3

IDEXX 1 800 433-5927

ARTURO CEJAS PET OWNER: **CEJAS** DATE OF RESULT: **7/6/24** LAB ID:

Chemistry (continued)

TEST	RESULT	REFERENCE VALUE	
ALP	18	23 - 212 U/L	
GGT	3	0 - 11 U/L	
Bilirubin - Total	0.1	0.0 - 0.9 mg/dL	
Cholesterol	193	110 - 320 mg/dL	
Amylase	758	500 - 1,500 U/L	
Lipase	762	200 - 1,800 U/L	

* SDMA y CREA dentro del intervalo de referencia: es poco probable que la TFG esté afectada. Se recomienda evaluar un análisis de orina completo.

Imagen 17: Resultados hematológicos, bioquímicos y SDMA del paciente, gentileza del Dr. Federico Machin

DISCUSIÓN:

Para diagnosticar la dirofilosis se utilizan métodos colaterales, como el análisis del sedimento urinario, métodos imagenológicos como la ultrasonografía abdominal (método que tenemos a nuestro alcance) y en otras regiones se utiliza la tomografía computarizada (TAC). Sin embargo, el parásito a menudo se descubre como hallazgo incidental, durante una ultrasonografía por sospechas de otra patología, una cirugía o en una necropsia. En nuestra región, investigadores de Argentina y Brasil han desarrollado ensayos serológicos para detectar caninos infectados mediante la identificación de anticuerpos anti-*D. renale* en sangre, técnica que no se encuentra disponible en el mercado. Aunque esta prueba serológica aún no es rutinaria en la práctica diaria, estudios recientes sugieren que es específica y no presenta reacciones cruzadas con otros nemátodos (Capella et al., 2019). En este caso, con Arturo se utilizó la ultrasonografía abdominal y el análisis de sedimento urinario, siendo esta técnica de diagnóstico la "Gold Standard" a nivel mundial a la fecha.

Hasta la fecha, se han realizado 3 reportes conocidos de dirofilosis en caninos a partir de los 3 meses de edad hasta los 6 meses (Radman et al., 2017; Butti et al., 2018; Amaro et al., 2022). Este caso muestra particular interés ya que, al ser un animal tan joven no se esperaría encontrar un parásito adulto en base al período prepatente conocido a través de la bibliografía actual. Radman et al., en el año 2017, informaron sobre 3 casos de dirofilosis en perros de 4 y 5 meses de edad. De estos, uno presentó la forma patente de la enfermedad en el riñón derecho, mientras que los otros dos, diagnosticados mediante ultrasonografía, podrían corresponder a formas no patentes de la enfermedad. Además, Butti et al. (2018) describieron un caso de *D. renale* extrarrenal en un cachorro canino de 3 meses de edad, en la provincia de Buenos Aires, Argentina. Adicionalmente contamos con un estudio realizado en el año 2022 en donde Amaro et al., describieron dos casos de esta parasitosis en cachorros menores de 4 meses en Ontario, Canadá. El primero se trataba de una hembra de 3 meses de edad la cuál fue ingresada para una ovariectomía y al incidir para ingresar a cavidad abdominal se detectó un sangrado rojo amarillado, lo que llevó a una laparotomía exploratoria y un posterior diagnóstico de *D. renale* ectópico en cavidad abdominal, extrayéndose 7 parásitos adultos de esta; la otra cachorra afectada era su compañera en el refugio y compartían sanitario, en esta paciente se recuperó 1 verme adulto macho de *D. renale*. Los autores de este estudio plantean dos posibles explicaciones para la infección tan temprana, por un lado, se plantea que puede llegar a existir una transmisión vía transplacentaria y/o lactogénica como sucede con *Ancylostoma caninum* y por otro lado la posibilidad de un período prepatente inferior al descrito hasta la fecha por la bibliografía, inclinándose más por la primera hipótesis ya que al ser cachorros tan pequeños deberían haber ingerido el HI o el HP antes del primer mes de vida. De todas formas, los parásitos diagnosticados por los autores, si bien eran adultos no se encontraban en riñón, como sucede en el caso de estudio, evidenciando una diferencia importante ya que en el caso que reportamos ya se estaba cumpliendo el período prepatente, aunque en un período de tiempo significativamente inferior al descrito en la bibliografía.

Las áreas cercanas a cuerpos de agua, como ríos, canales, zanjas y lagunas, son propensas para que se cumpla el ciclo de vida de *D. renale*, que involucra un oligoqueto de agua dulce como hospedador intermediario y peces, ranas y anguilas como hospedadores paraténicos (Anderson, 2000). En la región de Delta del Tigre, San José, Uruguay, la presencia de perros vagabundos que consumen agua y se alimentan de animales de ríos y canales es una característica a tener en cuenta en este caso particular, sobre todo teniendo conocimiento que la madre de Arturo tenía libre acceso a aguadas naturales y vivía en una zona altamente inundable.

La edad del cachorro afectado, en éste caso eran 5 meses, es particularmente relevante, ya que el período de prepatencia en caninos varía entre 3.5 y 6 meses (Payne & Carter, 2005), y el ciclo de vida completo del parásito, incluyendo su paso por hospedadores intermedios, puede extenderse hasta 2 años (Osborne et al., 1972). Este conocimiento del ciclo de prepatencia puede complicar el diagnóstico del parasitismo. Debido a la temprana edad de Arturo y al subdiagnóstico de este verme, es que podemos suponer que, al comienzo de la sintomatología y tratamiento de Arturo, no se tomó en cuenta este parásito dentro de los diagnósticos diferenciales. Dado que la bibliografía y protocolos mundiales sugieren la toma de muestras de orina para urocultivo y antibiograma, frente a cuadros de hematuria y cistitis, para luego comenzar con antibioticoterapia de amplio espectro mientras se esperan los resultados del urocultivo, los colegas realizaron dicho protocolo de tratamiento inicial.

El hallazgo presentado en nuestra tesis, de julio de 2022 en Delta del Tigre, San José, Uruguay, es significativo al documentar un caso de diocofimosis en un cachorro de 5 meses en nuestra región. Este es el canino más joven registrado hasta la fecha en nuestro país, afectado por la parasitosis en su riñón derecho. La presencia del parásito adulto en el riñón, junto con la detección de huevos en la orina, sugieren que la infección alcanzó el estadio adulto antes de que se culminara el período de prepatencia actualmente conocido. Éste caso subraya la importancia de considerar la diocofimosis en cachorros jóvenes y destaca la necesidad de una vigilancia continua en áreas endémicas y cursos de agua dulce; siendo de especial interés el diagnóstico temprano de este parásito dado que es una enfermedad zoonótica y subdiagnosticada, tanto en la rama veterinaria en nuestro país como en medicina humana. Como médicos veterinarios, responsables de una sola salud (“One Health” (OMS)) debemos informar, prevenir y tratar a tiempo los casos de *D. renale* en animales domésticos. Cabe destacar que aún hay miembros de la población de Delta del tigre, San Jose, Uruguay, que continúa consumiendo el agua del Río Santa Lucía al igual que productos de pesca, los cuales no siempre se consumen con una cocción adecuada, siendo ambos una fuente potencial de infección a través de la ingestión del HI o HP.

CONSIDERACIONES FINALES:

Este estudio, presenta el caso clínico de un cachorro cruzado de 5 meses diagnosticado con dirofilariosis renal, una infección parasitaria causada por *D. renale*. El cachorro presentó síntomas típicos de la enfermedad, como hematuria, pérdida de apetito, y debilidad general. El diagnóstico fue confirmado mediante ultrasonografía abdominal y análisis de sedimento urinario, donde se encontró un ejemplar hembra de *D. renale* en el riñón derecho. La intervención quirúrgica, nefrectomía, fue exitosa, y el cachorro se encuentra actualmente en buenas condiciones de salud. Este caso, es notable por la temprana edad del paciente, ya que la dirofilariosis renal suele diagnosticarse en perros mayores.

El estudio destaca la relevancia de considerar la dirofilariosis en el diagnóstico diferencial de enfermedades renales en cachorros jóvenes, especialmente en áreas con alta prevalencia de cuerpos de agua que facilitan el ciclo biológico del parásito. Se recomienda evitar que los animales y seres humanos consuman ranas y pescado crudo, así como restringir su acceso a aguas potencialmente contaminadas. La dirofilariosis puede representar una zoonosis, por lo que es crucial educar a la población sobre medidas preventivas. Se sugieren investigaciones futuras para estudiar el ciclo de crecimiento y las posibles fuentes de infección de *D. renale*, así como la transmisión en cachorros jóvenes y la posibilidad de que el período prepatente sea inferior al descrito hasta el momento por la bibliografía, para mejorar la prevención y el tratamiento de esta parasitosis.

BIBLIOGRAFÍA:

- Acha, PN & Szyfres, B. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y los animales* (3° ed.). Organización Panamericana de la Salud, Washington DC
- Alvarenga, J., Matera, J. M., Barros, P. S., Randi, R. E., & Serman, F. (1984). *Diectophyma renale* in a dog. *Modern Veterinary Practise*, 65(2):125.
- Alves, G. C., Silva, D. T. & Neves, M. F. (2007). *Diectophyma renale*: o parasito gigante do rim. *Revista Científica Eletrônica*, 4(8),1-10.
- Amaro, A. A., Greer, T., Wilson, D., & Smrdelj, M. (2022). Giant red kidney worm (*Diectophyma renale*) infection in puppies less than four months of age from Northern Canada. *Journal of Parasitology*, 108(2), 127–131. <https://doi.org/10.1645/21-86>
- Anderson, R. C. (2000). *Nematode parasites of vertebrates: Their development and transmission* (2nd ed.). CABI Publishing. <https://doi.org/10.1079/9780851994215.0000>
- Anderson, R. C., Chabaud, A. G., & Willmott, S. (2009). *Keys to the nematode parasites of vertebrates: Archival volume*. CABI Publishing.
- Barajas, L. (1978). Innervation of the renal cortex. *Fed Proc*, 37(5), 1192–1201.
- Barella, G., Lodi, M., Sabbadin, L. A., & Faverzani, S. (2012). A new method for ultrasonographic measurement of kidney size in healthy dogs. *Journal of Ultrasound*, 15(3), 186–191. <https://doi.org/10.1016/j.jus.2012.06.004>
- Barriga, O. (1982). *Diectophymiasis*. In J. H. Steele (Ed.), *Chapters of Ancylostomiasis, Ascariasis, Diectophymiasis, Dirofilariasis and Trichuriasis* (Sección C: Parasitic zoonoses). Handbook Series in Zoonoses. CRC Press.
- Bartges, J., & Polzin, D. (Eds.). (2011). *Nephrology and urology of small animals*. Wiley-Blackwell.
- Beaver, P. C., & Theis, J. H. (1979). *Diectophymatid larval nematode* in a subcutaneous nodule from man in California. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 28, 206–212
- Bellini, E., & Ferreira, C. (2001). *Diectophyma renale* en el perro, primer hallazgo en el Uruguay. *Sociedad Médica Veterinaria del Uruguay*, LXII(36), 21.
- Benítez, S., & Daniel. (2021). Artículo. *Diectophyme renale diagnóstico por ultrasonido con localizaciones etiópicas en perros de la República del Paraguay: Reporte de 6 casos*.
- Beugnet, F., Halos, L., & Guillot, J. (2018). *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats*. Servet Publishing.
- Bojrab, M. J., Waldron, D. R., & Toombs, J. P. (2014). *Current Techniques in Small Animal Surgery* (5th ed.). CRC Press.
- Bowman, D. D. (2011). *Georgis parasitología para veterinarios*. Elsevier.
- Bowman, D. D. (2020). *Georgis' Parasitology for Veterinarians E-Book*. Elsevier Health Sciences.
- Brown, S., Finco, D., & et al. (1990). Single nephron adaptations to partial renal ablation in dogs. *American Journal of Physiology*, 258(F495–F503).

- Brown, S. A., & Brown, C. A. (1995). Single nephron adaptations to partial renal ablation in cats. *American Journal of Physiology*, 269(R1002–R1008).
- Bruel, A., Christensen, E. I., Trandum-Jensen, J., Qvortrup, K., & Geneser, F. (2014). *Geneser histología* (4th ed.). Panamericana.
- Brunner, C. B., Scheid, H. V., Venancio, F. da R., Lima, J. L. F. de, Faccini, L. S., Sallis, E. S. V., & Raffi, M. B. (2022). Diotophyme renale in wandering dogs in Pelotas, South of Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária [Brazilian Journal of Veterinary Parasitology]*, 31(1). <https://doi.org/10.1590/s1984-29612022008>
- Burgos, L., Acosta, R., Radman, N. E., Archelli, S. M., Linzitto, O. R., De Bernardi, A., López, M., Osen, B., Gamboa, M., & del Tunes, M. L. (2006). Diotofimosis en una zona selvática ribereña al Río de La Plata. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 40(3), 215.
- Burgos, L., & Radman, N. E. (2008). In Cacchione, R., Durlach, R., Larghi, O., & Martino, P. (Eds.), *Dioctophymosis*. In *Temas de Zoonosis IV* (pp. 333–339). Asociación Argentina de Zoonosis.
- Burgos, L., Acosta, R. M., Fonrouge, R. D., Archelli, S. M., Gamboa, M. I., Linzitto, O. R., Linzitto, J. P., Osen, B. A., & Radman, N. E. (2015). Prevalencia de un parásito zoonótico, *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782), en caninos machos de una zona ribereña al Río de La Plata, Provincia de Buenos Aires, República de Argentina. *Revista de Patología Tropical*, 43(4), 420–426. <https://doi.org/10.5216/rpt.v43i4.33603>
- Butti, M., Gamboa, M., Terminiello, J., Luna, M., Blanco, M., & Radman, N. (2016). Diotophyma renale: Extrarrenal case description in a canine diotofimosis of Argentina. *Neotropical Helminthology*, 10, 181-187.
- Butti, M. J., Gamboa, M. I., Terminiello, J., & Radman, N. E. (2018). Diotofimosis en un canino de 3 meses de edad: Reporte de caso. *Revista Argentina de Parasitología*, 7, Octubre 2018. http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/71068/Documento_completo.pdf?sequence=1
- Capella, G. A., Pinto, N. B., de Moura, M. Q., Weege, G. B., Rappeti, J. C. S., & Berne, M. E. A. (2019). Imunodianoóstico de Diotofimatoze em cães. Trabajo presentado en el XXI Encontro de Pós-Graduação (ENPOS), Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, Brasil.
- Caye, P., Gasparotto, J. C., Antunes, B. N., Plentz, I. D., Hasan, J. A., Müller, D. C. de M., Silva, M. A. M., & Brun, M. V. (2023). Hyperbaric oxygen therapy in bitches with diotophymosis. *Acta Scientiae Veterinariae*, 51(Suppl 1), 909.
- Centeno Rivera, N. E. (2020). Presentación de un caso clínico de diotofimosis en un perro (Trabajo final integrador, Especialización en Clínica de Pequeños Animales). Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Católica de Córdoba, Argentina.
- Colpo, C. B., Silva, A. S. D., Monteiro, S. G., Stainki, D. R., Camargo, D. G., & Colpo, E. T. B. (2007). Ocorrência de *Dioctophyma renale* em cães no município de Uruguaiana-RS. *Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia*, 14, 175-180.

- Coppo, J. A., & Brem, J. J. (1983). Canine dioctophymosis in the northeast of Argentina. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 25, 259–262.
- Costas, M. E., & Kozubsky, L. E. (1998). Diocetofimosis. En *Parasitología humana para bioquímicos*. Facultad de Ciencias Exactas, Universidad Nacional de La Plata.
- Coyne, M., Szlosek, D., Clements, C., McCrann, D., & Olavessen, L. (2020). Association between breed and renal biomarkers of glomerular filtration rate in dogs. *Veterinary Record*, 187(10), 1–11.
- Dacorso Filho, P., Langenegger, J., & Dobereiner, J. (1954). Sobre a infestação e lesões anatomopatológicas produzidas por *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) em cães. *Veterinária*, 8, 35–54.
- Del Campillo, F. A., Rojo Vazquez, A. R., Martinez Fernandez, M. C., Sanchez Acedo, S., Hernandez Rodriguez, I., Navarrete Lopez-Cozar, P., Diez Baños, H., Quiroz Romero, M., & Carvalho Varela, M. C. (2007). *Parasitología general*. McGraw Hill-Interamericana.
- Dellmann, H. D. (1994). *Histología veterinaria* (2nd ed.). Acribia.
- Duarte, J., Costa, A. M. B., Katagiri, S., Martins, J. A., Oliveira, M. E., & Ribeiro, C. M. (2013). Parasitism by *Dioctophyme renale* (Goeze, 1782) in maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*), Brazil. *Veterinária e Zootecnia*, 20(1), 52-56.
- Dyce, K. M., Sack, W. O., & Wensing, C. J. G. (2012). *Textbook of veterinary anatomy* (4th ed.). Saunders Elsevier.
- Dyce, K. M., Sack, W. O., & Wensing, C. J. G. (2017). *Textbook of veterinary anatomy* (5th ed.). Elsevier.
- Dyer, N. W. (1998). *Dioctophyma renale* in ranch mink. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 10, 111–113.
- Eiras, J., Zhu, X. Q., Yurlova, N., Pedrassani, D., Yoshikawa, M., & Nawa, Y. (2021). *Dioctophyme renale* (Goeze, 1782) (Nematoda, Dioctophymidae) parasitic in mammals other than humans: A comprehensive review. *Parasitology International*, 81, 102269. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2021.102269>
- Equipos Consultores. (2017, March). *Estudio de cuantificación y caracterización de la población canina de Uruguay*. <https://www.gub.uy/ministerio-ganaderia-agricultura-pesca/datos-y-estadisticas/estadisticas/estudio-sobre-poblacion-canina-uruguay>
- Evan, A. P., Stoeckel, J. A., Loemker, V., & Baker, J. T. (1979). Development of the intrarenal vascular system of the puppy kidney. *The Anatomical Record*, 194(2), 187-199. <https://doi.org/10.1002/ar.1091940202>
- Evans, H. E., & de Lahunta, A. (2013). *Miller's anatomy of the dog* (4th ed.). Elsevier Saunders.
- Fernández, F. F., Fernández, C. F., Arce, L. F., Marini, R., Franchini, G. R., Kamenetzky, L., & Beldomenico, P. M. (2024). First record of *Dioctophyme renale* (Goeze, 1782) in the pampas fox (*Lycalopex gymnocercus*, Fischer, 1814) (Carnivora: Canidae). *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 49, 101001. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2024.101001>

- Ferreira, V. L., Medeiros, F. P., July, J. R., & Raso, T. F. (2010). *Diectophyma renale* in a dog: Clinical diagnosis and surgical treatment. *Veterinary Parasitology*, 168, 151–155. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.01.015>
- Flórez, Á., Russo, J., & Uribe, N. (2018). First report of *Diectophyma renale* (Nematoda, Diectophymatidae) in Colombia. *Biomédica*, 38(2), 13–18. <https://doi.org/10.7705/biomedica.v38i4.404>
- Fyvie, A. (1971). *Diectophyma renale*. In J. W. Davis & R. C. Anderson (Eds.), *Parasitic diseases of wild mammals* (pp. 258–262). Iowa State University Press.
- Gargili, A., Firat, I., Toparlak, M., & Çetinkaya, H. (2002). First case report of *Diectophyma renale* (Goeze, 1782) in a dog in Istanbul, Turkey. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 26, 1189–1191.
- Gillette, D., & Filkins, M. (1966). Factors affecting antibody transfer in the newborn puppy. *American Journal of Physiology-Legacy Content*, 210(2), 419-422. <https://doi.org/10.1152/ajplegacy.1966.210.2.419>
- Gonçalves Hitta, V., & Ricciardi Dalmao, L. S. (2015). *Relevamiento de Diectophyme renale en caninos de las ciudades de Salto y Paysandú* [Unpublished doctoral thesis]. Facultad de Veterinaria, Universidad de la República, Montevideo, Uruguay.
- Greer, T., Amaro Anick, A., Wilson, D., & Smrdelj, M. (2021). Giant red kidney worm (*Diectophyma renale*) screening and treatment protocol and aberrant worm migration in dogs from Ontario and Manitoba, Canada. *Journal of Parasitology*, 107(2), 358–363. <https://doi.org/10.1645/20-127>
- Grimm, K. A., Lamont, L. A., & Tranquilli, W. J. (2013). *Manual de anestesia y analgesia en pequeñas especies*.
- Grundy, S. A. (2006). Clinically relevant physiology of the neonate. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 36(3), 443-459. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2005.12.002>
- Gunn, A., & Pitt, S. J. (2012). *Parasitology: An integrated approach*. John Wiley & Sons.
- Hernández-Russo, Z., Supparo-Rizzardini, E., dos Santos-Nuñez, C., & Nan-Monte, F. N. (2014). *Diectophyma renale* en caninos (*Canis familiaris*) de Uruguay. *Neotropical Helminthology*, 8(1), 123-130.
- Horst, E., & Liebich, G. (2008). *Anatomía de los animales domésticos, sistema circulatorio y sistema nervioso*. Estados Unidos.
- Ignjatovic, I., Stojkovic, I., Kutlesic, C., & Tasic, S. (2003). Infestation of the human kidney with *Diectophyma renale*. *Urologia Internationalis*, 70(1), 70–73. <https://doi.org/10.1159/000067695>
- Ilić, T., Ignjatovic, N., Jovanović, N. M., Davitkov, D., & Nenadovic, K. (2023, June 29). Epidemiological and clinical importance of canine diectophimosis. *AVM*. <https://niv.ns.ac.rs/e-avm/index.php/e-avm/article/view/319>
- Katafigiotis, I., Fragkiadis, E., Pournaras, C., Nonni, A., & Stravodimos, K. G. (2013). A rare case of a 39-year-old male with a parasite called *Diectophyma renale* mimicking renal cancer at the computed tomography of the right kidney: A case report. *Parasitology International*, 62(5), 459–460. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2013.06.007>

- Junquera, P. (2017, December). *Diectophyma renale*, nematodo de los riñones de perros y gatos: *Biología, prevención y control*. PARASITIPEDIA.Net.
- Kano, F. S., Shimada, M. T., Suzuki, S. N., Osaki, S. C., Menarim, B. C., Ruthes, F. R. V., & Filho, M. A. L. (2003). Ocorrência da dioctofimose em dois cães no município de Guarapuava/PR. *Semina: Ciências Agrárias*, 24(1), 177–180.
- Karmanova, E. M. (1968). *Fundamentals of nematology: Diectophymatoidea of animals and man and diseases caused by them* (Vol. 20). Nauka Publishers. [Translated from Russian by Amerind Publishing Co Pvt Ltd, New Delhi, 1985].
- Klein, G. B. (2014). *Cunningham fisiología veterinaria* (5th ed.). Elsevier.
- Klein, B. G., & Cunningham, J. G. (2020). *Cunningham's textbook of veterinary physiology* (6th ed.). Saunders.
- Kommers, G. D., Ilha, M. R. S., & Barros, C. S. L. (1999). Dioctofimose em cães: 16 casos. *Ciência Rural*, 29, 517–522.
- König, H. E., & Liebich, H. G. (2005). *Anatomía de los animales domésticos: Tomo 2: Órganos, atlas de sistema circulatorio y sistema nervioso* (2nd ed.). Médica Panamericana.
- Li, G., Liu, C., Li, F., Zhou, M., Liu, X., et al. (2010). Fatal bilateral *Diectophymatosis*. *Journal of Parasitology*, 96(6), 1152–1154. <https://doi.org/10.1645/GE-2132.1>
- Liebich, H. (2019). *Veterinary histology of domestic mammals and birds: Textbook and colour atlas*.
- Londoño, L. (2022). *Manual de nefrología crítica en perros y gatos*. Multimédica ediciones veterinarias.
- Lumbis, R. H., & Rinkinen, M. (2022). Veterinary nutritional assessment: The importance of an interprofessional approach. *The Veterinary Nurse*, 13(5), 214-219. <https://doi.org/10.12968/vetn.2022.13.5.214>
- Mace, T. F., & Anderson, R. C. (1975). Development of the giant kidney worm, *Diectophyma renale* (Goeze, 1782) (Nematoda: Diectophymatoidea). *Canadian Journal of Zoology*, 53(11), 1552–1538.
- Madsen, K. M. (1989). Anatomy of the kidney. In C. C. Tisher & C. S. Wilcox (Eds.), *Nephrology for the house officer* (pp. 1–12). Williams & Wilkins.
- Mareschal, A., D'Anjou, M.-A., Moreau, M., Alexander, K., & Beaugard, G. (2007). Ultrasonographic measurement of kidney-to-aorta ratio as a method of estimating renal size in dogs. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, 48(5), 434–438. <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2007.00274.x>
- Mascarenhas, C. S., & Muller, G. (2015). Third stage larvae of the enoplid nematode *Diectophyme renale* (Goeze, 1782) in the freshwater turtle *Trachemys dorbigni* from southern Brazil. *Journal of Helminthology*, 89(5), 630–635.
- Maxie, G. M. (2007). *Jubb, Kennedy and Palmer's pathology of domestic animals* (5th ed., Vol. 1). Elsevier.
- Mehlhorn, H. (1993). *Fundamentos de parasitología*. Edit Acribia.
- Meneses, M. L., Arauz, M. S., Fontana, L. L. L., & Martín, P. L. (2021). *Atlas de orina: Análisis de orina e interpretación de los resultados en caninos*,

- felinos y equinos* (1st ed.). Universidad Nacional de La Plata; EDULP. [Digital PDF]
- Meyer, S. N., Rosso, M., & Maza, Y. E. (2013). Hallazgo de *Diectophyma renale* en la cavidad torácica de un canino. *Revista Veterinaria*, 24(1), 63–65. https://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1669-68402013000100014&lng=es
 - Michell, A. (1988). Renal disease in dogs and cats: Comparative and clinical aspects. Retrieved from <http://ci.nii.ac.jp/ncid/BA04833409>
 - Milanelo, L., Moreira, M. B., Fitorra, L. S., Petri, B. S. S., Alves, M., & Santos, A. C. (2009). Occurrence of parasitism by *Diectophyma renale* in ring-tailed coatis (*Nasua nasua*) of the Tiete Ecological Reserve. *Veterinary Parasitology*, 145(3), 366–370.
 - Miranda, M. A., Benigno, R. N. M., Galvão, G. R., & Oliveira, S. A. L. (1992). *Diectophyma renale* (Goeze, 1782): Localización ectópica de alta intensidad parasitaria en *Canis familiaris* del Pará-Brasil. *Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 44(1), 151–153.
 - Molina, E. M. (2005). *Consulta rápida en la clínica diaria* (1st ed.). Intermédica.
 - Monteiro, S. G., Sallis, E. S. V., & Stainki, D. R. (2002). Infecção natural por trinta e quatro helmintos da espécie *Diectophyma renale* (Goeze, 1782) em um cão. *Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia*, 9, 95–99.
 - Moraes, J. (1988). *Diectophyma renale* no tecido celular subcutâneo da região inguinal de *Canis familiaris*. Universidade Federal Fluminense.
 - Nakagawa, T. L. D. R., Bracarense, A. P. F. R. L., Reis, A. C. F., Yamamura, M. H., & Headiey, S. A. (2007). Giant kidney worm (*Diectophyma renale*) infections in dogs from Northern Paraná, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 145(3), 366–370.
 - Olsen, O. W. (1974). *Animal parasites* (3rd ed.). University Park Press.
 - Organización Panamericana de la Salud. (2003). *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales* (3rd ed., Vol. 3). Organización Panamericana de la Salud. <https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/7111/9275119936.pdf>
 - Osborne, C., et al. (1972). Applied anatomy of the urinary system. In *Canine and feline urology*. WB Saunders.
 - Payne, P. A., & Carter, G. R. (2005). Internal parasitic diseases of dogs and cats—*Diectophyma renale* infection (giant kidney worm infection). In G. R. Carter & P. A. Payne (Eds.), *A concise guide to infections and parasitic diseases of dogs and cats*. International Veterinary Information Service. Retrieved from <http://www.ivis.org>
 - Pedrassani, D., Lux Hoppe, E. G., Avancini, N., & do Nascimento, A. A. (2009). Morphology of eggs of *Diectophyma renale* Goeze, 1782 (Nematoda: Diectophymatidae) and influences of temperature on development of first-stage larvae in the eggs. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 18(1), 15–19. <https://doi.org/10.4322/rbpv.01801003>
 - Pedrassani, D., Nascimento, A. A. do, André, M. R., & Machado, R. Z. (2017). *Diectophyma renale*: Prevalence and risk factors of parasitism in dogs of São

- Cristóvão district, Três Barras county, Santa Catarina State, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 26(1), 39–46. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612017004>
- Penninck, D., & D'Anjou, M.-A. (Eds.). (2015). *Atlas of small animal ultrasonography* (2nd ed.). John Wiley & Sons.
 - Pérez-Iñigo, C. (1976). *Parasitología*. Hermann Blume Ediciones.
 - Peterson, M. E., & Kutzler, M. A. (2011). *Small animal pediatrics: The first 12 months of life*. Retrieved from <https://lib.ugent.be/catalog/ebk01:2560000000015248>
 - Radman, N. E., Gamboa, M. I., Butti, M. J., Blanco, M., Rube, A., Terminiello, J., Osen, B. A., Burgos, L., Corbalán, V., Paladini, A., Acosta, R. M., Eugui, J. I. R., Borrelli, S., Brusa, M., & Martino, P. (2017). Occurrence of diotrophymosis in canines within a riparian zone of the Río de La Plata watercourse, in Ensenada, Buenos Aires Province, Argentina. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 10(4), 43–50. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2017.07.007>
 - Ribeiro, C. T., Verocai, G. G., & Tavares, L. E. R. (2009). *Diectophyme renale* (Nematoda, Diectophymatidae) infection in the crabeating fox (*Cerdocyon thous*) from Brazil. *Journal of Wildlife Diseases*, 45(1), 248–250.
 - Russo, Z. H., Callirgos, J. C., García-Ayachi, A., & Wetzel, E. J. (2022). Review of *Diectophyme renale*: Etiology, morphology, biology, ecoepidemiology, pathogenesis, symptomatology, diagnosis, treatment, and prevention. *The Journal of Parasitology*, 108(2), 180–191. <https://doi.org/10.1645/21-65>
 - Samuell, C. A., Fusé, L. A., & San Romé, C. A. (1990). Un caso de *Diectophyme renale* en glándula mamaria de perra. *Revista de Medicina Veterinaria* (Buenos Aires), 71, 162–164.
 - Silveira, C. S., Diefenbach, A., Mistieri, M. L., Machado, I. R. L., & Anjos, B. L. (2015). *Diectophyma renale* em 28 cães: Aspectos clinicopatológicos e ultrassonográficos. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 35(11), 899–905.
 - Soares, J. H., Queiróz, F. R., Braga, A. O., Tavela, J. M., Araújo, L. A., Fonseca, A. S., Gouveia, J. V., & Araújo, A. (2014). Action of the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* on *Diectophyma renale* eggs. *Biocontrol Science and Technology*, 24(4), 399–406. <https://doi.org/10.1080/09583157.2013.863828>
 - Soulsby, E. J. L. (1987). *Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos* (7th ed.). Interamericana.
 - Sousa, A. A. R., Sousa, A. A. S., Coelho, M. C. O. C., Quessada, A. M., Freitas, M. V. M., & Moraes, R. F. N. (2011). *Diectofimose* em cães. *Acta Scientiae Veterinariae*, 39(3), 1–4.
 - Stainki, D. R., Pedrozo, J. C. S. R., Gaspar, L. F. J., Zanette, R. A., da Silva, A. S., & Monteiro, S. G. (2011). Urethral obstruction by *Diectophyma renale* in a puppy.
 - Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M., & Jennings, F. W. (1998). *Parasitología veterinaria* (2nd ed.). Guanabara Koogan.

- Verocai, G. G., Measures, L. N., & Azevedo, F. D. (2009). *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) in the abdominal cavity of a domestic cat from Brazil. *Veterinary Parasitology*, 161, 342.
- Zamora, C., Pisón, I., Zamora, S., Zamora, R., Valledor, M. S., Correa, O., & Castro, O. (2015). Descripción de un caso de dioctofimosis en un perro de Juan Lacaze (Colonia), Uruguay. In *Jornada Técnica Veterinaria* (Vol. 9, pp. 149–150). Facultad de Veterinaria.
- Zolhavarieh, S. M., Norian, A., & Yavari, M. (2016). *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) infection in a domestic dog from Hamedan, Western Iran. *Iranian Journal of Parasitology*, 11(1), 131–135. PMID: 27095981; PMCID: PMC4835464.