

Epidemiologia e controle das infecções parasitárias por *Dioctophyme renale*

Epidemiology and control of parasitic infections by *Dioctophyme renale*

DOI:10.34119/bjhrv6n5-582

Recebimento dos originais: 22/09/2023

Aceitação para publicação: 26/10/2023

Jaqueline Aparecida Sousa Pereira

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: jaqueline.pereira@alunos.unis.edu.br

Camila Braga de Souza

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Instituto Federal de Educação e Ciência e Tecnologia do Sul de Minas

Endereço: Estrada de Muzambinho, km 35, Morro Preto, Muzambinho - MG,

CEP: 37890-000

E-mail: cbragasza@gmail.com

Cassiano Lemos Goularte

Graduando em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: cassiano.goularte@alunos.unis.edu.br

Gabriel Destefani de Souza

Graduando em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: gabriel.souza4@alunos.unis.edu.br

Gustavo dos Reis Gonçalves

Graduando em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: gustavo.goncalves1@alunos.unis.edu.br

Millena Baeta Jardim

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: millena.jardim@alunos.unis.edu.br

Rafaela de Oliveira Cunha

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: rafaela.cunha@alunos.unis.edu.br

Rafaela Cristina Cardoso Costa

Graduanda em Medicina Veterinária

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099

E-mail: rafaela.costa@alunos.unis.edu.br

Elizangela Guedes

Doutora em Ciência Animal

Instituição: Centro Universitário do Sul de Minas (UNIS)

Endereço: Avenida Alzira Barra Gazzola, 650, Aeroporto, Varginha - MG, CEP: 37031-099E

E-mail: elizangela.guedes@professor.unis.edu.br

RESUMO

Diectophyme renale (*D. renale*) é o maior nematódeo conhecido, e é comumente chamado de parasita gigante do rim. A infecção por esse parasita é considerada uma zoonose, e a maior parte da infecção frequentemente está associada as áreas rurais, sendo descrito parasitando animais silvestres, humanos e mamíferos domésticos. Os cães e os gatos representam uma preocupação importante devido à relevância da doença. A infecção ocasionada por *D. Renale* é denominada Dioctofimatoze, sendo os cães considerados os principais hospedeiros, podendo se infectar pela ingestão de hospedeiros paratênicos ou intermediários, que são peixes e rãs com a presença de larvas encistadas em sua musculatura, ou anelídeos oligoquetas infectados, respectivamente. O diagnóstico da dictofimatoze é realizado através do ultrassom e da urinálise. O objetivo deste trabalho é realizar uma revisão de literatura sobre a dioctofimatoze, abordando características do nematóide *D. renale*, incluir métodos diagnósticos, conduta terapêutica e manejo para controle da parasitose.

Palavras-chave: parasita, rim, dictofimatoze, hospedeiros.

ABSTRACT

Diectophyme renale (*D. renale*) is the largest known nematode, and is commonly called the giant kidney parasite. Infection by this parasite is considered a zoonosis, and most of the infection is often associated with rural areas, being described parasitizing wild animals, humans and domestic mammals. Dogs and cats represent an important concern due to the relevance of the disease. The infection caused by *D. Renale* is called Dioctophymatosis, and dogs are considered the main hosts, and can become infected by ingestion of paratenic or intermediate hosts, which are fish and frogs with the presence of encysted larvae in their muscles, or infected oligochaete annelids, respectively. The diagnosis of dictophymatosis is performed through ultrasound and urinalysis. The objective of this work is to carry out a literature review on dioctophymatosis, addressing characteristics of the nematode *D. renale*, including diagnostic methods, therapeutic conduct and management to control the parasitosis.

Keywords: parasite, kidney, dictophymatosis, hosts.

1 INTRODUÇÃO

Diectophyme renale (*D. Renale*) é o maior nematóide conhecido, e é comumente chamado de parasita gigante do rim. Esse filo é caracterizado por animais cilíndricos e alongados, pertencentes a ordem Enoplida, classe Enoplea, família Enoplidae, que confere animais aquáticos de vida livre, superfamília Diectophymatoidea, e gênero diectophyme. (DE ANDRADE et al., 2022). A infecção por esse parasita é considerada uma zoonose, e a maior parte da infecção frequentemente está associada às áreas rurais, sendo descrito parasitando animais silvestres, humanos e mamíferos domésticos. Nesse interím, os cães e os gatos representam uma preocupação importante devido à relevância da doença (DOS SANTOS VALLE et al., 2022).

Este parasita tem distribuição cosmopolita, sendo descrito pela primeira vez por Johann Goeze, em 1782, a partir de exemplares encontrados no rim de um cão. Seguidamente foi descrito também em quatis, lontras, preguiças, coiotes, raposas, lobos, chacais, doninhas, ratos almiscarados, furões, cachorro-do-mato, ursos, focas e macacos. Em humanos alguns casos foram relatados na China, Grécia e Índia, parasitando pele e rins, provocando hematúria e cólica renal (VENKATRAJIAH et al., 2014).

A infecção ocasionada por *D. renale* é denominada Diectofimatose, sendo os cães considerados os principais hospedeiros, podendo se infectar pela ingestão de hospedeiros paratênicos ou intermediários, que são peixes e rãs com a presença de larvas encistadas em sua musculatura, ou anelídeos oligoquetas infectados pelo terceiro estágio larval, respectivamente. Geralmente os cães são assintomáticos quando o rim não está sendo parasitado, porém quando isso ocorre podem vir a apresentar: fraqueza, dificuldade em caminhar, anorexia, ascite, convulsões, perda de peso, cólicas abdominais, irritabilidade, disúria, hematúria e aumento da frequência de micção (SILVEIRA et al., 2015).

Além de parasitar os rins, principalmente o direito, eles podem ser encontrados também na bexiga, uretra, cavidade peritoneal, no fígado, útero, ovários, cavidade torácica e pericárdica, estômago, músculo reto abdominal, tecido subcutâneo inguinal, linfonodos mesentéricos, glândula mamária e testículos (TAYLOR, 2017).

O diagnóstico da diectofimatose é realizado através do ultrassom e da urinálise, sendo possível a visualização de ovos do parasita no sedimento urinário, ou até mesmo em alguns casos, vermes jovens. Porém, devido aos sinais clínicos serem reduzidos ou inespecíficos, na maior parte das vezes é obtido o diagnóstico através da visualização do *D. renale* nos achados de necropsia (PEDRASSANI E NASCIMENTO, 2015).

O objetivo deste trabalho é realizar uma revisão de literatura sobre a dioctofimose, abordando características do nematódeo *D. renale*, incluir métodos diagnósticos, conduta terapêutica e manejo para controle da parasitose (PAVANELLI, 2019).

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 AGENTE ETIOLÓGICO

Dioctophyme renale é o maior nematóide conhecido, pertencente à família a ordem Enoplida, classe Enoplea, família Enoplidae, que confere animais aquáticos de vida livre, superfamília Dioctophymatoidea, e gênero Dioctophyme. Ele tem distribuição cosmopolita, e comumente é denominado como verme gigante do rim, sendo descrito parasitando mamíferos domésticos, humanos e animais silvestres (DE ANDRADE et al., 2022). A infecção causada por esse parasito é chamada de dictofimose, e é, portanto, considerada uma zoonose (PEDRASSANI E NASCIMENTO, 2015)

Esta espécie apresenta ovos bioperculados, de formato elíptico, com uma parede rugosa e espessa, de coloração castanho-amarelada, com tampões bipolares e depressões. Assim que são eliminados na urina esses ovos podem medir de 73 a 83 μm de comprimento por 45 a 47 μm de largura (DA FONSECA SAPIN et al., 2017).

Os machos adultos têm em média de 14 a 45 cm de comprimento e 4 a 6 mm de largura, com extremidades afiladas, apresentam uma boca em formato hexagonal, com ausência de lábios, e que é circuncidada por seis papilas distribuídas em círculo. O esôfago é longo, com lúmen de formato claviforme e estreito, com uma discreta dilatação posterior, e parede espessa (GOMES et al., 2013). A bolsa copuladora do macho se encontra em sua extremidade posterior, é musculosa em formato de câmpanula contendo papulas em todo seu contorno, sem a presença de raios bursais. Sua função é prender a fêmea durante a cópula. Seu orifício cloacal fica localizado no centro dessa bolsa copuladora, de onde há o surgimento de um único espículo quitinizado que serve para manter a vulva da fêmea aberta durante a cópula, e mede cerca de 5 a 6 mm de comprimento (Figura 1) (MASCARENHAS et al., 2017).

Sua coloração é vermelho-sangue Aducco em 1889 (citado por Pedrassani e Nascimento, 2015) observou que essa coloração vermelho-sangue era em virtude da presença de um pigmento parecido com a hemoglobina que fazem parte de alguns vertebrados. Porém outros autores já relataram que essa cor se deve ao hematofagismo do verme ao parasitar o hospedeiro definitivo. Contudo, ao ser observado em um meio de cultura, após 30 dias ainda apresentava essa coloração mesmo sem ter ingerido sangue durante esse intervalo de tempo (PAVANELLI, 2019).

Esta é uma espécie com dimorfismo sexual, sendo que a fêmea mede em torno de 20 a 100 cm de comprimento e 5 a 12 mm de largura. Ela possui uma vulva de 5 a 7 cm da extremidade anterior, ovário único, uma cauda obtusa e ânus terminal (DE FREITAS et al., 2018).

As larvas do terceiro estágio (L3) possuem em seu sistema nervoso um conjunto de gânglios nervosos esofagianos, que se localizam na parte média do esôfago e emitem 8 cordões longitudinais, sendo: dorsal, ventral, dois laterais, dois subventrais e, dois subdorsais. O cordão ventral é o mais destacado, com uma forma de leque (LIMA, 2016). Já os demais cordões são menores e algumas vezes não discerníveis (MASCARENHAS et al., 2019). As L3 medem cerca de 10 mm, e nesta espécie conservam a cutícula proveniente da segunda muda. Essa cutícula reveste o parasita, e permite os movimentos de retração, extensão, ondulatórios e de flexão. Para que o organismo cresça essa cutícula deve sofrer mudas, sendo formada uma nova cutícula sob a velha (PAVANELLI, 2019).

O primórdio genital desse estágio se caracteriza como um cordão longitudinal com vários núcleos pequenos, localizado ventralmente na membrana do pseudoceloma (cavidade que contém um líquido que banha todos os órgãos internos), e não é possível distinguir os órgãos sexuais (PEDRASSANI E NASCIMENTO, 2015).

Figura 1. Exemplar adulto macho de *D. renale* recolhido parasitando testículo. Quadrado em amarelo indicando bolsa copuladora em forma de campânula na extremidade posterior, caracterizando-o como macho



Fonte: Rocha, 2017

2.2 HOSPEDEIROS E CICLO EVOLUTIVO

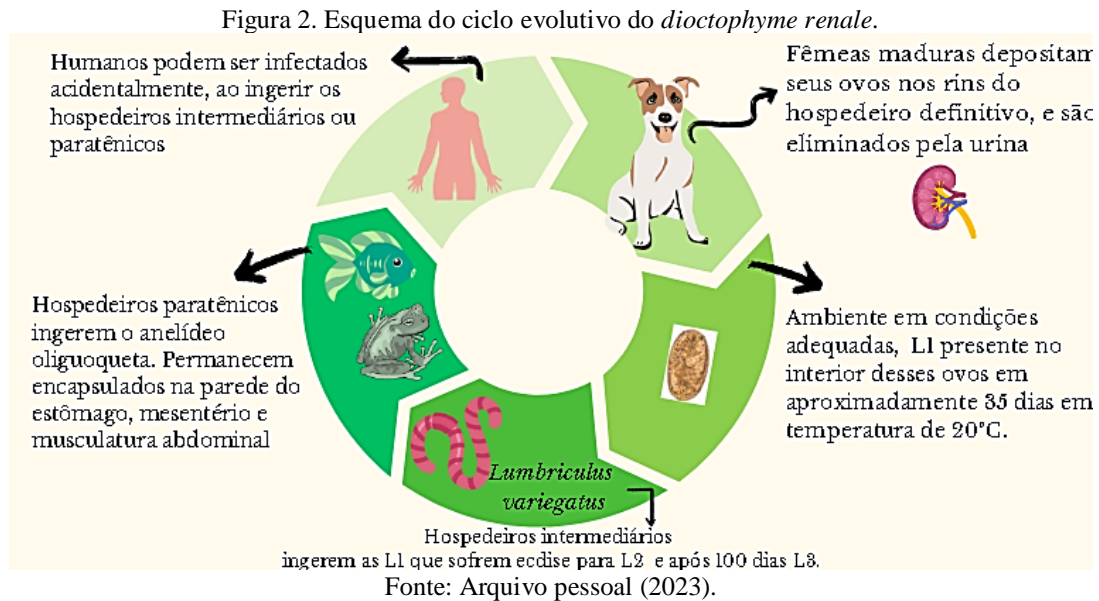
Os hospedeiros intermediários de *D. renale* são os anelídeos oligoquetas aquáticos (*Lumbriculus variegatus*), parasitas das brânquias de crustáceos. Os hospedeiros paratênicos (HP) são os peixes de água doce, sapos (*Rhinella ictericus*) e rãs (*Rana spp.*) (VENKATRAJIAH et al., 2014). No Brasil, foram relatadas algumas espécies de peixes como hospedeiros paratênicos para albergando a L3: *Hoplosternum littorale* (MASCARENHAS et al., 2016, 2019), *Acestrorhynchus lacustris* e *Gymnotus sylvius* (ABDALLAH et al., 2012), e provavelmente muitos outros existirão. Alguns pesquisadores explanam que o ciclo de vida poderá ocorrer também em água salgada ou salobra, pois mamíferos infectados foram encontrados nesse ambiente, conforme foi verificado com as focas *Pusa caspica* (POPOV & TAIKOV, 1985) e *Phoca vitulina* (HOFFMAN et al., 2004). Já no grupo dos hospedeiros definitivos estão: os *Canidae*s como cão, lobo guará, cachorro do mato, raposa vermelha, lobo, coio; *Mustelidae*s como lontra, marta e vison; *Procyonidae*s como o guaxinin e quati. Também é relatado por alguns autores que bovinos, suínos, gatos e humanos podem ser parasitados por esse organismo, porém em menor intensidade (TAYLOR, 2017). A nível mundial, do ponto de vista epidemiológico, o hospedeiro definitivo mais relevante é o cão, *Canis lupus familiaris*, em virtude da grande quantidade de animais infectados, e por ser uma espécie sentinela para a parasitose em humanos (DILL et al., 2017).

O ciclo evolutivo de *D. renale* é complexo, indireto, heteroxênico e ainda não foi completamente elucidado. Quando as fêmeas maduras encontradas nos rins do hospedeiro definitivo (HD) depositam seus ovos, eles serão eliminados pela urina do HD, e se desenvolverem em ambiente aquático. Caso o ambiente esteja em condições adequadas esses ovos evoluem a larvas de primeiro estágio (L1), em aproximadamente 35 dias em temperatura de 20°C. Esta é a forma infectante para o hospedeiro intermediário (HI) o anelídeo oligoqueta aquático (MASCARENHAS et al., 2017).

Para que o ciclo continue, os ovos larvados precisam ser ingeridos pelos HI. Ao adentrar no tubo digestivo dos HI as larvas atravessam a parede desse tubo e sofrem ecdise para o segundo estágio larval (L2). Dessa forma irá ocorrer uma ecdise para o segundo estágio larval (L2) no vaso sanguíneo ventral 50 dias após a infecção, encistamento da larva no celoma do anelídeo. Cerca de 100 dias pós infecção, quando os HI estão em temperatura de 20°C ocorre outra ecdise para o terceiro estágio larval (L3). Esse é o estágio infectante para os HD, e hospedeiros paratênicos (HP) (GOMES et al., 2013).

A infecção do HP se dá através da ingestão dos anelídeos parasitados com as L3, ou de crustáceos infectados pelo HI este hospedeiro as larvas não evoluem e permanecem

escapsuladas principalmente na parede do estômago, mesentério e musculatura abdominal. O ciclo tem continuação quando os HD ingerem os HP ou HI com a presença das L3 (Figura 2) (DE SOUZA et al., 2019).



Mace e Anderson em 1975, verificaram através de uma infecção experimental que as L3 ingeridas pelo HD através do HP ou HI, penetram na parede do estômago ou duodeno e realiza ecdise para o quarto estágio larval (L4) em cinco dias após a ingestão. Em seguida, ela atravessa essa parede do tubo digestivo, passa através do fígado e da cavidade abdominal (DE FREITAS et al., 2018). Karmanova em 1968 relata que a última ecdise para o quinto estágio larval (L5) ocorre na cavidade abdominal. Posteriormente entram como adulto no rim direito na maior parte das vezes. O período pré patente de acordo com Taylor et al (2017), pode ser de aproximadamente 6 meses, podendo se estender até 2 anos.

A prevalência do parasito no rim direito é descrita por autores como Hallberg (1953) e Mace e Anderson (1975) devido a proximidade do duodeno e lobo direito do fígado com o rim direito. Em contrapartida o autor Ferreira Neto et al (1972) sugere que isso se deve a um tropismo do próprio *D. renale*. Contudo, também há relatos de um ciclo errático no rim esquerdo, na bexiga, uretra, cavidade peritoneal, no fígado, útero, ovários, cavidade torácica e pericárdica, estômago, músculo reto abdominal, tecido subcutâneo inguinal, linfonodos mesentéricos, glândula mamária e testículos (DOS SANTOS VALLE et al., 2022). Em humanos, além dos rins, foi relatada também a presença do parasito no subcutâneo (BARROS et al., 2023)

2.3 PATOGENIA E SINAIS CLÍNICOS

A infecção causada por esse nematóide causa lesões, e sua severidade irá depender da quantidade de parasitas presentes, duração da infecção do número de rins acometidos, e se há ou não a presença de uma doença renal crônica. Na maioria das vezes acomete o rim direito, e dessa forma há um mecanismo compensatório, hipertrofiando o rim esquerdo (PAVANELLI, 2019).

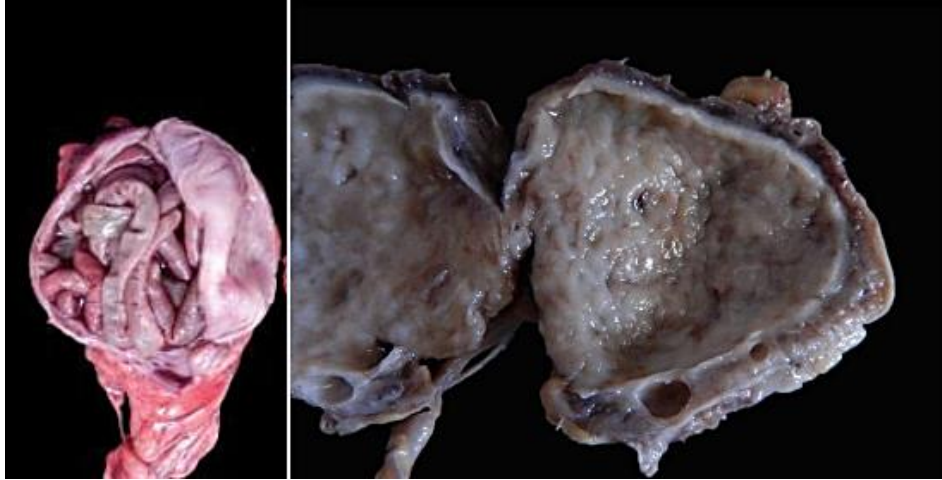
Ele se nutre através da ingestão do parênquima renal e do sangue proveniente das lesões que ele mesmo provoca. Diante da ação das enzimas proteolíticas e lipolíticas, que são liberadas por suas glândulas esofágicas, ele é capaz de causar uma destruição progressiva da medular e cortical renal em associação com uma dilatação da pelve, determinando uma necrose de coagulação nos locais atingidos. Dessa forma, o verme consegue reduzir o rim apenas a cápsula, como um envoltório repleto de conteúdo necrótico e hemorrágico, e com ovos, caso haja a presença de parasito fêmea (BACH, 2016).

O resultado desse parasitismo é uma completa destruição do parênquima renal, com fibrose periglomerular, fibrose e atrofia dos túbulos renais, espessamento da cápsula renal, e a presença do *D. renale* em seu interior juntamente com um líquido purulento e sanguinolento, ovos do parasito, hemácias, células destruídas e leucócitos (MASCARENHAS et al., 2019). Em alguns casos, vermes que estiverem na pelve renal podem acabar bloqueando o óstio uretral interno do ureter e causando também uma hidronefrose, que irá determinar atrofia com preservação do epitélio da pelve, sendo considerada para o desenvolvimento de uma insuficiência renal (LIMA, 2016).

Diante da sua migração pelo fígado, esse helminto pode ocasionar também o desenvolvimento de uma hepatite crônica persistente, acometendo principalmente o lobo direito do fígado, aderência e lesão na superfície do órgão. No peritônio pode ocorrer uma reação inflamatória crônica proliferativa, peritonite em casos de ruptura de órgãos pela ação de suas enzimas ou por grande quantidade de ovos na cavidade peritoneal quando há presença de fêmeas, e hemoperitônio (SILVEIRA et al., 2015).

As alterações histológicas consistem em: parênquima renal repleto de tecido conjuntivo fibroso (Figura 3), glomérulos e túbulos atrofiados, infiltrado inflamatório mononuclear intersticial, hiperplasia do epitélio de transição da pelve (DE ANDRADE et al., 2022).

Figura 3. Rim direito de um cão fêmea SRD parasitado por *D. renale*. Na imagem a esquerda observa-se inúmeros exemplares do parasito, e na imagem a direita observa-se o mesmo rim após ser fixado formol evidenciando substituição do parênquima renal por tecido conjuntivo fibroso.



Fonte: Sapin et al., (2017).

Geralmente os cães são assintomáticos quando não há parasitismo no rim, porém em decorrência desse acometimento e destruição do tecido renal pode ser observado hematúria, dor abdominal intensa, dorso arqueado, relutância em caminhar, poliúria, polidipsia, anorexia, estrangúria, vômitos, emagrecimento progressivo, aborto, convulsões, irritabilidade e ascite. Quando a localização do parasito é na cavidade abdominal pode não haver sinais clínicos, ou serem inaparentes. Em casos de migração errática para subcutâneo pode ser observado aumento de volume nessa região (LIMA, 2016).

2.4 MÉTODOS DIAGNÓSTICOS

Os exames que podem auxiliar no diagnóstico da parasitose são: hemograma, bioquímico, urinálise ultrassom, radiografia e urografia excretora. No hemograma pode ser evidenciada anemia, devido ao déficit na produção de eritropoetina, diminuição da produção na medula óssea e má nutrição. Pode ser encontrado leucocitose por neutrofilia e eosinofilia no leucograma (CAMPBELL, 2015). No bioquímico é de suma importância analisar ureia e creatinina, pois a redução na taxa de filtração glomerular irá causar aumento desses dois compostos nitrogenados provenientes do metabolismo das proteínas (DILL et al., 2017).

A urinálise pode apresentar ovos operculados, castanhos, elípticos e de parede espessa, proteinúria, hematúria, piúria e poliúria. Já o ultrassom pode indicar a presença dos parasitos no rim, na cavidade abdominal e também inseridos na musculatura. Em cortes transversais e longitudinais do rim é visualizada perda da arquitetura anatômica do órgão, estruturas arredondadas circuncidadas por uma camada hiperecogênica e centro hipocogênico (Figura 4) (DA FONSECA SAPIN et al., 2017). O rim oposto se apresentará aumentado de tamanho,

devido ao mecanismo compensatório que desencadeia, para compensar a falha do rim parasitado. Esse é um exame complementar de suma importância para detecção precoce da doença (BACH, 2016).

Figura 4. Ultrassonografia abdominal de uma cadela em plano transversal. É possível visualizar estruturas com morfologia características do *D. renale*.



Fonte: Silveira et al., (2015)

A radiografia e urografia excretora consegue avaliar as dimensões renais, e revelam também se há um rim hipertrofiado que esteja compensando o outro, ou a dificuldade do rim parasitado em eliminar a substância contrastante, como nos casos de hidronefrose por obstrução do óstio ureteral interno causada por *D. renale* (PEDRASSANI E NASCIMENTO, 2015).

Apesar de não existir relatos de que o hospedeiro desenvolve uma imunidade contra este parasito, Pedrassani em 2008 demonstrou em uma avaliação do teste dot-ELISA com antígenos de formas adultas do *D. renale* para detectar anticorpos IgG em soros de cães com suspeita de estarem infectados na cidade de Três Barras em Santa Catarina. Ele conseguiu demonstrar que é possível detectar anticorpos específicos contra esse helminto no soro de cães suspeitos, bem como para estudos epidemiológicos.

Contudo, devido à dictofimatose causar sinais clínicos inespecíficos, em muitos casos o clínico não consegue diagnosticar a doença a tempo de salvar a vida do animal. Então na maioria das vezes a parasitose é diagnosticada através da visualização do *D. renale* nos achados de necropsia, ou acidentalmente em cirurgias da cavidade abdominal (GOMES et al., 2013).

2.5 CONTROLE E TRATAMENTO

Para controlar a dictiofimatose, recomenda-se que não sejam consumidos peixes, rãs e sapos malcozidos ou crus, principalmente em locais enzoóticos. Contudo, essas medidas de controle são ineficazes para os animais domésticos de vida livre ou semi domiciliados, tornando-se uma problemática (ROCHA, 2017).

Com relação ao tratamento, apesar de alguns autores citarem o uso de anti-helmínticos como o thiabendazole, já é constatado que não há fármacos eficazes para tratar essa parasitose. Os metabólitos do anti-helmínticos são excretados no rim, porém eles apresentam baixa afinidade com a beta-tubu-lina dos nematóides, não conseguindo exercer sua atividade anti-helmíntica neste local. Além disso, ele é rapidamente excretado pela urina, não tendo tempo suficiente para adentrar na cutícula do parasito e causar seus efeitos (VITOVSKI, 2021).

É necessário enfatizar também que, mesmo que fosse conseguido matar *D. renale* dentro do rim, não haveria condições de ser eliminado, pois seu tamanho e espessura não permitiria sua passagem pelo trato genito urinário até a saída. Diante disso, a nefrectomia é o procedimento mais indicado para o tratamento desta afecção (PEDRASSANI E NASCIMENTO, 2015).

2.5.1 Nefrectomia

2.5.1.1 Anatomia Cirúrgica

Os rins estão localizados lateralmente a artéria aorta e a veia cava caudal no espaço retroperitoneal. São circuncidados por uma cápsula fibrosa e fixados em sua posição por um tecido conjuntivo subperitoneal. Aproximadamente em frente à décima terceira vértebra torácica encontra-se o pólo cranial do rim direito (MACPHAIL, 2015). Está apoiado sobre seu terço cranial, o processo caudado do lóbulo quadrado do fígado. Já o pólo cranial do rim esquerdo está do lado oposto entre a segunda e quarta vértebra lombar, ou seja, um pouco mais caudal do que o direito. Comumente as artérias se ramificam em ramo dorsal e ventral. Porém, é importante entender que pode haver variações anatômicas individuais, em artérias e veias renais (DYCE, 2004). A pelve renal tem um formato afunilado e emite de cinco a seis divertículos curvados para fora. O ureter é como um ducto, que leva a urina do rim para a bexiga, tendo seu início na pelve renal, e adentra obliquamente na superfície dorsal da bexiga através de dois orifícios chamados: orifícios ureterais. O ureter é irrigado pela artéria ureteral cranial que é um ramo da artéria renal, e também pela artéria uretral caudal, ramo da artéria prostática (machos), ou vaginal (fêmea) (KONIG, 2011).

2.5.1.2 Técnica Cirúrgica

Para a realização da nefrectomia é necessário primariamente corrigir a hidratação e equilíbrio hidroeletrólítico caso estejam desequilibrados. Dessa forma a água não deve ser suspensa no pré-operatório. Se o paciente apresentar anemia, é importante realizar uma pré-oxigenação antes de iniciar o procedimento, e dependendo do grau de anemia deve ser transfundido primeiro (hematócrito abaixo de 20% nos cães) (CAMPBELL, 2015).

Para a anestesia, deve ser considerado um protocolo anestésico cuidadoso, considerando que ao constatar a doença, provavelmente apenas um rim do paciente esta funcionando. Por isso devem ser evitadas algumas medicações para que não haja danos no rim remanescente. De acordo com a autora MacPhail 2015, a MPA (Medicação pré-anestésica) pode ser realizada com: Midazolam caso o paciente esteja ansioso, 0,1 a 0,2mg/kg IV, IM. Em seguida administrar morfina 0,1 a 0,5mg/kg IV, ou Buprenorfina 0,005 a 0,02mg/kg. A Indução pode ser feita com propofol 1 a 4mg/kg IV lentamente se não hidratado. Se hidratado fazer 2 a 6mg/kg IV. Realizar a manutenção com Isoflurano e associar fentanil na bomba de infusão contínua.

Para analgesia pode ser utilizado morfina 0,1 a 0,5mg/kg IV, fentanil 1 a 5ug/kg IV, ou buprenorfina 0,005 a 0,02mg/kg. Além disso, deve ser feito o monitoramento constante da saturação de oxigênio, pressão arterial, frequência respiratória, produção de urina e temperatura. A pressão arterial deve ser mantida entre 70 e 80 mmHg durante a cirurgia para assegurar a perfusão renal adequada. Cetamina deve ser evitada em cães e gatos com doenças crônicas e com comprometimento renal (SPINOSA, 2011).

Posteriormente o animal precisa ser posicionado em decúbito dorsal e realizada a preparação da área cirúrgica asséptica, iniciando com uma ampla tricotomia desde a extremidade do apêndice xifóide até o púbis. A antisepsia pode ser feita com clorexidina degermante a 2% e alcoólico (TUDURY, 2009).

Deve-se então proceder com uma incisão na linha média ventral pré-retro-umbilical estendendo até o púbis, incisar a musculatura abdominal e acessar a cavidade abdominal. Os afastadores de Balfour devem ser utilizados para retrair o abdômen e facilitar a visualização. Toda a cavidade abdominal deve ser inspecionada antes da exploração do trato urinário, para verificar se não há parasitos livres (DYCE, 2004).

Ao localizar o rim direito, incisar o peritônio que o reveste e fazer a sua exposição elevando o duodeno e deslocando outras alças intestinais no sentido lateral esquerdo do animal. Caso o rim esquerdo seja acometido pela parasitose deve ser feita uma elevação do mesocólon para que o intestino delgado seja retraído para o lado direito do animal. O rim precisa ser elevado medialmente para que a artéria e veia renais fiquem expostas na superfície dorsal do

hilo renal. Para acessar o hilo renal, fazer uma divulsão meticulosa e identificar todos os ramos da artéria renal, e então uma ligadura dupla ou tripla deve ser feita na artéria renal próximo a aorta abdominal com fio absorvível, ou não absorvível (ex: linha de seda cardiovascular). É importante ter certeza que todos os ramos foram ligados. De mesmo modo, identificar a veia renal e liga-la. A veia renal esquerda não deve ser ligada em animais que não são castrados, pois a veia testicular e ovariana esquerda drenam para essa veia (MACPHAIL, 2015).

Ademais, também é necessário não realizar a ligadura de artérias e veias renais em conjunto, pois pode ocorrer formação de uma fístula arteriovenosa (conexão anormal entre uma artéria e veia) (TUDURY, 2009).

É importante salientar que a vasculatura renal, principalmente a esquerda, são mais susceptíveis a ter alterações anatômicas, sendo necessário um cuidado maior ao realizar a ligadura dos vasos (DYCE, 2004).

Prosseguir fazendo a identificação do ureter oposto antes de remover o rim afetado, a fim de evitar uma transecção não intencional do mesmo. Então realizar uma ligadura com fio não absorvível monofilamentar no ureter do rim parasitado, próximo em seu terço distal (machos ligar ao encontrar o cruzamento com ducto deferente. Em fêmeas ligar ao cruzar o ligamento largo do útero com o ureter, e remover o rim e o ureter. Incisar toda sua borda convexa para expor os parasitos presentes no interior do órgão. Proceder com a rafia do peritônio, abdominorrafia e dermorrafia. As principais complicações da nefrectomia são hemorragia e vazamento urinário (MACPHAIL, 2015).

2.5.1.3 Pós-Operatório

No pós-operatório deve ser instituída analgesia, pois a dor é considerada de moderada a grave. Pode ser utilizado fentanil 1 a 5ug/kg IV dose inicial, Morfina 0,1 a 0,5mg/kg IV de 8 em 8 horas, Buprenorfina 0,005 a 0,02mg/kg de 8 em 8 horas ou hidromorfona 0,05 a 0,2mg/kg IV, IM de 8 em 8 horas (VIANA, 2014). É importante avaliar hematócrito, eletrólitos, sangue nitrogênio uréico, creatinina e gasometria arterial, para entender sobre a função do rim remanescente (CAMPBELL, 2015).

Se o clínico julgar necessário, antibióticos também pode ser prescritos como: Ampicilina 22 mg/kg IV, IM, SC q8h, Amoxicilina mais Clavulanato (Clavamox) Cães: 12,5-25 mg/kg PO q12h Gatos: 62,5 mg PO q12h, Cefazolina (Ancef, Kefazol) 22 mg/kg IV ou IM q8-12h, Cefalexina 22 mg/kg PO q8h, Enrofloxacin (Baytril) 7-20 mg/kg PO ou IV q24h cães. Devem ser evitados os fármacos nefrotóxicos, como os aminoglicosídeos, tetraciclina (com

exceção da doxiciclina), e sulfonamidas. As doses dos fármacos podem ser alteradas de acordo com a particularidade de cada paciente (SPINOSA, 2011), (VIANA, 2014).

O hematócrito precisa ser monitorado no pós-operatório. Caso haja suspeita de hemorragia é necessária uma abdominocentese guiada por ultrassom. Se for uma hemorragia significativa pode ser preciso uma transfusão sanguínea, ou até mesmo outra cirurgia para corrigir. Em casos de pacientes muito anêmicos, devem ficar em oxigênio nasal no decorrer da recuperação anestésica. Monitorar eletrólitos, possíveis anormalidades ácido básicas para que sejam corrigidos durante esse período (MACPHAIL, 2015).

Pacientes idosos, que pesam menos que 5kg, e/ou com azotemia grave são predispostos a terem complicações após a cirurgia. Para esses pacientes senis, é recomendado que se evite a ocorrência de hipotensão durante a cirurgia, bem como no pós-operatório, a fim de evitar lesões renais no rim remanescente, pois frequentemente essa categoria pode vir acompanhada de algum grau de comprometimento renal (DILL, 2017).

3 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Diante dos materiais encontrados a respeito de *Dioctophyme renale*, é observado que a maioria dos estudos mais concretos são bem antigos e os relatos de casos clínicos são em maior parte de animais domésticos, necessitando de um aprofundamento e estudos atualizados sobre o helminto e sua infecção. Dessa forma muitos tópicos como epidemiologia, ciclo evolutivo, entre outros não parecem muito claros, deixando sempre uma incerteza. Com isso pode haver uma dificuldade com relação ao diagnóstico, prevenção e controle.

Devido à importância da dictofimatose, enfatiza-se a necessidade de padronização de uma técnica de diagnóstico sorológico para essa afecção, como o dot-ELISA que deve ser melhor estudado para ser definido como teste para esta afecção. Tendo em vista que a maioria dos casos são detectados apenas na necropsia, os sinais clínicos são inespecíficos, dificultando o fechamento do diagnóstico a tempo.

REFERÊNCIAS

- ABDALLAH, V.D.; AZEVEDO, R.K.; CARVALHO, E.D. & SILVA, R.S. New hosts and distribution records for nematode parasites of freshwater fishes from São Paulo State, Brazil. *Neotropical Helminthology*, v. 6, n. 1, p. 43-57, 2012.
- ADUCCO, V. Centre expiratoire et expiration forcee. *Archives Italiennes de Biologie (Turin)*, v. 12, p. 99-116, 1889.
- BACH, F. S. ; KLAUMANN, P. R. ; MONTIANI-FERREIRA, F. Paraparesis secondary to erratic migration of *Diocetophyma renale* in a dog. *Ciência Rural*, v. 46, p. 885-888, 2016.
- BARROS, R. M., et al. *Diocetofimose Autóctone em cão filhote do Distrito Federal - Brasil: Relato de Caso / Autochthonous Diocetophimososis in a puppy from Federal District - Brazil: Case Report. Brazilian Journal of Animal and Environmental Research, [S. l.], v. 5, n. 1, p. 1165-1171, 2022. DOI: 10.34188/bjaerv5n1-089. Disponível em: <https://ojs.brazilianjournals.com.br/ojs/index.php/BJAER/article/view/45251>. Acesso em: 18 set. 2023.*
- CAMPBELL, T. W.; TRALL, M. A. *Hematologia e bioquímica clínica veterinária*. São Paulo: Roca, 2015.
- DA FONSECA SAPIN, C. et al. Estudo anatomopatológico de rins parasitados por *Diocetophyme renale* em cães. *Acta Scientiae Veterinariae*, v. 45, p. 1-7, 2017.
- DE ANDRADE, C. L. D., et al. *Diocetophyma renale* em cães. *Brazilian Journal of Animal and Environmental Research*, v. 5, n. 1, p. 903-915, 2022.
- DE FREITAS, D. M., et al. Nefrectomia unilateral em um cão parasitado por *Diocetophyma renale*: Relato de caso. *Pubvet*, v. 12, p. 133, 2018.
- DE SOUZA, Milane Sales et al. *Diocetophyma renale*: Revisão. *Pubvet*, v. 13, p. 127, 2019.
- DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WENSING, C. J. G. **Tratado de Anatomia Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, p. 663. 1997.
- DILL, S. W. et al. Condições de risco de parasitismo por *diocetophyme renale* em cães no município de uruguaiana. 2017. 39 p. Trabalho de conclusão de residência (Medicina veterinária) - Universidade Federal do Pampa, Uruguaiana, 2017. Disponível em: <https://repositorio.unipampa.edu.br/bitstream/rii/4930/1/SUSANE%20WERLE%20DILL.pdf>. Acesso em: 22 abr. 2023
- DOS SANTOS VALLE, B., et al. Alterações anatomopatológicas e parâmetros bioquímicos séricos e urinários em cães com diagnóstico de *Diocetophyme renale*. *Research, Society and Development*, v. 11, n. 12, p. e515111234874-e515111234874, 2022.
- FERREIRA NETO, J. M. et al. Observações sobre o comportamento do *Diocetophyma renale* transplantado para a cavidade abdominal do cão. *Arquivo da Escola de Medicina Veterinária UFMG, Belo Horizonte*, v. 24, p. 217-219, 1972.

GOMES, A. P. N. et al. Análise morfológica e ecológica de helmintos parasitos gastrointestinais de cachorro-do-mato (*Cercocyon thous* Linnaeus, 1766) do Pantanal do Mato Grosso do Sul. 2013. Tese de Doutorado. Acesso em 15 de junho de 2023. Disponível em https://www.arca.fiocruz.br/bitstream/handle/icict/12872/ana_gomes_ioc_mest_2013.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

HALLBERG, C. W. *Diectophyma renale* (Goeze, 1782) a study of the migration routes to the kidneys of mammals and resultant pathology. *Transactions of the American Microscopical Society*, v. 72, n. 4, p. 351-363, 1953.

HOFFMAN, V.; NOLAN, T.J. & SCHOELKOPF, R. First report of the giant kidney worm (*Diectophyme renale*) in an harbour seal (*Phoca vitulina*). *Journal of Parasitology*, v. 90, n. 3, p. 659-660, 2004.

KARMANOVA, E. M. et al. *Diectophymidea* of animals and man and the diseases which they cause.. v. 20. p. 36-91, 1968.

KÖNIG, H. E.; LIEBICH, H. G. *Anatomia dos animais domésticos. Texto e atlas colorido*. 4a ed, Porto Alegre: Artmed, 2011.

LIMA, C. S.; MURAKAMI, V.; NAKUSU, C. C. T. *Diectophyme renale* o verme gigante do rim: revisão de literatura. *Revista Investigação*, v. 15, n. 4, p. 37-41, 2016.

MACE, T. F.; ANDERSON, R. C. Development of the giant kidney worm, *Diectophyma renale* (Goeze, 1782)(Nematoda: *Diectophymatoidea*). *Canadian Journal of Zoology*, v. 53, n. 11, p. 1552-1568, 1975.

MASCARENHAS, C. S. et al. Larvae of *Diectophyme renale* (Goeze, 1782)(Nematoda: Enoplida) and *Contraecum* sp.(Nematoda: Anisakidae) in freshwater turtles (Testudines: Chelidae) from southern Brazil. *Neotropical Helminthology*, v. 11, n. 1, p. 61-67, 2017.

MASCARENHAS, C. S., et al. The role of freshwater fish in the life cycle of *Diectophyme renale* in Southern Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, v. 16, p. 100274, 2019.

MACPHAIL, C. M., *Cirurgia do rim e do ureter*. In: FOSSUM, Theresa Welch. **Cirurgia de pequenos animais**. 4^o Edição. Elsevier Brasil. pág. 2009-2020, 2015.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; Yamaguchi, M.U. & Takemoto, R.M. **Principais zoonoses do Brasil: biologia e políticas Públicas de controle**. E-Book, UniCesumar, Maringá, PR, 99 p., 2019.

PEDRASSANI, D.; NASCIMENTO, A. A. Verme gigante renal- Parasite giant renal. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, Lisboa, n. 6, p. 30-37, 2015. Disponível em: http://www.fmv.ulisboa.pt/spcv/PDF/pdf6_2015/30-37.pdf. Acesso em 03 de maio de 2023.

POPOV, VN & TAIKOV, I.M. The discovery of the nematode *Diectophyme renale* in the Caspian seal. *Vestnik Zoologii*, n. 5, p. 7, 1985

ROCHA, M. F. ***Diocotophyma renale* em testículo de cão no município de Curitiba, SC, Brasil – Relato de Caso.** 2017. 32 f. TCC (Graduação) -Curso de Medicina Veterinária, Centro de Ciências Rurais, UFSC, Curitiba, 2017. Disponível em:https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/182390/Monografia_Marilise.pdf?sequence=1&isAllowed=y. Acesso 03 de maio de 2023

SILVEIRA, C. S. et al. *Diocotophyma renale* em 28 cães: aspectos clinicopatológicos e ultrassonográficos. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, p. 899-905, 2015.

SCHIMIDT, F. Contribuição para uma patologia veterinária no Rio Grande do Sul. **Egatea**, v. 9, p. 245-254, 1924.

SPINOSA, H. S., GÓRNIAC, S. L., BERNARDI, M. M. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária.** . Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. Helminologia veterinária. **Parasitologia veterinária.** 4th ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, p. 65-478, 2017.

TUDURY, E. A.; POTIER, G. M. A. **Tratado de técnica cirúrgica veterinária.** São Paulo: MedVet, 2009.

VENKATRAJIAH, N. et al. *Diocotophymatosis renalis* in humans: first case report from India. **The Journal of the Association of Physicians of India**, v. 62, n. 10, p. 70-73, 2014.

VIANA, F. A. B. **Guia terapêutico veterinário – 3ª ed – Lagoa Santa: Gráfica e Editora CEM,** 2014

VITOVSKI, J. M. N. et al. Relato de caso sobre ***Diocotophyma renale* em cão residente no município de Três Barras/SC.** 2021. 31 f. TCC(Graduação) Curso de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, 2021. Disponível em <https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/232781/JULIANA%20MOREIRA%20ODE%20NEGREIROS%20VITOSKI.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em 03 de maio de 2023.