UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA

FACULTAD DE VETERINARIA

PRESENTACIÓN DE DOS CASOS DE *DIOCTOPHYME RENALE* EN CANINOS DE LA CIUDAD DE MONTEVIDEO

por

CASTRO VIGORITO, Danilo Gastón

TESIS DE GRADO presentada como uno de los requisitos para obtener el título de Doctor en Ciencias Veterinarias
Orientación: Medicina

MODALIDAD: Caso Clínico

MONTEVIDEO
URUGUAY
2024

PÁGINA DE APROBACIÓN

Tesis de grado aprobada por:

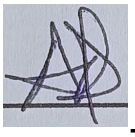
Presidente de mesa:

Dra. Zully Hernández

Segundo miembro (Tutor):

Dra. María Soledad Valledor

Tercer miembro:



Dra. Alicia Decuadro

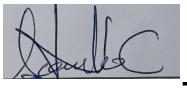
Cuarto miembro (co-tutor)

Dra. Alejandra Navratil

Fecha:

3 de Abril del 2024

Autor:



Danilo Gastón Castro Vigorito

AGRADECIMIENTOS

- A mi tutora la Dra. Soledad Valledor y co-tutora Dra. Alejandra Navratil por aceptar llevar adelante este trabajo final.

- A mis padres Eduardo y Daniela y a mi hermano Facundo, por apoyar desde el momento uno la elección de esta carrera, y acompañar el proceso.

- A mi pareja Leticia y mi hija Arianna que fueron un pilar fundamental principalmente en el trayecto final, brindándome energías y fuerzas.

- A mi querida mascota que ya no está “Canela”, por su fiel compañía y su predisposición a las prácticas semiológicas.

- A los tutores de ÁFRICA Y LUNA, Mara y flia por siempre estar presentes aportando información y por abrir las puertas de su hogar.

- A todo el equipo que trabaja y trabajó en el Hospital Veterinario CCI Dr. Rodolfo Barriola del cual estoy agradecido de formar parte, por su apoyo y cariño.

- Al Dr. Rodolfo Barriola por la posibilidad de utilizar los dos casos clínicos.

- Gracias al Dr. Martin Pereira por su disponibilidad y colaboración en la realización de las ecografías.

- A la gran Facultad de Veterinaria por todos estos años de formación académica y personal.

TABLA DE CONTENIDO

Página

PÁGINA DE APROBACIÓN……2

AGRADECIMIENTOS……3

LISTA DE FIGURAS……6

1. RESUMEN……7

2. SUMMARY……8

3. INTRODUCCIÓN……9

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA……11

4.1 Generalidades……11

4.2 Ciclo Biológico……12

4.3 Patogenia……13

4.4 Sintomatología……13

4.5 Diagnóstico……14

4.6 Ubicación anatómica renal……14

4.7 Fisiología renal……14

4.8 Evaluación de la Funcionalidad Renal……15

4.9 Técnica de Sedimentación……15

4.10 Tratamiento……16

4.10.1 Nefrectomía……16

4.10.1a Técnica Quirúrgica……16

4.11 Control……17

4.12 Dioctofimosis en la región……17

5. OBJETIVOS……19

6. MATERIALES Y MÉTODOS……20

6.1 Presentación de Casos Clínicos……20

6.1a Epidemiología Ambiental……..20

6.2 Relato Caso 1…….....21

6.3 Relato Caso 2…….....22

6.4 Análisis de laboratorio para detectar presencia de Huevos de *Dioctophyme renale* en orina ……23

6.4.1 Recolección de muestras ……23

6.4.2 Materiales utilizados……...24

6.4.3 Análisis de muestras……..24

6.4.4 Observación al microscopio……..25

6.5 Perfil renal de Caso 1 y Caso 2 post Nefrectomía……...26

6.6 Ecografías de Control……26

6.7 Control Renal luego del año de los últimos análisis de laboratorio……...26

7. RESULTADOS……..…..29

8. DISCUSIÓN……32

9. CONSIDERACIONES FINALES…….....34

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS…..…….35

11. ANEXO……39

LISTA DE FIGURAS

Página

FIGURA 1. *D. renale* sexo hembra, extraído de acto quirúrgico…….....….11

FIGURA 2. Huevo *D. renale* 400x…….....11

FIGURA 3. Ciclo Biológico *D. renale*…….....12

FIGURA 4. Arteria, vena renal y uréter.…….17

FIGURA 5. Ubicación “Balneario Solís”.……20

FIGURA 6. Ubicación GPS domicilio, Arroyo Solís Grande (flecha roja) y Arroyo Espina (flecha negra).……...21

FIGURA 7. Tubos con muestras de orina identificadas en sus tapas.…….23

FIGURA 8. Copas de sedimentación (A), Azul de metileno (B), Microscopio óptico Olympus bx40 (C).……24

FIGURA 9. Tubos con muestras de orina, copa de sedimentación y placa de petri (A), Placa de petri identificadas con muestras de orina y azul de metileno (B)…..….....25

FIGURA 10. Análisis de las muestras de Microscopio.……...25

FIGURA 11. Ecógrafo Esaote modelo Delta.……26

FIGURA 12. Materiales para la extracción sanguínea: esquiladora, alcohol, ligadura, pasa aguja, tubos tapa violeta (EDTA), tapa roja (seco), jeringa de 5cc..…….…..27

FIGURA 13. Tricotomía LUNA (A), extracción de sangre (B).……...27

FIGURA 14. Tricotomía ÁFRICA.……...28

FIGURA 15. Muestras remitidas: Tubos de sangre (4), frascos con orina (2).…….....28

FIGURA 16. Imagen riñón derecho compatible con presencia de *Dioctophyme renale*.…….….29

FIGURA 17. *D. renale* longitud 30 cm (A), *D. renale* y ÁFRICA……..….....29

FIGURA 18. Imagen riñón derecho compatible con la presencia de *Dioctophyme renale* en su interior. Líneas punteadas amarillas: tamaño del riñón derecho. Flechas Negras: imagen circular hiperecoica compatible con *D.renale*…….....….30

FIGURA 19. Riñón derecho con presencia de *D. renale* en su interior (A), presencia del riñón con la extracción del helminto (B).…….....30

1. RESUMEN

El objetivo de este trabajo fue describir dos casos clínicos de Dioctofimosis diagnosticados mediante estudio ultrasonográfico en dos caninos de la zona de Montevideo, que fueron rescatados de diferentes lugares y que conviven en una población con otros 4 caninos. En el caso 1, África, una perra hembra, mostró síntomas como depresión del sensorio y hematuria. Se le practicó una ecografía, determinando presuntivamente la presencia de *Dioctophyme renale* en el riñón derecho. Tras el diagnóstico ecográfico, se coordinó la cirugía de nefrectomía debido al compromiso renal, y el caso fue derivado al Hospital Veterinario CCI del Dr. Rodolfo Barriola. En el caso 2, en el mes de marzo, Luna otro canino del hogar, presentó sintomatología similar, lo que llevó a coordinar una ecografía que confirmó la presencia de *Dioctophyme renale* en el riñón derecho. Este paciente también fue derivado al Hospital Veterinario CCI. Posteriormente, se realizó un muestreo de orina a todos los caninos del hogar para detectar la presencia de huevos de *D. renale* mediante una sedimentación simple con visualización en microscopio óptico. Los análisis de orina se llevaron a cabo en el Laboratorio de Helmintos de la Unidad de Parasitología, Facultad de Veterinaria, no se observaron huevos en las muestras analizadas. Además, se les realizó una ecografía de control a todos los caninos, incluyendo los dos casos clínicos. En este estudio ecográfico, no se encontraron alteraciones en el riñón izquierdo de los 2 pacientes a los que se les practicó la nefrectomía, y en el resto de la población tampoco se evidenció la presencia de imágenes compatibles con *D. renale*. Como estudio complementario, meses después de la cirugía, se llevó a cabo un perfil renal a África y Luna para evaluar la funcionalidad del riñón izquierdo. No se detectó valores alterados en los resultados obtenidos. Un año después del último análisis clínico, se decidió realizar un hemograma básico, urea-creatinina, fosfatemia, urianálisis y UPC para evaluar la funcionalidad renal. En el caso 1 no se encontraron alteraciones significantes, salvo la presencia de sedimento urinario. En el caso 2, no hubo alteraciones en el hemograma, y en urea-creatinina, no se pudo evaluar la fosfatemia debido a lipemia y tampoco se pudo evaluar UPC por la presencia de lipiduria. Después de seguir estos casos, se destaca la importancia de identificar prontamente los signos y síntomas en las mascotas. En ambos casos mencionados, se aprecia la rapidez de acción tanto de los tutores como de los profesionales, logrando un diagnóstico veloz, tratamiento oportuno y un pronóstico alentador. Es esencial considerar la dioctofimosis en los diagnósticos diferenciales de nefropatías, especialmente en animales con acceso a corrientes de agua dulce, y se resalta la importancia de realizar una anamnesis completa e investigar la epidemiología ambiental.

2. SUMMARY

The aim of this work was to describe two clinical cases of Dioctophymosis diagnosed by ultrasonographic study in two canines from the Montevideo area, rescued from different places and living in a population with 4 other canines. In case 1, Africa, a female crossbreed dog, showed symptoms such as sensory depression and hematuria. She underwent an ultrasound, wich presumptively determined the presence of *Dioctophyme renale* in the ringht kidney. After the ultrasound diagnosis, nephrectomy surgery was coordinated due to renak involvement, and the case, in March, Luna, another canine of the household, presented similar symptoms, which led to coordinate an ultrasound that confirmed the presence of *Dioctophyme renale* in the right kidney. This patient was also referred to the CCI Veterinary Hospital. Subsequently, urine sampling was performed on all canines in the household to detect the presence of *D. renale* eggs by sedimentation technique with visualization under an optical microscope. Urinalysis was performed at the Helminth Laboratory of the Parasitology Unit, Faculty of Veterinary Medicine, and no eggs were observed in the analyzed samples. In addition, a control ultrasonography was performed on all canine, including the two clinical cases. In this ultrasound study, no alterations were found in the left kidney of the 2 cases that underwent nephrectomy, and in the rest of the population there was no evidence of images compatible with *D. renale*. As a complementary study, months after surgery, a renal profile was performed in Africa and Luna to evaluate the functionality of the left kidney. No significant alterations were detected in the result obtained. One year after the last clinical analysis, it was decided to perform a basic hemogram, urea-creatinine, pfosphatemia, urinalysis and UPC to evaluate renal functionality. In case 1, no significant alterations were found, except for the presence of urinary sediment. In case 2, there were no alterations in the hemogram and urea-creatinine, phosphatemia could not be evaluated due to lipemia and UPC could not be evaluated due to the presence of lipiduria. After following these cases, the importance of early identification of signs and symptoms in pets is highlighted. In both cases mentioned, the quick action of both guardians and professionals is appreciated, achieving a quick diagnosis, timely treatment and an encouraging prognosis. It is essential to consider dioctophimosis in the differential diagnosis of nephropathies, especially in animals with access to freshwater streams, and the importance if performing a complete anamnesis and investigating the enviromental epidemiology is highlighted.

3. INTRODUCCIÓN

Dioctophyme renale es el nematodo de mayor tamaño que se encuentra en animales domésticos y tiene una distribución global (Ferreira, Medeiros, July y Raso, 2010). Estos nematodos presentan una coloración roja y se alojan en los riñones de sus hospederos definitivos (HD). Debido a su gran tamaño se lo conoce como “gusano gigante del riñón” (Hernández Russo, Supparo Rizzardini, Dos Santos Nuñez y Nan Monte, 2014).

El ciclo biológico es indirecto y altamente complejo, involucrando hospederos definitivos, intermediarios y paraténicos. Los HD son diversos y abarcan mamíferos silvestres y domésticos, principalmente canino, felino, zorro, coatí, nutria y ocasionalmente pueden parasitar equinos, cerdos y bovinos (Hernández Russo et al., 2014). Los hospederos intermediarios (HI) son anélidos oligoquetos acuáticos, mientras que los hospederos paraténicos (HP) incluyen sapos, ranas y peces de agua dulce (Burgos y Radman, 2008; Pedrassani, 2009).

Las formas adultas de *D. renale* residen en los riñones de los HD, donde las hembras fecundadas producen huevos que son excretados a través de la orina y se desarrollan en un entorno acuático (Alves, Silva y Neves, 2007). En situaciones en las que el nematodo se encuentra en ubicaciones aberrantes, no puede completar su ciclo biológico. El período prepatente en caninos es de 135 días (Pedrassani, 2009) y la duración total del ciclo biológico es de aproximadamente 2 años (da Luz Ferro et al., 2018).
Los huevos son ingeridos por los HI, en estos las larvas eclosionan y pasan los estadios de larva 1 (L1) y larva 2 (L2) hasta llegar a larva 3 (L3), capaz de infectar al HP o HD. Los HD se infestan al ingerir un HI o un HP infectados por la L3 (Florez, Russo y Uribe, 2018).

La Dioctofimosis es una enfermedad zoonótica en la que el humano actúa como HD, sin embargo, la localización en el riñón no es la más frecuente, siendo el peritoneo y la piel las localizaciones más comunes (Flores et al, 2018). La infección en humanos ocurre en casos aislados, hasta el 2019 se reportaron infecciones en 10 países. En China, desde el primer informe de dioctofimosis humana en 1981, se documentaron un total de 21 casos (Yang et al., 2019).

Hasta el 2019 se reportaron varios casos, al menos 42 reportes en el mundo, con diferentes localizaciones. Los reportes fueron distribuidos en Asia, Europa, América del norte, del sur y Oceanía, con un alto número en Japón y China. En la mayoría de los casos se vieron afectadas personas adultas con localización renal y ectópicas (Burgos, 2021).

Dentro del hospedero definitivo, el nematodo penetra en la pelvis renal, causando daños al tejido debido a la migración, la acción histolítica de las secreciones producidas por las glándulas esofágicas del parásito, le brindan facilidad en el ingreso y destrucción del órgano (Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao, 2015). Es importante destacar que el riñón derecho parece ser invadido con más frecuencia que el izquierdo, posiblemente debido a su proximidad al duodeno (Bellini y Ferreira, 2001). En algunas ocasiones el daño es de tal magnitud que solo queda la cápsula renal intacta. El nematodo puede obstruir el uréter durante la posible expulsión hacia

la vejiga e incluso salir a través de la uretra. Además, se ha registrado la presencia de este parásito en el riñón izquierdo, la bolsa escrotal y, con gran frecuencia, ejemplares sueltos en la cavidad abdominal (Alves et al., 2007; Pedrassani, 2009).

La presentación clínica de la dioctofimosis puede, en un principio, ser asintomática porque el riñón no infectado asume las funciones del riñón comprometido. Dentro de los síntomas que se pueden manifestar se encuentran los cólicos renales, hematuria, piuria, en el caso que el parásito migre hacia el uréter o uretra, bloqueo del flujo normal de orina pudiendo provocar la muerte por la uremia y anuria (Flórez et al., 2018).

Para realizar el diagnóstico de *D. renale* existen varios métodos. El análisis del sedimento de orina es el más utilizado para detectar huevos, esta técnica es de bajo costo y tiene alta sensibilidad y especificidad (Angelou et al., 2020). La ecografía es un método eficiente para el diagnóstico de este parásito, siendo el hallazgo principal la presencia de estructuras tubulares con bordes hiperecoicos y centro hipoecoico (Hasselmann Cottar et al., 2012).

El tratamiento de elección es quirúrgico, con la extracción del nematodo del riñón que se encuentra parasitado o realizando la nefrectomía (Bellini y Ferreira, 2001).
Antes de realizar el procedimiento quirúrgico, se recomienda analizar la funcionalidad renal (Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao, 2015).

Las medidas de control deben estar orientadas a educar a los propietarios de las mascotas en relación a los riesgos que corren este si ingieren peces o ranas crudas, o si beben agua que contenga oligoquetos infectados, principalmente los que habitan en las zonas que son enzooticas para el parásito (Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao, 2015; Bellini y Ferreira, 2001).

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1 GENERALIDADES

Dioctophyme renale es un nematodo perteneciente al orden Enoplida, superfamilia Dioctophymatoidea familia Dioctophymatidae, y es considerado una zoonosis (Sales de Souza, Diniz Duarte, Abrantes Pinto de Brito y Alves de Farias, 2019).

D. renale es el nematodo más grande que infecta a los animales domésticos y se lo identifica como el gusano rojo y grande del riñón. La hembra puede llegar a medir de 50 a 100 cm y el macho, de 15 a 35 cm por 0,3 a 0,5 cm de diámetro, no presentan cavidad bucal y en el extremo posterior el macho posee bursa copulatoria en forma de campana con espícula (Borrelli, 2019; Bellini y Ferreira, 2001). En Figura 1 se observa *D. renale* hembra.

Figura 1: *D. renale* sexo hembra, extraído de acto quirúrgico.
Fuente: (Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao, 2015).

En cuanto a los huevos son similares a los de *Trichuris* spp. o *Capillaria* spp., presentando tapones polares levemente protuberantes con forma de barril, con una cubierta gruesa y superficie granulosa, son de color amarillentos con una medida de 64-68 por 40-44 micrones (Bellini y Ferreira, 2001). En Figura 2 se observa el huevo de *D. renale* a través de microscopio.

Figura 2: Huevo *Dioctophyme renale* 40x.
Fuente: (Ruiz, Zimmermann, Aguirre, Stassi y Forti, 2014).

4.2 CICLO BIOLÓGICO

En la figura 3 se observa el ciclo biológico de *D. renale*.

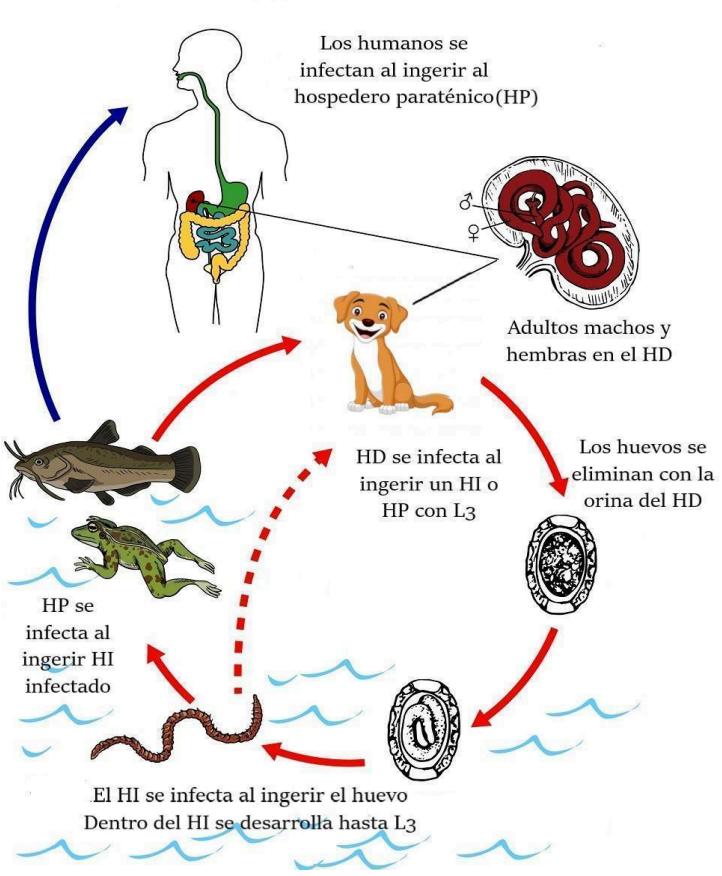


Figura 3: Ciclo Biológico *D. renale.*
Modificado de Centers for Disease Control and Prevention. Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern (2019).

Los nematodos adultos que se encuentran parasitando la pelvis renal del hospedador definitivo, luego de la cópula las hembras oviponen y los huevos llegan al medio ambiente a través de la orina, para ser ingeridos por el HI. En los huevos la L1 se desarrolla en aproximadamente 35 días (Sales de Souza et al., 2019) eclosiona dentro del hospedero intermediario y comienza con el desarrollo de L1 y L2. Posteriormente maduran hasta alcanzar el estadio de L3 dentro del HI. La misma se desarrolla en un tiempo de 2 a 4 meses (Sales de Souza et al., 2019). A partir de este momento se pueden dar dos rutas de transmisión, una sucede cuando el HD ingiere al HI conteniendo la L3 y otra posible ruta es que los anélidos infectados, que contienen L3, sean ingeridos por ranas o peces y que esta L3 se enquiste en los tejidos del HP. Es decir que el HD se puede infestar al consumir el anélido o peces y ranas con L3 (Angelou et al., 2020). En el HD la L3 atraviesa la pared intestinal llegando a la cavidad peritoneal para finalmente penetrar en el riñón, pudiendo

ubicarse en otros órganos, donde muda a L4 y luego a adultos machos y hembras (Sales de Souza et al., 2019).

4.3 PATOGENIA

En el HD la L3 atraviesa la pared intestinal, alcanzando la cavidad peritoneal y puede llegar a infiltrarse en el riñón (Marques, 2022). Allí penetra la pelvis renal afectando el parénquima por su acción traumática debido a la migración. La acción histolítica de las secreciones producidas por las glándulas esofágicas del parásito, le brindan facilidad en el ingreso y destrucción del órgano (Goncalves y Ricciardi, 2015). Además, puede localizarse en varios órganos, donde se desarrolla hasta L4 y finalmente, a su forma adulta (Marques, 2022).

La principal localización es en el riñón derecho y ocurre por la proximidad de éste con el duodeno e hígado (Bellini y Ferreira, 2001).

Se han descrito seis casos de localizaciones aberrantes de *D. renale* diagnosticadas mediante ecografía en perros de distintas ciudades de la República de Paraguay, dichas ecografías evidenciaron la presencia del parásito en parénquima hepático, vejiga urinaria, testículo, vagina y tejido subcutáneo en región inguinal y umbilical (Benitez y Butti, 2021).

Se pudo observar en un canino hembra mestizo, mediante ecografía, una imagen compatible con *D. renale* en la cavidad pelviana, que se encontraba comprimiendo la uretra e intestino, esto provocó un proceso inflamatorio y la obstrucción total de la vía urinaria (Arias et al., 2017).

Una de las localizaciones aberrantes en que se encentró *D. renale,* es la glándula prostática como fue descrito por Butti et al., 2020 donde se evidenció en un canino de 3 años mediante ultrasonido la presencia de prostatomegalia, con neoformación cavitaria intraprostática de 7 cm de diámetro y pared gruesa, en el interior se evidenció la presencia de un ejemplar de *D. renale*

4.4 SINTOMATOLOGÍA

La presentación clínica de la dioctofimosis puede, en un principio, ser asintomática porque el riñón no infestado asume las funciones del riñón comprometido. Dentro de los síntomas que se pueden manifestar se encuentran los cólicos renales, hematuria, piuria, en el caso que el parásito migre hacia el uréter o uretra, puede bloquear el flujo normal de orina provocando la muerte por la uremia y anuria (Flórez et al., 2018).
En casos en los que existe obstrucción uretral por el nematodo adulto se puede evidenciar hidronefrosis, que genera atrofia, pero con conservación del epitelio uretral (Sales de Souza et al., 2019).
También podemos encontrar dolor abdominal, dolor lumbar severo, paresia, anorexia y vómitos (Bellini y Ferreira, 2001).
Las localizaciones ectópicas en hígado, estómago, región inguinal o glándula mamaria, ocasionan diversos cuadros clínicos, relacionados al área afectada (Hernández Russo et al., 2014).

4.5 DIAGNÓSTICO

Para realizar el diagnóstico de *D. renale* existen varias técnicas. El análisis del sedimento de orina es el más utilizado para detectar huevos, esta técnica es de bajo costo y tiene alta sensibilidad y especificidad (Angelou et al., 2020).

El diagnóstico suele ser un hallazgo accidental, ya sea durante cirugías o necropsias, también se puede diagnosticar mediante radiografía o ecografía de la cavidad abdominal (que abarca el estudio de ambos riñones); en casos raros se ha visto eliminación de helmintos jóvenes por orina (Sales de Souza et al., 2019).
La ecografía es un método eficiente para el diagnóstico de este parásito, siendo el hallazgo principal la presencia de estructuras tubulares con bordes hiperecoicos y centro hipoecoico (Hasselmann Cottar et al., 2012).

En algunos casos el Hemograma demuestra la ocurrencia de proceso inflamatorio, pero en la mayoría de los casos tiene poca significancia (Silveira, Diefenbach, Mistieri, Machado y Anjos, 2015).

En humanos también se utiliza la Tomografía, pero la imagen que se obtiene puede ser confundida con masas tumorales (Silveira et al., 2015).

4.6 UBICACIÓN ANATÓMICA RENAL

Los riñones en los caninos tienen forma de frijol, su ubicación es retroperitoneal, colocados contra los músculos sublumbares. El posicionamiento habitual del riñón derecho está por debajo de las tres primeras vértebras lumbares y el riñón izquierdo está por debajo de la segunda a cuarta vértebra. El riñón derecho está más restringido al estar hundido dentro del hígado, se relaciona medialmente con la glándula suprarrenal derecha y vena cava caudal, lateralmente está en contacto con la última costilla y pared abdominal, y ventralmente con el hígado y páncreas. El riñón izquierdo está cranealmente en relación con el bazo, medialmente a la izquierda con la glándula suprarrenal de ese lado y la aorta, lateralmente tiene a la pared abdominal y ventralmente al colon descendente (Baljit, 2017).

4.7 FISIOLOGÍA RENAL

Los riñones cumplen varias funciones importantes como: la excreción de los productos de desecho del metabolismo, la eliminación de sustancias extrañas y de sus productos de degradación, el mantenimiento del volumen de líquido extracelular, la regulación de la cantidad y el tipo de varias sales retenidas o excretadas del cuerpo, también regula el agua corporal, controla el equilibrio ácido base, secreta renina y varias sustancias de acción endocrina, paracrina y autocrina. Presentan mecanismos que les permiten mantener la homeostasis y regular la presión arterial a través de la eliminación de cantidades variables de sodio y agua. También se encargan de secretar eritropoyetina que estimula a las células madre en la médula ósea para producir glóbulos rojos. La síntesis de glucosa a través de los aminoácidos y precursores durante el ayuno prolongado es un proceso llevado a cabo por el hígado, con el apoyo de los riñones. Este proceso se llama gluconeogénesis. En las enfermedades renales crónicas o la insuficiencia renal aguda, estas funciones se ven alteradas, lo que puede dar lugar a la producción de

volúmenes y composiciones anormales de los fluidos corporales (Agudelo Fontecha, 2018)

4.8 EVALUACIÓN DE LA FUNCIONALIDAD RENAL

Los valores tanto de urea, creatinina y densidad urinaria constituyen una herramienta potencialmente buena en la evaluación de la funcionalidad renal. Los valores séricos considerados dentro del rango normal para urea en caninos son de 20 a 50 mg/dl, para creatinina desde 0,5 a 1,4 mg/dl y la densidad urinaria normal es de 1015-1045 (Pedrozo, Bazan, Cuevas y Godoy, 2013).
En el trabajo de investigación realizado por Pedrozo et al., en 2013 se analizaron 88 muestras de orina de caninos, 18 presentaron huevos de *D. renal*e, a estos animales se le tomaron muestras de suero analizando valores de urea, creatinina y densidad urinaria.
En la investigación que realizaron, el 94% de los valores séricos de urea y creatinina y el 100% de los valores de densidad urinaria se encontraron dentro de los valores normales, lo que indicaría que el riñón sano estaría compensado la función del riñón parasitado (Pedrozo et al., 2013).
La evaluación de la proteinuria es fundamental para evaluar la función renal ya que puede ser un indicador temprano de daño glomerular. La relación o el cociente proteína/creatinina urinaria (UPC por su sigla en inglés) es un método fiable y utilizado en medicina veterinaria para cuantificar la proteinuria y para el diagnóstico precoz de la Enfermedad Renal Crónica (ERC). Las proteínas tienen una eliminación renal variable durante todo el día, debido a la dificultad que implica la recolección de muestras de 24 horas en pequeños animales, se impulsa el uso del cociente de proteína/creatinina en orina esporádica como herramienta diagnóstica. La diferenciación de los animales proteinuricos de los no proteinuricos establecidos por la International Renal Interest Society (IRIS) considera que la gran mayoría de los caninos sanos no proteinuricos presentan valores del cociente UPC<0,5; y los felinos sanos presentan valores del cociente UPC <0,4. La utilidad clínica del cociente UPC es el diagnóstico precoz y la monitorización en fases tempranas de la ERC. El cociente UPC no tiene valor diagnóstico en animales que presentan Insuficiencia Renal (IR) ya instaurada con azotemia. Las ventajas de la utilización del cociente UPC son la cuantificación del grado de proteinuria y la posibilidad de realizar seguimiento y comparación de resultados en un mismo paciente y la facilidad de realización de esta prueba (Gutierrez, 2019).

4.9 TÉCNICA DE SEDIMENTACIÓN

Esta técnica se emplea para concentrar los elementos parasitarios de importancia clínica presentes en heces u orina, por medio de la acción gravitatoria. La muestra obtenida se traslada a una copa de 500cc y se llena con agua hasta alcanzar 2,5 cm del borde. Posteriormente, se añaden de 2 a 3 gotas de azul de Metileno o Verde Malaquita. Estos agentes tiñen los elementos vegetales, permitiendo su distinción bajo el microscopio óptico, mientras que los elementos parasitarios permanecen sin teñir, facilitando así su detección.
Tras un periodo de reposo de entre 30 y 40 minutos, se descarta el sobrenadante y se procede a examinar el sedimento bajo el microscopio óptico. Este sedimento se recoge con una pipeta Pasteur y puede ser depositado en un portaobjetos,

cubriéndolo con un cubreobjetos, o en una placa de Petri para su posterior análisis microscópico.
Es importante destacar que la técnica de sedimentación se recomienda especialmente para el diagnóstico de quistes de ameba, huevos de trematodos y cestodos, ya que, debido a su elevada densidad, estos elementos no son detectados eficientemente mediante la técnica de flotación (Serrano, 2010).

4.10 TRATAMIENTO

El tratamiento de elección es el quirúrgico, con la extracción del nematodo del riñón que se encuentra parasitado o realizando la nefrectomía (Bellini y Ferreira, 2001).
Se puede realizar una nefrotomía para extraer el parásito en casos tempranos, sin embargo, en casos tardíos la cirugía de elección es la nefrectomía ya que el parénquima renal suele estar completamente destruido (Mendes de Freitas et al., 2018).
Antes de realizar el procedimiento quirúrgico, se recomienda analizar la funcionalidad renal (Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao, 2015).
La realización de pruebas de laboratorio, junto al examen clínico, ecocardiograma, ultrasonografía abdominal y radiografía antes de la cirugía, brindará elementos de juicio respecto a las condiciones en las que se encuentra el animal para afrontar con éxito la intervención quirúrgica. Muchos trastornos pueden llegar a potenciar o reducir los efectos anestésicos, perturbar la coagulación, generar trombosis, retardar la cicatrización, afectar el flujo sanguíneo, minimizar la oxigenación, descompensar el metabolismo, deprimir el sistema inmune, afectar la función cardíaca y respiratoria. Cuadros subclínicos renales, hepáticos o coagulativos complican seriamente la cirugía, un cuidadoso examen prequirúrgico evitará que el paciente llegue al quirófano en condiciones de alto riesgo, tales como el padecimiento de diabetes, anemias, cardiopatías, neumopatías y nefropatías que son capaces de aumentar la morbimortalidad operatoria y postoperatoria. Por lo tanto, la finalidad de la valoración prequirúrgica es reducir la morbimortalidad (Herrera y d' Hyver de las Deses, 2018).

4.10.1 NEFRECTOMÍA

Es la extirpación quirúrgica, total o parcial de uno o ambos riñones (Real Academia Española, 2023).
La nefrectomía está indicada en neoplasias renales, traumatismos con hemorragia incontrolable o pérdida de orina, también en casos de pielonefritis resistentes a la terapia médica, hidronefrosis y en casos de anomalías uretrales que no pueden ser resueltas quirúrgicamente (Fossum, 2009).

4.10.1a TÉCNICA QUIRÚRGICA

Se debe pellizcar el peritoneo sobre el riñón e incidir, mediante disección roma y aguda, liberar al riñón de sus uniones sublumbares. Elevar el riñón y retraerlo medialmente para localizar la arteria y vena renal en la superficie dorsal del hilio renal. Identificar las ramas de la arteria renal y realizar una ligadura doble de la arteria renal con sutura reabsorbible (ej., polidioxanona, poliglucanato) o no

reabsorbible (ej., seda cardiovascular) cerca de la aorta abdominal para asegurarse de que se ha ligado toda la rama. Identificar la vena renal y ligar de forma similar.
La vena ovárica izquierda y la vena testicular desembocan en la vena renal y no deben ser ligadas en animales no esterilizados. También evitar ligar arteria y vena renal juntas para evitar formación de fístulas arteriovenosas. Ligar el uréter cerca de la vejiga. Retirar el riñón y el uréter (Fossum, 2009). En la Figura 4 se puede ver riñón con arteria, vena renal y uréter.

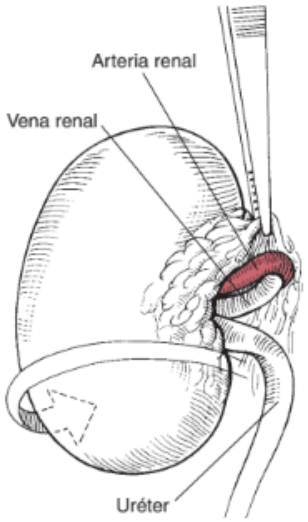


Figura: 4: Arteria, vena renal y uréter. Fuente: (Fossum, 2009).

4.11 CONTROL

Las medidas de control deben estar orientadas a educar a los propietarios de las mascotas en relación a los riesgos que corren este si ingieren peces o ranas crudas, o si beben agua que contenga oligoquetos infectados, principalmente los que habitan en las zonas que son enzooticas para el parásito (Goncalves y Ricciardi, 2015; Bellini y Ferreira, 2001).

4.12 DIOCTOFIMOSIS EN LA REGIÓN

D. renale se describe comúnmente en caninos de Brasil y Argentina que son los países con mayor número de casos notificados en mamíferos. Esta es una parasitosis que es endémica en la región nordeste de Argentina y en la costa del Río de La Plata. Un estudio realizado en Ensenada (ribera del Río de La Plata), se notificó una prevalencia en caninos de 35,3% (Butti et al., 2020).

En Argentina se han encontrado en caninos que habitan las zonas ribereñas de la provincia de Buenos Aires, Corrientes, Chaco, Formosa y Santa Fe. En Santa Fe, de 31 profesionales que se encuestaron, el 82% respondió haber diagnosticado la parasitosis en al menos una oportunidad, siendo reportado en caninos y en aguará guazú (Ruiz et al., 2014).

Se documentaron 19 registros de *D. renale* en aguará guazú durante los últimos 15 años (2005-2020), en cuatro de las ocho provincias donde se encuentra la especie

hospedadora, estas son Santa Fe, Chaco, Corrientes y Formosa (Di Nucci et al., 2020).

En Brasil se reportaron casos en varios estados entre ellos Rio Grande do Sul (Flórez et al., 2018). En la Región de Brasil se describieron parasitismo por *D. renale* en el perro, coatí, hurón, nutria, perezoso y en el lobo de crin, afectando animales en varios Estados Brasileños entre ellos Río de Janeiro (Amaral, Polizer, Sant'ana y Neves, 2008).

En la República del Paraguay la parasitosis es frecuente, probablemente asociada al elevado promedio de precipitaciones anuales e inundaciones, esto facilita el acceso de los animales a HP o HI (Benitez y Butti, 2021).

Hernández Russo et al., (2014) describen 2 casos clínicos durante la esterilización quirúrgica de los pacientes, el primer caso se reporta en un canino hembra en la ciudad de Salto y el segundo reporte se da en la ciudad de Paysandú en un canino macho. En ningún caso se presentó sintomatología previa a destacar.

El primer caso reportado en nuestro país fue realizado por Calzada y Szyfres en 1945 en un perro de la ciudad de Canelones, Uruguay. Bellini y Ferreira (2001) encontraron un perro en la ciudad de Mercedes, Soriano, que murió de insuficiencia renal con cambios en los riñones debido a *D. renale* (Hernández Russo, Callirgos, Ayachi, y Wetzel, 2022).

5. OBJETIVOS

5.1 Objetivos General:

-Describir dos casos clínicos de dioctofimosis en la ciudad de Montevideo y realizar su seguimiento clínico.

5.2 Objetivos Específicos:

-Determinar mediante estudios colaterales la presencia de *D. renale* en el resto de los caninos del hogar.

-Determinar la funcionalidad renal post cirugía de los 2 pacientes afectados por *D. renale*.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 PRESENTACIÓN CASOS CLÍNICOS

Los casos clínicos ocurrieron en dos caninos hembra cruza, ÁFRICA y LUNA que conviven en una población con 4 caninos más.

ÁFRICA de 5 años de edad aproximadamente a la fecha de presentación del caso dado que fue adoptada en una clínica veterinaria en la zona del barrio Ituzaingó cuando tenía alrededor de 3 meses. LUNA de 3 años aproximadamente, fue adoptada cuando se encontraba en una volqueta en muy malas condiciones con aproximadamente 1 mes y días de vida.
ÁFRICA y LUNA, se encontraban bajo el plan sanitario a cargo de su veterinaria de cabecera, ambas están esterilizadas.

Su alimentación base consta de ración comercial balanceada para caninos.

Tanto ÁFRICA como LUNA fueron adoptadas de lugares diferentes, pero ambas en Montevideo. Viven en Flor de Maroñas ciudad de Montevideo. Conviven en su hogar con otros caninos, la mayoría adoptados.
En su hogar ningún canino de la población tiene acceso al exterior sin la vigilancia de sus tutores.

6.1a EPIDEMIOLOGÍA AMBIENTAL

Los tutores llevan de vez en cuando a todos los perros a su casa de veraneo ubicada en el “Balneario Solís”, ciudad de Maldonado. El balneario se ubica sobre la desembocadura del arroyo “Solís Grande” en el Río de la Plata, sobre la ruta 10, en su intersección con ruta interbalnearia. En la Figura 5 se observa la ubicación geográfica del “Balneario Solís”.

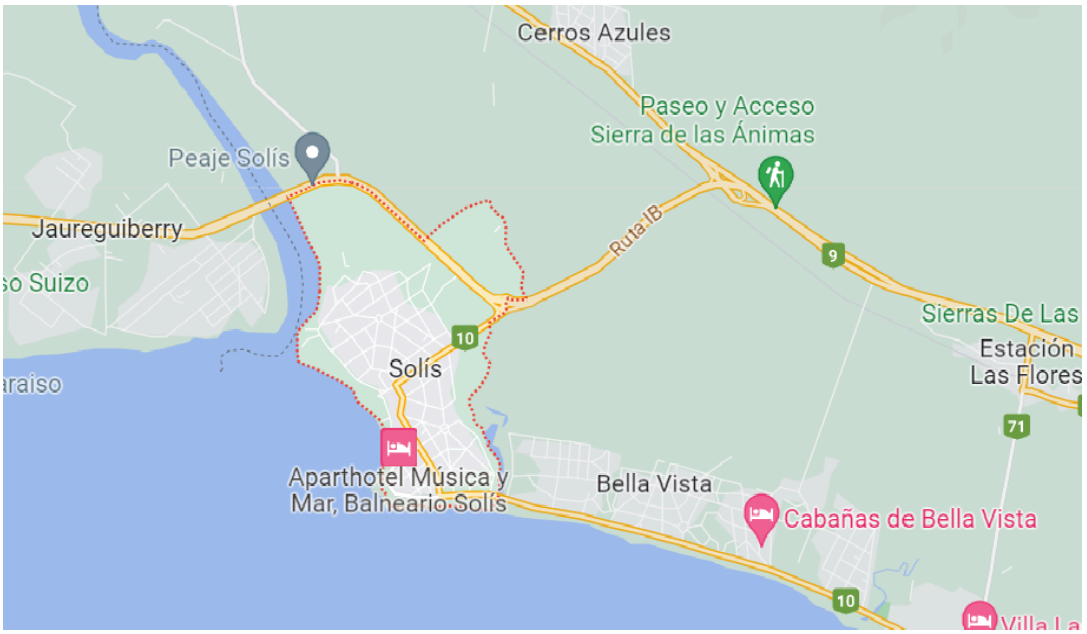


Figura 5: Ubicación “Balneario Solís” (línea punteada roja).

El domicilio se encuentra entre calle Artigas y calle Argentina, teniendo a 5 cuadras acceso a la playa y 8 cuadras el Arroyo Solís Grande. Ver Figura 6.

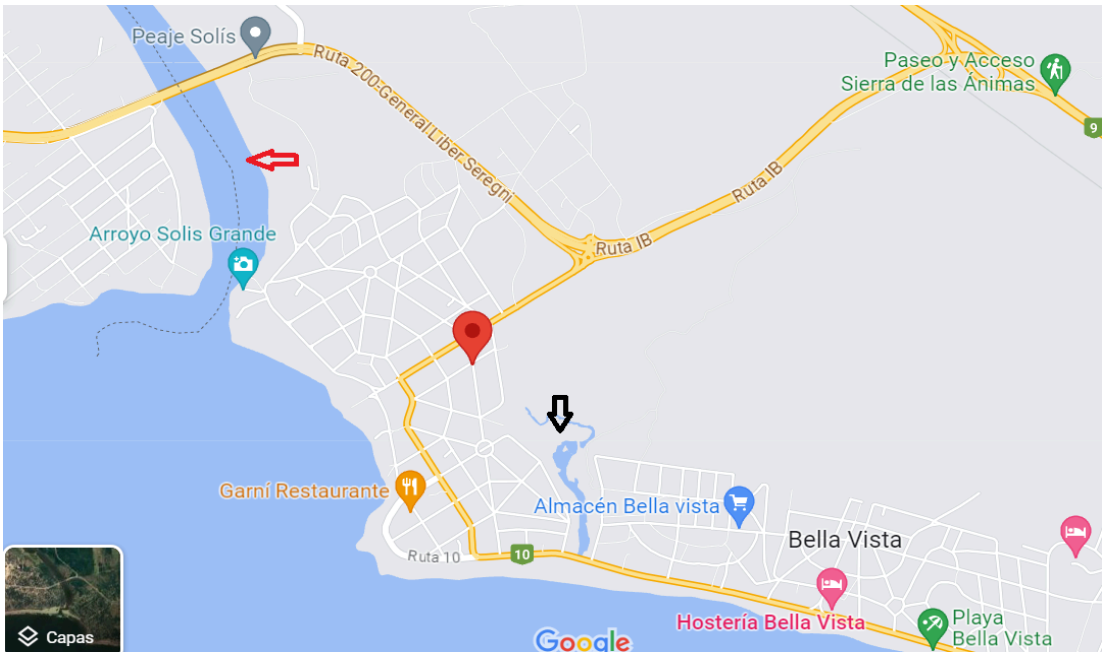


Figura 6: Ubicación GPS domicilio, Arroyo Solís Grande (flecha roja), Arroyo Espina (flecha negra).

Los tutores relatan que ellos solo llevan los perros a la playa de la zona, no fueron nunca ni al Arroyo Solís Grande, ni al Arroyo Espinas. Dichas idas a las playas siempre son controladas y nunca vieron que ninguno de sus perros haya comido peces, o algún animal del agua.

El agua en la zona es de pozo, los tutores relatan que no les dan esa agua a los caninos, sino que le llevan agua en bidones de Montevideo.

6.2 RELATO CASO 1

La tutora empieza a notar algunos síntomas en África que le llamaron mucho la atención, entre los cuales se encuentran el decaimiento, depresión del sensorio y la presencia de sangre en la orina. Debido a estos síntomas es que concurrió a su veterinaria.
El 1/12/2020 la tutora notó decaimiento y en la micción aparecía sangre en la orina. Por lo que realiza una consulta en su veterinaria de referencia. El profesional de la clínica le realizó un examen físico en el cual detectó, a la palpación abdominal, que él abdomen estaba tenso y presentaba dolor. Cuando le tomó la temperatura presentaba 39,7°C. Debido a los resultados del examen médico administró 1,25 cc de dipirona de forma subcutánea, (correspondiente a la dosis de 25 mg/kg) y se coordinó una ecografía abdominal y análisis de sangre completo.
El 2/12/2020 se le realizó ecografía coordinada previamente.
El día 3/12/2020 se toman las muestras de sangre para realizar hemograma completo y bioquímica sanguínea.
Los resultados de los estudios sanguíneos fueron obtenidos al día siguiente.

6.2.1 INGRESO AL HOSPITAL VETERINARIO CASO 1

El 8/12/2020 ingresó al Hospital Veterinario CCI del Dr. Rodolfo Barriola con previa coordinación, para intervenir a ÁFRICA. El procedimiento que se realizó fue la Nefrectomía del riñón afectado (riñón derecho) dado que el parénquima renal estaba comprometido.
Una vez que ingresa al Hospital Veterinario se tomaron los parámetros generales del paciente para determinar si estaba en condiciones de ingresar a cirugía (ver anexo: tabla 1).
Una vez que se determinó que los parámetros estaban estables se continuó con la preparación del paciente para entrar a block quirúrgico (ver anexo: tabla 2).
En la cirugía se realizó la técnica que se describió anteriormente en revisión bibliográfica.
Durante la misma se observó que el riñón derecho estaba comprometido y se procedió a realizar la nefrectomía correspondiente. Una vez que se pudo extraer el riñón se realizó un corte longitudinal para extraer el parásito.
Luego de realizada la cirugía la paciente quedó hospitalizada en el centro por 24 horas para ser monitoreada a la espera de una buena recuperación.
En esas 24 horas de internación se realizó tratamiento antiálgico, antibioticoterapia, protector gastrointestinal y fluidoterapia de mantenimiento (ver anexo: tabla 3).
El día 9/12 se realizó el Examen Objetivo General (EOG) y no se evidenciaron parámetros afectados.
Luego de realizar el EOG, se le ofreció agua, la cual la ingirió y toleró sin problema. También se le ofreció pollo él cual comió con apetito y presentó una buena tolerancia a la ingesta.
Debido a la evolución favorable de ÁFRICA, teniendo en cuenta que sus parámetros eran estables y viendo su respuesta a la terapéutica luego de 24 horas desde la cirugía, es que se les comunica a sus tutores que tiene el alta médica parcial, esto significa que debe continuar teniendo controles con su veterinaria de referencia.
Se proporciona el alta con las indicaciones médicas a seguir por parte del Hospital Veterinario CCI del Dr. Rodolfo Barriola sujetas a cambios o no del veterinario tratante.

6.3 RELATO CASO 2

Tres meses más tarde LUNA comienza con la misma sintomatología, por lo que se realiza consulta con su veterinaria.
En el mes de marzo la tutora nota que LUNA presentó orina con sangre, por lo que decide realizar consulta con su veterinario y coordinar una ecografía abdominal.
El 11/03/2021 se le realiza ecografía abdominal.
El 18/3/2021 ingresa al Hospital Veterinario CCI del Dr. Rodolfo Barriola para realizar la nefrectomía del riñón afectado.
Una vez ingresada en el Hospital Veterinario se procedió a realizar el EOG (ver anexo: tabla 5).
Luego de realizado el EOG se verifica que se encuentra estable para poder ingresar al quirófano.
Se utiliza medicación prequirúrgica y se realiza protocolo anestésico (ver anexo: tabla 6).

6.4 ANÁLISIS DE LABORATORIO PARA DETECTAR PRESENCIA DE HUEVOS DE *DIOCTOPHYME RENALE* EN ORINA

6.4.1 RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Se tomaron muestras de orina de los dos casos clínicos (post nefrectomia) y del resto de los caninos del hogar. En total se tomaron 6 muestras, una por cada individuo.
Dichas muestras se recolectaron en un periodo de 7 días, las mismas fueron tomadas colocando un recipiente plástico mientras realizaban la micción y en otras tomadas del suelo. Luego fueron colocadas en tubos de ensayo previamente identificados con los nombres de cada canino en estudio.
Estas muestras fueron refrigeradas en heladera a una temperatura de 4° Celsius, hasta ser enviadas y analizadas en laboratorio.
En el laboratorio los tubos que contenían orina fueron identificados con números en sus tapas, cada número correspondía a un paciente, la numeración va del 1 al 6. Las muestras contenían entre 15 y 20 ml de orina. Tabla 7 y Figura 7, cada canino es identificado con un número.

Tabla 7: Identificación de los caninos con números.

ÁFRICA	1
KIRA	2
MILAGROS	3
TOBY	4
WENDY	5
LUNA	6

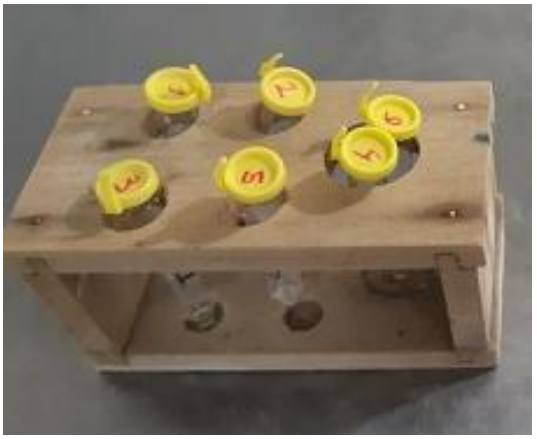


Figura 7: Tubos con muestras de orina identificados en sus tapas.

6.4.2 MATERIALES UTILIZADOS

- Tubos de ensayos (6)
- Gradilla de madera
- Copas de Sedimentación
- Jeringa 20cc
- Azul de metileno
- Microscopio Olympus bx40

A) B) C)

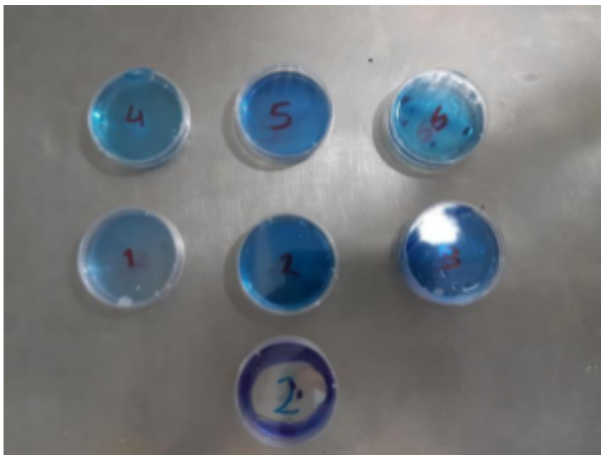
Figura 8: Copas de sedimentación (A). Azul de metileno (B). Microscopio óptico Olympus bx40 (C).

6.4.3 ANÁLISIS MUESTRAS

Se realizó la técnica de sedimentación para cada una de las muestras previamente identificadas.
Estas muestras fueron colocadas cada una en una copa de sedimentación graduada, agregando agua hasta completar 250 cc, dejando reposar por 25 minutos. Durante la espera, se procedió a identificar las placas de petri donde fueron colocadas las muestras.
Luego de pasados los 25 minutos se realizó la extracción del sobrenadante con jeringa hasta dejar el sedimento, se realizaron movimientos oscilantes a cada copa de sedimentación para obtener una muestra homogénea y posteriormente se volcó el contenido de cada copa en su placa correspondiente.

Una vez que las muestras se encontraban en las placas de petri se prosiguió a realizar la visualización en el microscopio óptico.

Antes de observar las muestras se le colocó 1 gota de azul de metileno para teñir la superficie y así poder detectar los huevos con mayor claridad. Ver Figura 9, A y B.

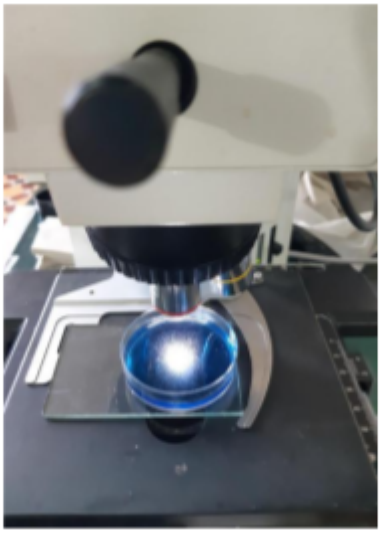


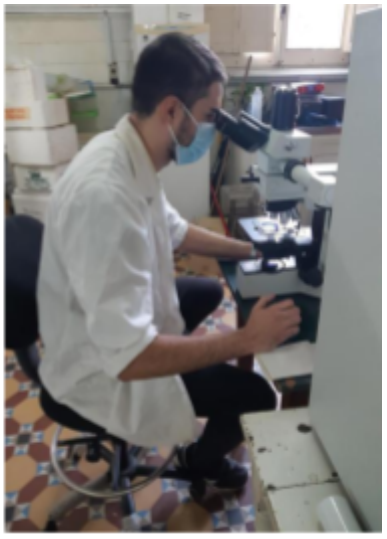
A) B)

Figura 9: Tubos con muestras de orina, copa de sedimentación y placas de petri (A). Placas de petri identificadas con muestra de orina y azul de metileno (B).

6.4.4 OBSERVACIÓN AL MICROSCOPIO

Se procedió a observar cada muestra en búsqueda de huevos de *D. renale.*
Las muestras son observadas con aumento 4x realizando un recorrido con patrón en "guarda griega", para así observar toda la superficie de la muestra en estudio. Figura 10 observación mediante microscopio óptico.





A) B) C)

Figura 10: Análisis de las muestras al Microscopio (A, B, C).

6.5 PERFIL RENAL CASO 1 Y CASO 2 POST NEFRECTOMÍA

El 6/9/21 se procedió a realizar un hemograma básico, urea, creatinina y análisis de orina en ambas perras para así evaluar la funcionalidad del riñón izquierdo meses después de realizada la Nefrectomía.

6.6 ECOGRAFÍAS DE CONTROL

Se realizó una ecografía abdominal de control meses más tarde de la cirugía para poder evaluar morfológicamente como se encuentra el riñón izquierdo.
También se realizó por primera vez ecografía abdominal al resto de los caninos del hogar.

El equipo ecográfico utilizado para el estudio fue un Esaote modelo Delta, ver Figura11.

Figura 11: Ecógrafo Esaote modelo Delta.

El día 20/10/21 los tutores trasladaron a los caninos hacia el centro de diagnóstico para realizar el estudio correspondiente.

6.7 CONTROL RENAL LUEGO DEL AÑO DE LOS ÚLTIMOS ANÁLISIS DE LABORATORIO

Los estudios que se realizaron fueron hemograma básico, urea y creatinina, fósforo en sangre, urianálisis y a su vez cociente de proteína y creatinina en orina (UPC), parámetro que es utilizado para detectar disfunción renal temprana.
Se coordinó con los tutores fecha para poder realizar la extracción de muestras de sangre de ÁFRICA y LUNA, la misma fue realizada con 8 horas de ayuno.

El día 18/4/23 los tutores tomaron muestras de orina durante 24 horas. Dichas muestras fueron recolectadas durante la micción (con una cuchara) y en alguna

oportunidad desde el suelo inmediatamente después de orinar; ambas muestras fueron colocadas en frascos previamente identificados con los nombres correspondientes. Posteriormente fueron refrigeradas en heladera a 4 grados Celsius.

Al día siguiente 19/4/23, se concurrió al domicilio en horas de la mañana para la extracción de las muestras de sangre.
Los materiales utilizados fueron: máquina de esquilar, tijera, ligadura, pasa aguja, jeringas 5cc (2), frasco de alcohol, algodón, tubos secos (2), tubo con EDTA (2). Ver Figura 12.

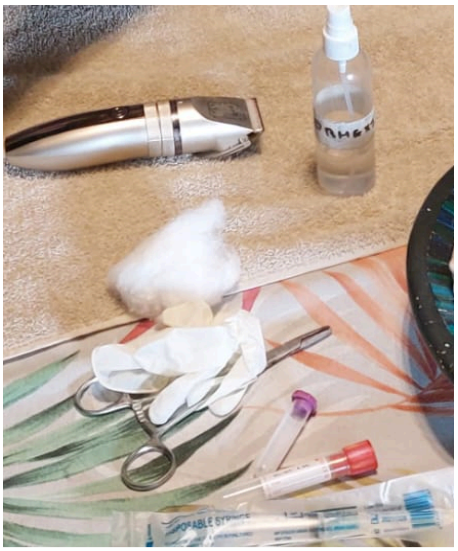
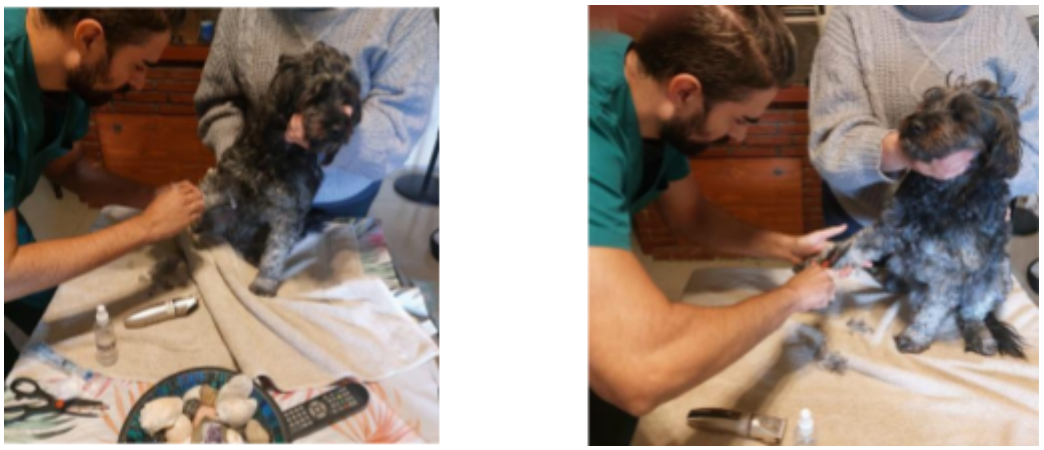


Figura 12: Materiales para la extracción sanguínea: esquiladora, alcohol, ligadura, pasa aguja, tubos tapa violeta (EDTA), tapa roja (seco), jeringa de 5 cc.

Primero se procedió a realizar tricotomía e higiene con alcohol para la extracción de sangre en LUNA. En la Figura 13, se observa tricotomía y extracción sangre.



A) B)

Figura 13: Tricotomía LUNA (A), extracción sangre (B).

Figura 14: Tricotomía ÁFRICA

Las muestras fueron remitidas a Facultad de Veterinaria, el protocolo de remisión que se utilizó fue el pedido por parte del Laboratorio de Análisis Clínicos de Facultad de Veterinaria. Figura 15, imagen de muestras remitidas.

Figura 15: Muestras remitidas: Tubos de sangre (4) frascos con orina (2)

7. RESULTADOS

En el informe ecográfico se determinó que el caso 1, presentaba una Renomegalia de su riñón derecho con estructura alterada y una imagen hiperecoica en forma de anillo con peritoneo adyacente reactivo. A partir del resultado de la ecografía se sospechó que la sintomatología clínica de ÁFRICA estaba dada por la presencia de *D. renale*. En la Figura 16 se observa el riñón derecho con imagen compatible a la presencia de *D. renale*.

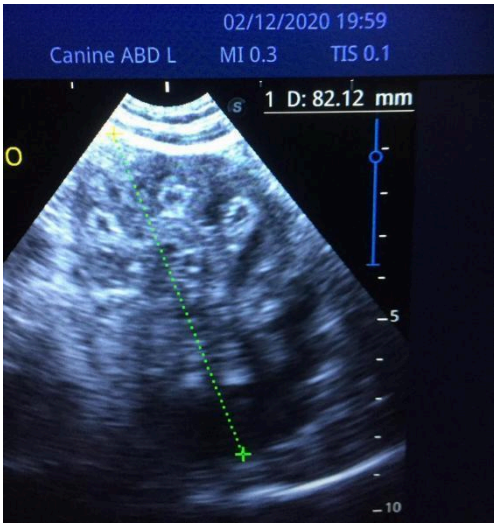


Figura 16: Imagen riñón derecho compatible con presencia de *D. renale*.

Los resultados en el caso 1 detectaron leucocitosis en el hemograma y sin alteraciones en la bioquímica sanguínea (ver anexo: tabla 7 y 8).

Una vez realizada la nefrectomía del riñón derecho se procedió a realizar corte del mismo y se evidenció que al extraer el verme este presentaba motilidad y tenía una longitud aproximada de 30 cm, no se determinó el sexo. Ver Figura 17 A y B.

A) B)

Figura 17: *D. renale* con longitud aproximada de 30 cm (A), *D. renale* y AFRICA (B).

En la ecografía realizada a LUNA el día 11/3/21, se evidenció una estructura en el riñón derecho compatible con la presencia de verme renal. En Figura 18 se observa riñón derecho con presencia de imagen compatible con *D. renale.*

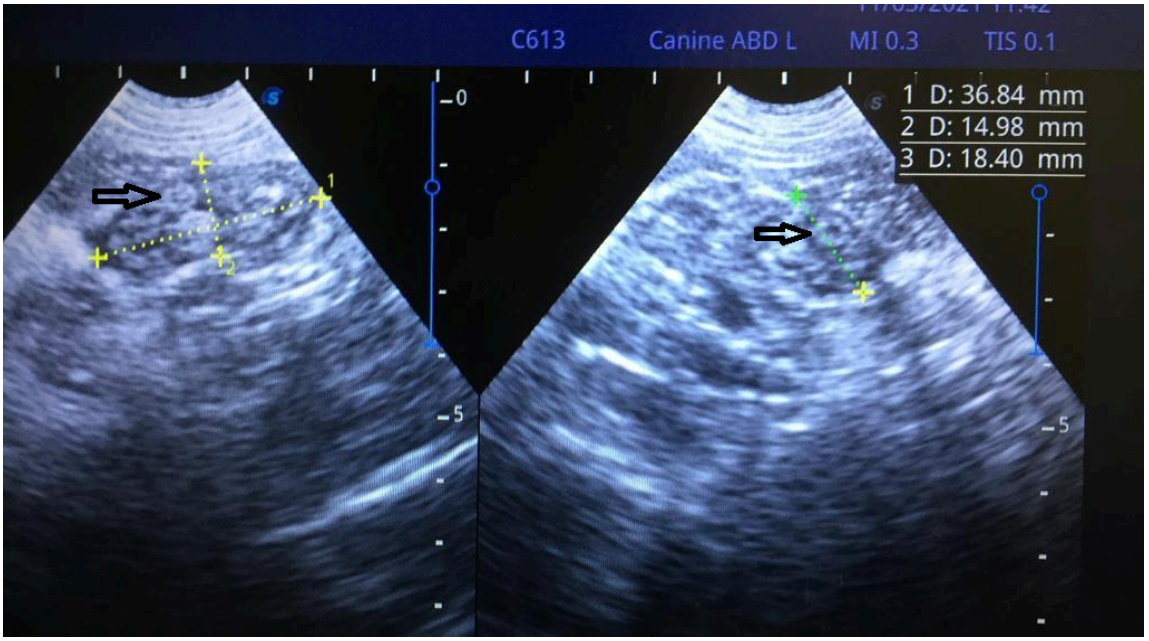
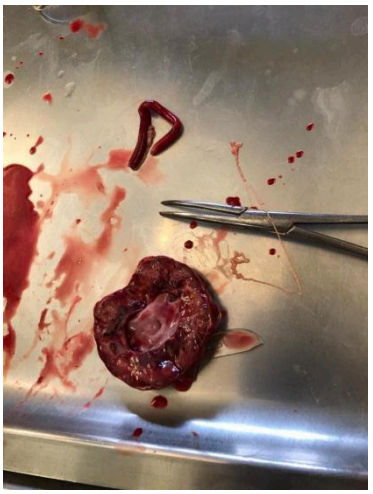


Figura 18: Imagen riñón derecho compatible con la presencia de *D. renale* en su interior. Líneas punteadas amarillas: tamaño del riñón derecho. Flechas Negras: imagen circular hiperecoica compatible con *D. renale*.

El día 18/3/2021 el mismo día del ingreso de LUNA al Hospital se procedió a realizar la Nefrectomía coordinada previamente.
Una vez realizada la cirugía se pudo visualizar que el riñón derecho presentaba alterada su anatomía. Cuando se le realizó un corte longitudinal se pudo evidenciar la presencia del helminto enrollado en su interior. Internamente el riñón se encontraba con pérdida de estructura cortico medular (CM) y engrosamiento. Ver Figura 19, A y B.

A)



B)

Figura 19: Riñón Derecho con presencia de *D.renale* en su interior (A), presencia del riñón posterior a la extracción del helminto (B).

El post quirúrgico tanto de ÁFRICA como de LUNA fueron excelentes, no hubo complicaciones.

No se encontraron huevos de *D. renale* en las muestras de orina de ÁFRICA, LUNA ni del resto de los caninos del hogar analizadas mediante la técnica de sedimentación, estas muestras fueron obtenidas luego de las cirugías de ambas perras.

No se evidenciaron alteraciones en los resultados obtenidos de hemograma, urea-creatinina y uroanálisis de ÁFRICA y LUNA realizados meses posteriores a la Nefrectomía (ver anexo: tabla 9,10).

En las ecografías realizadas en ÁFRICA, KIRA, TOBY, WENDY y LUNA no se vieron alteraciones significativas (ver anexo: informe 1, 2, 4, 5, 6).

En MILAGROS a la observación del riñón derecho se evidenció la presencia de estructuras cilíndricas de paredes hiperecogénicas con centro hipoecogénicos sugerentes a lesión por verme renal (ver anexo: informe 3).

Debido al resultado ecográfico de MILAGROS se decidió repetir el estudio días más tarde observando el riñón izquierdo de aproximadamente 6 cm de largo, con diferenciación y relación CM conservada, con imagen discreta de signos del anillo hiperecoico CM (probablemente hallazgo sin evidencia clínica), igualmente se sugiere realizar control sanguíneo renal. También se constató actividad normal al realizar el estudio con doppler color.
En la zona de proyección del riñón derecho se evidenció una imagen poco definida de 3,5 cm de largo aproximadamente, donde se apreció una imagen que sugiere vestigios de corteza renal, medular y pelvis renal, esta imagen es sugerente de hipoplasia renal, no se descarta que un traumatismo severo haya producido dichas lesiones en el riñón.
En los estudios de sangre realizados el 19/4/23 en la paciente del caso 1 (África) no se detectaron alteraciones en hemograma, urea-creatinina, fosfatemia y UPC. Sin embargo, se constató la presencia de cristales de triple fosfato y abundantes bacterias en el urianálisis (ver anexo: tabla 11, 12, 13).

En los resultados obtenidos en el caso 2, se pudo ver que tanto el hemograma como los valores de urea-creatinina no presentaban alteraciones. Aunque no se pudo determinar el fósforo en sangre por la presencia de triglicéridos (ver anexo: tabla 14, 15). El urianálisis arrojó la presencia de una orina turbia, con pH 5, y la presencia de células epiteliales, piocitos y lipiduria (ver anexo: tabla 16).

8. DISCUSIÓN

En estos dos casos reportados podemos ver que las pacientes tuvieron acceso a agua dulce de la zona del Balneario Solís, en donde pudieron haber tenido contacto con alguno de los HI o HP; tanto Burgos y Radman (2008) como Pedrassani (2009) describen la presencia de los HI y HP en aguas dulces siendo estas fuentes de contagio para los HD.

En ambos casos reportados se pudo encontrar que el riñón parasitado se encontraba comprometido estructuralmente, esto debido a la acción del parásito sobre el órgano parasitado, Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao (2015) describen que esto se debe a la acción histolítica del parásito permitiéndole el ingreso y destrucción del mismo.

Bellini y Ferreira, (2001) describen que el riñón más frecuentemente parasitado es el derecho, en el caso de ÁFRICA y LUNA fue el único órgano en el que se encontró el verme; otros autores describen las localizaciones aberrante de *D. rena*le como pueden ser en bolsa escrotal, libres en cavidad abdominal, en parénquima hepático, testículos, próstata, tejido subcutáneo en la región inguinal y umbilical (Alves et al., 2007; Pedrassani, 2009; Butti et al., 2020 Benitez y Butti, 2021), en ninguno de los casos reportados en este trabajo se presentó una localización aberrante.

Algunos de los síntomas presentados en ambos casos coinciden con los informados por Flórez et al., (2018), como la hematuria y el dolor abdominal tal como lo describieron Bellini y Ferreira (2001). Otros síntomas que podrían manifestarse incluyen anorexia, vómitos, fiebre y dolor lumbar, signos que no se evidenciaron en los casos clínicos expuestos.

Muchas veces el diagnóstico puede darse de forma accidental, mediante cirugía, necropsia o ecografías de rutina así lo describen Sales de Souza et al., (2019), no fue el caso de África y Luna que presentaron sintomatología clínica asociada a la presencia del nematodo en riñón; en nuestros dos casos la ecografía fue el método de diagnóstico por excelencia, tal como indicaron Hasselmann Cottar et al., (2012) que nombran al ultrasonido como un método muy eficiente para realizar el diagnóstico. También se utilizó la técnica de sedimentación para la detección de huevos, esta técnica tiene alta sensibilidad y especificidad y es de bajo costo, así lo reportan Angelou et al. (2020) aunque en el presente estudio no se encontraron huevos en orina.

El tratamiento de elección en los dos casos fue el quirúrgico, realizando la nefrectomía del riñón parasitado, debido a lo comprometido que se encontraba el mismo. Mendez de Freitas et al., (2018) y Bellini y Ferreira (2001) también describen esta intervención como la más adecuada cuando hay compromiso del parénquima renal.

Así como Goncalves Hitta y Ricciardi Dalmao (2015) recomiendan, antes de realizar el procedimiento quirúrgico, analizar la funcionalidad renal, en ÁFRICA se realizó hemograma y bioquímica sanguínea con resultados normales. Se ha visto que la determinación de creatinina, que hoy es utilizado en la práctica como parte de evaluación de la funcionalidad renal no es la prueba ideal ya que sus valores se

pueden ver alterados por causas extrarrenales, es así que se ha buscado la utilización de un nuevo marcador más sensible y específico que la creatinina para identificar la presencia de ERC. Este marcador es Dimetilarginia simétrica (SDMA), es un marcador endógeno que se encuentra de forma natural en plasma y tejidos, y es excretado por orina. Otra de las desventajas que presenta la medición de los niveles de creatinina es que no sobrepasan los límites de referencia de laboratorio hasta que no se haya perdido un 75 % de la masa funcional renal, debido a esto es que cuando se observa un aumento de la creatinina en la ERC la pérdida de nefronas ya es irreversible llevando esto a un mal pronóstico. En cambio, con la medición de SDMA este marcador se incrementa con tan solo una pérdida del 40% de la masa renal, habiendo casos en los que aumenta con pérdida del 25%, permitiendo un diagnóstico más precoz y por lo tanto un pronóstico más alentador (Miranda Huarachi, 2021).

El estudio llevado a cabo por Pedrozo et al. en 2013 reveló que un porcentaje significativo de los casos de Dioctofimosis mostró valores normales en urea-creatinina y densidad urinaria. Los estudios de sangre y orina realizados en nuestros casos luego de la nefrectomía y los realizados un año más tarde, no indicaron anomalías. Esto se debe a que el riñón no infectado (el riñón que no es extraído) mantiene su funcionalidad y suple la función del riñón comprometido o extraído. La evaluación de la creatinina puede no ser la opción más eficaz para detectar daño renal en sus etapas iniciales, hay otros parámetros a medir que pueden detectar alteración de la funcionalidad tempranamente, como el SDMA nombrado anteriormente y el UPC. No es necesario esperar a perder más del 75% de la masa renal para detectar la pérdida de función, ya que el pronóstico con esos valores es poco alentador.

En cambio, se propone que la medición de UPC en la orina podría ser más efectiva, poder cuantificar la proteinuria y facilitar el diagnóstico temprano de ERC. Este parámetro es especialmente útil porque en muchos casos resulta complicado recoger muestras de orina durante un periodo de 24 horas para su análisis, y el UPC permite utilizar muestras de orina esporádicas.

En resumen, la medición de UPC puede ser una alternativa más práctica y efectiva para evaluar la salud renal en comparación con los tradicionales indicadores de urea-creatinina y densidad urinaria, especialmente en situaciones donde la recopilación de muestras de orina a lo largo de un día completo resulta difícil.

En el trabajo publicado por Zamora et al., en 2015 se identificaron las zonas donde se registraron casos de *D. renale*. El parásito se encontró en nueve departamentos, desde el litoral del país hasta el suroeste. Hasta ese momento, no se había informado de la presencia de casos con origen en el departamento de Maldonado. Por lo tanto, nuestro estudio destaca la importancia de considerar la zona del Balneario Solís, en el departamento de Maldonado, como una posible nueva región con casos de Dioctofimosis en caninos.

9. CONSIDERACIONES FINALES

Son los primeros casos reportados de dioctofimosis en caninos que viven en la ciudad de Montevideo.

Si bien se sospecha que el contagio se pudo haber dado en la zona del “Balneario Solís”, debido a que es la única región en donde los caninos están en contacto con corrientes de agua dulce, no podemos confirmar que realmente sea así. Dado que no hay registros previos en la zona de la presencia del HI y de casos reportados.

Este estudio abre la posibilidad de investigar la existencia del HI en la zona del “Balneario Solís”, como también la realización de estudios colaterales en los caninos que habitan la región en búsqueda de *D. renale.*

Es muy importante detectar a tiempo los signos y síntomas que presentan las mascotas, en estos casos reportados se vio la rapidez con la que se actuó en ambos casos, desde los tutores hasta los profesionales que actuaron, pudiendo obtener un diagnóstico rápido, una resolución a tiempo con un pronóstico alentador.

Es importante incluir a la dioctofimosis dentro de los diagnósticos diferenciales de nefropatías, y tenerlo en cuenta en aquellos animales que tienen acceso a corrientes de agua dulce.

Cabe destacar la importancia de realizar una anamnesis completa e indagar con respecto a la epidemiología ambiental.

10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Agudelo Fontecha, V. (2018). Tumor maligno renal de origen mesenquimal resuelto mediante nefrectomía unilateral total en canino de raza samoyedo (Tesis de Grado). Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad de Pamplona. Recuperado de http://repositoriodspace.unipamplona.edu.co/jspui/handle/20.500.12744/5904

2. Alves, G.C., Silva, D.T., y Neves, M.F. (2007). Dioctophyma renale: O parasita gigante do rim. Revista Científica Electrónica de Medicina Veterinaria, 8(1), 1-6.

3. Amaral, L., Polizer, K., Sant'ana, T., y Neves, M. (2008). Dioctophyma renale. Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária,6 (10). Recuperado de http://faef.revista.inf.br/site/a/821-dioctophyma-renale.html

4. Angelou, A., Tsakou, K., Mpranditsas, K., Sioutas, G., Moores, D. A., y Papadopoulos, E. (2020). Giant Kidney Worm: Novel Report of Dioctophyma Renale in the Kidney of a Dog in Greece. Helminthologia, 57(1), 43–48. Recuperado de https://doi-org.proxy.timbo.org.uy/10.2478/helm-2020-0008

5. Arias, D.O., Diaz, L., Rube, A.M., Abate, L., Butti, M.J., Gamboa, M.I, Radman, N.E. (2017). Caso Clínico: Dioctophyma renale ubicación extrarrenal del parásito adulto. Revista de Enfermedades Infecciosas Emergentes, 12, 13. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/90509

6. Baljit, S. (2017). The abdomen of the dog and cat. En Dyce, Sack and Wensing´s Textbook of Veterinary Anatomy (5ta ed., pp.418-441). St Louis: Elsevier.

7. Bellini, E., y Ferreira, C. (2001). Dioctophyma renale en el perro: Primer hallazgo en Uruguay. Veterinaria (Montevideo), 36(142 - 143), 21–24.
8. Recuperado de https://revistasmvu.com.uy/index.php/smvu/article/view/413

9. Benitez, S.D., y Butti, M.J. (2021). Diagnóstico por ultrasonido con localizaciones etiópicas en perros de la República del Paraguay: reportes de 6 casos. Clínica Practica FIAVAC, 1, 30-35. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/128856

10. Borrelli, S.O. (2019). Dioctofimosis renal bilateral: Presentación de un Caso Clínico. VeterinariaCuyana,13,39-46. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/118210

11. Burgos, L. (2021). Comprobación experimental del ciclo biológico de Dioctophyma renale, en un área ribereña al Río de la Plata (Tesis de Grado). Universidad Nacional De La Plata. Recuperado de https://doi.org/10.35537/10915/152845

12. Burgos, L. y Radman, N. (2008). Dioctophymosis. Tema de Zoonosis IV. Veterinaria Argentina, 25(247), 524-529.

13. Butti, M. J., Gamboa, M. I., Terminiello, J., Urbiztondo, M., Polizzi, C., Acosta, C., Radman, N. E. (2020). Dioctofimosis renal, abdominal e intraprostatica en un canino. Revista Argentina de Parasitologia, 9(1), 27-30. Recuperarado de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/137417

14. Centers for Disease Control and Prevention. Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern. (2019). Dioctophymiasis. Recuperado de https://www.cdc.gov/dpdx/dioctophymiasis/index.html

15. da Luz Ferro, S., Jonk, F., Cardoso, E., Heckler, M.C.T., Rychescki, M., y Warmling, B. (2018). Nefrectomia em um cao Boiadeiro australiano parasitado por Dioctophyma renale. Acta Scientiae Veterinariae, 46(255), 1-7.

16. Di Nucci, D.L., Guerisoli, M., Sciabarrasi Bagilet, A.A., Tittarelli, C.M., Natalini, M.B., Castillo Giraudo, M., y Orozco, M, M. (2020). Nuevos hallazgos y localidades de Dioctophyme renale (Nematoda, Enoplida, Dioctophymatidae) en Chrysocyon brachyurus (Carnivora: Canidae) para la República Argentina. Nota sobre Mamíferos Sudamericanos,2. Recuperado de https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/135565/CONICET_Digital_Nro.004997ec-fb18-4f78-ba65-f6a375bcda66_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y

17. Ferreira, V., Medeiros, F., July, J. y Raso, T. (2010). Dioctophyma renale in a dog: Clinical diagnosis and surgical treatment. Veterinary Parasitology, 168, 151-155.

18. Flórez, Á. A., Russo, J., y Uribe, N. (2018). First report of Dioctophyma renale (Nematoda, Dioctophymatidae) in Colombia. Biomedica, 38, 13–18.
19. Recuperado de https://revistabiomedica.org/index.php/biomedica/article/view/4042/3986

20. Fossum, T. W. (2009). Cirugía del riñón y del uréter. En Cirugía en pequeños animales (3er ed, pp 639-640). Barcelona: Elsevier.

21. Goncalves Hitta, V., y Ricciardi Dalmao, L.S. (2015). Relevamiento de Dioctophyme renale en caninos de las ciudades de Salto y Paysandú (Tesis de grado). Facultad de Veterinaria, UDELAR, Montevideo.

22. Gutierrez, M.V. (2019). Relación entre uremia, creatinina, uroanálisis y el cociente proteína/creatinina en orina en pacientes caninos de diferentes edades como herramienta de valoración de la función renal (Tesis de Grado). Universidad Nacional de La Plata. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/127619

23. Hasselmann Cottar, B., Dittrich, G., Ferreira, A. A., de Paiva Carvalho, A. C., Perez Albernaz, V. G., Luz, M. T. D., y Tasqueti, U. I. (2012). Achados ultrassonográficos de cães parasitados por Dioctophyma renale-estudo retrospectivo. Veterinária e Zootecnia, 19(1-S. 1), 8-11.

24. Hernández Russo, Z., Cardenas Callirgos, J.M., García Ayachi, A., y Wetzel, E. J. (2022). Review of Dioctophyme renale: Etiology, Morphology, Biology, Ecoepidemiology, Pathogenesis, Symptomatology, Diagnosis, Treatment, and Prevention. Journal of Parasitology, 108(2),180-191. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/359727516_Review_of_Dioctophyme_renale_Etiology_Morphology_Biology_Ecoepidemiology_Pathogenesis_Symptomatology_Diagnosis_Treatment_and_Prevention

25. Hernández Russo, Z., Supparo Rizzardini, E., Dos Santos Nuñez, C., y Nan Montes, F. (2014). Dioctophyma renale in dog Uruguay. Neotropical Helminthology, 8(1), 123 130.

26. Herrera Landero, A., y d´Hyver de las Deses, C. (2018). Valoración preoperatoria del adulto mayor. Revista de la Facultad de Medicina (México), 61(4), 43-55. Recuperado de http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0026-17422018000400043&lng=es&tlng=es.

27. Marqués, L. (2022). Relatorio de estagio curricular supervisionado (Tesis de Grado). Faculdade de Ciências Agrárias e Meio Ambiente, Porto Alegre. Recuperado de https://repositorio.animaeducacao.com.br/handle/ANIMA/25033

28. Mendes de Freitas. D., Piva Maria. B., Araújo Vasconcelos. B. M., Teixeira Amado Jorge, A. L., Neves Teodoro. A., Gabellini Leonel Alves. E., y Rodrigues Rosado, I. (2018). Nefrectomía unilateral en un perro parasitado por Dioctophyma renale: relato de caso. Pubvet, 12(9), 1–7.

29. Miranda Huarachi, F.G (2021). Beneficios de la implementación del examen sdma (dimetilarginina simétrica) para la prevención de enfermedad renal en caninos y felinos en cochabamba en la gestión 2021(Tesis de posgrado). Facultad de ciencia veterinaria, Universidad Mayor de San Simón, Cochabamba. Recuperado de http://hdl.handle.net/123456789/28322

30. Pedrassani, D. (2009). Aspectos morfológicos, inmunológicos e epidemiologicos do Dioctophyme renale em caes no distritio de Sao Cristivao, Tres Barras, Santa Catarina (Tesis de Grado). Facultad de Ciencias Agrarias e Veterinarias, Sao Paulo.

31. Pedrozo, R., Bazan, A., Cuevas, D., y Godoy, Y. (2013). Valores séricos de urea, creatinina y densidad urinaria en perros con Dioctophyme renale en la ciudad de Caazapa, Paraguay, y su relación con factores de riesgo. Comprendio de Ciencias Veterinarias. 3(2), 33-38.

32. Real Academia Española. (2023). Nefrectomía. En Diccionario de la lengua española (23ª ed.). Recuperado de https://dle.rae.es/nefrectom%C3%ADa?m=form.

33. Ruiz, M.F., Zimmermann, R.N., Aguirre, F.O., Stassi, A., y Forti, M.S. (2014). Dioctofimosis: Presentación de un caso clínico. Revista Veterinaria Argentina, 31(315), 1-7. Recuperado de https://www.veterinariargentina.com/revista/2014/07/41995/?hilite=dioctophyma+renale

34. Sales de Souza, M., Diniz Duarte, G., Abrantes Pinto de Brito, S., y Alves de Farias, L. (2019). Dioctophyma renale: Revisão. Pubvet, 13(6), 1–6.

35. Serrano, F.J. (2010). Técnicas de Diagnóstico Parasitólogico. Manual Práctico de Parasitologia Veterinaria, 69, 49-50.

36. Silveira, C.S., Diefenbach, A., Mistieri, M.L., Machado, I.R.L., y Anjos, B.L. (2015). Dioctophyma renale em 28 caes: aspectos clinicopatologicos e ultrassonograficos. Pesquisa Veterinaria Brasileira, 35(11), 899-905. Recuperado de http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-736X2015001100899&lng=en&tlng=en

37. Yang, F., Zhang, W., Gong, B., Yao, L., Liu, A., y Ling, H. (2019). A human case of *Dioctophyma renale* (giant kidney worm) accompanied by renal cancer and a retrospective study of dioctophymiasis. Parasite (Paris), 26, 22. Recuperado de https://www.parasite-journal.org/articles/parasite/pdf/2019/01/parasite190009.pdf

38. Zamora, C., Pisón, I., Zamora, S., Zamora, R., Valledor, M.S., Correa, O., y Castro, O. (2015). Descripción de un caso de dioctofimosis en un perro de Juan Lacaze (Colonia), Uruguay. En Jornada Técnica Veterinaria (Vol. 9, pp 149-150). Montevideo: Facultad de Veterinaria.

ANEXO

SENSORIO	ALERTA
MUCOSAS	NORMOCOLOREADAS
TEMPERATURA	38,3° C
FC	140 lpm
PULSO	140
FR	18
HIDRATACIÓN	4%
RESPIRACIÓN	TORACO ABDOMINAL
GRANDES FUNCIONES	ORINA CON SANGRE. MF SP
TLLC	2 SEGUNDOS

Tabla 1: Examen Objetivo General (EOG) Caso1.

FÁRMACO PRE QUIRÚRGICO	**DOSIS**
MARBOFLOXACINA	2mg/kg IV
TOLFEDINE	4 mg/kg/24h IM

A)

FÁRMACO PRE ANESTESIA	**DOSIS**
ACEDAN	0,05mg/kg
TRAMADOL	4mg/kg

B)

FÁRMACO INDUCCIÓN	**DOSIS**
PROPOFOL	5mg/kg
DIAZEPAM	0,25mg/kg

C)

FÁRMACO MANTENIMIENTO ANESTÉSICO	
ISOFLURANO	

E)

FÁRMACO POST OPERATORIO	**DOSIS**
DIPIRONA	25 mg/kg IV
GOTEO KETAMINA	5 mg/kg/hora IV

D)

Tabla 2: Fármacos utilizados en ÁFRICA, pre quirúrgico (A), pre anestesia (B), inducción (C), mantenimiento (E), post operatorio (D)

FÁRMACOS INTERNACIÓN	**DOSIS**
ENROFLOXACINA	20mg/kg/24h
DIPIRONA	25 mg/kg/8h
RANITIDINA	2 mg/kg/12h
SUERO RINGER LACTATO	5ml/kg/hora.

Tabla 3: Fármacos utilizados en internación.

SENSORIO	ALERTA
MUCOSAS	NORMOCOLOREADAS
TEMPERATURA	37,9°C
FC	125 lpm
PULSO	120 pulsaciones
FR	25 respiraciones x minuto
HIDRATACIÓN	4%
RESPIRACIÓN	toraco abdominal
GRANDES FUNCIONES	Orina sin particularidades. No defeca en consulta.
TLLC	2 segundos

Tabla 4: EOG Caso 1 día 9/12/2020.

SENSORIO	ALERTA
MUCOSAS	NORMOCOLOREADAS
TEMPERATURA	38,7°C
FC	120 lpm
PULSO	115
FR	16
HIDRATACIÓN	4%
RESPIRACIÓN	TORACO ABDOMINAL
GRANDES FUNCIONES	ORINA CON ALGO DE SANGRE. MF SP
TLLC	2 SEGUNDOS

Tabla 5: EOG Caso 2.

FÁRMACOS PRE QUIRÚRGICO	DOSIS
MARBOFLOXACINA	2mg/kg/ IV
TOLFEDINE	4 mg/kg/24h

A)

FÁRMACOS PRE ANESTESIA	DOSIS
ACEDAN	0,05mg/kg
TRAMADOL	4 mg/kg

B)

FÁRMACO INDUCCIÓN	DOSIS
PROPOFOL	5mg/kg/IV
DIAZEPAM	0,25mg/kg/IV

C)

FÁRMACO MANTENIMIENTO ANESTÉSICO	
ISOFLURANO	

D)

FÁRMACO POST OPERATORIO	DOSIS
DIPIRONA	25 mg/kg/8h
GOTEO KETAMINA	5mg/kg/h/IV

E)

Tabla 6: Fármacos utilizados en caso 2, prequirúrgico (A), pre anestesia (B), inducción (C), mantenimiento (D), post quirúrgico (E).

HEMATOLOGÍA	**RESULTADOS**	**UNIDAD**	**RANGO**
HEMOGRAMA COMPLETO			
Eritrocitos:	7.45	mill/ul	5.50- 8.50 mill/ul
Hemoglobina:	18.5	g/dl	12.0- 18.0 g/dl
Hematocrito:	56.9	%	37.0 - 55.0 %
VCM:	76.5	fl	60.0 - 70.0 fl
HCM:	24.8	pg	19.5 - 24.5 pg
CHCM:	32.5	g/dl	33.0 - 36.0 g/dl
Leucocitos:	21.9	mill/ul	6.0 - 17.0 mill/ul
Linfocitos%:	15.0	%	12.0 - 30.0 %
Neutrófilos Totales %:	74.0	%	60.0 - 80.0 %
Neutrófilos Banda %:	0.0	%	0.0 - 3.0 %
Neutrofilos Segmentados %:	74.0	%	60.0 - 77.0 %
Eosinófilos %:	9.0	%	2.0 - 10.0 %
Basófilos %:	0.0	%	0.0 - 0.0 %
Monocitos %:	2.00	%	3.00 - 10.0 %
Linfocitos:	3.3	mill/ul	1.0 - 4.8 mill/ul
Neutrófilos Totales:	16.2	mill/ul	3.0 - 12.0 mill/ul
Neutrófilos Banda:	0.0	mill/ul	0,0 - 0.3 mill/ul
Neutrofilos Segmentados:	16.2	mill/ul	3.0 - 11.4 mill/ul
Eosinófilos:	2.00	mill/ul	0.10 - 0.75 mill/ul
Basófilos:	0.0	mill/ul	0.0 - 0.1 mill/ul
Monocitos:	0.40	mill/ul	0.15 - 1.35 mill/ul
Plaquetas:	227.0	mill/ul	160.0 - 500.0 mill/ul

Tabla 7: Hemograma post consulta veterinario, Caso 1.

BIOQUÍMICA	RESULTADOS	UNIDAD	RANGO
Glicemia	0.84	g/l	0.64 - 1.23 g/l
Urea	0.21	g/l	0.19 - 0.64 g/l
Creatinina	1.5	mg/dl	0.8 - 1.8 mg/dl
Fosfatasa alcalina	138	U/l	25 - 150 U/l
GPT	24	U/l	10 - 60 U/l
Calcio	9.09	mg/dl	9.30 - 11.40 mg/dl

Tabla 8: Bioquímica post consulta veterinario, Caso 1.

HEMOGRAMA BÁSICO	
Volumen corpuscular compacto (MHCT)	56% (37 a 55%)
Hemoglobina	15.5 g/dl (12 a 18 g/dl)
Eritrocitos	7.5 millones/ul (5.5 a 8.5 millones/ul)
Leucocitos	14.3 mill/ul (6 a 18 mill/ul)
BIOQUÍMICA	
Urea	40.2 mg/dl (21.4 a 42.8 mg/dl)
Creatinina	0.80 mg/dl (0.5 a 1.2 mg/dl)

A)

ORINA	
Aspecto	Ligeramente turbia
Color	Vogel 3

Densidad	1025 (1018 a 1060)
Bilirrubina	0 (menor de 0.5 mg/dl)
Urobilinógeno	0 (menor de 1 mg/dl)
Proteína	20 mg/dl (0 a 30 mg/dl)
Cuerpo Cetónicos	Negativo (0 mg/dl)
Nitrito	Negativo
Glucosa	0 mg/dl (0 mg/dl)
Eritrocitos	Negativo células/ul (0 células/ul)
Leucocitos	0 células/ul (0 cel/ul)
pH	6.0 (5 a 7)
Sedimento	Abundantes Células Plasmáticas Presencia de Células de descamación.

B)

Tabla 9: Resultados de Hemograma básico, urea-creatinina (A) y urianalisis (B) post nefrectomia, caso 1.

HEMOGRAMA BÁSICO	
Volumen corpuscular compacto (MHCT)	52% (37 a 55%)
Hemoglobina	14.4 g/dl (12 a 18 g/dl)
Eritrocitos	7.1 millones/ul (5.5 a 8.5 millones/ul)
Leucocitos	12.6 mill/ul (6 a 18 mill/ul)

BIOQUÍMICA	
Urea	36.3 mg/dl (21.4 a 42.8 mg/dl)
Creatinina	0.93 mg/dl (0.5 a 1.2 mg/dl)

A)

ORINA	
Aspecto	Ligeramente turbia

Color	Vogel 3
Densidad	1040 (1018 a 1060)
Bilirrubina	0 (menor de 0.5 mg/dl)
Urobilinógeno	0 (menor de 1 mg/dl)
Proteína	20 mg/dl (0 a 30 mg/dl)
Cuerpo Cetónicos	Negativo (0 mg/dl)
Nitrito	Negativo
Glucosa	0 mg/dl (0 mg/dl)
Eritrocitos	Negativo células/ul (0 células/ul)
Leucocitos	0 células/ul (0 cel/ul)
pH	6.0 (5 a 7)
Sedimento	Escasa Células Plasmáticas

B)

Tabla 10: Resultados de Hemograma básico, urea-creatinina (A) y urianalisis de (B), post nefrectomia, caso 2.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martin Pereira
Paciente:	Africa
Edad:	3 años
Sexo:	Hembra
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perra

En el estudio observado no se observa en zona de proyección renal derecha imagen sugerente de procesos patológicos.
Riñón izquierdo de tamaño y forma conservada con definición corticomedular conservada. Pelvis y uréteres sin alteraciones.

Vejiga urinaria de paredes finas con bordes internos lisos y con contenido anecoico normal sin sedimentos.
Peritoneo sin presencia de imagen sugerente de nódulos y/o masas mesentéricas.
Linfonodos mesentéricos sin alteraciones.
Estómago de paredes finas, estratos conservados con contenido alimenticio y movimiento de mezcla presentes.
Intestino de ecoestructura conservada, con contenido patrón mucoso, y tránsito.
Colón con materia densa consolidada.
Hígado de tamaño conservado, con bordes lisos y homogéneos de grano fino.
Vesícula Biliar (VB) de paredes finas y contenido normal. Patrón biliar y trama vascular normales.

Informe 1: Ecografía abdominal Caso 1.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martin Pereira
Paciente:	Kira
Edad:	2 años
Sexo:	Hembra
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perra

En el estudio solicitado se observaron ambos riñones de tamaño y forma conservada, con definición corticomedular y relación normal. Pelvis y uréteres sin alteraciones.
Vejiga urinaria de paredes finas, bordes internos lisos y distensión moderada por contenido anecoico.
Hígado de tamaño conservado, bordes lisos y homogéneos de grano fino. VB de paredes finas y contenido normal. Patrón biliar y trama vascular normales.
Estómago de paredes finas, conservado con contenido alimenticio y movimientos de mezcla presentes.
Intestino de ecoestructura conservada, con contenido patrón mucoso y tránsito.
Colón con materia densa consolidada.
Bazo homogéneo y de tamaño normal.

Informe 2: Ecografía Abdominal de KIRA.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martin Pereira
Paciente:	Milagros
Edad:	4 años
Sexo:	Hembra
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perra

En el estudio solicitado se observa en zona de proyección renal derecha, sustitución de la ecoestructura renal por imagen capsular, con presencia de estructura cilíndrica de paredes hiperecogénicas, con centro hiperecogénico sugerente de lesión completa por verme renal.
Riñón izquierdo de forma conservada, tamaño normal y definición corticomedular conservada, pelvis y uréteres sin alteraciones.
Vejiga urinaria de paredes finas, bordes internos lisos y distensión moderada por contenido anecoico.
Al momento del estudio no se observaron imágenes de estructura con mismas características libres en cavidad abdominal.
Estómago de paredes finas, estratos conservados con contenido alimenticio y movimientos de mezcla presentes.
Intestino de ecoestructura conservada, con contenido patrón mucoso y tránsito.
Colón con materia densa consolidada.
Hígado de tamaño conservado, con bordes lisos y homogéneos de grano fino. VB de paredes finas y contenido normal. Patrón biliar y trama vascular normales.
Bazo homogéneo y de tamaño normal.

Informe 3: Ecografía Abdomen de MILAGROS.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martin Pereira
Paciente:	Toby
Edad:	8 años
Sexo:	Macho
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perro

En el estudio solicitado se observan ambos riñones de tamaño y forma conservada, con definición corticomedular y relación normal. Pelvis y uréteres sin alteraciones.
Vejiga urinaria de paredes finas, bordes internos lisos y distensión moderada por contenido anecoico.
Estómago de paredes finas, estratos conservados con escaso contenido.
Intestino de ecoestructura conservada, con contenido patrón mucoso y tránsito.
Colón con materia densa consolidada.
Hígado de tamaño conservado, con bordes lisos y homogéneos de grano fino. VB de paredes finas y contenido normal. Patrón biliar y trama vascular normales.
Bazo homogéneo y de tamaño normal.
Al momento del estudio no se visualizan adenomegalias y/o masas.

Informe 4: Ecografía Abdominal de TOBY.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martin Pereira
Paciente:	Wendy
Edad:	4 años
Sexo:	Hembra
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perra

En el estudio solicitado se observaron ambos riñones de tamaño y forma conservados, con definición corticomedular y relación normal. Pelvis y uréteres sin alteraciones.
Vejiga urinaria de paredes finas, bordes internos lisos y distensión moderada por contenido anecoico.
Estómago de paredes finas, estratos conservados con contenido alimenticio y movimiento de mezcla presentes.
Intestino de ecoestructura conservada, con contenido patrón mucoso y tránsito.
Colón con materia densa consolidada.
Hígado de tamaño conservado, con bordes lisos y homogéneos de grano fino. VB de paredes finas y contenido normal. Patrón biliar y trama vascular normales.
Bazo homogéneo y tamaño normal.
Al momento del estudio, no se observan adenomegalias mesentéricas y/o masas

Informe 5: Ecografía Abdominal de WENDY.

ECOGRAFÍA	
Fecha:	20/10/2021
Veterinaria:	Particular
Realizado por:	Martín Pereira
Paciente:	Luna
Edad:	2 años
Sexo:	Hembra
Familia:	Estudio de Caso
Animal:	Perra

En el estudio solicitado no se observa en zona de proyección renal derecha estructura renal y no se observa imagen sugerente de procesos patológicos.
Peritoneo sin presencia de imagen sugerente de nódulos y/o masas.
Riñón izquierdo de tamaño y forma conservada, con buena definición corticomedular y relación normal.
Pelvis y uréteres sin alteraciones.
Abdomen restante sin alteraciones.

Informe 6: Ecografía Abdominal Caso 2.

HEMATOLOGÍA	**RESULTADOS**	**UNIDAD**	**RANGO**
HEMOGRAMA COMPLETO			
Eritrocitos:	8.20	mill/ul	5.50- 8.50 mill/ul
Hemoglobina:	18.3	g/dl	12.0- 18.0 g/dl
Hematocrito:	57.8	%	37.0 - 55.0 %
VCM:	70.5	fl	60.0 - 77.0 fl
HCM:	22.2	pg	19.5 - 24.5 pg
CHCM:	31.6	g/dl	33.0 - 36.0 g/dl

Leucocitos:	14810.0	/ul	6000 - 17000 /ul
Linfocitos%:	12.72	%	12.0 - 30.0 %
Neutrófilos Totales %:	76.72	%	60.0 - 77.0 %
Neutrófilos Banda %:	0.0	%	0.0 - 3.0 %
Neutrofilos Segmentados %:	74.0	%	60.0 - 77.0 %
Eosinófilos %:	4.08	%	2.0 - 10.0 %
Basófilos %:	0.12	%	0.0 - 1.00 %
Monocitos %:	6.36	%	3.00 - 10.0 %
Linfocitos:	1883.00	/ul	1000 - 4800 /ul
Neutrófilos Totales:	11365.0	/ul	3000.0 - 11400.0 /ul
Neutrófilos Banda:	0.0	/ul	0,0 - 300 /ul
Neutrofilos Segmentados:	16.2	/ul	3.0 - 11.4 /ul
Eosinófilos:	604.00	/ul	100 - 750.00 /ul
Basófilos:	17.00	/ul	0.0 - 140.00 /ul
Monocitos:	941.00	l/ul	150 - 1350 /ul

Tabla 11: Hemograma luego del año de los últimos análisis, Caso 1.

ORINA	
Aspecto:	Turbia
Color:	Vogel 3
Densidad:	1026 (1018 a 1060)
Bilirrubina:	NO CONTIENE
Urobilinógeno:	NO CONTIENE
Proteína:	0.11 g/dl
Cuerpo Cetónicos:	NO CONTIENE
Nitrito:	NO CONTIENE
Glucosa:	NO CONTIENE
Eritrocitos:	NO CONTIENE
Leucocitos:	NO CONTIENE
pH:	7,5 (5 a 7)
Sedimento:	Algunos cristales de fosfato triple

Tabla 12: Urianálisis luego del año de los últimos análisis, Caso 1.

RESULTADOS	VALOR	UNIDAD	REFERENCIA
Plaquetas:	206000.0	/ul	200000 - 900000.0 /ul
MVP:	8.9	fl	
OBSERVACIONES	Agregado plaquetario, conteo normal.		
PERFIL RENAL			
Urea:	26.95	mg/dl	15.00 - 60.30 mg/dl
Creatinina:	1.2	mg/dl	0.5 - 1.4 mg/dl
Fósforo:	3.86	mg/dl	3.30 - 6.30 mg/dl
RELACIÓN PROTEÍNA-CREATININA EN ORINA			
Proteinuria:	13.00	mg/dl	
Creatininuria:	138.0	mg/dl	
Relación UPC:	0.090		

Tabla 13: Perfil renal y relación proteína-creatinina en orina luego del año de los últimos análisis, Caso 1.

HEMATOLOGÍA	RESULTADOS	UNIDAD	RANGO
HEMOGRAMA COMPLETO			
Eritrocitos:	7.43	mill/ul	5.50 - 850 mill/ul
Hemoglobina:	18.2	g/dl	12.0 - 18.0 g/dl
Hematocrito:	53.8	%	37.0 - 55.0 %
VCM:	72.5	fl	60.0 - 77.0 fl
HCM:	24.4	pg	19.5 - 24.5 pg
CHCM:	33.8	g/dl	33.0 - 36.0 g/dl
Leucocitos:	9000.0	/ul	6000 - 17000.0 /ul
Linfocitos%:	19.24	%	12.00 - 30.00 %
Neutrófilos Totales %:	68.40	%	60.00 - 77.00 %
Neutrófilos Banda %:	0.00	%	0.00 - 3.00 %
Eosinófilos %:	5.94	%	2.00 - 10.00 %
Basófilos %:	0.10	%	0.00 - 1.00 %
Monocitos %:	6.32	%	3.00 - 10.00%
Linfocitos:	1731.0	/ul	1000.0 - 4800.0 /ul
Neutrófilos Totales:	6158.0	/ul	3000.0 - 11.400 /ul
Neutrófilos Banda:	0	/ul	0 - 300 /ul
Eosinófilos:	534.00	/ul	100.00 - 750.00 /ul
Basófilos:	9.00	/ul	0.00 - 140.00 /ul
Monocitos:	568.00	/ul	150.00 - 1350.0 /ul

Tabla 14: Hemograma luego del año de los últimos análisis, Caso 2.

RESULTADOS	VALOR	UNIDAD	REFERENCIA
Plaquetas:	271000.0	/ul	200000 - 900000.0 /ul
MVP:	8.6	fl	
PERFIL RENAL			
Urea:	29.35	mg/dl	15.00 - 60.30 mg/dl
Creatinina:	1.2	mg/dl	0.5 - 1.4 mg/dl
Observaciones:	Muestra lipémica, triglicéridos 661 mg/dl, por este motivo no se pudo informar la fosfatemia.		

Tabla 15: Perfil renal luego del año de los últimos análisis, Caso 2.

ORINA	
Aspecto:	Ligeramente Turbia
Color:	Vogel 2
Densidad:	1014 (1018 a 1060)
Bilirrubina:	NO CONTIENE
Urobilinógeno:	NO CONTIENE
Proteína:	0,11 g/dl
Cuerpo Cetónicos:	NO CONTIENE
Nitrito:	NO CONTIENE
Glucosa:	NO CONTIENE
Eritrocitos:	NO CONTIENE
Leucocitos:	NO CONTIENE
pH:	5.0 (5 a 7)
Sedimento:	Escasas células epiteliales planas, algunos piocitos.

Observaciones:	Lipiduria.

Tabla 16: Urianalisis luego del año de los últimos análisis, Caso 2.